

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
REPUBLICUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

جامعة عمار تليدي بالأغواط

UNIVERSITE AMAR TELIDJI LAGHOUAT

كلية العلوم
FACULTE DES SCIENCES

قسم علوم المادة

DEPARTEMENT Sciences de la Matière



Mémoire de Master

Domaine : Sciences de la matière

Filière : Chimie

Option : Chimie organique appliquée

Présentée Par :

AICHAOUI Sacia

LAKHAL Nafissa

THEME

Extraction des composés phénoliques des grains du sorgho local et quantification par différentes méthodes

Soutenu publiquement le 05 octobre 2020 devant le jury composé de :

Mr. BENALIA Mohamed	M.C.B	Président
Mr. KORIBA Bakhti	M.A.A	Examineur
Mr. BELHADI Badreddine	M.C.B	Encadreur
Mr. YOUSFI Mohamed	Professeur	Co-Encadreur

Année universitaire 2019-2020.

Remerciements

Nous remercions Dieu

*De nous avoir accordé des connaissances de la science et de nous avoir aidées à
réaliser ce travail.*

*Au terme de ce modeste travail nous tenons à remercier chaleureusement et
respectivement tous ceux qu'ont contribués de près ou de loin à la réalisation de
ce modeste projet de fin d'étude, à savoir nos Encadreur **Mr.BadreddineBelhadi**
et Co-encadreur **Mr.Mohamed Youssfi**.*

*Je tiens à remercier le président **Mr.Mohamed Benalia** et l'examineur
Mr.Koriba Bakhti d'avoir accepté d'évaluer ce travail au sein du jury de
soutenance.*

*Nous tenons à remercier tous les enseignants qui nous ont suivis durant notre
formation.*

Ce travail fut difficile mais très bénéfique à tout point de vue.

Dédicaces

C'est avec un très grand honneur que je dédie ce modeste travail aux deux personnes qui se sont sacrifiées pour que je grandisse avec un savoir faire et qui m'ont appris à ne jamais baissé les bras, et qui ont fait de moi ce que je suis aujourd'hui, sans lesquels je n'y serais jamais parvenue et qui je ne

remercierais jamais assez ;

Mes très chers parents

A la mémoire de mon grand-père qui m'a toujours aimé et comblé Par ses bénédictions, Que dieu le tout puissant l'accueille en son vaste paradis .

Je dédie aussi cette modeste réalisation à :

A ma famille

A Mes frères et ma sœur

Et à Ma amie et ma sœur SaciaAichaoui pour les efforts qui la fournit pour réalisé cette travail et mes collègues

Nafissa

Dédicaces

Je dédie ce mémoire a :

Mon père , qui peut être fier et trouver ici le résultat de longues années de sacrifices et de privation pour m'aider a avancer dans la vie .

Ma mère, qui a œuvré pour ma réussite ; de par son amour, son soutien, tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils, pour tous son assistance et sa présence dans ma vie.

A me chères frères Nadir Abdelhake Marwan Mohamed Cherif Mokhtar Haizia Rebha Khadra Chikhe Tasnime Hananne Riyade.

A toute ma famille

A tous mes collègues qui font la promotion de leur maîtrise en chimie organique.

Et ma camarade Nafissa

A mes chers amis pour leur appui et leur encouragement.

Aichaoui Sacia

Liste des abréviations :

DPPH	1,1-Diphényl-2-Picryl –Hydrazyl
EC/g	Equivalente catéchine par gramme
EAG/g	Equivalente en acide gallique par gramme
MS%	la teneur de la matière sèche
NaOCl	eau de javel
VEEAC	vitamine E Equivalent Antioxydant Capacity

Liste des figures

Figure 1.1 : La plante et les épis du sorgho local .des différents variétés	3
Figure 1.2 : Grains du sorgho.	5
Figure 1.3 : Schéma d'une section longitudinale d'un grain de sorgho.	6
Figure 2.1 : structure général des acides hydro cinnamiques	12
Figure 2.2 : Structure du 2-phényle chromane.	12
Figure 2.3 : Structure générale des flavonoides.	12
Figure 2.4 : Structures des squelettes de base des flavonoides.	13
Figure 2.5 : Structure chimique de l'acide gallique et l'acide éllagique.	14
Figure 3.1 : Localisation des sites de récolte.	16
Figure 3.2 : Les grains de cinq variétés du sorgho local.	17
Figure 3.3 : Broyeur à grain manuel réglable des céréales.	18
Figure 3.4 : Courbe d'étalonnage d'acide gallique pour le dosage des phénols totaux.	21
Figure 3.5 : Courbe d'étalonnage de catéchine pour le dosage des tanins condensés.	22
Figure 3.6 : Courbe représente l'activité anti-oxydante de l'acide ascorbique par le test du DPPH.	24
Figure 4.1 : Test de blanchiment.	26
Figure 4.2 : Quelques extraits des composés phénoliques du sorgho.	26
Figure 4.3 : Teneurs en phénols totaux dans tous les extraits du sorgho.	30
Figure 4.4 : Teneurs en tanins condensés dans tous les extraits du sorgho.	34

Liste des tableaux

Tableau 1.1 : Contenu en éléments nutritifs de la graine entière et de ses fractions.	8
Tableau 2.1 : Les principales classes de composés phénoliques.	10
Tableau 4 : Les acides phénoliques reportés chez les céréales.	11
Tableau 4.1 : Taux d'humidité et de la matière sèche.	25
Tableau 4.2 : Teneurs en phénols totaux dans les sons du sorgho.	27
Tableau 4.3 : Teneurs en phénols totaux dans la farine du sorgho.	28
Tableau 4.4 : Teneurs en phénols totaux dans les grains du sorgho.	29
Tableau 4.5 : Teneurs en phénols totaux de la variété sauvage.	31
Tableau 4.6 : Teneurs en tanins dans les sons du sorgho.	31
Tableau 4.7 : Teneurs en tanins dans les farines du sorgho.	32
Tableau 4.8 : Teneurs en tanins dans les grains du sorgho.	33
Tableau 4.9 : Teneurs en tanins dans les fractions de la variété sauvage.	35
Tableau 4.10 : Activité anti-oxydante de différents extraits des sons du sorgho.	36
Tableau 4.11 : Activité anti oxydante de différents extraits des farines du sorgho.	36
Tableau 4.12 : Activité anti oxydante de différents extraits des grains du sorgho.	37
Tableau 4.13 : Activité anti oxydante de différents extraits du sorgho sauvage.	37

Sommaire :

Liste des abréviations	
Liste des Figures	
Liste des tableaux	
I- Introduction	01
Chapitre I : Généralistes sur le sorgho	
I.1.Importance de la culture.....	03
I.2.Botanique	04
I.2.1.Origine.....	04
I.2.2. Description morphologique du sorgho	04
I.2.3 Classification.....	05
I.3. Structure des grains de sorgho et demilchandelles	05
I.3. 1Le périsperme.....	06
I.3.2. L'enveloppe de la graine	07
I.3.3. L'endosperme.....	07
I.3.4. Le germe.....	07
I.4. Composition chimique et valeur nutritive	07
I.4.1. Les polyphénols.....	08
Chapitre II : Les composés phénoliques	
II.1. Définition.....	09
II.2 Classification des composés phénoliques	09
II.2.1 Les acides phénols.....	09
II.2.1.1Acides hydroxy benzoïques.....	09
II.2.1.2. Acides hydroxycinnamiques.....	10
II.2.2. Les flavonoïdes.....	12
II.2.3. Les tanins.....	14
II.2.3.1. Les tanins hydrolysables.....	14
II.2.3.2. les tanins condensés	14
II.3. Le rôle des composés phénoliques	15
Chapitre III : matériels et méthodes	
III.1. Régions de prospection.....	16
III.2. Méthode d'échantillonnage.....	17
III.3. Mouture des grains.....	18
III.3.1. Préparation des fractions de son de sorgho.....	18
III.3.2. Préparation des fractions de farine desorgho.....	18
III.3.3. Préparation des fractions à partir de la variété sauvage desorgho.....	18
III.4. Taux d'humidité.....	19
III.5. Test de blanchiment (Chlorox test).....	20

III.6. Méthodes d'extractions des composésphénoliques:.....	20
III.6.1. Méthode 01 : Extraction par le méthanol-eau (ME).....	20
III.6.2. Méthode 02 : Extraction par l'acétone-eau (AE)	20
III.7. Analyses photochimiques des extraits	20
III.7.1. Dosage des phénols totaux	20
III.7.2Détermination des tanins condensés.....	21
III.8. Détermination de l'activité antioxydante	22
III.9. Analyse statistique.....	24

Chapitre IV : Résultats et discussions

IV.1. Taux d'humidité	25
IV.1. 2. Test de blanchiment (Chlorox test)	25
IV.3. Méthodes d'extractions des composésphénoliques.....	25
IV.4. Analyses photochimiques des extraits	27
IV.4.1. Dosage des phénols totaux	27
IV.4.1.1. Dosage des phénols totaux dans les sons dusorgho.....	27
IV.4.1.2. Dosage des phénols totaux dans les farinesdu sorgho	28
IV.4.1.3. Dosage des phénols totaux dans les grainsdu sorgho	29
IV.4.1.4. Dosage des phénols totaux dans lesdifférentes fractions du sorgho sauvage :.....	30
IV.4.2. Dosage des tanins condensés	31
IV.4.2.1. Dosage des tanins dans les sons du sorgho.....	31
IV.4.2.2. Dosage des tanins dans les farines dusorgho.....	32
IV.4.2.3. Dosage des tanins dans les grains du sorgho.....	33
IV.4.2.4. Dosage des tanins dans les différentes fractions du sorgho sauvage.....	34
IV.5. Détermination de l'activité antioxydant	35
IV.5.1. L'activité antioxydant dans les extraits dessons du sorgho	35
IV.5.1.1. L'activité antioxydants dans les extraits desfarines du sorgho.....	36
IV.5.1.2. L'activité antioxydants dans les extraits desgains du sorgho	36
IV.5.1.3. L'activité antioxydants dans les extraits desorgho sauvage :KH2016AS.....	37
Conclusion	39
Références bibliographiques.....	40

Résumé

Le sorgho comme d'autres céréales, fruits, légumes et plantes médicinales, sont une source importante de différents antioxydants (polyphénols, Tanins,...etc) qui peuvent inhiber les effets néfastes des radicaux libres sur l'organisme humain.

La première partie de ce travail traite l'extraction des composés phénoliques de cinq grains du sorgho local de la région de Tidikelt. L'extraction a été effectuée sur différentes parties de la graine (le grain, la farine et le son du sorgho). La deuxième partie a été consacrée en premier lieu à l'estimation des quantités de phénols totaux, tanins, et deuxièmement à l'évaluation du pouvoir antioxydant par le radical DPPH de 28 extraits hydro-méthanoliques et hydro-acétoniques.

Les résultats d'analyses des extraits montrent que ces variétés locales sont des sources prometteuses de polyphénols et de tanins. Le contenu en phénols totaux est compris entre 3,21 et 5,58 mg EAG/g dans le son du sorgho. Ce contenu est dix et cinq fois supérieur que son contenu dans les grains et les farines respectivement. Tandis que le contenu en tanins est compris entre 27,49 et 29,28 mg EC/g, dans le son, il est élevé par rapport aux contenus des grains et des farines.

L'évaluation de l'activité antioxydante a montré que les extraits étudiés présentent des propriétés antioxydantes différentes. L'activité la plus élevée, par le mécanisme de piégeage des radicaux libres DPPH, a été enregistrée pour les deux extraits FE du grain de la variété sauvage (KH2016AS), pour des valeurs égales à : 7.14 μM et 5.98 μM . Généralement, l'activité antioxydante la plus élevée est enregistrée dans les farines, pour les variétés rouges de sorgho.

Mots-Clés : Sorgho, composés phénoliques, Tanins, activité antioxydante, DPPH.

ملخص

تعتبر الذرة الرفيعة مثل غيرها من الحبوب والفاكه والخضروات والنباتات الطبية مصدرًا مهمًا لمضادات الأكسدة المختلفة (المركبات الفينولية ، التانينات ، ... إلخ) التي تعمل على تثبيط الآثار الضارة الناتجة عن الجذور الحرة في الجسم البشري.

خصص الجزء الأول من العمل حول استخلاص المركبات الفينولية من خمس عينات من حبوب الذرة الرفيعة المحلية من منطقة نديكلت، تم الاستخلاص على أجزاء مختلفة من البذرة (حبوب ودقيق ونخالة الذرة الرفيعة). خصص الجزء الثاني في تقدير كميات الفينولات الكلية، التانينات كمرحلة أولية، ثم قمنا بتقييم الفاعلية المضادة للأكسدة بواسطة جذور الـ DPPH لـ 28 مستخلص هيدروميثانولي وهيدروأسييتوني.

تظهر نتائج تحليلات المستخلصات أن هذه العينات المحلية، تعتبر مصادر واعدة للمواد الفينولية والتانينية. يتراوح إجمالي محتوى المركب الفينولية بين 3.21 و 5.58 mg EAG/g بالنسبة لنخالة الذرة الرفيعة، هذا المحتوى يزيد عشر مرات عن المحتوى الموجود في الحبوب وخمس مرات من دقيق الذرة. بينما يتراوح محتوى التانينات بين 27.49 و 29.28 mg EC/g، يعتبر هذا المحتوى مرتفع من ما هو موجود بالنسبة للحبوب والدقيق.

تظهر نتائج تقدير الفاعلية المضادة للأكسدة، أن المستخلصات التي تمت دراستها لها خصائص مضادة للأكسدة مختلفة. كانت الفعالية المرتفعة لآلية ازاحة الجذر الحرة DPPH بواسطة مستخلصين من حبوب ومن عينة الطبقة FE للنوع البري (KH2016AS): $7.14 \mu\text{M}$ و $5.98 \mu\text{M}$. وبشكل عام يمكن أن نعتبر أن أعلى نشاط مضاد للأكسدة يكون في عينات الدقيق وفي أصناف الذرة الرفيعة الحمراء.

الكلمات المفتاحية: الذرة الرفيعة ، المركبات الفينولية ، التانينات ، الفعالية المضادة للأكسدة، DPPH.

Abstract :

Sorghum like other grains, fruits, vegetables and medicinal plants, are an important source of various antioxidants (polyphenols, tannins,... etc) which can inhibit the harmful effects of free radicals on the human organism.

The first part of this work deals with the extraction of phenolic compounds from five grains of local sorghum in the Tidikelt region. The extraction was performed on different parts of the seed (the grain, the flour and the bran of the sorghum). The second part was devoted first to the estimation of the amounts of total phenols, tannins, and secondly to the evaluation of the antioxidant power by the DPPH radical of 28 hydro-methanolic and hydro-acetone extracts.

The results of analysis of the extracts show that these local varieties are promising sources of polyphenols and tannins. The total phenol content is between 3.21 and 5.58 mg EAG / g in sorghum bran. This content is ten and five times greater than its content in grains and flours respectively. While the tannin content is between 27.49 and 29.28 mg EC / g, in bran it is high compared to the contents of grains and flours.

The evaluation of the antioxidant activity showed that the extracts studied exhibit different antioxidant properties. The highest activity, through the DPPH free radical scavenging mechanism, was recorded for the two FE extracts of the grain of the wild variety (KH2016AS), for values equal to: 7.14 μ M and 5.98 μ M. Generally, the highest antioxidant activity is recorded in flour, for red varieties of sorghum.

Keywords: Sorghum, phenolic compounds, Tannins, antioxidant activity, DPPH.

Introduction

Introduction

Le sorgho (*Sorghum bicolor* L. Moench) est une plante d'origine tropicale de la famille des Graminées. Le rôle de ses grains est important dans l'alimentation des habitants de ces régions, voire primordial dans les zones semi-arides. Le sorgho est également cultivé dans beaucoup d'autres régions du Monde, pour être distribué sous forme de grains ou de fourrage dans l'alimentation des animaux domestiques.

En 2005, la production mondiale totale de sorgho était estimée à près de 57 millions de tonnes, le plaçant ainsi au 5^{ème} rang des productions céréalières après le riz, le maïs, le blé et l'orge (Chantereau et al., 2013). C'est une culture africaine par excellence, car on y consacre la plus grande part de la superficie cultivée. Mais les plus gros producteurs sont les États-Unis d'Amérique (près de 17 % de la production mondiale), grâce à des rendements évidemment bien plus élevés, suivis par l'Inde, le Nigeria, la Chine, le Mexique, le Soudan et l'Argentine (ICRISAT, 2006).

Les utilisations du sorgho sont aussi très diverses. Le sorgho est d'abord une culture vivrière de base, importante pour les zones arides et subarides. Ses utilisations pour l'alimentation humaine sont diverses (farines, semoules, bouillies, ..., etc.). En effet, le sorgho est la base des boissons fermentées très appréciées. Des utilisations alimentaires alternatives se diversifient : utilisation en boulangerie, produits roulés, farines et boissons nouvelles, ..., etc. Considéré comme une céréale sans gluten, le sorgho présente aussi des avantages nutritionnels pour les personnes intolérantes à ces protéines (Chantereau et al., 2013).

Les grains de sorgho jouent un rôle important dans l'alimentation des habitants des régions semi-arides d'Afrique et d'Asie, car ils constituent leur principale source d'énergie, de protéines, de vitamines et de minéraux, surtout pour les plus pauvres. Par contre dans les pays industrialisés, il est utilisé sous forme de grains ou de fourrage dans l'alimentation des animaux et pour la production de bioéthanol.

Les composés phénoliques sont les métabolites secondaires les plus largement représentés dans le règne végétal mais parmi les céréales, le sorgho en est le plus riche et peut en contenir jusqu'à 6 % (Beta et al., 2000 ; Awika et al., 2004 ; Dicko et al., 2005).

Le Sorgho est une source riche en polyphénols. Les polyphénols se trouvent sous forme de tannins, d'acides phénoliques et d'anthocyanines. Beaucoup de polyphénols sont colorés et sont responsable de la pigmentation de la graine de sorgho. (Waniska, 2000).

Les composés phénoliques jouent un rôle important dans les mécanismes de défense de la plante vis-à-vis des champignons et des prédateurs, comme les insectes et les oiseaux. Ces composés possèdent diverses activités biologiques telles que les activités anti-inflammatoire, antibactérienne, antivirale, antiallergique, antithrombotique et vasodilatatrice qui peuvent être reliées à leur activité antioxydante (Gulcin *et al.*, 2010).

Les polyphénols de sorgho possèdent aussi une activité anti-oxydante élevée. Ils offrent des possibilités intéressantes de lutte contre les radicaux libres dans la santé humaine (Awika *et Rooney*, 2004). Les tanins condensés du sorgho peuvent être utilisés comme additifs antioxydants dans les aliments gras (Sikwese *et al.*, 2007). Cependant, les tanins présentent l'inconvénient de se lier aux protéines, aux hydrates de carbone et aux éléments minéraux du grain, réduisant ainsi leur valeur nutritionnelle (Nguz, 1997). Ils peuvent également inhiber les enzymes digestives comme l' α -amylase ou la trypsine.

Le but de cette étude est la valorisation des extraits obtenus à partir cinq grains du sorgho local de la région de Tidikelt. Cette étude s'attellera en premier lieu à l'extraction des composés phénoliques par deux solvants différents : Méthode 01 (hydro-méthanolique (20/80)) et Méthode 02 (hydro-acetonique (25/75)). En second lieu, nous nous sommes intéressés à estimer les quantités de phénols totaux, tanins de 28 extraits obtenus, et ensuite tester leur pouvoir antioxydant par le radical DPPH.

Notre manuscrit débute par une première partie bibliographique qui traite des généralités sur le sorgho et les composés phénoliques, la deuxième partie est expérimentale, elle expose le matériel et les méthodes, les résultats et discussion, nous terminerons par une conclusion.

Chapitre I :
Généralistes sur le sorgho

Chapitre I : Généralistes sur le sorgho

I.1.Importance de la culture

Le sorgho (*Sorghum bicolor* L. Moench) est une céréale majeure dans plusieurs régions tropicales du monde (Figure 1.1). Il constitue avec le mil les principales céréales cultivées dans les régions tropicales semi-arides de l'Afrique et de l'Asie (Abu Assaret *al.*, 2005). Grâce à un système racinaire important et profondément ancré dans le sol, le sorgho tolère mieux les variations pédoclimatiques en comparaison avec les céréales traditionnelles telles que le riz et le maïs (Chantereau et Nicou, 1991). Ceci fait de cette plante, une culture de choix dans les régions où la sécheresse et la pauvreté des sols sont des facteurs limitant (Koffi *et al.*, 2011).



Figure 1.1 : La plante et les épis du sorgho local de différentes variétés.

Environ 90% des superficies cultivées en sorgho et 70% de la production mondiale se trouvent dans les pays en développement. Les pays d'Afrique et d'Asie représentent à eux seuls plus de 95% de l'utilisation alimentaire totale de sorgho (FAO, 2010). Le sorgho constitue ainsi une denrée alimentaire de base en Afrique, en Asie du sud et en Amérique centrale.

Selon FAOSTAT (2010), l'Afrique est le plus grand producteur du sorgho, avec 21,9 millions de tonnes de productions annuelles, équivalentes à 39,04% de la production mondiale. Au Burkina Faso, le sorgho est la principale céréale cultivée avec une production

annuelled'environ 1.5 millions de tonnes. La superficie totale emblavée varie entre 1.3 et 1.4 millionsd'hectares (54% des surfaces céréalières) (FAO, 2010).

Enfin en Algérie, le sorgho est entretenu en culture vivrière dans les régions sahariennes et plus particulièrement à l'extrême Sud (Rahal Bouziane *et al.*, 2004). Grâce à leur savoir-faire,les populations de ces régions ont préservé ces ressources avec leur diversité. Elles l'ont utilisépour se nourrir, pour se soigner et pour nourrir leurs cheptels (Rahal Bouziane, 2008). Néanmoins, ces ressources restent méconnues et peu de travaux d'inventaire et d'évaluation sontréalisés sur ces cultures et qui n'ont touché, en fait, qu'un matériel végétal introduit. Pourtant, desressources locales de sorgho existent, depuis très longtemps dans les oasis algériennes (Rahal Bouziane *et al.*, 2004).

I.2. Botanique

I.2.1. Origine :

Le Sorgho bicolor est originaire du nord-est de l'Afrique, ou des formes sauvages et cultivées très variables sont encore présentes (Harlan et De Wet, 1972 ; Shewale et Pandit, 2011 ; Vavilov, 1951). Des vestiges archéologiques découverts près de la frontière entre l'Egypte et le Soudan semblent indiquer que les débuts de la culture du Sorgho remontent à 8500 à 4000 ans. La culture du Sorgho s'est probablement répandue il y a plus de 3000 ans depuis l'Ethiopie, ou l'espèce aurait été domestiquée, jusqu'à d'autres régions d'Afrique, au MoyenOrient et à l'Inde, en passant par les routes de commerce et de transport (Dahlberg et al. 2011 ; Shewale et Pandit, 2011).

I.2.2Description morphologique du sorgho

Le sorgho comme la plupart des végétaux supérieurs, dispose d'organes lui permettant d'absorber l'eau et les sels minéraux, et d'assurer les fonctions photosynthétiques pour une croissance et un développement satisfaisants : c'est une plante autotrophe (Sene, 1995).

Le plant de sorgho comporte une tige principale. Celle-ci peut présenter un certain nombre de tiges secondaires partant de sa base, appelées talles basales. Chaque tige est constituée d'un empilement d'unités morphologiques identiques appelées phytomère : lephytomère est constitué d'une feuille, d'un nœud portant un bourgeon axillaire et d'un entrenœud développé en dessous du nœud. Pour une tige donnée, les phytomères sont émis successivement par le méristème apical, zone de division et de différenciation cellulaire située à la pointe de la tige. Au niveau de chaque méristème apical, une inflorescence finale est

initiiée,mettant fin à l'émission de phytomères végétatifs : c'est une croissance de type déterminé. Lestiges se terminent donc par un organe fructifère qui, dans le cas du sorgho, est une panicule. Lespanicules portent les graines. Au niveau des entre-nœuds les plus basaux, partent les racines(Chantereauet al., 2013).

I.2.3.Classification

Le sorgho cultivé genre *Sorghum*, espèce *bicolor*, sous-espèce *bicolor*, est une plante monocotylédone annuelle appartenant à la famille des Poacées (anciennement dénommées Graminées) et à la tribu des Andropogonées (comprenant le maïs, le mil et la canne à sucre). C'est une espèce diploïde à nombre chromosomique de base $n = 10$ (Chantereauet al., 2013).

- Position taxonomique (USDA-ARS, 2012)

Règne	: Plante
Sous-règne	: Végétal
Super-embranchement	: Spermatophytes
Embranchement	: Magnoliophytes
Classe	: Liliopsides (monocotylédones)
Sous-classe	: Commélinidés
Ordre	: Cypérales
Famille	: Poacées (graminées)
Tribu	: Andropogonées
Genre	: <i>Sorghum</i>
Espèce	: <i>Sorghum bicolor</i> (L) Moench

I.3. Structure des grains de sorgho et de mil chandelle

Les grains de sorgho se caractérisent par une diversité considérable de couleurs, de formes, de dimensions et de certains éléments anatomiques (Figure 1.2).



Figure 1.2: Grains du sorgho.

La structure de base des grains est analogue. Les principaux éléments anatomiques sont le péricarpe, le germe (ou l'embryon) et l'endosperme.

Les grains de sorgho sont du type caryopse, où le péricarpe est complètement fusionné avec l'endosperme. La distribution relative des trois principaux éléments varie. D'après Hubbard, Hall et Earle, la répartition, selon le poids, chez le sorgho est de 6 % pour le péricarpe, 84 % pour l'endosperme et 10 % pour le germe (FAO, 1995).

La figure 1.3 montre respectivement un schéma des différentes parties constituant le grain de sorgho (Taylor and Belton, 2002).

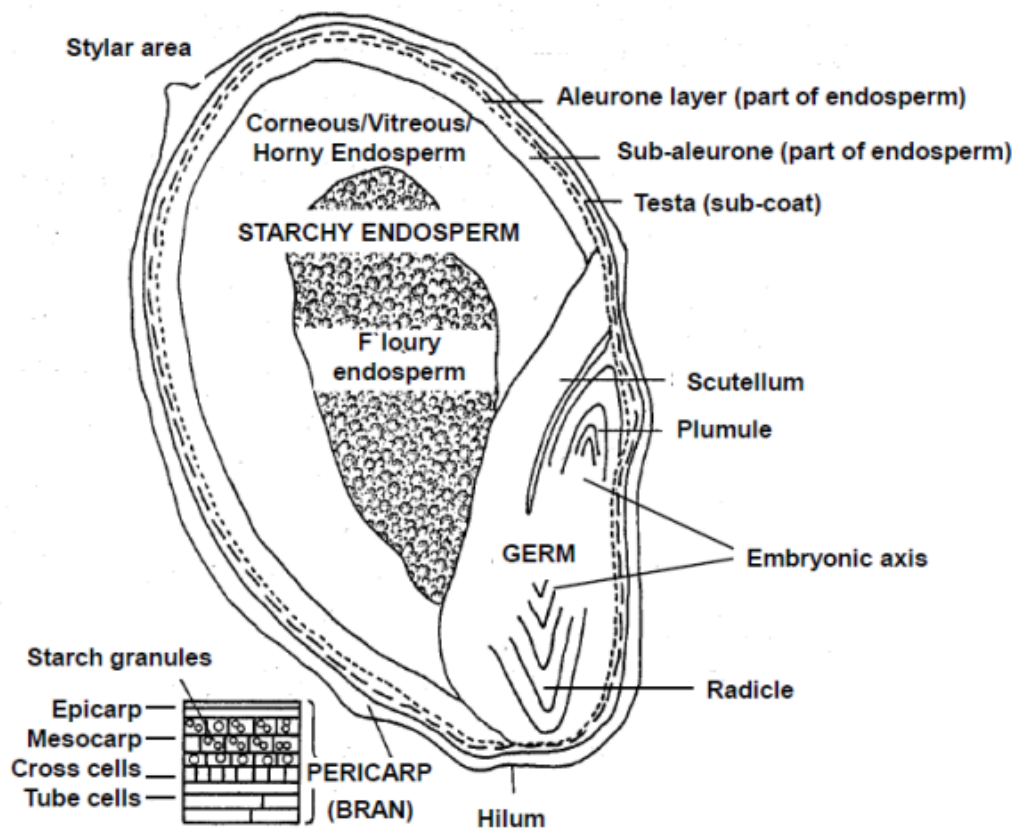


Figure 1.3: Schéma d'une section longitudinale d'un grain de sorgho.

I.3.1. Le péricarpe

Le péricarpe est la structure extérieure du caryopse et se compose de trois couches: l'épicarpe, le mésocarpe et l'endocarpe. Dans le caryopse du sorgho, l'épiderme est composé de cellules épaisses, allongées et rectangulaires, dont la surface extérieure est revêtue de cutine. Un pigment est souvent présent dans l'épiderme (Serna-Saldivar et Rooney, 1995).

I.3.2. L'enveloppe de la graine

Juste en dessous de l'endocarpe, on trouve la couche dite enveloppe de la graine ou testa. Dans certains génotypes de sorgho, le testa est fortement pigmenté. La présence de pigment et la couleur représentent un caractère génétique. L'épaisseur de la couche n'est pas uniforme. Elle est épaisse près de la couronne du grain et fine près de l'embryon. Dans certains génotypes, il existe un testa partiel, tandis que dans d'autres, il est peu visible ou même absent (Serna-Saldivar et Rooney, 1995).

I.3.3. L'endosperme

L'élément le plus volumineux du grain de céréale est l'endosperme, qui est un important tissu de réserve. Il se compose d'une couche d'aleurone ou assise protéique et de zones périphériques cornées et farineuses. L'aleurone est constituée d'une seule couche de cellules riches en sels minéraux, en vitamines du complexe B et en huile; elles contiennent quelques enzymes hydrolytiques.

L'endosperme périphérique se distingue par ses longues cellules rectangulaires.

Celles-ci forment un ensemble compact contenant des granules d'amidon et des corps protéiques imbriqués dans la matrice protéique. L'amidon de ces cellules n'est donc pas facilement disponible pour la digestion par les enzymes (FAO, 1995). La matrice protéique est en général une glutéline soluble dans l'alcali, et les corps protéiques sont des prolamines solubles dans l'alcool, qui représentent la plus forte proportion des protéines totales du grain.

I.3.4. Le germe

L'axe embryonnaire et le scutellum sont les deux parties principales du germe.

Le scutellum est un tissu de réserve riche en lipides, protéines, enzymes et sels minéraux. L'huile présente dans le germe de sorgho est riche en acides gras polyinsaturés et analogue à l'huile de maïs (Chiremba, 2012).

I.4. Composition chimique et valeur nutritive

Le contenu en éléments nutritifs des fractions de grains de sorgho est donné au tableau 1.1. Le son de sorgho est faible en protéines et cendres et riche en fibres. La fraction germe du sorgho est riche en cendres, protéines et huile, mais très pauvre en amidon. Plus de 68% de la matière minérale totale et 75 % de l'huile du grain complet se situent dans la fraction germe, dont la contribution à la teneur en protéines du grain n'est que de 15 %. Le germe de sorgho est également riche en vitamines du complexe B. L'endosperme, partie la plus importante du grain, est relativement pauvre en matières minérales, cendres et huile. Il contient en revanche

80 % des protéines du grain entier, 94 % de l'amidon et jusqu'à 75 % des vitamines du complexe B (FAO, 1995).

Tableau 1.1 : Contenu en éléments nutritifs de la graine entière et de ses fractions.

Fraction	Protéines (%)	Cendres (%)	Huile (%)	Amidon (%)	Niacine (%mg/g)	Riboflavine (%mg/g)	Pyridoxine (%mg/g)
Graine	12,3	1,67	3,6	73,8	4,5	0,13	0,47
Endosperme	12,3	0,37	0,6	82,5	4,4	0,09	0,40
Germe	18,9	10,4	28,1	13,4	8,1	0,39	0,72
Son	6,7	2,0	4,9	34,6	4,4	0,40	0,44

I.5. Les polyphénols

Les composés phénoliques du sorgho peuvent être classés en acides phénoliques, flavonoïdes et phénols polymères condensés connus sous le nom de tanins. Ces derniers représentent le composé phénolique le plus abondant dans le sorgho brun résistant aux oiseaux. Ils ont des effets négatifs sur la qualité nutritionnelle de la graine. Dans les méthodes traditionnelles de préparation des sorghos à teneur élevée en tanin, le traitement alcalin préalable de la graine constitue une phase importante (FAO, 1995).

Chapitre II

Les composés phénoliques

Chapitre II : Les composés phénoliques

II.1. Définition

Les composés phénoliques ou les polyphénols sont des composés organiques qui possèdent un ou plusieurs noyaux aromatiques, auxquels sont attachés un ou plusieurs groupements hydroxyles (Bruneton, 1993).

II.2. Classification des composés phénoliques

Les polyphénols constituent un groupe de substances variées et ubiquistes. Les composés phénoliques sont une classe qui constitue 8000 composés.

Ils sont divisés en plusieurs catégories:

- ◆ les acides phénoliques;
- ◆ les flavonoïdes;
- ◆ les tanins obtenus par polymérisation des flavonoïdes;
- ◆ les lignanes avec les isoflavones sont nommés phyto-oestrogènes (SFA, 2005).

Les polyphénols forment un très vaste ensemble de substances chimiques, ils peuvent être classifiés selon le nombre et l'arrangement de leurs atomes de carbones (Tableau 2.1). Ces molécules sont généralement trouvées conjuguées aux sucres et les acides organiques. Les formes phénoliques les plus simples présentent des structures chimiques allant de simple phénol en C₆ aux flavonoïdes en C₁₅ et à des molécules proches.

II.2.1. Les acides phénols

Ce sont des dérivés de benzoïque et acide cinnamique et se sont présents chez toutes les céréales (Tableau 2.2).

II.2.1.1. Acides hydroxybenzoïques

Ils sont dérivés de l'acide benzoïque et ont une formule de base de type C₆ - C₁. Ils sont particulièrement représentés chez les gymnospermes et les angiospermes.

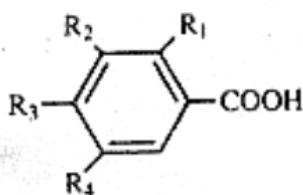
Les acides hydroxybenzoïques (p- hydroxybenzoïques, protocatéchique, vanillique, gallique, syringique, salicyclique, gentisique, etc.) (Guignard, 1974; Guignard et al., 1985).

Tableau 2.1 : Les principales classes de composés phénoliques

(Macheix et al., 1990).

Squelette carboné	Classe	Exemple	origine
C ₆	Phénols simples	Catéchol	
C ₆ - C ₁	Acides hydroxybenzoïques	<i>p</i> -Hydroxybenzoïque	Epices, fraise
C ₆ - C ₃	Acides hydroxycinnamiques Coumarines	Acides caféïque, férulique Scopolétine, esculétine	Citrus Citrus
C ₆ - C ₄	Naphtoquinones	Juglone	Noix
C ₆ - C ₂ - C ₆	Stilbènes	Resvératrol	Vigne
C ₆ - C ₃ - C ₆	Flavonoïdes • Flavonols • Anthocyanes • Flavanols • Flavanones Isoflavonoïdes	Kaempférol, quercétine Cyanidine, pélargonidine Catéchine, épicatechine Naringénine Déidzéine	Fruits, légumes, fleurs Fleure, fruits rouges Pomme, raisin Citrus Soja, pois
(C ₆ - C ₃) ₂	Lingnanes	Pinorésinol	Pin
(C ₆ - C ₃) _n	Lignines		Bois, noyau des fruits
(C ₁₅) _n	Tannins		Raisin rouge, Kaki

Les acides hydroxybenzoïques existent fréquemment sous forme d'esters ou de glucosides (Bruneton, 1993; Macheix et al., 2005).



R₁=R₂=R₃=R₄=H
R₁=R₂=R₄=H, R₃=OH
R₁=R₄=H, R₂=R₃=OH
R₁=R₄=H, R₂=OCH₃, R₃=OH
R₁=H, R₂=R₃=R₄=OH
R₁=H, R₂=R₄=OCH₃, R₃=OH
R₁=OH, R₂=R₃=R₄=H
R₁=R₄=OH, R₂=R₃=H

acide benzoïque (non phénolique)
acide *p*-hydroxybenzoïque
acide protocatéchique
acide vanillique
acide gallique
acide syringique
acide salicylique
acide gentisique

Acides hydroxybenzoïques

II.2.1.2. Acides hydroxycinnamiques

Les acides hydroxycinnamiques représentent une classe très importante dont la structure de base (C₆ - C₃) dérive de celle de l'acide cinnamique grâce à des substitutions au niveau du cycle aromatique (Richeter, 1993; Guignard, 1974; Psotova et al., 2003).

Tableau 04: Les acides phénoliques reportés chez les céréales(Andreasen et al., 2001).

Acides phénoliques	Grains	Auteurs
<i>Acideshydroxybenzoïques</i>		
➤ Gallique	mils, riz, sorgho	Hahn <i>et al</i> 1983; Zhou <i>et al.</i> , 2004; Suba <i>et al.</i> , 2002..
➤ Protocatéchique	orge, maïs, mils, avoine, seigle, blé, riz, sorgho	Mattila <i>et al.</i> , 2005, Mazza, et Gao,2005; McDonough et Rooney, 2000. Hahn <i>et al.</i> , 1983
➤ -p-Hydroxybenzoïque	orge, maïs, mils, avoine, seigle, blé, riz, sorgho	Hahn <i>et al.</i> , 1983; Mattila <i>et al.</i> , 2005; Kim <i>et al.</i> , 2006; Mazza et Gao, 2005; Kim <i>et al.</i> , 2006.
➤ -salicylique	orge, sorgho, blé	Waniska <i>et al.</i> , 1989; Mazza et Gao, 2005, Kim <i>et al.</i> , 2006.
➤ -vanillique	orge, maïs, mils, avoine, seigle, blé, riz, sorgho	Kim <i>et al.</i> , 2006; Mattila <i>et al.</i> , 2005; Zhou <i>et al.</i> , 2004
➤ -syringique	orge, maïs, mils, avoine, seigle, blé, riz, sorgho	Kim <i>et al.</i> , 2006; Mattila <i>et al.</i> , 2005, Mazza et Gao, 2005; McDonough et Rooney, 2000; Mattila <i>et al.</i> , 2005.
<i>Acideshydroxycinnamiques</i>		
➤ Féruilique	orge, maïs, mils, avoine, seigle, blé, riz, sorgho	Andreasen <i>et al.</i> , 2000; Hahn <i>et al.</i> ,1983; Kim <i>et al.</i> , 2006; Zhou <i>et al.</i> , 2004.
➤ Caféique	orge, maïs, mils, avoine, seigle, blé, riz, sorgho	Kim <i>et a.</i> ,2006; Suba <i>et a.</i> ,2002; Zhou <i>et al.</i> , 2004.
➤ -o-coumarique	orge	Mazza et Gao, 2005.
➤ -m-coumarique	orge	Mazza et Gao, 2005.
➤ -p-coumarique	orge, maïs, seigle, avoine	Andreasen <i>et al.</i> , 2000; Kim <i>et al.</i> , 2006; Kim <i>et al.</i> , 2006; Mazza et Gao,2005; Mattila <i>et al.</i> , 2005; Zhou <i>et al.</i> , 2004.
➤ -cinnamique	blé, mils, sorgho	Mazza et Gao, 2005; Mattila <i>et al.</i> , 2005; Zhou <i>et al.</i> , 2004; McDonough etRooney, 2000.
➤ -sinapique	orge, maïs, mils, avoine, seigle, riz,sorgho	Mattila <i>et al.</i> , 2005; Zhou <i>et al.</i> , 2004; Andreasen <i>et al.</i> , 2000; Waniska <i>et al.</i> ,1989.

En basant sur leur squelette, les flavonoïdes peuvent être divisés en différentes classes : anthocyanidines; flavonoles; isoflavonoles; flavones; isoflavones; flavanes; isoflavanes; flavanols; isoflavanols; flavanones; isoflavanones; aurones (Havsteen, 2002 ; Edenharder et Grünhage, 2003) (Figure 2.4).

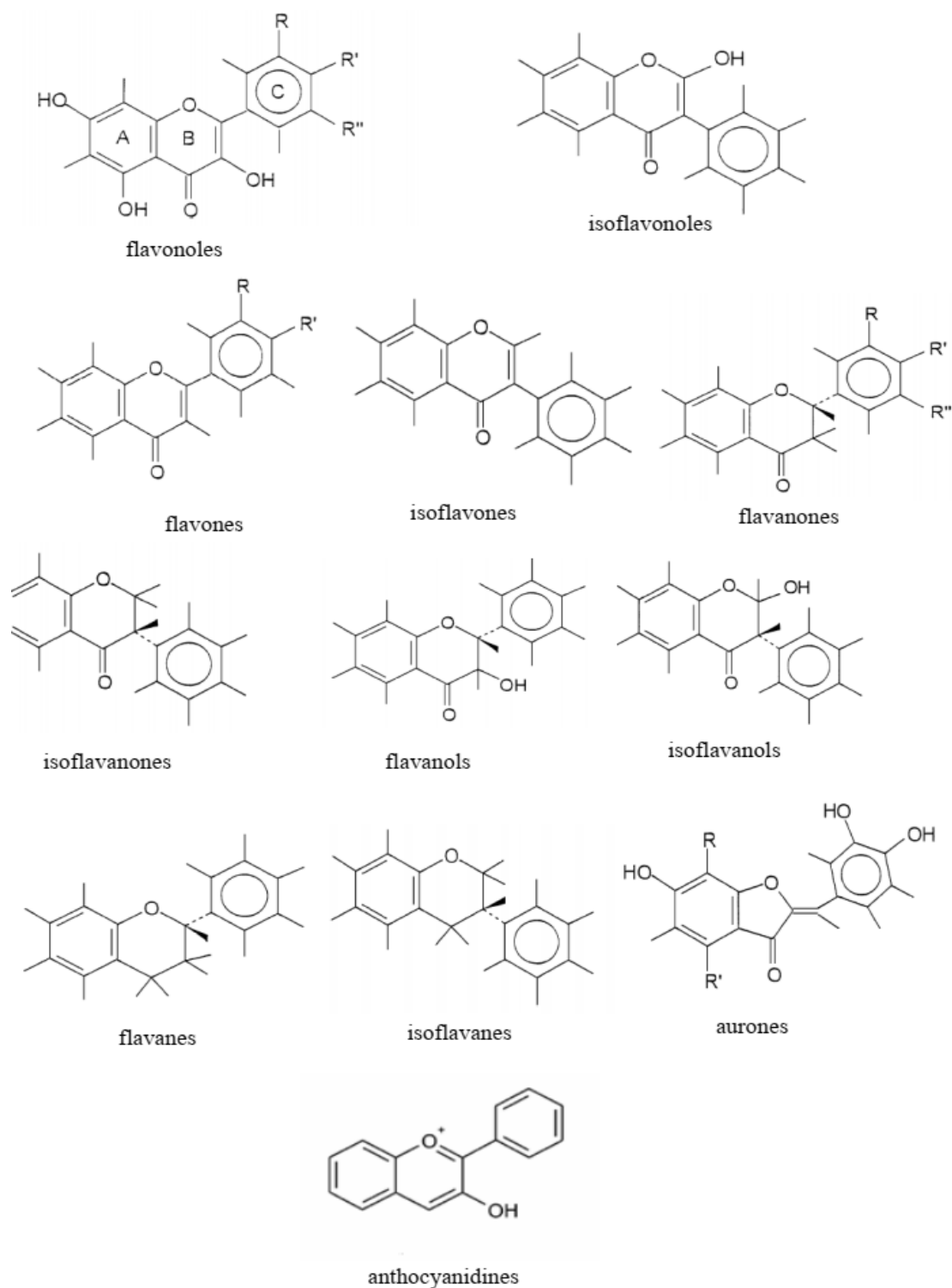


Figure 2.4 : Structures des squelettes de base des flavonoïdes (Havsteen, 2002).

II.2.3. Les tanins

Cette classe désigne le nom général descriptif du groupe des substances phénoliques polymériques, ayant une masse moléculaire comprise entre 500 et 3000 Dalton qui présente, à côté des réactions classiques des phénols, la propriété de précipiter les alcaloïdes, la gélatine et d'autres protéines (Haslam, 1996 ; Cowan, 1999). Il est classique de distinguer deux grands groupes de tanins, différents à la fois par leur réactivité chimique et par leur composition (Haslam, 1989).

II.2.3.1. les tanins hydrolysables:

Ce sont des esters de glucose et d'acide gallique (Guignard, 1974). Ils sont d'abord caractérisés par le fait qu'ils peuvent être dégradés par l'hydrolyse chimique (enzymatique). Ils libèrent alors une partie non phénolique (souvent du glucose) et une partie phénolique qui peut être soit de l'acide gallique, soit un dimère de ce même acide – l'acide éllagique (Guignard, 2004).

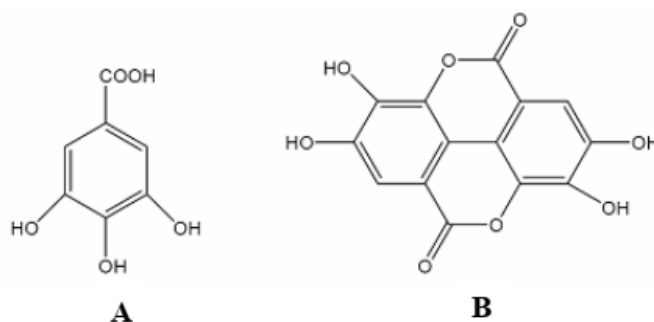


Figure 2.5 : Structure chimique des acides gallique (A) et éllagique (B).

II.2.3.2. les tanins condensés:

Les tanins condensés, appelés aussi procyanidines ou proanthocyanidine, sont largement répandus dans les tissus végétaux. Ce sont des oligomères ou des polymères de flavane-3-ol dérivés de la(+)-catéchine ou de ses nombreux isomères (Harborne, 1980 ; Awika et Rooney, 2004). Ils ont la propriété de coaguler les protéines du derme, d'où leur utilisation dans le tannage des peaux (Guignard, 2004).

II.3. Le rôle des composés phénoliques

Le rôle des composés phénoliques est maintenant reconnu dans les différents aspects de la vie de la plante et dans l'utilisation de l'homme des végétaux. Les recherches récentes sur les composés phénoliques sont très poussées en raison de leurs divers propriétés physiologiques comme les activités antiallergique, anti-atherogénique, anti-inflammatoire, hépatoprotective, antimicrobienne, antivirale, antibactérienne, anticarcinogénique, anti-thrombotique, cardioprotective et vasodilatatoire (Middleton et al., 2000 ; Ksouri et al., 2007). Ces actions sont attribuées à leur effet antioxydant qui est due à leurs propriétés redox en jouant un rôle important dans la destruction oxydative par la neutralisation des radicaux libres, piégeage de l'oxygène, ou décomposition des peroxydes (Nijveldt et al., 2001).

Chapitre III

Matériels et méthodes

Chapitre III : Matériels et méthodes

L'objectif de cette présente étude est de déterminer le taux en polyphénols totaux et en tanins condensés, ainsi que l'évaluation de l'activité anti-radicalaire de quelques extraits préparés à partir des grains, des farines et des sons de cinq variétés de sorgho local sur un radical libre le DPPH. Pour cela, notre étude est réalisée comme suite :

III.1. Régions de prospection

Le travail de prospection est réalisé dans une région du sud de l'Algérie : Tidikelt à In Salah (Figure 3.1). Tidikelt est une vaste région désertique située au cœur du Sahara Algérien, dans la wilaya de Tamanrasset, elle couvre près de 100 000 km². L'oasis d'In Salah qui se trouve dans cette région a un climat chaud l'été, tempéré l'hiver, et très sec en toute saison. Le vent est constant et chargé de sable, et le sol est sableux, parfois argileux, et salé. Les températures sous abris varient entre -2 et 50 °C, les écarts journaliers sont de 15 à 20 °C. La pluviométrie est très faible ne dépassant pas les 8 mm/an en moyenne, ce qui fait que les sources hydriques de la région sont d'origine souterraine (nappes).

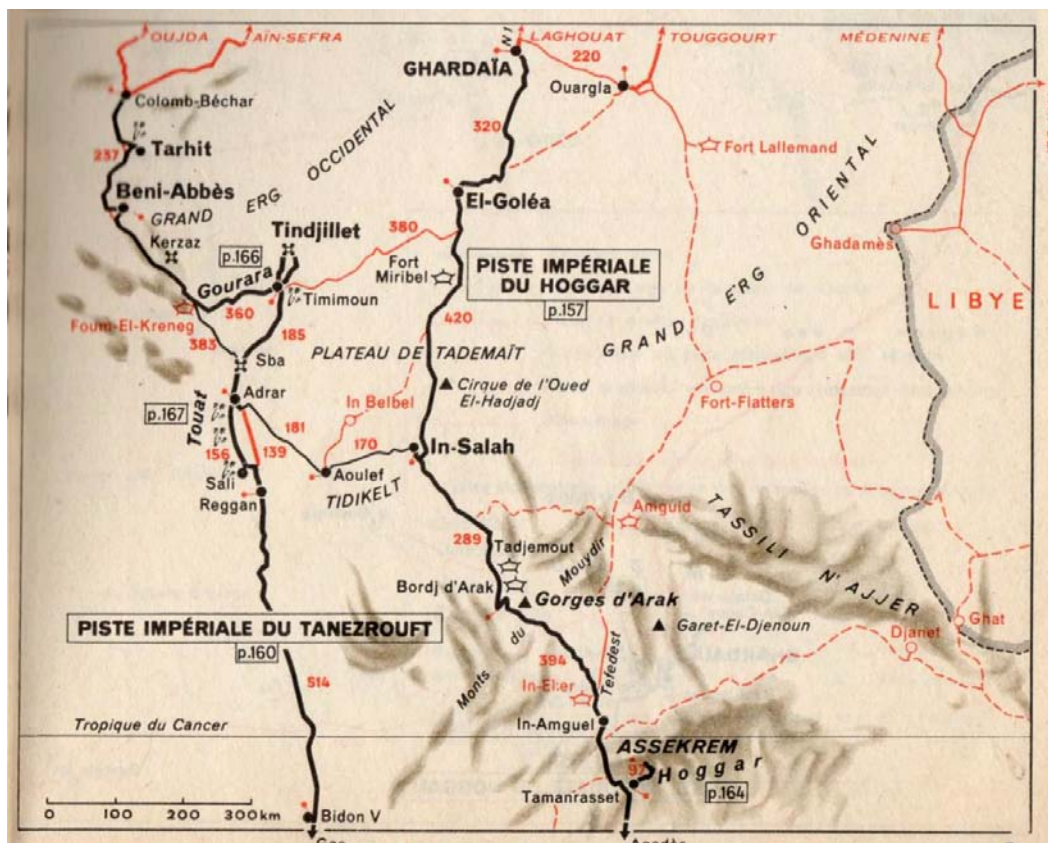


Figure 3.1 : Localisation des sites de récolte (Tidikelt, Sahara Algérien).

III..2.Méthode d'échantillonnage

Les cinq variétés de sorgho local sont issues de la récolte 2015 et 2018, dans la région de Tidikelt. Les échantillons de graines ont été stockés dans un réfrigérateur à 6 °C au niveau du laboratoire de l'équipe de valorisation de labiomasse, laboratoire d'étude et de développement des techniques de traitement et d'épuration des eaux et de gestion environnementale (LEDTEGE) à l'Ecole Normale Supérieure de Kouba.

La sélection de cinq grains des différents cultivars a été effectuée sur la base de la prédominance et de la diversité.

- ◆ Deux cultivars locaux de sorgho blanc : SB2015FE et SB2018ML;
- ◆ Deux cultivars locaux de sorgho rouge SR2016ML et SR2018ML ;
- ◆ Un cultivar local de sorgho sauvage : KH2016AS.



SB2015FE



SR2018ML



SR2016ML



SR2018ML



KH2016AS

Figure 3.2 :Les grains de cinq variétés du sorgho local.

Les grains des différents cultivars ont été obtenus après un traitement de battage des épis effectué par les agriculteurs en utilisant les méthodes traditionnelles. Les quantités d'échantillons collectés varient entre 0,5 et 5 kg. Elles représentent des lots de quelques dizaines de kilogrammes des récoltes des mêmes agriculteurs.

Pour toutes les analyses, deux essais au moins ont été effectués. L'échantillonnage a été effectué selon la méthode des quartiers qui consiste à étaler les grains sur une surface carrée et séparer les grains selon les deux diagonales. Les grains des deux parties opposées sont ensuite prélevés. L'opération est répétée jusqu'à l'obtention de la masse de l'échantillon désirée.

III.3. Mouture des grains

III.3.1. Préparation des fractions de son de sorgho

Les grains ont été décortiqués plusieurs fois par un broyeur à grains manuel réglable des céréales, qui fonctionne sur le principe de la décortication abrasive. La fraction de son produit a été collectée d'un tamis de 800 μm .



Figure 3.3 : Broyeur à grains manuel réglable des céréales.

III.3.2. Préparation des fractions de farine de sorgho

Les grains ont été moulus plusieurs fois par un broyeur à grains manuel, jusqu'à l'obtention d'une farine très fine.

III.3.3. Préparation des fractions à partir de la variété sauvage de sorgho :

Les graines de la variété sauvage KH2016AS sont entièrement enveloppées et caractérisées par de petites tailles. Sur cette base, nous ne l'avons pas décortiqué les graines. Les graines de

cette variété ont été moulues plusieurs fois par un broyeur à grains manuel, jusqu'à l'obtention d'une farine fine et tamisées avec un tamis de 500 µm de diamètre pour obtenir les fractions suivantes :

- ◆ FFC : fraction constituée de la farine complète ;
- ◆ FPG : fraction supérieure obtenue après l'utilisation d'un tamis de 500 µm, qui est constituée généralement de péricarpe et le germe (fibre et lipide) ;
- ◆ FE : fraction inférieure obtenue après l'utilisation d'un tamis de 500 µm, qui est constituée généralement de l'endosperme (amidon et protéine).

III.4. Taux d'humidité

La teneur en eau de la farine de différents échantillons a été déterminée selon la méthode normalisée 44-15A de l'AACC (2000) comme suit :

Une masse de 5 g d'échantillon pesée avec précision dans une conserve, préalablement tarée, est séchée à 130°C dans une étuve Memmert (Schwabach, Allemagne) jusqu'à l'obtention d'une masse constante. La teneur de la matière sèche est déterminée par la relation Eq. (3.1) suivante :

$$MS\% = \left[\frac{M_2 - M_0}{M_1} \right] \cdot 100 \quad (3.1)$$

Avec :

M₀ : masse de la conserve séchée et refroidie dans un dessiccateur, en g,

M₁ : masse de la prise d'essai, en g.

M₂ : masse de la conserve et de la prise d'essai après séchage, en g,

La teneur en humidité est déterminée selon la formule suivante Eq. (3.2):

$$H\% = 100 - MS\% \quad (3.2)$$

Remarque : Nous n'avons déterminé que la teneur en eau de la farine, parce que de nous n'avons pas obtenu de grandes quantités de sonde sorgho.

III.5. Test de blanchiment (Chlorox test)

La présence ou l'absence de testa pigmenté dans les variétés de sorgho est déterminée par le Bleach test de [Waniska et al. \(1992\)](#). Il est effectué de la manière suivante : 50 grains sont versés dans une solution de d'hypochlorite de sodium NaOCl (3,5%) contenant 5% de NaOH, dans un bécher de 100 ml. Après 20 min d'incubation à la température ambiante à l'obscurité, ensuite les grains a été rincé à l'eau. Les grains de couleur jaune clair ou blanche ne présentent pas de testa pigmenté par opposition à ceux de couleur noire.

III.6. Systèmes d'extractions des composés phénoliques:

III.6.1. Système d'Extraction: macération

III.6.1.1. Système 01 : Extraction par le méthanol-eau (ME)

Dans un tube à essai, une quantité de (1 g pour les grains et les farines et de 0.2 g pour les son de sorgho) de chaque variétés est macérée dans 10 ml Méthanol-eau dans une proportion de (80:20) en volume, pendant 2 heures à la température ambiante, homogénéisés toutes les 5 min. Le mélange est ensuite centrifugé à 2000 t/min durant 10 min pour recueillir le surnageant.

III.6.1.2. Système 02 : Extraction par l'acétone-eau (AE)

Dans un tube à essai, une quantité de (1 g pour les grains et les farines et de 0.2 g pour les son de sorgho) de chaque variétés est macérée dans 10 ml Méthanol-eau dans une proportion de (80:20) en volume, pendant 2 heures à la température ambiante, homogénéisés toutes les 5 min. Le mélange est ensuite centrifugé à 2000 t/min durant 10 min pour recueillir le surnageant.

III.7. Analyses phytochimiques des extraits

III.7.1. Dosage des phénols totaux

La méthode de Folin-Ciocalteu ([Singleton et al., 1999](#)), simple et sensible, est utilisée pour doser les phénol totaux. Dans 200 µl d'extrait, on ajoute 500 µl de réactif de Folin (*Sigma-Aldrich, Germany*) dilué (5 % v/v). Après 2 min d'incubation à la température ambiante, 2000 µl de carbonate de sodium à 10 % (p/v) sont ajoutés dans les tubes. L'absorbance est lue à 760 nm après 30 min d'incubation. Les blancs sont préparés pour

chaque série d'analyse en remplaçant l'extrait par de l'eau distillée. L'acide gallique (*Sigma-Aldrich, Germany*) est utilisé comme standard et la teneur en polyphénols est exprimée en mg d'équivalent acide gallique par g (EAG/g) de matière sèche.

Pour toutes les analyses, nous avons utilisé un spectrophotomètre **UV-1601** de type **SHIMADZU**, et les résultats sont traités par **Microsoft Office Excel 2013**.

Courbe d'étalonnage

A partir d'une solution mère de l'acide gallique de 500 mg/l, une série de solutions filles est ainsi préparée, de concentrations allant de 50 à 300 mg/l. Ensuite, nous avons suivi le même protocole entrepris pour doser les échantillons.

La courbe d'étalonnage de l'acide gallique est représentée dans la figure ci-dessous :

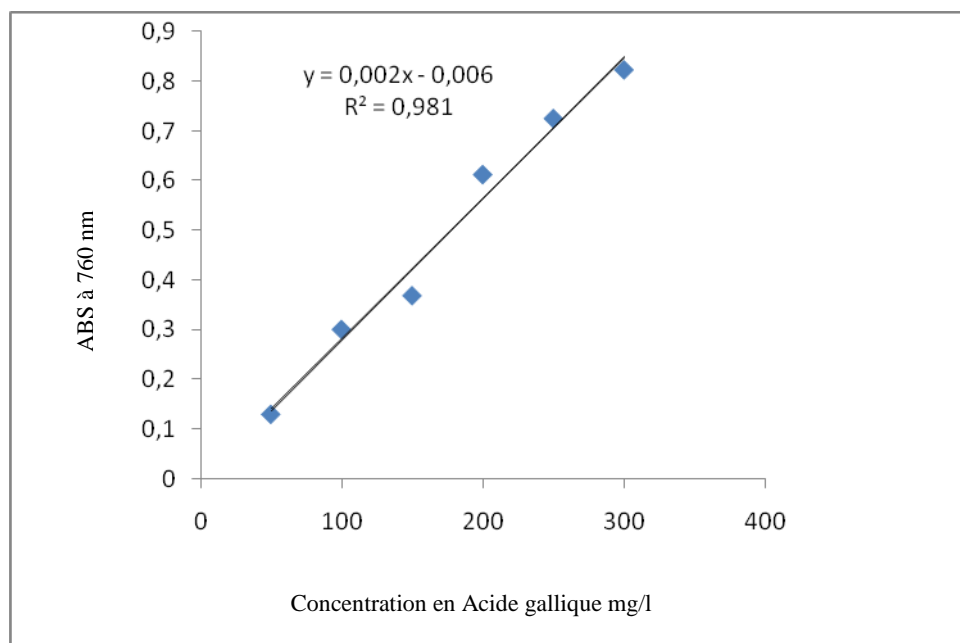


Figure 3.4 : Courbe d'étalonnage d'acide gallique pour le dosage des phénols totaux.

III.7.2. Détermination des tanins condensés

Les tanins condensés sont déterminés par la méthode à la vanilline en milieu acide ([Price et al., 1978](#)). Cette méthode est basée sur la capacité de la vanilline à réagir avec les unités des tanins condensés en présence d'acide pour produire un complexe coloré rouge mesuré à 500 nm. La réactivité de la vanilline avec les tanins n'implique que la première unité du polymère.

Les extraits et les réactifs de vanilline [mélange à volume égal de 8 % d'HCl à 37 % dans du méthanol et 4 % de vanilline (*Sigma-Aldrich, Germany*) dans du méthanol] sont maintenus à 30 °C avant le dosage. 200 µl d'extrait sont ajoutés à 1000 µl de réactif de vanilline pour le

dosage des tanins condensés. Les blancs sont préparés en remplaçant le réactif par le mélange méthanol-acide, les tubes sont maintenus à 30 °C pendant 20 min, l'absorbance est lue à 500 nm. La catéchine est utilisée comme standard et les résultats sont exprimés en mg d'équivalent catéchine par gramme (EC/g) de matière sèche.

Courbe d'étalonnage

A partir d'une solution mère de catéchine de 1000 µg/l, une série de solutions filles est ainsi préparée, de concentrations allant de 80 à 1000 µ/l. Ensuite, nous avons suivi le même protocole entrepris pour doser les échantillons.

La courbe d'étalonnage de catéchine est représentée dans la figure ci dessous :

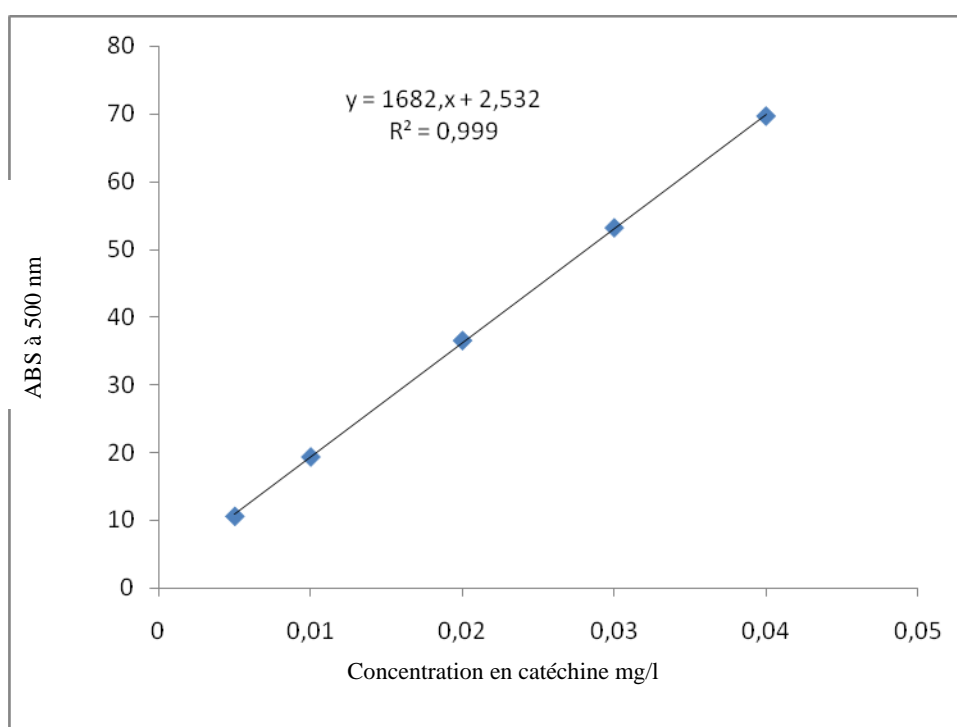


Figure 3.5 : Courbe d'étalonnage de catéchine pour le dosage des tanins condensés.

III.8. Détermination de l'activité antioxydante

Les activités anti-radicalaires des extraits sont mesurées par le test DPPH .Cet essai est basé sur la réduction du 2,2-phényl-1-picrylhydrazyl (DPPH) qui est un radical libre stable possédant une coloration violette foncée, après sa réduction grâce à un atome d'hydrogène provenant d'un antioxydant contenu dans l'extrait, ce radical devient jaune pâle.



Une prise d'essai de 1000 µl de chaque extrait est mise en présence de 1000µl de la solution méthanolique de DPPH (0.05 g/l (120 µmol.l⁻¹) fraîchement préparée à l'obscurité. Le

mélange est laissé 30 minutes à l'obscurité. La mesure de l'absorbance est effectuée par un spectrophotomètre UV-VIS, à 517 nm. Comme étalon on a utilisé l'acide ascorbique, pour déterminer l'activité antiradicalaire. Le pourcentage d'inhibition de DPPH est calculé par la formule suivante :

$$\text{Inhibition de DPPH (\%)} = \left[\frac{A_0 - A_e}{A_0} \right] \times 100 \quad \text{Eq. (3.3)}$$

Avec :

- ◆ A_0 : Absorbance du contrôle (1000 μ l de méthanol et 1000 μ l de DPPH) ;
- ◆ A_e : Absorbance de l'échantillon

Le pourcentage de réduction du DPPH est estimé au standard qui contient l'acide ascorbique à différentes concentrations. A partir d'une solution mère d'acide ascorbique de 1mg/l, une série de solutions filles est ainsi préparée, de concentrations allant de : 0.005, 0.01, 0.015, 0.02, 0.025, 0.03, 0.035, 0.04 mg/ml. Ensuite, nous avons suivi le même protocole entrepris pour doser les échantillons.

L'activité antioxydante de tous les extraits a été exprimée dans ce test par l'équivalence (VCEAC) de la matière sèche, qui est définie comme la concentration exprimée en μ M d'une solution de la vitamine C, ayant la même activité antioxydante qu'une solution 1 μ M de l'extrait. Les résultats sont exprimés en μ M en équivalent d'acide ascorbique par 1 g de la matière sèche. La courbe de l'activité antioxydante de l'acide ascorbique par le test du DPPH est représentée dans la figure 3.4 ci dessous :

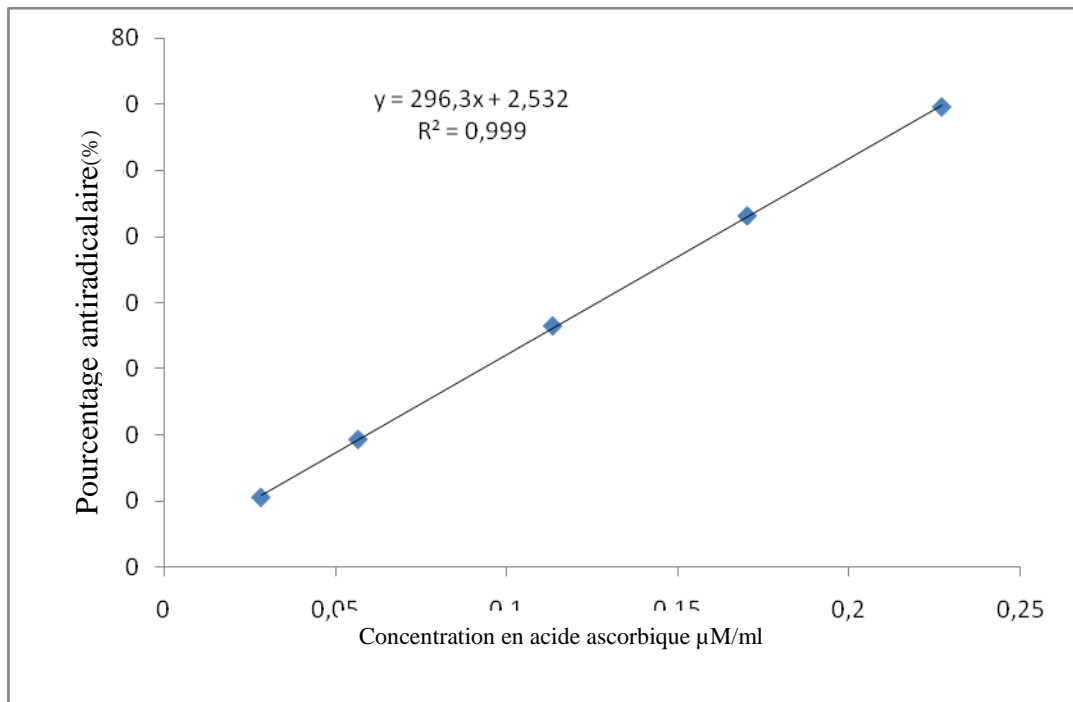


Figure 3.6 : Courbe représente l'activité antioxydante de l'acide ascorbique par le test du DPPH.

III.9. Analyse statistique

Les résultats des analyses effectuées en triplicata sont exprimés en moyenne \pm Standard Errors (SD).

Chapitre IV

Résultats et discussions

Chapitre IV : Résultats et discussions

IV.1. Taux d'humidité

L'analyse du taux d'humidité a montré une faible valeur, variant entre 6,92 à 9,83%, avec une moyenne de 8,78% (Tableau 4.1). Ces faibles valeurs pour nos sorghos, par rapport aux autres céréales de sorghos cultivés dans d'autres régions, s'expliquent par les conditions hyperarides des régions de culture de nos céréalicultures. Ce taux faible influe positivement sur la durée de conservation des céréales. En effet, le taux d'humidité faible favorise la conservation des graines et réduit le développement des champignons microscopiques. À partir des valeurs du taux d'humidité, nous avons pu déterminer le pourcentage en matière sèche qui s'est révélé important variant de 90,18 % et 93,07% respectivement (Tableau 4.1).

Tableau 4.1 : Taux d'humidité et de la matière sèche.

	Matière sèche %					Taux d'humidité %				
				moy	SD				moy	SD
SB 2015FE	89,33	90,17	91,03	90,18	0,85	10,67	9,84	8,97	9,83	0,85
SB 2018ML	92,08	89,10	84,69	90,59	2,11	7,92	10,90	15,31	9,41	2,11
SR 2016ML	91,22	92,12	92,06	91,80	0,50	8,78	7,88	7,94	8,20	0,50
SR 2018ML	92,36	93,13	93,72	93,07	0,68	7,63	6,86	6,28	6,92	0,68
KH1 2016 AS	90,20	90,63	90,49	90,44	0,22	9,80	9,37	9,51	9,56	0,22

IV.2. Test de blanchiment (Chlorox test)

Le test de blanchiment, permettant de visualiser le testa des grains après dissolution du péricarpe, montre que seul les grains de variété sauvage KH2016AS (Figure 4.1) contiennent un testa pigmenté. Rappelons que selon [Rooney \(2003\)](#) et [Dykes et al. \(2006\)](#), un testa pigmenté indique la présence de tanins condensés.

IV.3. système d'extractions des composés phénoliques:

L'extraction des composés polyphénoliques(Figure 4.2) est une étape cruciale pour la valorisation de ces principes actifs, elle dépend de la Système et du solvant approprié qui préservent leurs propriétés biologiques.



SB 2015FE



SB 2018ML



SR 2016ML



KH2016AS



SR 2018ML

Figure 4.1 :Test de blanchiment (chlorox test).



Figure 4.2 :Quelques extraits des composés phénoliques du sorgho.

L'extraction est effectuée par deux solvants différents : extraction par macération dans un solvant hydro-méthanolique, et par un autre hydro-acétonique. Le travail consiste à évaluer les extraits obtenus en termes de quantité de phénol totaux, tanins et les propriétés antioxydantes.

IV.4. Analyses phytochimiques des extraits

Les analyses quantitatives des phénols totaux et tanins sont déterminées à partir des équations de la régression linéaire de chaque courbe d'étalonnage.

IV.4.1. Dosage des phénols totaux

Après les calculs effectués à partir de la courbe d'étalonnage, les résultats de l'analyse spectrophotométrique de la teneur en polyphénols totaux du son, de la farine et des grains du sorgho pour les quatre variétés blanches et rouges et aussi pour la variété sauvage, sont indiqués dans les tableaux (4.2, 4.3, 4.4 et 4.5).

IV.4.1.1. Dosage des phénols totaux dans les sons du sorgho

Le tableau 4.2 résume les résultats obtenus des teneurs en phénols totaux des sons de deux variétés blanches (SB2015FE, SB2018ML) et deux variétés rouges (SR2016ML, SR2018ML). Les résultats sont exprimés en mg d'équivalent d'acide gallique par g de la matière sèche.

Tableau 4.2 : Teneurs en phénols totaux dans les sons du sorgho.

	Système 01 :					Système 02 :				
	Polyphénols (mg EAG/g)					Polyphénols (mg EAG/g)				
				moy	SD				moy	SD
SB2015FE	2,25	2,27	2,33	2,28	0,44	2,94	2,7	2,67	2,79	0,14
SB2018ML	1,86	1,41	-	1,64	0,32	4,71	1,80	1,86	2,79	1,66
SR2016ML	6,53	6,80	6,77	6,70	0,15	5,97	6,77	6,67	6,47	0,43
SR2018ML	2,24	2,42	1,92	2,20	0,25	10,48	10,727	9,64	10,28	0,57

Le dosage des composés phénoliques totaux contenus dans les 8 extraits obtenus par les deux Systèmes a donné des teneurs en composés phénoliques qui varient de la plus petite valeur : 02,20 mg EAG/g (extrait hydro-méthanolique (20/80)) de la variété SR 2018ML à la plus grande valeur : 10,28 mg EGA/g (extrait hydro-acétonique (25/75)) de la même variété. Pour les 4 extraits obtenus par la Système 01, la teneur en polyphénols totaux varie entre 02,20 et 6,70 mg EAG/g. Tandis que, ils sont variés entre 6,47 et 10,28 mg EAG/g pour les 4 extraits obtenus par la Système 02.

Le son du sorgho rouge renferme la teneur la plus élevée estimée entre 2,20 et 10,28 mg EAG/g par rapport au son du sorgho blanc ou la teneur qui varie entre 1,64 et 02,28 mg EAG/g. Ces résultats sont des teneurs faibles avec ceux démontrés par [Khadambi \(2007\)](#), qui a trouvé 6,81 et 33,18 mg EAT/g pour les sons du sorgho blanc et rouge, respectivement.

IV.4.1.2. Dosage des phénols totaux dans les farines du sorgho

Selon les résultats obtenus dans le tableau 4.3 la teneur en polyphénols totaux dans tous les extraits des farines du sorgho sont variés entre 0,25 et 1,55 EAG/g.

Tableau 4.3 : Teneurs en phénols totaux dans la farine du sorgho.

	Système 01 :					Système 02 :				
	Polyphénols (mg EAG/g)					Polyphénols (mg EAG/g)				
				moy	SD				moy	SD
SB2015FE	0,37	0,29	0,39	0,35	0,05	0,25	-	-	0,25	-
SB2018ML	0,27	0,25	0,25	0,26	0,01	0,93	1,14	1,12	1,08	0,14
SR2016ML	1,53	1,31	1,36	1,40	0,12	1,51	1,58	1,16	1,55	0,04
SR2018ML	1,22	1,07	1,11	1,14	0,08	1,67	1,56	1,14	1,53	0,16

Nous remarquons que les quantités en phénols totaux varient de 0,26 à 1,40 mg EAG/g pour la Système 01 et de 0,25 à 1,55 mg EAG/g pour la Système 02 respectivement.

Nous notons que la teneur en phénols totaux dans les variétés rouge (de 1,14 à 1,55 mg EAG/g) est plus élevée que celle des variétés blanches (de 0,25 à 1,08 mg EAG/g).

Les valeurs en phénols totaux sont comparables avec ceux publiés par [Awika et Rooney \(2004\)](#) pour les sorghos blancs et [Hahenet Rooney \(1985\)](#) pour les sorghos rouges, qui ont trouvés des valeurs qui s'échelonnent entre 0,8 et 6,6 mg EAG/g et 1,1 et 12,6 mg EAG/g respectivement dans des cultivars cultivés des Etats-Unis.

IV.4.1.3. Dosage des phénols totaux dans les grains du sorgho

Les résultats montrent que les teneurs en polyphénols de tous les extraits obtenus à partir des grains sont très faibles et sont inférieures à 0,59 mg EAG/g MS, sauf dans le cas de la variété SR2018ML avec la Système 02, elle est la plus riche en polyphénols, avec une teneur de l'ordre de 1,19 mg EAG/g MS. De plus, comme on peut le voir, la plus petite valeur (0,00 mg EAG/g MS) est enregistrée avec l'extrait hydro-méthanolique de la même variété SR2018ML.

L'analyse des résultats de la quantification des phénols totaux montre que, les teneurs des phénols totaux dans les différentes parties étudiées du grain de sorgho sont généralement différents (Figure 4.3).

Tableau 4.4 : Teneurs en phénols totaux dans les grains du sorgho.

	Système 01 :					Système 02 :				
	Polyphénols (mg EAG/g)					Polyphénols (mg EAG/g)				
				moy	SD				moy	SD
SB2015FE	0,10	0,08	0,10	0,10	0,01	0,11	0,07	0,20	0,13	0,07
SB2018ML	0,15	0,13	0,11	0,13	0,02	0,11	0,22	0,19	0,17	0,06
SR2016ML	0,43	0,50	-	0,47	0,05	0,72	0,52	0,54	0,59	0,11
SR2018ML	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,31	1,21	1,04	1,19	0,14

Nous notons que la teneur en phénols totaux dans les extraits hydro-acétoniques est supérieure à celle des extraits hydro-méthanolique.

Les plus faibles quantités ont été enregistrées pour les extraits obtenus pour les grains, par contre les extraits obtenus par les sons du sorgho ont enregistré les plus fortes quantités. Il est clair que pour les extraits hydro-acétonique, la quantité en phénols totaux dans les sons du sorgho est dixfois plus que celle dans les grains et cinq fois plus que celle dans les farines du sorgho.

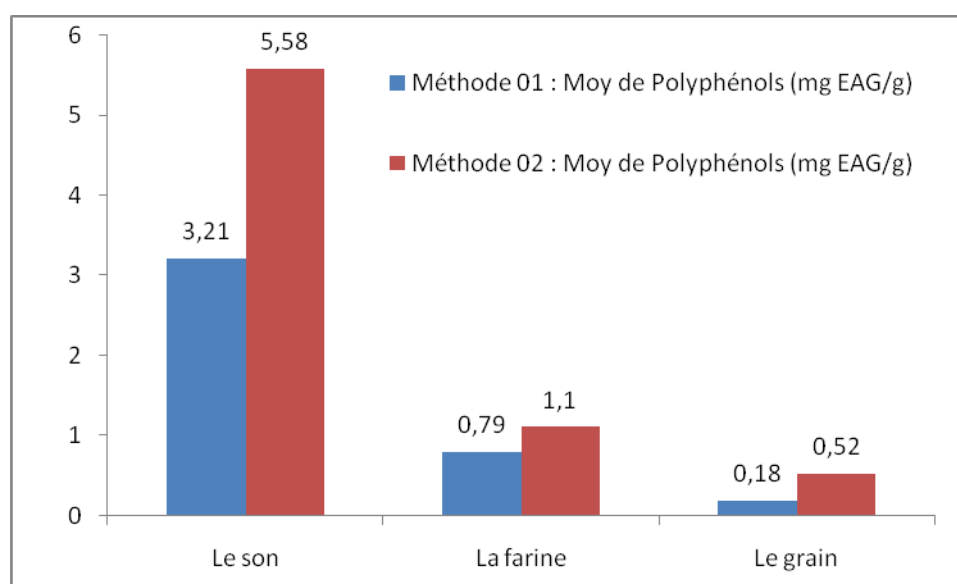


Figure 4.3 : Teneurs en phénols totaux dans tous les extraits du sorgho.

IV.4.1.4. Dosage des phénols totaux dans les différentes fractions du sorgho sauvage : KH2016AS

La teneur en polyphénols totaux dans les extraits montre des résultats différents qui sont de 4,83 ; 2,15 ; 2,29 et 0,98 mg EAG/g MH, correspondants aux extraits hydro-méthanolique (Système 01) suivants: grain de sorgho, FF (fraction constituée de la farine complète), FPG (fraction supérieure obtenue après l'utilisation d'un tamis de 500 µm) et FE (fraction inférieure obtenue après l'utilisation d'un tamis de 500 µm), respectivement (Tableau 4.5). Tandis que, la teneur en polyphénols totaux dans les extraits hydro-acétonique montre les résultats suivants : 2,92 ; 3,25 ; 18,82 et 3,95 mg EAG/g MH, correspondant aux mêmes fractions précédentes (Tableau 4.5).

Les teneurs en phénols totaux les plus élevées sont enregistrées pour la fraction de FPG extraite par un solvant hydro-acétonique (Système 02) suivi par l'extrait hydro-méthanolique du grain. Notamment la teneur la plus faible est enregistrée pour la fraction de FE obtenue par un solvant hydro-méthanolique (Système 01).

Tableau 4.5 : Teneurs en phénols totaux de la variété sauvage KH2016AS.

	Système 01 :					Système 02 :				
	Polyphénols (mg EAG/g)					Polyphénols (mg EAG/g)				
				moy	SD				moy	SD
Grain	4,65	5,58	4,25	4,83	0,68	2,56	2,86	3,35	2,92	0,40
FFC	2,17	2,06	2,24	2,15	0,09	3,15	3,29	3,32	3,25	0,09
FPG	2,37	2,32	2,17	2,29	0,11	18,86	18,18	19,41	18,82	0,62
FE	1,02	0,94	0,98	0,98	0,04	4,11	3,87	3,86	3,95	0,14

IV.4.2. Dosage des tanins condensés

Après les calculs effectués à partir de la courbe d'étalonnage, la teneur en tanins du son, de la farine et des grains du sorgho pour les quatre variétés blanches et rouges et aussi pour la variété sauvage, sont indiqués dans les tableaux (4.6, 4.7, 4.8 et 4.9).

IV.4.2.1. Dosage des tanins dans les sons du sorgho

Les résultats de l'analyse spectrophotométrique des tanins sont obtenus en se basant sur les valeurs d'absorbance des solutions d'extraits, ayant réagi, et comparées à celles de la solution étalon de catéchine. Ces résultats sont résumés dans le tableau 4.6 où la teneur en tanins est exprimée en mg d'équivalent de catéchine par g de la matière sèche.

Tableau 4.6 : Teneurs en tanins dans les sons du sorgho.

	Système 01 :					Système 02 :					
	Tannins (mg EC/g)					Tannins (mg EC/g)					
				moy	SD					moy	SD
SB2015FE	22,14	18,74	17,76	19,55	2,30	14,81	21,30	-	18,06	4,59	
SB2018ML	25,28	30,68	26,26	27,41	2,88	14,26	13,29	-	13,77	0,68	
SR2016ML	32,63	32,14	-	32,39	0,35	41,41	52,05	-	46,73	7,53	
SR2018ML	31,74	30,77	29,31	30,60	1,22	37,41	39,69	-	38,55	1,61	

L'analyse des résultats de la teneur en tanins condensés des différents extraits obtenus par les deux Systèmes a donné des teneurs en composés phénoliques qui varient de la plus petite valeur : 13,77 mg EC /g (extrait hydro-acétonique (Système 02)) pour l'échantillon SB2018ML à la plus grande valeur : 46.73 mg EC/g (extrait hydro-acétonique (Système 02)) pour l'échantillon SB2016ML. Pour les extraits obtenus par la Système 01, le teneur en tanins totaux varient entre 19,55 et 32.39 mg EC/g, tandis qu'elles varient entre 13,77 et 46,73 mg EC/g pour les extraits obtenus par la Système 02.

Le son du sorgho rouge renferme la teneur la plus élevée estimée entre 30,60 et 46,73mg EC/g par rapport au son du sorgho blanc qui varie entre 13,77 et 27,41mg EC/g. Ces résultats sont des teneurs élevées de ceux trouvés par [Khadambi \(2007\)](#) pour les variétés blanches (8,52 EC/g). Par contre pour les variétés rouges, les teneurs en tanins sont très faibles avec ceux analysés par [Khadambi \(2007\)](#) (117,98mg EC/g).

IV.4.2.2. Dosage des tanins dans les farines du sorgho

Selon les résultats obtenus dans le tableau 4.7 les teneurs en tanins, dans tous les extraits des farines du sorgho, varient entre 2,00 et 6,91 EC/g.

Nous remarquons que les quantités en tanins varient de 2,00 à 4,61 mg EC/g et de 2,45 à 6,91 mg EC/g pour la Système 01 et la Système 02 respectivement.

Nous notons que la teneur en tanins dans les variétés rouges (de 2,00 à 6,91 mg EC/g) est comparable à celle des variétés blanches (de 2,45 à 4,61 mg EC/g).

Tableau 4.7 : Teneurs en tanins dans les farines du sorgho.

	Système 01 :					Système 02 :				
	Tannins (mg EC/g)					Tannins (mg EC/g)				
				moy	SD				moy	SD
SB2015FE	3,50	4,02	4,34	3,95	0,42	3,15	2,88	-	3,01	0,19
SB2018ML	4,15	2,89	6,78	4,61	1,98	2,30	2,61	-	2,45	0,22
SR2016ML	1,45	2,55	-	2,00	0,78	3,19	4,86	-	4,03	1,18
SR2018ML	4,24	3,54	3,14	3,64	0,56	6,96	6,85	-	6,91	0,08

Les teneurs en tanins sont comparables avec ceux publiés par [Awika et Rooney., \(2004\)](#) pour les sorghos blancs et [Hahenet Rooney., \(1985\)](#) pour les sorghos rouges, qui ont trouvés des valeurs qui s'échelonnent entre 0,8 et 6,6 mg EAG/g et 1,1 et 12,6 mg EAG/g respectivement dans des cultivars cultivés aux Etats-Unis.

Ces variétés peuvent être classées dans la catégorie des sorghos de type III. Selon [Dykes et al \(2006\)](#) on peut distinguer trois types de sorgho : les sorghos de type I dont la teneur en tanins est inférieure à 1,8 mg/g, le type II compris entre 6,40-15,50 % et le type III situé entre 11,00-56,30 %. Les sorghos riches en tanins sont une source d'antioxydants, substances intéressantes pour la santé humaine. Leur désavantage se situe au niveau des interactions tanins-protéines, particulièrement pour les sorghos des groupes II et III. Ces interactions affectent la digestibilité des protéines et des hydrates de carbone, mais inhibent aussi les enzymes comme les amylases du malt. Il faut reconnaître qu'actuellement beaucoup d'aliments traditionnels comme les porridges et les boissons alcoolisées sont fabriqués à partir de sorghos à tanins ([Awika et al., 2004](#)).

IV.4.2.3. Dosage destanins dans les grains du sorgho

Les résultats montrent que les teneurs en tanins de tous les extraits obtenus à partir les grains varient entre 1,15 et 12,76 EC/g (Tableau 4.8).

Pour la Système 01, les teneurs en tanins varient entre 1,15 et 3,89 EC/g. Alors que les teneurs varient entre 2,50 et 12.76 EC/g pour la Système 02. De plus, comme on peut le voir, les plus petites valeurs sont enregistrées avec l'extrait hydro-méthanolique.

Tableau 4.8 : Teneurs en tanins dans les grains du sorgho.

	Système 01 :					Système 02 :				
	Tannins (mg EC/g)					Tannins (mg EC/g)				
				moy	SD				moy	SD
SB 2015FE	1,10	3,29	-	2,19	1,55	2,50	-	-	2,50	-
SB 2018ML	2,58	5,20	-	3,89	1,86	5,10	4,58	-	4,84	0,37
SR 2016ML	1,15	-	-	1,15	-	6,26	19,17	-	12,72	9,13
SR 2018ML	2,64	2,54	-	2,59	0,07	11,93	5,62	-	8,78	4,46

Les variétés SR2016ML et SR2018ML étant les plus riches en tanins, de l'ordre de 12,72 et 8,78 mg EC/g MS respectivement.

L'analyse des résultats de la quantification des tanins montre que, les teneurs dans les différentes parties étudiées sont généralement différents (Figure 4.4).

Nous notons que la teneur en tanins dans les sons du sorgho est élevée que celle des grains et des farines. Les plus faibles quantités ont été enregistrées pour les extraits obtenus des grains et des farines du sorgho dans les extraits hydro-méthanoliques, par contre les extraits de son du sorgho des deux Systèmes ont enregistré presque les mêmes teneurs en tanins.

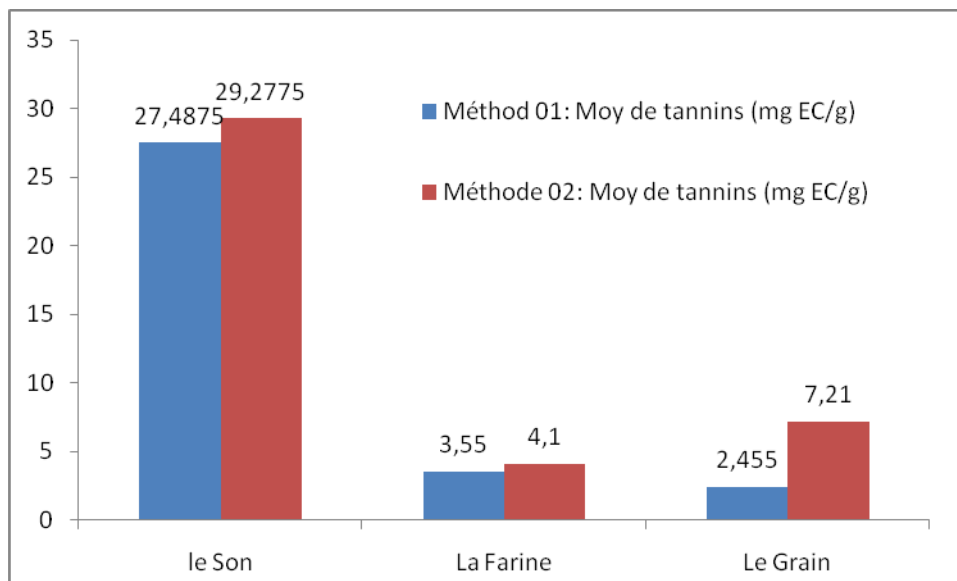


Figure 4.4 : Teneurs en tanins dans tous les extraits du sorgho.

IV.4.2.4. Dosage des tanins dans les différentes fractions du sorgho sauvage : KH2016AS

Les teneurs en tanins dans les extraits montrent des résultats différents qui sont de 55,80; 47,65 ; 167,71 et 5,99 mg EC/g MH, correspondants aux extraits hydro-méthanoliques (Système 01) suivants: grain de sorgho, FF (fraction constituée de la farine complète), FPG (fraction supérieure obtenue après l'utilisation d'un tamis de 500 µm) et FE (fraction inférieure obtenue après l'utilisation d'un tamis de 500 µm), respectivement (Tableau 4.9). Tandis que, les teneurs en polyphénols totaux dans les extraits hydro-acétonique montre sont égales à : 31,68 ; 23,26 ; 172,53 et 80,15 mg EC/g MH, correspondant aux mêmes fractions précédentes (Tableau 4.5).

Tableau 4.9 : Teneurs en tanins dans les fractions de la variété sauvage KH2016AS.

	Système 01 :					Système 02 :				
	Tannins (mg EC/g)					Tannins (mg EC/g)				
				moy	SD				moy	SD
Grain	57,29	54,31	-	55,80	2,10	33,39	29,96	-	31,68	2,42
FFC	-	47,51	47,78	47,65	0,19	25,71	20,80	-	23,26	3,47
FPG	183,82	170,29	149,03	167,71	17,53	176,75	168,31	-	172,53	5,97
FE	-	5,35	6,63	5,99	0,91	79,71	80,60	-	80,15	0,64

Les teneurs en tanins les plus élevées sont marquées pour la fraction de FPG qui sont de 167,71 et 172,53 mg EC/g MH, pour les deux Systèmes respectivement. Alors que l'extrait hydro-méthanolique de la fraction FE est caractérisé par une plus faible teneur en tanins qui est de 5,99 mg EC/g MH.

IV.5. Détermination de l'activité antioxydante

Dans notre travail, on a choisi d'utiliser le test du DPPH comme Système d'évaluation des activités antioxydants de nos extraits, généralement cette Système utilisée pour déterminer l'activité antioxydante dans les céréales. Puisque l'acide ascorbique est connu pour leurs propriétés antioxydant puissantes, il est donc utilisé comme contrôle positif (Djeridane, 2008).

IV.5.1. L'activité antioxydante dans les extraits des sons du sorgho

L'activité antioxydante de différents extraits des sons du sorgho obtenus par les deux Systèmes varie entre 0,05 et 1,16 μ M (Tableau 4.10). Les variétés SB2015FE et SR2016ML ont des valeurs d'activité antioxydante similaire à celle de l'acide ascorbique.

Tableau 4.10 : Activité antioxydante de différents extraits des sons du sorgho.

	Système 01 :				Système 02 :			
	Activité antioxydante (μM)				Activité antioxydante (μM)			
			moy	SD			moy	SD
SB2015FE	1,10	0,89	1,00	0,15	1,17	1,15	1,16	0,02
SB2018ML	0,03	0,07	0,05	0,03	0,24	0,40	0,32	0,12
SR2016ML	0,96	0,99	0,98	0,02	0,91	0,89	0,90	0,01
SR2018ML	0,79	0,69	0,74	0,08	0,48	0,43	0,46	0,03

IV.5.1.1. L'activité antioxydants dans les extraits des farines du sorgho

L'activité antioxydante de différents extraits des farines du sorgho obtenus par les deux Systèmes varie entre 3,25 et 5,73 μM (Tableau 4.11).

Les valeurs trouvées par la Système 01 sont plus élevées que celles trouvées par la Système 02, ils sont presque 5 fois plus que celle de l'acide ascorbique.

Tableau 4.11 : Activité antioxydante de différents extraits des farines du sorgho.

	Système 01 :				Système 02 :			
	Activité antioxydante (μM)				Activité antioxydante (μM)			
			moy	SD			moy	SD
SB2015FE	5,81	5,66	5,73	0,11	2,27	4,22	3,25	1,38
SB2018ML	5,35	5,13	5,24	0,16	4,37	3,57	3,97	0,56
SR2016ML	5,66	4,96	5,31	0,49	4,64	4,49	4,56	0,10
SR2018ML	4,79	4,59	4,69	0,14	4,11	4,15	4,13	0,03

IV.5.1.2. L'activité antioxydants dans les extraits des gains du sorgho

L'activité antioxydante de différents extraits des grains du sorgho obtenus par les deux Systèmes varie entre 0,07 et 5,50 μM (Tableau 4.13). L'activité antioxydante de la variété SR2018ML est 5 fois plus supérieure que celle de l'acide ascorbique. Généralement, les valeurs trouvées pour les autres variétés par la Système 02 sont plus élevées entre 2 à 3 fois que

celles trouvées par la Système 01, à l'exception de l'extrait hydro-méthanolique de la variété SB2018ML, il n'a pratiquement aucune activité antioxydante (0,07 μ M).

Tableau 4.12 : Activité antioxydante de différents extraits des grains du sorgho.

	Système 01 :				Système 02 :			
	Activité antioxydante (μ M)				Activité antioxydante (μ M)			
			moy	SD			moy	SD
SB2015FE	0,54	1,25	0,90	0,50	-	0,43	0,43	-
SB2018ML	0,07	0,07	0,07	0,00	1,12	2,24	1,68	0,80
SR2016ML	1,03	0,84	0,93	0,13	2,42	3,25	2,84	0,59
SR2018ML	5,58	5,42	5,50	0,12	5,03	4,86	4,94	0,12

IV.5.1.3.L'activité antioxydants dans les extraits de sorgho sauvage : KH2016AS

Nous n'avons pas pris en compte les résultats de la première Système car les valeurs obtenues étaient inexactes. L'activité antioxydante des différents extraits du sorgho sauvage KH2016AS est variée entre 1.03 et 7.14 μ M (Tableau 4.13). L'activité antioxydante la plus élevée est marquée par le grain suivi par la fraction de FE: 7.14 μ M et 5.98 μ M, elle est presque entre 7 à 6 fois supérieure à celle de l'acide ascorbique.

Tableau 4.13 : Activité antioxydante de différents extraits de sorgho sauvage KH2016AS

	Système 01 :				Système 02 :			
	Activité antioxydante (μ M)				Activité antioxydante (μ M)			
			moy	SD			moy	SD
Grain	-	-	-	-	5.52	6.44	5.98	0.65
FFC	-	-	-	-	1.94	2.42	2.18	0.34
FPG	-	-	-	-	1.07	0.98	1.03	0.06
FE	-	-	-	-	6.80	7.47	7.14	0.47

Conclusion

Conclusion

Le travail que nous avons entrepris a pour objectif principal la valorisation de cinq variétés du sorgho local cultivé dans une région saharienne.

L'étude avait comme objectif de déterminer la teneur en composés phénoliques et en tanins, ainsi que le pouvoir antioxydant de différents extraits obtenu par deux solvants, le premier est un solvant hydro-méthanolique et le deuxième c'est un solvant hydro-acétonique. Afin d'extraire les composés phénoliques, nous avons traité différentes parties du grain de sorgho. Nous avons extrait les composés phénoliques à partir du grain, de la farine et du son de grain.

Les résultats d'analyses des extraits montrent clairement que ces variétés locales sont des sources prometteuses de polyphénols et de tanins. Le contenu en phénols totaux est compris entre 3,21 et 5,58 mg EAG/g dans le son du sorgho. Ce contenu est dix et cinq fois supérieur que son contenu dans les grains et les farines respectivement. Tandis que le contenu en tanins est compris entre 27,49 et 29,28 mg EC/g, dans le son, il est élevé par rapport aux contenus des grains et des farines.

L'évaluation de l'activité antioxydante a montré que les extraits étudiés présentent des propriétés antioxydantes différentes. L'activité la plus élevée, par le mécanisme de piégeage des radicaux libres DPPH, a été enregistrée pour les deux extraits FE du grain de la variété sauvage (KH2016AS), pour des valeurs égales à : 7.14 μM et 5.98 μM . Généralement, l'activité antioxydante la plus élevée est enregistrée dans les farines, pour les variétés rouges de sorgho.

Les variétés de sorgho du Sahara algérien surtout les variétés rouges et sauvages, présentent un taux intéressant en polyphénols et en tanins. Il possède également une forte activité antioxydante. par conséquent il est recommandé d'encourager et intensifier les recherches de valorisation de ces plantes locales.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

AACC.(2000). American Association of Cereal Chemists. Laboratory methods St. Paul MN 10th ed. Method. 44–15A.

Abu Assar A. H., Uptmoor R., Abdelmula A. A., Wagner C., Salih M., Ali A. M., Ordon F. & Friedt W. (2009). Assessment of sorghum genetic resources for genetic diversity and drought tolerance using molecular markers and agro-morphological traits. *U. K. J. Agric. Sci.* 17, 1-22.

Andreasen M.F., Landbo A.K., Christensen L.P., Hansen A., Meyer A.S. (2001). Antioxidant effects of phenolic rye (*Secale cereale* L. extracts, monomeric hydroxycinnamates, and ferulic acid dehydrodimers on human low-density lipoproteins. *J Agric Food Chem*; 49(8):4090-4096.

Awika J.M., Rooney L.W. (2004). Sorghum phytochemicals and their potential impact on human health. *Phytochem.* 65(9):1199-221.

Beta T., Rooney L.W., Marovatsanga L.T. & Taylor J.R.N. (2000). Effect of chemical treatment on polyphenols and malt quality in sorghum. *J. Cereal Sci.*, **31**, 295-302.

Bruneton J. (1999). Pharmacognosie et phytochimie des plantes médicinales, 3ème édition. 3, lavoisier, Paris.

Chantereau J. et Nicou R. (1991). Le sorgho, Maisonneuve et Larose, Paris, 159p.

Chantereau J., Cruz J.F., Ratnadass A., Trouche G. & Fliede G. (2013). Presses Agronomiques de Gembloux, Quae, CTA, Gembloux, 244 p.

Chiremba, C. (2012). Sorghum and maize grain hardness: Their measurement and factors influencing hardness. PhD Food Science. Department of Food Science and Technology. University of Pretoria. Pretoria. South Africa.

Cowan, M.M. (1999). Plant Products as Antimicrobial Agents. *Clin. Microbiol Re*, 12 (4): 564- 582.

Dahlberg J., Berenji J., Sikora V. & Latkovic D. (2011). Assessing sorghum (*Sorghum bicolor* (L) Moench) germplasm for new traits : food, fuels & uses. *Maydica* 56, 85-92.

Dicko M.H. et al. (2006). Sorghum grain as human food in Africa: relevance of content of starch and amylase activities. *Afr. J. Biotechnol.*, **5**(5), 384-395.

Dykes L. & Rooney L.W. (2006). Sorghum and millet phenols and antioxidants. *J. Cereal Sci.*, 44, 236-251.

Edenharder, R., Grünhage, D. (2003). Free radical scavenging abilities of flavonoids as mechanism of protection against mutagenicity induced by tert-butyl hydroperoxide or cumene hydroperoxide in *Salmonella typhimurium* TA102. *Mutat. Res*, 540: 1–18.

FAO (2010). Food Agriculture Organisation.

FAO (1995). Food and Agriculture Organisation of United Nations. Le sorgho et les mils dans la nutrition humaine. Rome. Italie.

FAOSTAT (2010). Food and agriculture database provides free access to food and agriculture statistics.

Guignard J.L. (1974). Abrégé de Biochimie végétale à l'usage des étudiants en pharmacie: Masson. Paris. pp 146-155.

Guignard J.L., Cosson L., Henry M. (1985). Abrégé de phytochimie, Masson. Paris, pp : 138.

Guignard J.L., Dupont F., 2004. Botanique Systématique moléculaire. 13 Ed révisée, pp 175-203.

Gulcin, I., Huyut, Z., Elmastas, M. et Aboul-Enein, HY. (2010). Radical scavenging and antioxidant activity of tannic acid. *Arabian Journal of Chemistry* 3: 43-53.

Harborne J.B. (1980). Secondary Plant Products. *Encyclopedia of Plant Physiology*, Vol 8, Bell EA, Charlwood BV, eds, Springer-Verlag, Berlin, pp 329-402.

Harlan J.R. & De Wet. J.M.J. (1972). A simplified classification of cultivated sorghum. *Crop Science*. 12, 172-176p.

Haslam E. (1989). Plant polyphenols, vegetable tannins revisited cambridge University Press, Combridge. pp 230.

Haslam, E. (1996). Natural polyphenols (vegetable tannins) as drugs: possible modes of action. *J. Nat Pro*, 59: 205 215.

Havsteen, B.H. (2002). The biochemistry and medical significance of the flavonoids. *Pharmacol. Therapeut*, 96: 67– 202

Heller R., Esnault R., Delance C. (1998). physiologie végétale 1-nutrition 6ème édition. Dunod. Paris, pp 289-288.

Khadambi, T. N. (2005). Antimicrobial properties of phenolic compounds from sorghum. MSc (Agric) Food Science and Technology. Department of Food Science. Faculty of Natural & Agricultural Sciences. University of Pretoria. Pretoria

Kirby A. J and Schmidt R. J. (1997). The antioxidant activity of Chinese herbs for eczema and of placebo herbs. *J Ethno pharmaco*. 56, 103-108.

Koffi K., Germain C., Akanvou L., Akanvou R., Zoro B. I. A., Kouakou C. K. & N'da H. A. (2011). Diversité morphologique du sorgho (*Sorghum bicolor* L. Moench) cultivé au Nord de la Côte d'Ivoire. *Revue Ivoirienne des Sciences et Technologie* 17, 125-142p.

Ksouri, R., Megdiche, W., Debez, A., Falleh, H., Grignon, C., Abdelly, C. (2007). Salinity effects on polyphenol content and antioxidant activities in leaves of the halophyte *Cakile maritima*. *Plant. Physiol Bioch*, 45: 244-249.

Maarouf A. (2000). Dictionnaire botanique. pp 129.

Macheix J.J., Fleriet A., Christian A. (2005). Les composés phénoliques des végétaux : un exemple de métabolites secondaire d'importance économique. PPTUR Lausanne.

Macheix J.J., Fleuriet A., Billot J. (1990). Fruit phenolics, CRC press, Boca Roton. In : les polyphénols en agroalimentaire.

Medic Saric M., Jasprica I., Smoleic-Bubalo A.N., Mornar A. (2004). Optimisation of chromatographic condition in thin layer chromatography of flavonoïdes and phenolic acids. *Croatian chemical acta*. 77(1-2), 361-366.

Middleton, E., Kandaswami, C., Theoharides, T.C. (2000). The effects of plant flavonoids on mammalian cells: implications for inflammation, heart disease and cancer. *Pharmacol Rev*, 52: 673-839

Nguz K. (1997). Étude nutritionnelle et biochimique sur les tanins condensés du sorgho (*Sorghum bicolor* (L.) Moench). Thèse de doctorat : Université de Gand (Belgique).

Nijveldt, R. J., Nood, E., Hoorn, D. E., Boelens, P. G., Norren, K., Leeuwen, P. (2001). Flavonoids: A review of probable mechanisms of action and potential applications. *Am. J. Clin Nutr*, 74 : 418–425.

Price M.L., Van Scoyoc S. & Butler L.G. (1978). A critical evaluation of the vanillin reaction as an assay for tannin in sorghum grain. *J. Agric. Food Chem.*, 26, 1214-1218.

Psotová J., Lasovsky J., Vicar J. (2003). Metal –chelating Properties, rector chemical Behaviour, Scavenging and cytoprotective Activities of six Natural phenolic. *Biomed Papers* 147(2): 147-153.

Rahal-Bouziane H. (2008). Evaluation de la variabilité génétique chez quelques mils penicillaires (*Pennisetum glaucum* L.R. Br) cultivés dans les oasis de la région d'Adrar (Algérie). *Journal Algérien des régions arides*. 7, 35-43.

Richeter R. (1993). Métabolisme des végétaux, physiologie et biochimie. PPUR. Lausanne. pp 319-322.

Rooney L.W. (2003). Overview: sorghum and millet food research failures and successes. In: Belton P.S. & Taylor J.R.N., eds. Conference proceedings of the AFRIPRO Workshop on the proteins of sorghum and millets: enhancing nutritional and functional properties for Africa, 2-4 April, Pretoria, South Africa, <http://www.afripro.org.uk/papers/Paper09Rooney.pdf>, (26/10/2006).

Sene L. (1995). Réponse de la variété du sorgho à l'alimentation en eau : effets du stress hydrique sur le rendement et la qualité des semences 3ème promotion, CE I45-66

Serna-Saldivar, S.O., Rooney, L.W. (1995). Structure and chemistry of sorghum and millets. In: Dendy, D. (Ed.), *Sorghum and Millets: Chemistry and Technology*. American Association of Cereal Chemists, St Paul, MN, pp. 69–124.

SFA., Société Française des Antioxydants. (2005). Comte rendu de la conférence polyphenols (23/24 NOV2005). Institut des corps gras. ITERG.

Shewale S. D. & Pandit A. B. (2011). Chapter 1 : Uses of sorghum and value addition. T.D. pereira, éd. *Sorghum : cultivation, varieties and uses*. Nova Science Publishers, Inc., New York. 181p.

Sikwese F.E. & Duodu K.G. (2007). Antioxidant effect of crude phenolic extract from sorghum bran in sunflower oil in the presence of ferric ions. *Food Chem.*, 104, 324-331.

Singleton V.L., Orthofer R. & Lamuela-Raventos R.M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidant substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. *Methods Enzymol.*, 299, 152-178.

Taylor, J. R. N., and Belton, P. S. (2002). Sorghum. In: *Pseudocereals and Less Common Cereals: Grain Properties and Utilization Potential*. P. S. Belton and J. R. N. Taylor, eds. Springer-Verlag: Berlin, pp 25-82.

USDA-ARS United States Department of Agriculture Agricultural Research Service. (2012). National Genetic Resources Program. Germplasm Resources Information Network-(GRAIN). National Germplasm Resources Library, Beltsville, MD, USA. Available Online: <http://www.ars-grain.gov/cgi-bin/npgs/html/taxon> (14 Oct. 2015).

Vavilov. (1951). The origin, variation, immunity and breeding of cultivated plants. *Soil Science*. 72, 482p.

Waniska R.D. (2000). Technical and institutional options for sorghum grain mold management. In: Chandrashekar A., Bandyopadhyay R. & Hall A.J., eds. *Proceeding of an international consultation, 18-19 May 2000, ICRISAT, Patancheru, India*. Patancheru, India: ICRISAT, 72-106.

Waniska, R. D., Hugo, L. F., & Rooney, L. W. (1992). Practical methods to determine presence of tannins in sorghum. *Journal of Applied Poultry Research*, 1(1), 122–128.

Yao Djè., Heuertz M.y., Ater M.O., Lefebvre C., Vekemans X. (2007). Évaluation de la diversité morphologique des variétés traditionnelles de sorgho du Nord-ouest du Maroc. *Biotechnol Agron Soc Environ*. 11(1) :39-46.