

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



جامعة الإخوة منتوري قسنطينة I
Frères Mentouri Constantine I University
Université Frères Mentouri Constantine I

Université Frères Mentouri Constantine
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Science Biologique et Physiologie Végétale

جامعة الاخوة منتوري قسنطينة
كلية علوم الطبيعة والحياة
قسم بيولوجيا وفيزيولوجيا النبات

Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biologies et Physiologie Végétale

Spécialité : Biologies et Physiologie de la reproduction Végétale

N° d'ordre :

N° de série :

Intitulé :

**Etude phytochimique d'une céréale secondaire : Sorgho
(*Sorghum bicolor*)**

Présenté par : KEHILI Roumeissa
KHANTOUL Aicha

Le 20/06/2022

Jury d'évaluation :

Encadreur : CHAIB Ghania (Prof - Université Frères Mentouri, Constantine 1).
Examineur 1 : ZAGHAD Nadia (MCA - Université Frères Mentouri, Constantine 1).
Examineur 2 : KARA Karima (MCA - Université Frères Mentouri, Constantine 1).

**Année universitaire
2021 – 2022**

Remerciements

Notre remerciement les plus sincères et les plus chaleureux s'adressent : A

*ALLAH le tout puissant qui nous a permis d'être ce que nous sommes
aujourd'hui.*

*Car l'homme propose mais ALLAH dispose. Seigneur, veuillez toujours
diriger mes pas.*

*Nous tenons à adresser nos sincères remerciements à Notre directrice
de mémoire madame CHAIB GHANIA qui nous a guidé dans notre
travail, Merci pour nous avoir accordé votre temps, Merci d'avoir été
très patiente avec nous, Merci pour d'avoir mis votre expérience à
notre profit. Nous tenons à présenter notre sincère et vif remerciement
à Les membres de jury, qui ont accepté de juger Notre travail.*

Nous exprimons notre profonde gratitude à Mme Hanane labed et Ms

Bouderssa Nabil Les responsables du laboratoire

Pour leur orientation

DEDICACE

*J'ai l'honneur de dédie ce modeste travail à mes chers parents,
qui m'avez dirigé et suivi pondent toute mes années d'étude et
surtout ma mère pour leurs sacrifices de tous les instants, sa
patience sans limite et l'éducation qu'elle m'a donnée, je lui
dit merci mille fois.*

*Je ne pourrai jamais oublier d'exprimer ma profonde
gratitude à : Ma sœur : NADA Et Mes frères : NASREDDIN
et AYMAN. Et A mon binôme ROUMEISSA Je vous remercie
pour votre soutien moral, ta patience et votre dévouement à ce
travail, Je vous dédie le fruit de nos efforts. Et Mes amies :
RAYYAN, NARIMEN.*

DEDICACE

Je dédie ce travail : A mes parents Qui m'ont transmis de l'amour la joie le courage et pour l'éducation qu'ils m'ont prodigué Aucun dédicace aucun mot ne pourrait exprimer mon respect ma considération et mes profonds sentiments envers eux je prie mon dieu de les bénir de veiller sur eux j'espère qu'ils seront toujours fiers de moi.

A mes frère TAHAR, ELYAMINE et ma grand-mère FELLA Pour votre soutien moral et encouragements vous m'avez appris la patience et la concentration sur mon travail.

Je vous souhaite un avenir plein d'amour, de bonheur et de succès Je vous aime beaucoup.

A mon binôme AICHA Je vous remercie pour votre soutien moral, ta patience et votre dévouement à ce travail,

Je vous dédie le fruit de nos efforts. A mes Amis Je vous dédie ce travail à RAYYAN, NARIMEN pour les moments que vous avez vécus ensemble et les souvenirs

Table des matières

Remerciement

Dédicace

Liste des tableaux

Liste des figures

Introduction 1

PARTIE I : Revue Bibliographique

I. La plante 2

I.1. Les céréales..... 2

I.2. Le sorgho : sorghum bicolor L.....2

I.3. Noms communs..... 3

I.4. Importance de la culture..... 4

I.5. L'origine..... 5

I.6. Situation du sorgho dans le monde..... 5

I.7. Taxonomie..... 6

I.8. Classification..... 7

I.9. Morphologique du sorgho..... 8

I.9.1. Racine..... 10

I.9.2. Tige 10

I.9.3. Feuille..... 11

I.9.4. Panicule.....12

I.9.5. Grain.....12

I.10. Cycle de développement..... 13

I.10.1. Phase végétative 13

I.10.2. Phase reproductive 13

I.10.3. Phase de remplissage et de maturation physiologique..... 14

I.11. Les races de sorgho cultivé..... 14

I.11.1. La race bicolor.....	14
I.11.2. La race guinea.....	15
I.11.3. La race coudatum.....	15
I.11.4. La race kafir.....	15
I.11.5. La race durra.....	15
I.11.6. Les races intermédiaires.....	15
I.12. L'utilisation.....	16
I.12.1. Alimentation animale	16
I.12.2. Alimentation humaine.....	16
I.12.3. sanitaire	17
I.12.4. Cuisson longue	17
I.12.5. Cataire	17
I.12.6. Pharmaceutique	17
I.12.7. Commercial	17
I.13. Composition chimique du sorgho.....	18
I.14. Les maladies du sorgho	18
I.14.1. Charbon nu (sphaelotheracruenta).....	18
I.14.2. Le charbon allongé du sorgho (tolyposporiomehrenbergii).....	19
I.14.3. Charbon de sorgho couvert (sporisariumsorghii).....	20
I.14.4. Anthrax.....	20
I.14.5. Taches ovales	21
I.14.6. Taches zonées	21
II.Le métabolisme secondaire.....	23
II.1 Acides phénoliques.....	24
II.2 Tanins.....	25
II.3 Flavonoïdes... ..	26
PARTIE II : PARTIE PRATIQUE	
I.Matériels et méthodes	

I.1. Matériel végétal	27
I.2. Méthodes suivies	27
I.2.1. Extraction	27
I.2.1.1. Extraction solide-liquide	28
I.2.1.2. Evaporation et récupération du solvant	28
I.2.1.3. Extraction liquide-liquide	30
I.2.2. Rendement d'extraction	31
I.2.3. Etude quantitative des métabolites secondaires	33
I.2.3.1. Dosage des phénols totaux	33
I.2.3.2. Dosage des flavonoïdes	34
I.2.3.3. Dosage des tanins	35
I.3. Etude statistique	36
II. Résultat et discussion	
II.1. Rendement d'extraction	37
II.2. L'analyse quantitative des composés phénoliques	38
II.2.1. Quantification des polyphénols totaux	38
II.2.2. Quantification des flavonoïdes totaux	41
II.2.3. Quantification des tanins	44

Liste des tableaux

Tableau 01 : Production annuelle du sorgho des principaux pays producteurs (statistiques agricole.....	1
Tableau 02 : Les principaux caractères identitaires des races du sorgho.....	7
Tableau 03 : La composition chimique du sorgho.....	18
Tableau 04 : Les rendements d'extraction par la solution méthanolique et du fractionnement par les solvants organiques.....	37
Tableau 05 : Teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins dans l'extrait brut est ses fractions dérivées.....	38
Tableau 06 : Analyse de variance de polyphénol.....	40
Tableau 07 : Classement et regroupements des groupes non significativement différents.....	40
Tableau 08 : Analyse de variance des flavonoïdes.....	42
Tableau 09 : Classement et regroupements des groupes non significativement différents.....	43
Tableau 10 : Analyse de variance des tanins.....	45
Tableau 11 : Classement et regroupements des groupes non significativement différents.....	45

Liste des figures

Figure 01 : Photographie de quelques panicules du sorgho (<i>Sorghum bicolor</i> l.).....	3
Figure 02 : Classification des sorghos selon le type d'épillet et la forme des panicules.....	8
Figure 03 : Diversité et description de l'appareil végétatif du sorgho.....	9
Figure 04 : Racine de la plante de sorgho	10
Figure 05 : Tige du sorgho.....	11
Figure 06 : Feuille de sorgho	11
Figure 07 : Panicule de sorgho.....	12
Figure 08 : grain de sorgho.....	13
Figure 09 : Stades de développement du sorgho de la germination à la maturité	14
Figure 10 : Distribution des cinq grandes races de sorghos cultivés	16
Figure 11 : Charbon nu, <i>Sphacelothecacruenta</i> , sur la panicule du sorgho.....	19
Figure 12 : Le charbon allongé du sorgho (<i>Tolyposporiomehrenbergii</i>).....	19
Figure 13 : Charbon couvert, <i>Sporisoriumsorghii</i> , sur la panicule de sorgho....	20
Figure 14 : Anthracnose du sorgho, <i>Colletotrichumgraminicola</i>	21
Figure 15 : Maladie des taches ovales, <i>Ramulisporasorghicola</i> , sur feuille de sorgho.....	21

Figure 16 : Maladie des taches zonées, <i>Gloeocercosporasorghii</i> , sur feuille de sorgho.....	22
Figure 17 : schémas illustrant les grandes lignes de métabolisme secondaire.....	23
Figure 18 : squelette de base des acides phénoliques.....	24
Figure 19 : Squelette de base des tanins.....	25
Figure 20 : Squelette de base des flavonoïdes et grandes classes présentes chez les plantes	26
Figure 21 : Les étapes de la préparation de la plante	27
Figure 22 : Rotavapor.....	29
Figure 23 : Les étapes de l'extraction solide-liquide	29
Figure 24 : Fractionnement de l'extrait méthanolique en phase liquide-liquide.....	30
Figure 25 : schéma illustrant les différentes étapes d'extraction	32
Figure 26 : Dosage des phénols totaux	33
Figure 27 : dosage des flavonoïdes	34
Figure 28 : Dosage des tanins	35
Figure 29 : Le Spectrophotomètre	36
Figure 30 : Les Rendements d'extraction des différents extraits	38
Figure 31 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique	39
Figure 32 : Taux des polyphénols dans 4 extraits chez le sorgho blanc	39
Figure 33 : Courbe d'étalonnage de quercétine	41
Figure 34 : Taux des flavonoïdes dans 4 extraits chez le sorgho blanc	42

Figure 35 : Taux des tanins dans 4 extraits chez le sorgho blanc 44

Résumé

Notre travail a porté sur une céréale secondaire, le sorgho (*Sorghum bicolor*). Une étude phytochimique est réalisée sur les feuilles de la plante au stade floraison de la campagne agricole 2020-2021. La macération est faite par deux types d'extraction liquide –solide et liquide – liquide. Les tests phytochimiques sont effectués sur les quatre fractions chloroformique, acétate d'éthyle et n-butanol. Les résultats de la détermination des rendements des quatre extraits présentent un rendement très important équivalent à 15.50% chez l'extrait brut, et moyennement chez l'extrait d'acétate d'éthyle à 3.45%. Alors qu'il devient plus faible en passant aux autres extraits, extrait chloroformique (1.10%) et n-butanol (0.22%). Les résultats de l'analyse quantitative des métabolites secondaires indiquent la richesse de l'extrait brut en polyphénols, de l'extrait d'acétate d'éthyle en flavonoïdes, et de l'extrait chloroformique en tanins.

Mots clés : *Sorghum bicolor*, extraction, polyphénols, flavonoïdes, tanins

Abstract

Our research focused on a secondary céréale, the sorgho (*Sorghum bicolor*). A phytochemical study was conducted on plant leaves at the floraison stage of the agricultural company 2020-2021. There are two types of extraction liquide –solide and liquide –liquide used in maceration. The phytochemical assays are carried out on the four fractions chloroform, ethyl acetate, and n-butanol. The results of the yield determination for the four extracts show a very high yield of 15.50 % for the brute extract and 3.45 % for the acétate of éthyle extract. As you progress to other extraits, such as chloroformic extract (1.10 %) and n-butanol, it becomes less potent (0.22 %). The results of a quantitative analysis of secondary metabolites show that the brute extract is rich in polyphénols and the acétate of éthyle is rich in flavonodes , and the chloroformic extract is rich in tanins.

key words : *Sorghum bicolor*, extraction, polyphénols, flavonodes, and tanins.

المخلص

ركزت دراستنا على أحد أنواع الحبوب الثانوية، الذرة الرفيعة (*Sorghum bicolor*). تتم الدراسة الفيتوكيميائية على الأوراق في مرحلة الإزهار للحملة الزراعية 2021-2022. يتم النقع بواسطة نوعين من الاستخلاص سائل – سائل وصلب – سائل. يتم إجراء الاختبارات على المستخلصات عن طريق مواجهات متتالية مع مذيبات قطبية متزايدة (كلوروفورم، أسيتات الإيثيل ون-بيوتانول). تظهر نتائج تقدير مردود المستخلصات الأربعة عائدًا مرتفعًا جدًا ما يعادل 15.50% في المستخلص الخام ومعتدلاً في مستخلص أسيتات الإيثيل بنسبة 3.45%. بينما يصبح أضعف بالانتقال إلى المستخلصات الأخرى، مستخلص الكلوروفورم (1.10%) ون-بيوتانول (0.22%). تشير نتائج التحليل الكمي لمواد الأيض الثانوي إلى ثراء المستخلص الخام بالفينولات، ومستخلص أسيتات الإيثيل بالفلافونويدات، ومستخلص الكلوروفورم بالتينينات.

الكلمات المفتاحية: الذرة الرفيعة، الاستخلاص، الفينولات، الفلافونويدات، التينينات.

Introduction :

Le sorgho (*Sorghum bicolor*) 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 en conditions semi-arides (Dehaynin, 2007).

C'est la cinquième plus importante céréale dans le monde, qu'il s'agisse du volume de la production ou des superficies cultivées (FAO et CIMMYT, 1996), cette espèce est prometteuse pour l'Algérie, notamment au sud.

Dans les oasis de la région d'Adrar, le grain de sorgho est utilisé pour l'alimentation humaine. Les tiges et les feuilles sont destinées au cheptel oasien. Actuellement, le sorgho est moins cultivé dans les oasis par rapport au passé et devient de plus en plus rare. Selon des agriculteurs Ressources, certains cultivars ont carrément disparu.

Les composés phénoliques ou polyphénols sont largement distribués dans le règne végétal et sont les métabolites secondaires les plus abondants dans les plantes. Ces métabolites comprennent de nombreuses classes de composés allant des acides phénoliques simples aux tanins complexes (Nawaz et *al.*, 2006).

Le présent travail a pour but de quantifier les métabolites secondaires chez la partie aérienne de plante *Sorghum bicolor*. Notamment les feuilles, tels que polyphénols totaux, flavonoides et tannis par dosage spectrophotométrique de quatre extraits méthanoliques, chloroformique, n-butanolique et acétate d'éthyle.

Revue
Bibliographique

I. La plante

I.1. Les céréales

Les céréales sont des espèces généralement cultivées pour leur grain, dont l'album en amylacé, réduit en farine, est consommable par l'homme ou par les animaux domestiques.

La plupart des céréales appartiennent à la famille des Graminées (ou Poacées). Ce sont le blé, l'orge, l'avoine, le seigle, le maïs, le riz, le millet, le sorgho. Les unes appartiennent à la sous-famille des Festucoïdées tels le blé, l'orge, l'avoine et le seigle. Les autres appartiennent à la sous-famille des Panicoïdées comme le maïs, le riz, le sorgho, et le millet (Moule, 1971).

I.2. Le Sorgho : *Sorghum bicolor* L.

Le sorgho (*Sorghum bicolor* L.) est une graminée originaire d'Afrique et appartient à la famille des Poacées. Il se compose des grandes plantes aux tiges dressées et robustes dont les fleurs sont disposées en panicules plus ou moins densément ramifiées, regroupées en épillets à fleur unique.

Dans des nombreux pays d'Afrique et d'Asie, le sorgho est avant tout une culture vivrière : il pousse sur des sols secs, gorgés d'eau ou très salins et possède une bonne tolérance à la chaleur, qualités qui le rendent meilleur que d'autres céréales dans les régions tropicales et semi-arides. Qui présentent des avantages considérables (Asiedu, 1991). Dans les pays occidentaux, le sorgho est principalement utilisé pour l'alimentation animale. En ensilage ou en grain, le sorgho est plus adapté à l'alimentation du bétail (bovins, ovins et caprins) que le maïs.

À l'échelle nationale, le sorgho n'est pas une culture céréalière importante. Il est cultivé et entretenu uniquement dans le sud du pays en tant que culture ancestrale pour l'alimentation humaine et animale. Culture du sorgho connu en langue locale sous le nom de « Draa ou bechna » sans l'intervention d'intrants et d'outils agricoles modernes. Selon des pratiques agricoles anciennes, les agriculteurs classent le sorgho local principalement par la couleur du grain et de la farine qui en est extraite, distinguant ainsi sorgho rouge du sorgho blanc. Le type de panicule (de lâche à compact) constitue un second critère de distinction des sorghos de même couleur de grain.

Le semis a eu lieu lors des premières pluies de printemps et la récolte a lieu en été (fin août à début septembre).

Le sorgho est l'une des principales céréales dans le sud Algérien où il représente la principale céréale de printemps mais cependant très peu d'études ont concerné cette culture (Yao Djè et *al.*, 2007).



Fig.1 : Photographie de quelques panicules du sorgho (*Sorghum bicolor* L.).

I.3. Noms communs

En anglais, les noms communs suivants, sont utilisés pour désigner le *S. bicolor* : broomcorn, chicken-corn, commonwild sorghum, durra, feterita, forage sorghum, grain sorghum, sweet sorghum, great millet, milo, Rhodesiansudangrass, shallu, shattercane, sordan, sorghum, sorghum-Sudangrass et Sudangrass. En français, l'espèce est appelée gros mil, sorgho du Soudan, sorgho menu et sorgho (USDA-ARS, 2012).

Souvent, certains noms communs désignent une sous-espèce, un groupe, une race ou un usage prévu. Par exemple, le nom « sorgho grain » réfère au *S. bicolor* subsp. *bicolor*, espèce cultivée.

I.4. Importance de la culture de sorgho

Le sorgho (*Sorghum bicolor* L. Moench) est une céréale majeure dans plusieurs régions tropicales du monde (Dje et *al.*, 2007). Avec le millet, c'est la principale céréale cultivée dans les tropiques semi-arides d'Afrique et d'Asie (Abu Assar et *al.*, 2005).

Le sorgho est plus tolérant aux changements climatiques que les céréales traditionnelles telles que le riz et le maïs, grâce à son grand système racinaire profondément ancré dans le sol (Chantereau et Nicou, 1991). Cela fait de cette plante, la culture de choix dans les régions où les sols secs et pauvres sont un facteur limitant (Koffi et *al.*, 2011).

Environ 90 % de la superficie de sorgho et 70% de la production mondiale se trouvent dans les pays en développement. Les pays africains et asiatiques représentent à eux seuls plus de 95 % de la consommation alimentaire totale de sorgho (FAO, 2010). Par conséquent, le sorgho est un aliment de base en Afrique, en Asie du Sud et en Amérique centrale.

Selon FAOSTAT (2010), l'Afrique est le plus grand producteur de sorgho avec une production annuelle de 21,9 millions de tonnes, soit 39,04% de la production mondiale.

Au Burkina Faso, le sorgho est la principale culture céréalière avec une production annuelle d'environ 1,5 million de tonnes. La superficie totale plantée se situe entre 1,3 et 1,4 million d'hectares (54 % de la superficie céréalière) (FAO, 2010).

Enfin en Algérie, le sorgho est cultivé comme culture vivrière au Sahara, notamment dans l'extrême sud par leur savoir-faire, les populations de ces régions préservent ces ressources dans leur diversité. Ils l'utilisent pour se nourrir, se soigner et nourrir leur bétail

Cependant, ces ressources sont encore méconnues et peu de travaux d'inventaire et d'évaluation ont été réalisés sur ces cultures, ne portant en fait que sur le matériel végétal introduit. Cependant, des ressources locales en sorgho existent, depuis très longtemps dans les oasis algériennes (Bouziane et *al.*, 2004 ; Bouziane, 2008).

I.5. L'origine de sorgho

Le sorgho bicolore est originaire du nord-est de l'Afrique, où existent encore des formes sauvages et cultivées très variables (Vavilov, 1951 ; Harlan et De Wet, 1972 ; Shewale et Pandit, 2011).

Des vestiges archéologiques trouvés près de la frontière entre l'Égypte et le Soudan semblent suggérer que la culture du sorgho remonte à 8 500 à 4 000 ans. La culture du sorgho s'est peut-être propagée à d'autres parties de l'Afrique, du Moyen-Orient et de l'Inde par les voies commerciales et de transport depuis l'Éthiopie, où l'espèce a été domestiquée, il y a plus de 3000 ans (Dahl berg et *al.*, 2011 ; Shewale et Pandit, 2011).

La culture de l'espèce s'est ensuite propagée de l'Inde le long de la route de la soie vers la Chine puis vers l'Asie du Sud-Est, où les graines ont été disséminées via les voies navigables côtières (Shewale et Pandit, 2011).

Le sorgho a été introduit aux États-Unis pour la culture commerciale depuis l'Afrique du Nord, l'Afrique du Sud et l'Inde (Shewale et Pandit, 2011). Actuellement, la culture du Sorgho est répandue dans les régions sèches d'Afrique, d'Asie, des Amériques, d'Europe et d'Australie.

6. Situation du sorgho dans le monde

Les principales zones de culture du sorgho se situent dans les régions chaudes, comme l'Inde, l'Afrique, l'Amérique du Nord et du Sud (Tableau 01). En vingt ans, les Etats-Unis (1^{er} producteur mondiale) et Mexique (2^{ième}) ont vu leur production diminuer de façon importante et leur rang habituel menacé par des pays comme le Inde ou le Nigeria (FAO 2014).

Tableau 01 : Production annuelle du sorgho des principaux pays producteurs (statistiques agricoles FAO 2014).

Pays	Production annuelle (millions de tonnes)			
	2011	2012	2013	2014
USA	5,45	6,27	9,88	10,99
Mexique	6,43	6,97	6,31	8,39

Inde	7,00	5,98	5,28	5,39
Nigeria	5,69	5,84	5,30	6,74
Argentine	4,46	4,25	3,64	3,47
Éthiopie	3,95	3,60	3,83	4,34
Soudan	-	2,25	4,52	6,28
Burkina Faso	1,51	1,92	1,88	1,71
Chine	2,05	2,56	2,89	2,89
Australie	1,93	2,24	2,23	1,28
Brésil	1,93	2,02	2,13	2,28

I.7. Taxonomie de sorgho

Le sorgho a été désigné tout d'abord sous différents noms au cours du XVI^{ème} siècle : *Millium saracenaceum*, *Millium indicumsivemelica*, *Millium indicum* et *Millium aethiopicum*. La taxonomie moderne ne reprend le nom qu'à partir de Linné qui fut le premier à décrire le sorgho en 1753. Celui-ci désigne le sorgho sous le nom de *Holcus*, et décrit sept (07) espèces, dont trois (03) font toujours partie du genre *Sorghum* : *Holcus saccharatus*, *Holcus sorghum* et *Holcus bicolor*. Toutefois, la systématique actuelle s'inspire des bases données par Moench qui fut le premier à définir le genre *Sorghum* et l'espèce *Sorghum bicolor* (L.) Moench (Harlan et Dewet, 1972) ont proposé une classification simplifiée des sorghos cultivés.

Le sorgho (*Sorghum bicolor* L. Moench), selon Dogget (1988), est une herbacée annuelle appartient à :

Cronquist 1981		APG III	
Règne	Plantae	Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta	Clade	Angiospermes
Division	Magnoliophyta	Clade	Magnoliophyta
Classe	Liliopsida	Clade	Monocotylédone

Sous-classe	Commelinidae	Clade	Commelinidées
Ordre	Cyperales	Ordre	Poales
Famille	Poaceae	Famille	Poaceae
Sous-famille	Panicoideae	Sous-famille	Panicoidées
Tribu	Andropogoneae	Tribu	Andropogoneae
Genre	<i>Sorghum</i>	Genre	<i>Sorghum</i>
Espèce	<i>Sorghum bicolor</i>	Espèce	<i>Sorghum bicolor</i>

I.8. Classification

Selon Harlan et DeWet (1972), la classification du sorgho est basée sur la structure de l'épillet sans pédoncule (épillet sessile) et le type de l'inflorescence. Ces auteurs distinguent cinq (05) races principales : Bicolor, Guinea, Caudatum, Durra et Kafir, ainsi que dix (10) races intermédiaires issues d'hybridations entre les principales races deux à deux.

Tableau 02 : Les principaux caractères identitaires des races du sorgho (Chantereau, 2013).

Race	Glumes	Grains	Panicules
<i>Bicolor</i>	Glumes longues recouvrant les $\frac{3}{4}$ ou la totalité du grain	Poids de 1000 grains de 15 à 25g	Panicules lâches
<i>Guinea</i>	Glumes généralement longues, ouvertes	Grains elliptiques, plus ou moins aplatis dorso-ventralement. de taille variable	Panicules lâches, souvent longues à port retombant
<i>Caudatum</i>	Glumes courtes adhérent au grain en le recouvrant partiellement	Grains dissymétriques, de taille moyenne à grosse	Panicules compactes à semi-compactes, Ayant la forme d'un fuseau
<i>Durra</i>	Glumes courtes adhérent au grain en le recouvrant partiellement	Grains plus ou moins sphériques. De taille variable mais le plus souvent gros à très Grosse	Panicules compactes à semi compactes Souvent portées par un pédoncule croisé

<i>Kafir</i>	Glumes courtes adhérant au grain en le recouvrant partiellement	Grains elliptiques de taille moyenne, poids de 1000 grains de 20 à 35g	Panicules moyennement Compacte, souvent De forme longue et cylindrique
--------------	---	--	--

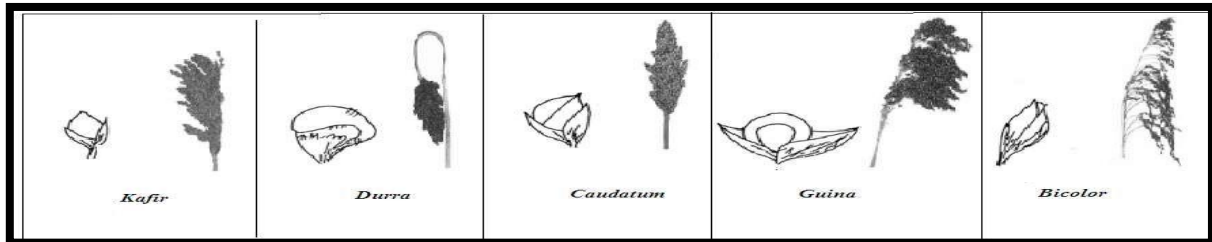


Fig. 2 : Classification des sorghos selon le type d'épillet et la forme des panicules (Clerget, 2004)

I.9. Morphologie du sorgho

Comme la plupart des plantes supérieures, le sorgho possède des organes qui absorbent l'eau et les sels minéraux et assurent une fonction photosynthétique pour une croissance et un développement satisfaisant : c'est une plante autotrophe (Sene, 1995).

Les plants de sorgho ont une tige principale. Cela peut avoir de nombreuses tiges secondaires qui commencent à sa base, appelées talles basales.

Chaque tige est constituée d'un bouquet d'unités morphologiques identiques, appelé phytosome : un corps végétatif est constitué d'une feuille, d'un nœud avec des bourgeons axillaires et d'un entre-nœud qui se développe sous le nœud.

Pour une tige donnée, le corps végétal est séquentiellement libéré du méristème apical, la zone de division et de différenciation cellulaire située au sommet de la tige.

Au niveau de chaque méristème apical, une inflorescence finale est initiée, mettant fin à l'émission de phytomères végétatifs : c'est une croissance de type déterminé.

Les tiges se terminent donc par un organe fructifère qui, dans le cas du sorgho, est une panicule. Les panicules portent les graines. Au niveau des entre-nœuds les plus basaux, partent les racines (Chantereau et *al.*, 2013).

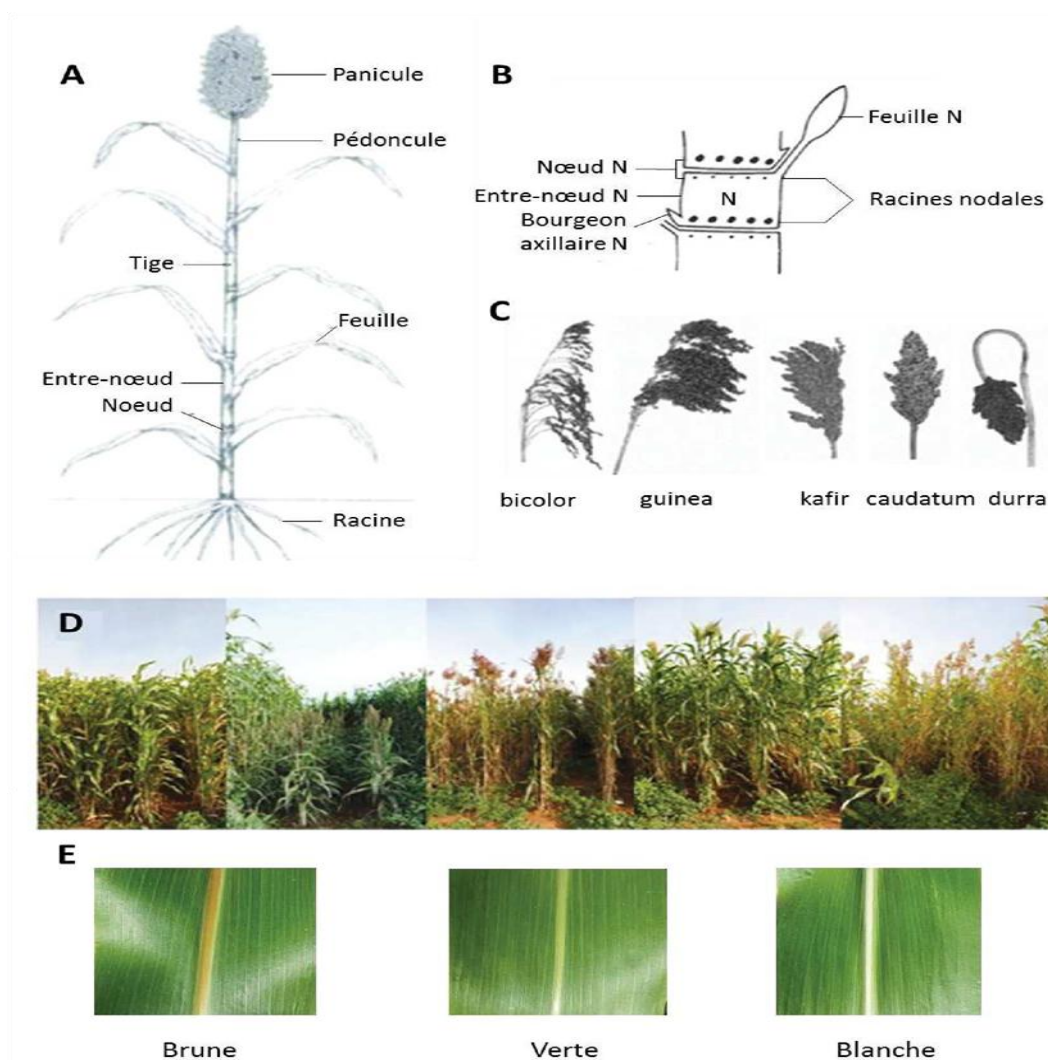


Fig. 3 : Diversité et description de l'appareil végétatif du sorgho. Représentation de la morphologie (A) d'une plante de sorgho, (B) d'un phytomère et (C) de différents types de panicules représentatifs des 5 races de sorgho. (D) Aperçu de la diversité morphologique disponible dans le contexte de l'analyse de la production de biomasse aérienne. (E) Différentes couleurs de nervure centrale. (D'après Clerget *et al.*, 2004 ; Perrier, 2017 ; Trouche *et al.*, 2014 et images de nervures de F. De Bellis)

I.9.1. Racine

Le sorgho a un système racinaire très développé avec de nombreux poils absorbants (presque deux fois plus nombreux que ceux du maïs). Lors de la germination, une fine racine émerge, qui s'enfonce dans le sol et produit de nombreuses pousses secondaires. Après cela, des racines nodales naissent pour remplacer les racines d'essence qui finissent par disparaître. Selon la variété et les conditions physiques du sol, une semaine après le semis, le sorgho peut avoir un système racinaire de 110 à 130 cm et taux de croissance de 1,4 à 2 cm/jour (Sene, 1995).



Fig. 4 : Racine de la plante de sorgho (Zurich, 2012)

I.9.2. Tige

Le chaume ou la tige est constitué de séries de nœuds alternant avec des entre-nœuds. La tige est glabre et robuste, mesurant de 0,5 à 5 cm de diamètre près de la base, s'amincissant vers l'extrémité terminale et ayant une longueur de 0,5 à 4 m. Elle est solide avec un cortex ou une écorce dure et une moelle plus molle. Les faisceaux vasculaires sont repartis dans la tige, mais ils se sont plus concentrés dans la région de périphérie où ils sont si rapprochés les uns des autres et forment presque un anneau continu ; les faisceaux du centre se ramifient dans les nervures médianes des feuilles, alors que ceux de la périphérie se ramifient pour former les plus petites veines dans le limbe foliaire.

La moelle peut être sucrée ou insipide, juteuse ou sèche ; dans les vieilles tiges la moelle peut se fragmenter, en particulier, si elle est sèche. Le nœud se présente comme un anneau à la base de la gaine foliaire : c'est le point où la feuille s'attache à la tige (également le point où les racines adventives se développent), un bourgeon se forme à chaque nœud, excepté au nœud correspondant à la feuille paniculaire. De ces bourgeons, aux nœuds successifs, se trouvent en alternance d'un côté ou l'autre de la tige, ces bourgeons se développent par fois en talles axillaires. Les talles de la base quand elles existent, se forment au premier nœud (House, 1987).



Fig. 5 : Tige du sorgho (Dehaynin, 2007)

I.9.3. Feuille

Les feuilles sont distribuées de façon variable le long de la tige, elles sont concentrées près de la base dans certains types. La longueur des feuilles peut atteindre 1 m et plus, pour 10 à 15 cm de largeur, leurs nombres varient grandement suivant les plantes. Chez les plants bien adaptés, il y a ordinairement 14 à 17 feuilles, ce nombre pouvant atteindre 30 chez les plants moins adaptés. Les feuilles naissent le long de la tige en alternance sur deux lignes et se composent d'une gaine et d'un limbe. La nervure médiane est saillante, verdâtre ou blanchâtre, aplatie ou légèrement concave sur la face supérieure et convexe sur la face inférieure (Figure 04). Il existe une courte ligule membraneuse (1 à 3 mm) à la jonction du limbe avec la gaine (Chantereau, 1994).



Fig. 6 : Feuille de sorgho (Dehaynin, 2007)

I.9.4. Panicule

L'inflorescence est une panicule qui peut être courte et compacte ou bien lâche et ouverte : de 4 à 25 cm ou plus de long sur 2 à 20 cm ou plus de large (Figure 05). L'axe central de la panicule ou rachis peut se trouver complètement masqué par la densité des branches secondaires et tertiaires de la panicule ou être complètement exposé. Le rachis est très

variable morphologiquement : de long et mince à trapu et robuste. Un certain nombre de branches secondaires prend naissance à chaque nœud. Chacune peut varier en longueur, étant trapue ou grêle, rigide ou souple, velue ou quasi glabre, ramifiée près de sa base (branches tertiaires) ou non jusqu'au voisinage du sommet (House, 1987).



Fig. 7 : Panicule de sorgho (Dehaynin, 2007).

I.9.5. Grain

Le grain de sorgho est un caryopse composé de trois parties principales : l'enveloppe qui constitue le péricarpe, le tissu de réserve ou albumen et l'embryon (Memento, 2002). Entre le péricarpe et l'endosperme, il peut y avoir une couche très pigmentée, de couleur rouge foncé ou brun foncé, appelée tégument (House, 1987).

L'épaisseur du grain est fortement influencée par l'environnement (le stress hydrique ou nutritif équivaut à une réduction de la taille, les températures nocturnes fraîches équivaut à une augmentation de la taille) et les conditions variétales (Chantereau et *al.*, 2013).



Fig. 8 : grain de sorgho

I.10. Cycle de développement

La croissance et le développement du sorgho passent par trois phases successives :

I.10.1. Phase végétative : de la germination à l'initiation de la panicule

Les grains de sorgho cultivés ne sont généralement pas dormants. Lorsque le grain est enterré dans un sol humide, il absorbe l'eau, gonfle et commence à germer. C'est le début de la phase de croissance des plantes. La germination se produit rapidement dans les sols chauds, mais peut prendre jusqu'à 10 jours dans les sols plus frais -13 à -20°C. Le nœud basal de la tige principale donne naissance à des tiges secondaires ou talles, marquées par l'apparition de la 4^{ème} feuille et apparaissant par paires (I.R.A.M, 2014).

I.10.2. Phase reproductive : de l'initiation paniculaire à la floraison

Les boutons floraux initiaux apparaissent 30 à 40 jours après la germination (mais la formation des fleurs peut prendre 19 à 70 jours ou plus). Les variétés non photosphériques commencent à monter en graines après la formation de la 20^{ème} feuille. D'autre part, la montaison de ces variétés photopériodiques se produit pendant la phase de croissance de la plante, lorsque les nervures des feuilles ralentissent (Clerget, 2004).

I.10.3. Phase de remplissage et de maturation : de la floraison à la maturité physiologique

La maturation commence avec la fécondation de la fleur. La durée d'un remplissage complet varie d'environ 30 à 35 jours, du stade laiteux au stade pâteux puis au stade dur (David, 1987).

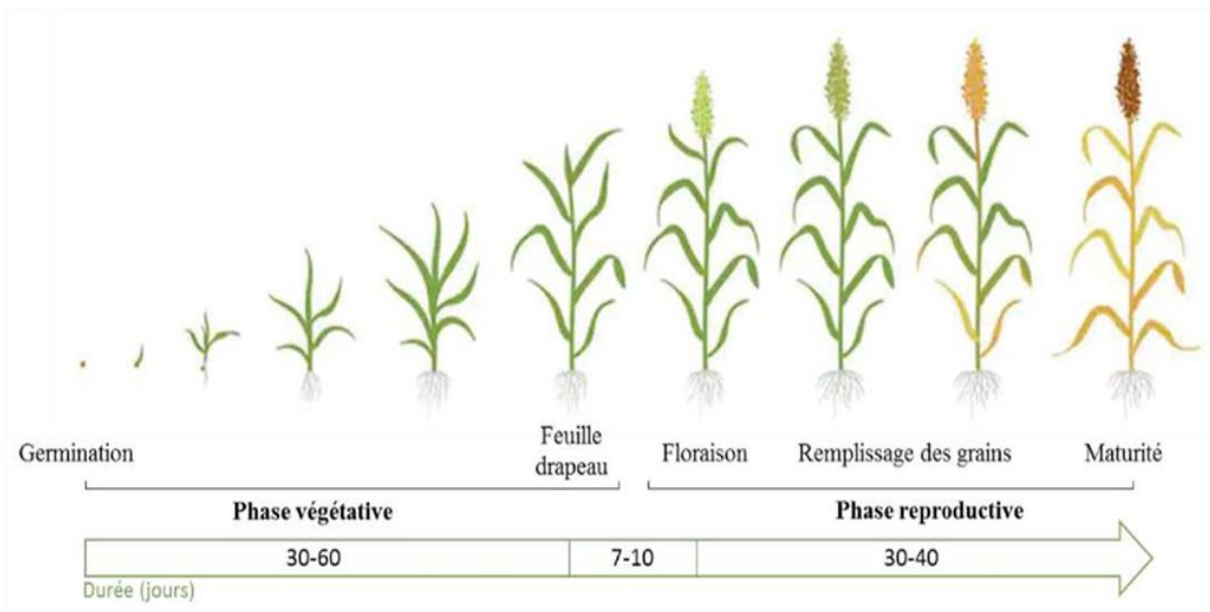


Fig. 9 : Stades de développement du sorgho de la germination à la maturité (stock illustration par Ilya Kalini)

I.11. Les races de sorgho cultivé, adapté de Doggett (1988)

Cette classification est basée sur la structure de l'épillet sessile (forme du grain) et du type de l'inflorescence. Ces auteurs distinguent cinq (05) races principales : *Bicolor*, *Guinea*, *Caudatum*, *Durra* et *Kafir*, ainsi que dix (10) races intermédiaires issues d'hybridations entre les principales races deux à deux.

I.11.1. La race bicolor

Ce sont les sorghos aux caractères les plus primitifs. La panicule est lâche avec un petit grain, régulier, elliptique, entièrement enveloppé dans des glumes adhérentes. C'est une race complexe de provenance hétérogène où l'on trouve en particulier les sorghos à balai et les sorghos fourragers. Cette race se rencontre dans toute l'Afrique et est très répandue en Asie.

I.11.2. La race guinea

Ce sont les sorghos typiques des zones humides. La panicule est lâche, elle porte des épillets dont les glumes ballantes, longues, renferment un grain elliptique, aplati dorso-ventralement, ayant subi une maturité par rapport au plan des glumes. Ils sont très importants en Afrique de

l'Ouest. Un second foyer de diversification, centré sur le Malawi, existe également en Afrique australe.

I.11.3. La race *caudatum*

Les sorghos de la race *caudatum* sont caractérisés par un grain dissymétrique, aplati sur la face ventrale, bombé sur la face dorsale, inséré dans des glumes courtes. La forme de la panicule peut être variable. Ils sont cultivés en Afrique centrale et de l'Est, avec des expansions vers l'Afrique de l'Ouest et l'Afrique du Sud.

I.11.4. La race *kafir*

Les espèces appartenant à cette race possèdent des grains réguliers à tendance sphérique. Leurs glumes de tailles variables restent généralement inférieures au grain. Elles ont une panicule relativement compacte, le plus souvent cylindrique. Elles sont répandues dans le Sud de l'Afrique.

I.11.5. La race *durra*

Elle regroupe les sorghos ayant des panicules compactes souvent portées par un pédoncule croisé. Leurs grains sont généralement gros et globuleux pris dans des glumes peu couvrantes, larges présentant un pli transversal médian. Ils se trouvent essentiellement en Afrique de l'Est, en zone sahélienne, au Moyen-Orient et en Inde.

I.11.6. Les races intermédiaires

Les races intermédiaires sont des hybrides biraciaux aux caractères intermédiaires de ceux des races principales, prise deux à deux à savoir *Guinea-Caudatum* ; *Guinea-Durra* ; *Guinea-Bicolor* ; *Guinea-Kafir* ; *Caudatum-Bicolor* ; *Caudatum-Durra* ; *Kafir-Caudatum* ; *Durra-Kafir* ; *Durra-Bicolor* ; *Kafir-Bicolor* (CHANTEREAU, 1994).

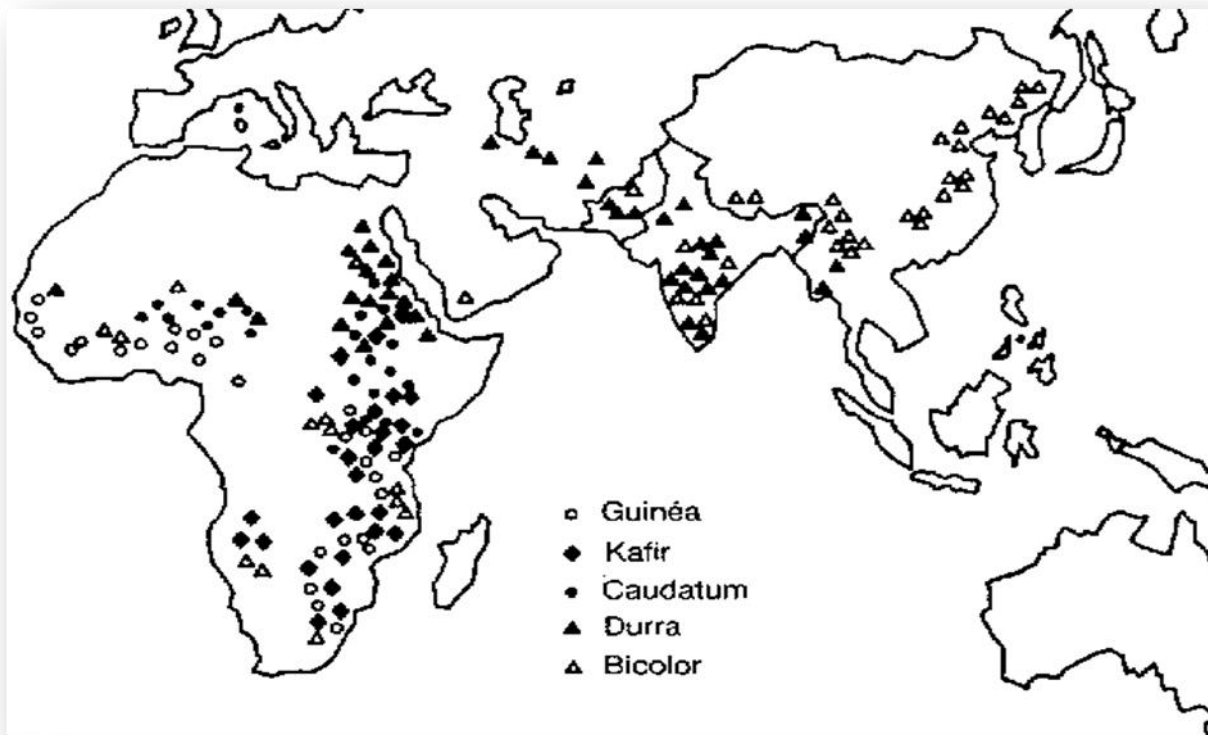


Fig. 10 : Distribution des cinq grandes races de sorghos cultivés (Harlan, De Wet, 1972).

I.12. L'utilisation de Sorgho

I.12.1. Alimentation animale

La composition chimique du sorgho est similaire à celle du maïs, mais sa teneur en protéines est légèrement supérieure. Cette céréale peut être incluse dans les rations de la plupart des filières d'élevage. La plupart des variétés du catalogue européen se caractérisent par l'absence de tanins, ce qui leur permet de tirer la meilleure partie de l'énergie et des protéines des Il existe des dizaines de variétés de sorgho qui peuvent être utilisées à des fins diverses (alimentation animale, animaux monogastriques).

I.12.2. Alimentation humaine

Pop-corn, alcool, toits de paille, balais, teintures, carburant agricole, etc.). Les variétés varient selon la précocité (plantes semées avant l'été et récoltées à l'automne).

I.12.3. Sanitaire

D'un point de vue sanitaire, le sorgho mérite notre attention. Premièrement, il est sans gluten, ce qui le rend adapté à de nombreuses personnes sensibles au gluten. Il est riche en minéraux : fer, calcium et phosphore. 100 grammes de sorgho apportent 4,4 mg de fer et 287 mg de phosphore. Cette bonne teneur en phosphore en fait un aliment énergisant et excellent pour le corps. Car ce minéral vital pour l'être humain (il a besoin de 2 grammes par jour) entre dans le métabolisme cellulaire. Certains botanistes le recommandent aux personnes confrontées à des problèmes de décalcification osseuse.

Il a un index glycémique plus bas que le riz, ce qui en fait un aliment plus adapté aux régimes diabétiques, même si ce grain est très riche en glucides (65% à 75%).

I.12.4. Cuisson longue

Consomme de différentes manières (porridge, couscous, pancakes, céréales du petit déjeuner...), sous forme de farine ou de grains. En Inde, certaines régions utilisent la farine de sorgho pour faire du pain. Le sorgho-grain est cuit dans une grande quantité d'eau bouillante. Un volume de céréales nécessite environ trois volumes d'eau. Porter à ébullition, puis laisser mijoter à feu doux pendant une heure. Il peut être consommé avec des légumes, de la viande ou du poisson.

I.12.5. Cataire

La plupart des mélanges distribués sont un mélange de graines d'orge et de sorgho.

I.12.6. Pharmaceutique

Le sirop ou sirop sucré (sirop de sorgho) est extrait de la tige de sorgho bicolore, produisant 1000 litres de sirop par hectare aux États-Unis (Balole & Legwaila, 2006).

I.12.7. Commercial

➤ **Alcool** : surtout au Burkina Faso et en Chine, Moutai, Kaoliang, se sont considérés comme les meilleurs vins de Chine ; le célèbre vin Erguotou ou Meigui Lu de Pékin, vin de sorgho blanc, saveur de rose.

➤ **Biocarburant** : Le sorgho sucré pourrait être une solution pour produire des biocarburants, mais risque de mettre en danger les cultures vivrières locales. Un projet pilote a été mis en place en Inde et d'autres sont en cours aux Philippines, au Mexique, au Mozambique et au Kenya. Contrairement au maïs, où la demande est faible, l'utilisation de cette plante facile à cultiver ne déstabilisera pas le marché alimentaire.

I.13. Composition chimique du sorgho

Le **tableau 3** Présente la composition chimique du sorgho (*) Source enquêtes maïs et sorgho français ARVALIS/ FranceAgriMer (2009-2013). Les autres valeurs sont issues des tables INRA-AFZ 2004.

Compositions	Valeurs %	Compositions	Valeurs %
Amidon*	75.1	Phosphore	0.32
Protéines*	10.6	Lysine	0.25
Matière grasse*	4.1	Méthionine	0.36
Parois*	8.3	Met + Cys	0.38
Sucres totaux*	0.8	Tryptophane	0.12
Calcium	0.04	Fer	10

I.14. Les maladies du sorgho

I.14.1. Charbon nu (*Sphacelo theracruenta*)

Le charbon nu peut être confondu avec le charbon couvert (*S. sorgho*). Les plantes infectées sont généralement plus courtes, ont des tiges plus fines et ont tendance à être fortement tallées. Les inflorescences infectées apparaissent plus tôt et plus lâches que les inflorescences saines. Les sores mesurent 3 à 20 mm de long (parfois jusqu'à 25 mm) et ont une longue tige noire pointue, souvent arquée, dure qui s'étend sur presque toute la longueur du sort. Cet axe demeure après la dissipation des spores par le vent. Le charbon nu est le plus courant dans les cultures à talles tardives ou en régénération. La maladie est principalement transmise par les graines, mais il existe également des spores aéroportées qui infectent directement les panicules. Le meilleur moyen de lutte est le traitement des semences avec un fongicide.



Fig. 11 : Charbon nu, *Sphacelo thecacruenta*, sur la panicule du sorgho

I.14.2. Le charbon allongé du sorgho (*Tolyposporio mehrenbergii*)

Les symptômes se caractérisent par la présence, à la place des graines, de sores ayant la forme d'un sac cylindrique, allongé et légèrement courbé. Un maximum de 10% des graines est affecté. Les sores contiennent une masse de spores noires. Les dégâts sont rarement importants.

Les moyens de lutte sont :

- ❖ La destruction et l'élimination des panicules récemment infectées et l'élimination des hôtes alternatifs sont partiellement efficaces.
- ❖ Le traitement des semences n'est pas efficace.



Fig. 12 : Le charbon allongé du sorgho (*Tolyposporio mehrenbergii*)

I.14.3. Charbon de sorgho couvert (*Sporisarium sorghi*)

Les graines deviennent des masses allongées coniques, de 4 à 6 mm de long, entourées d'une membrane brune olive formée par le champignon lui-même. A maturité, la substance se déchire en libérant une fine poussière noire composée de spores. Les graines et les spores infectées seraient toxiques pour l'homme. Les spores de cette maladie sont propagées par les graines.

Les moyens de lutte suivie sont :

- ❖ Traitement des semences avec des fongicides (carboxine 75%, apron plus, etc.)
- ❖ Détruire, au moyen de feu, tous les résidus dans les greniers à mil qui contiennent un grand nombre de spores.



Fig.13 : Charbon couvert, *Sporisarium sorghi*, sur la panicule de sorgho

I.14.4. Anthrax

Caractérisé par de petites lésions foliaires, ovales à rondes, jusqu'à 5 mm de diamètre. Les taches sont violettes avec un centre brun clair. Elle est causée par le champignon *Colletotrichum sublineolum* ou champignon CS. C'est un prédateur coriace, comme la plupart des champignons. Il excelle à attaquer les plants de sorgho de tout âge, mais attaque occasionnellement les plantes proches de la récolte. Lorsqu'il attaque, il peut détruire des champs de céréales entiers, avec des pertes de rendement allant jusqu'à 70 % ou plus.

Parmi les moyens de lutte aussi

- ❖ Semences saines

- ❖ Rotation, désherbage, élimination des résidus de récolte, destruction des sorghos sauvages et adventices
- ❖ Variétés résistantes

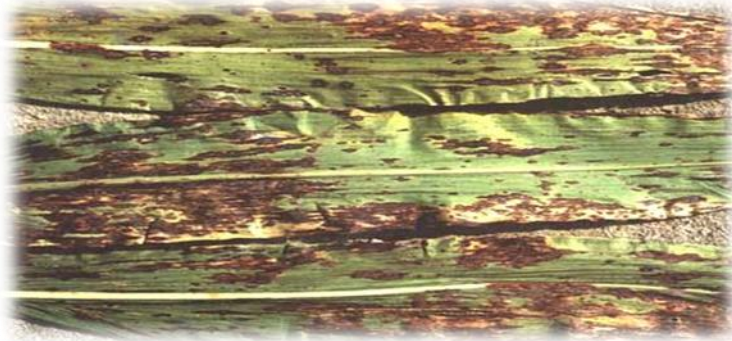


Fig. 14 : Anthracnose du sorgho, *Colletotrichumgraminicola*

I.14.5. Taches ovales

Elles sont causées par le champignon *Clado sporium sorgho* et provoquent des taches ovales sur les feuilles de 3 à 8 mm de long et de 1,5 à 4 mm de large. Ces lésions bordées parallèlement aux côtes, limitaient leur extension latéralement, étaient brun clair, et étaient entourées d'un liseré violet de 0,5 à 1,5 mm de large. De petits sclérotés noirs sont parfois visibles à la surface de la partie centrale de la tâche, principalement sur la face inférieure des feuilles. Les moyens de lutte sont la Rotation, et l'élimination des résidus de récolte



Fig. 15 : Maladie des taches ovales, *Ramulispora sorghicola*, sur feuille de sorgho

I.14.5. Taches zonées

Le sorgho Coccidioides apparaît sur les feuilles et parfois de grandes lésions rondes à semi-circulaires sur les gaines foliaires, jusqu'à 3 à 7 cm de diamètre. Ces lésions débutent le plus souvent près des marges foliaires et présentent une alternance de bandes brun clair et rouge violacé, disposées plus ou moins concentriquement. Dans des conditions chaudes et humides,

ces taches sont recouvertes d'un film rose semblable à un gel formé à partir des fructifications du champignon. La maladie, qui a jusqu'à présent été rarement observée, ne cause généralement pas de dégâts importants.

Les moyens de lutte sont :

- ❖ Graines saines
- ❖ Rotation, élimination des résidus de récolte et des hôtes secondaires
- ❖ Variétés résistantes



Fig. 16 : Maladie des taches zonées, *Gloeocercospora sorghi*, sur feuille de sorgho

II. Le métabolisme secondaire

Le terme « métabolite secondaire », qui a probablement été introduit par Albrecht Kossel en 1891, est utilisé pour décrire une vaste gamme de composés chimiques dans les plantes, qui sont responsables des fonctions périphériques indirectement essentielles à la vie des plantes. Telles que la communication intercellulaire, la défense, la régulation des cycles catalytiques. Les métabolites secondaires (aussi appelés produits naturels) sont des molécules organiques non directement impliquées dans le développement ou la reproduction d'un organisme. Leur absence n'entraîne pas une mort immédiate mais peut limiter la survie, la fécondité ou l'apparence d'un organisme. Cette absence peut aussi n'avoir aucun effet.

Les alcaloïdes, les terpénoïdes et les substances phénoliques sont les trois classes principales de métabolites secondaires rencontrés dans les plantes. Bien que l'utilité de ces substances pour les plantes ne soit pas clairement connue, on pense que certaines d'entre elles repoussent les prédateurs et/ou les compétiteurs. Des exemples de ces composés sont la caféine et la nicotine (alcaloïdes), de même que les glycosides cardiotoniques (terpénoïdes) et les tannins (substances phénoliques) (Adbanabil, 2021).

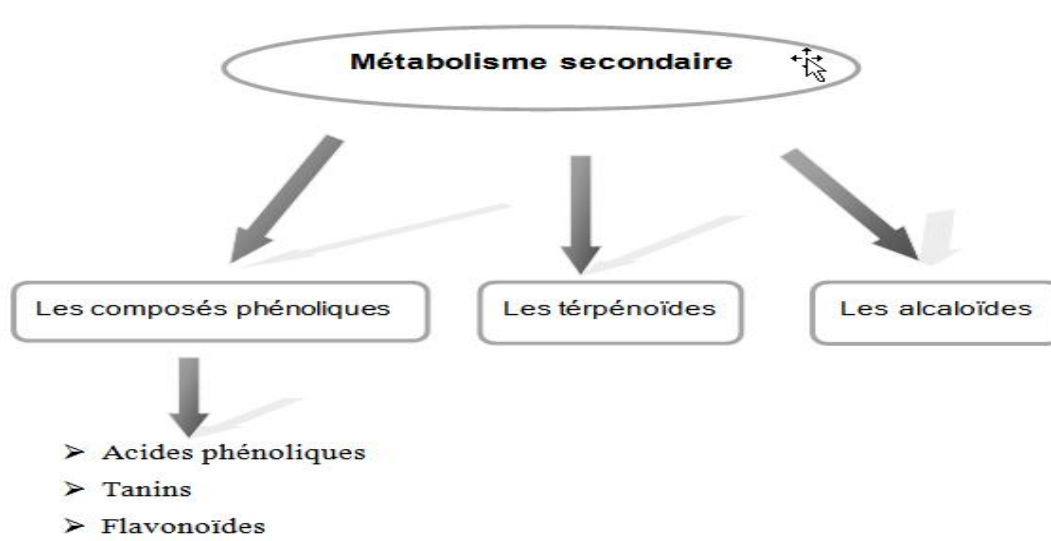


Fig. 17 : schéma illustrant les grandes lignes de métabolisme secondaire

II.1. Acides phénoliques

Ces substances organiques sont les formes les plus simples des composés phénoliques. Ils possèdent au moins une fonction hydroxyle et une fonction carboxyle. Ce sont des dérivés hydroxylés de l'acide benzoïque (C6-C1) ou de l'acide cinnamique (C6-C3).

a- Acides phénols dérivés de l'acide benzoïque

Acides hydroxy benzoïques (C6-C1) très présent dans le règne végétal soit sous forme libre ou sous forme combinée à l'état d'ester ou d'hétéroside. Les plus répandus sont l'acide salicylique et l'acide gallique, Ces acides sont dérivés de l'acide benzoïque. Ils sont fréquents sous formes d'esters méthyliques ou glycosylés chez les gymnospermes et les angiospermes. Ils sont libérés après hydrolyse alcaline de certaine molécule en particulier la lignine et certains tanins (Macheix et *al.*, 2005).

b- Acides phénols dérivés de l'acide cinnamique

Acides hydroxy cinnamiques (phénylpropanoïdes) (C6-C3) ils présentent une distribution très large dans le règne végétal, le plus souvent estérifiés. C'est une classe très importante qui dérive de l'acide cinnamique. La réactivité de ces acides est liée au degré d'hydroxylation du cycle benzénique et sa modification aléatoire par des réactions secondaires. Les plus abondants sont l'acide caféique et l'acide férulique.

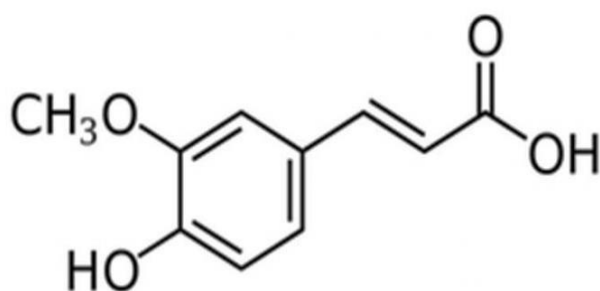


Fig. 18 : squelette de base des acides phénoliques

II.2. Les tanins

Les tanins sont des substances naturelles poly phénoliques, hydrosolubles, de masse moléculaire comprise entre 500 et 3000, à saveur astringente, ayant en commun la propriété de précipiter les protéines, en s'y liant (Bâte-Smith, 1954 ; Haslam, 1989 ; Scalbert, 1991). Ils forment une vaste famille de molécules caractérisées par la présence d'au moins un noyau aromatique associé à un ou plusieurs groupements phénoliques hydroxylés.

Les tanins sont très répandus dans le règne végétal, particulièrement dans certaines familles comme les légumineuses (Fabacée). Parmi elles, on trouve certaines espèces fourragères tempérées telles que le sainfoin (*Onobrychis viciifolia*) et les lotiers pédonculé et corniculé (*Lotus pedunculatus* et *L. corniculatus*) (Tedeschi et al., 2014 ; Mueller-Harvey et al., 2018). Ces plantes largement utilisées dans les siècles passés et oubliées en raison d'une productivité modérée sont redécouvertes en raison de leurs propriétés environnementales, et leur valeur nutritive est réévaluée. On les retrouve en grand nombre dans légumineuses arbustives fourragères en régions tropicales, en particulier chez *Leucaenaleucocephala*, *Calliandracalothyrsus* et certaines espèces du genre *Acacia sp.* (Mokoboki et al., 2005 ; Hess et al., 2008 ; Salam et al., 2010). *Leucaenaleucocephala* et *Calliandracalothyrsus* en particulier sont cultivées à grande échelle dans certains pays pour leur richesse en protéines. Etat de l'art. Chez les végétaux, les tanins se localisent dans divers organes. Les plus fortes concentrations se rencontrent souvent dans les fruits, les fleurs et les feuilles. On observe surtout une accumulation dans les écorces âgées et les tissus d'origine pathologique comme les galles. Ainsi, des analyses effectuées avec le sainfoin ont montré que les feuilles, les fleurs et les tiges contiennent respectivement 0,31%, 0,30% et 0,07% de tanins (Borreani et al., 2003). La teneur et la nature des tanins d'une plante vont également varier en fonction de l'espèce, du tissu et du stade phénologique (Schweitzer et al., 2008), ainsi que des conditions environnementales : augmentation de la teneur avec le stress thermique et/ou hydrique (Tharayil et al., 2011 ; Bunglavan et Dutta, 2013).

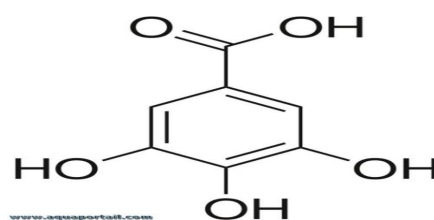


Fig. 19 : Squelette de base des tanins

II.3. Les flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des métabolites secondaires appartenant à la classe des polyphénols. Ils sont la classe de métabolites secondaires les plus abondants chez les plantes, sont synthétisés dans tous les organes des plantes et sont responsables de la coloration et le goût des fruits, feuilles et graines (Corcoran *et al.*, 2012).

Leur structure de base est proche car ils sont tous issus de la voie des Shikimate et de la voie des phénylpropanoïdes (Tripoli *et al.*, 2007, Higashi et Saito, 2013).

Les grandes classes de flavonoïdes sont les flavones, flavanols, flavanones, dihydroflavonols, isoflavones, flavanols, anthocyanidines, chalcones et autones. S'ils sont synthétisés à l'intérieur des cellules (Jorgensen *et al.*, 2005), les flavonoïdes peuvent être transportés dans les parois (Agati *et al.*, 2012).

Les flavonoïdes sont relâchés en tant que molécules de signalisation pour attirer ou repousser des prédateurs ou partenaires (Mierziak *et al.*, 2014). En particulier, ils sont incorporés dans les parois des cellules nécrotiques et leurs cellules adjacentes (Dixon, 1995 ; Beckman *et al.*, 2000). Ils sont également impliqués dans l'inhibition des enzymes des pathogènes dont le rôle est la digestion des parois (Treutter, 2005) et dans le renforcement général des parois (Skadhauge *et al.*, 1997 ; Beckman *et al.*, 2000).

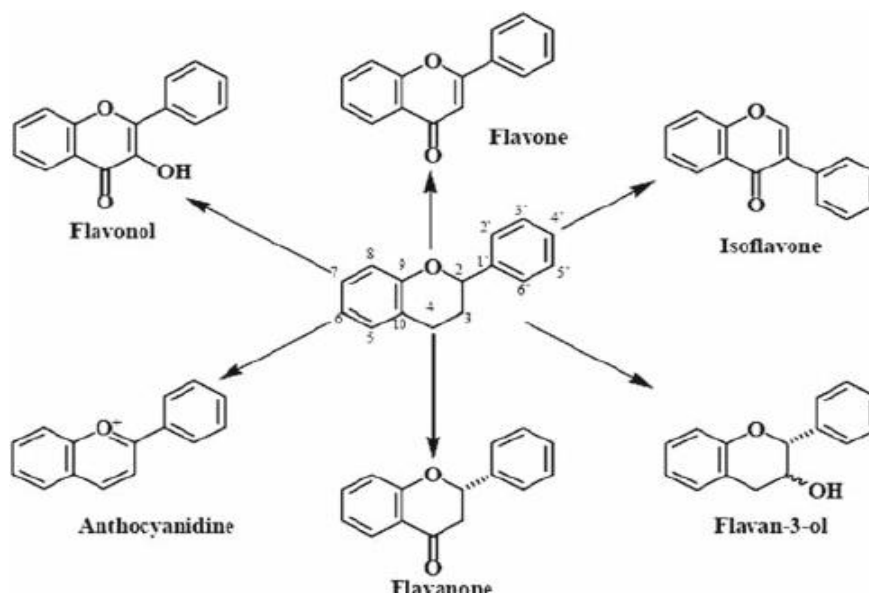


Fig. 20 : Squelette de base des flavonoïdes et grandes classes présentes chez les plantes (Panche *et al.*, 2016)

Partie
Pratique

Le travail a été réalisé au laboratoire de biochimie (RDC), au bloc dès la Faculté des Sciences de la nature et de vie, Université Frère Mentouri Constantine 1. Algérie.

I.1. Matériel végétal

Notre étude a porté sur les feuilles d'une espèce du *sorghum bicolor* (*Sorghum bicolor* blanc). Le matériel végétal utilisé est issu de la récolte de l'année agricole précédente 2020-2021 fourni par la Doctorante Labad Hanane pendant la période de floraison.

Après la récolte, les feuilles sont lavées et rincées à l'eau du robinet pour éliminer toutes les poussières et matières étrangères telles que le sable, la terre, etc...

Elles sont ensuite séchées pendant 30 jours dans un endroit sec, à l'abri de la lumière, afin de préserver au maximum l'intégrité moléculaire. Elles sont ensuite broyées à l'aide d'un broyeur électrique jusqu'à l'obtention d'une poudre fine (Figure 21), qui sert à préparer des extraits destinés à la l'étude phytochimique.

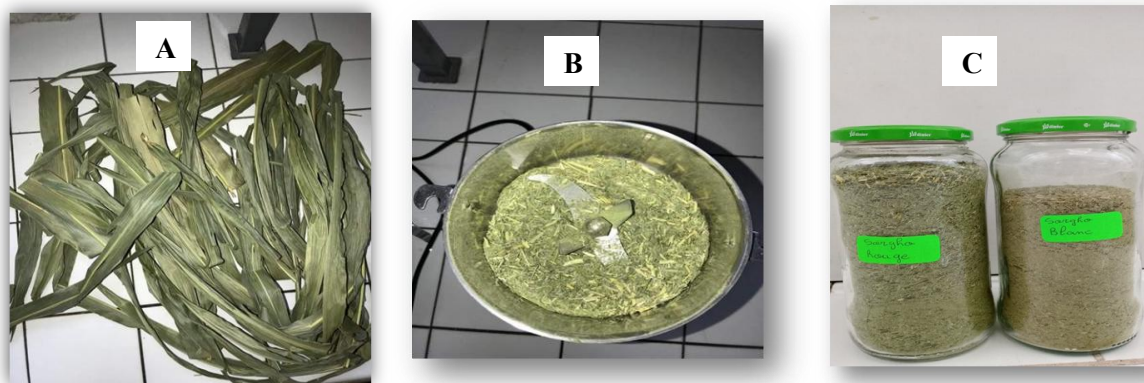


Fig. 21 Les étapes de la préparation de la plante

A : Séchage de plante, B : Broyage de la plante, C : Poudre végétale

I.2. Méthodes suivies

I.2.1. Extraction

Notre expérience est effectuée par deux méthodes d'extraction, solide-liquide et liquide-liquide, le protocole d'extraction a été effectué selon la méthode (Markham, 1982).

I.2.1.1. Extraction solide-liquide

100 g de la poudre végétale a été macéré dans un mélange hydroalcoolique méthanol / eau (70%, v/v) sous agitation pendant 24 heures. Le mélange est filtré sur papier filtre Wattman (0,5 um) par filtration sous vide, la macération a été répété trois fois pendant 72 heures avec renouvellement du solvant chaque 24 heures pour permettre la solubilisation maximum des composés. Les trois macérats filtrés sont réunis pour donner l'extrait méthanolique (brut), celui-ci est évaporé à sec sous pression réduite à 45°C au rotavapor et pesé pour déterminer son rendement, un poids du résidu sec est conservé dans une boîte de pétri comme extrait méthanolique jusqu'à leur utilisation.

I.2.1.2. Evaporation et récupération du solvant

L'évaporateur rotatif (ou rotavapor) est un appareil utilisé en chimie afin de distiller rapidement des solvants, dans le but de concentrer partiellement une solution ou pour concentrer à sec (on enlève tout le solvant) une solution ou une suspension (Figure 22).

Le principe d'un évaporateur rotatif est basé sur la distillation sous vide (partiel). La solution est mise en rotation pour augmenter la surface d'évaporation puis la pression est diminuée grâce à une pompe à vide. La vitesse de rotation et le vide créés permettent l'évaporation à des températures inférieures aux températures d'ébullition des solutions à évaporer (Craig et *al.*, 1950).

Cette technique a permis la séparation de mélange de substance liquide dont les températures d'ébullitions sont différentes. Elle permet également de séparer les constituants d'un mélange homogène. Les extrais obtenus seront utilisés pour déterminer les teneurs en composés phénoliques tels que les polyphénols, les flavonoïdes et les tanins.



Fig. 22 Rotavapor

Les étapes de réalisation de notre extrait brut issu de l'extraction **solide-liquide** sont bien illustrées dans la **figure 22**.

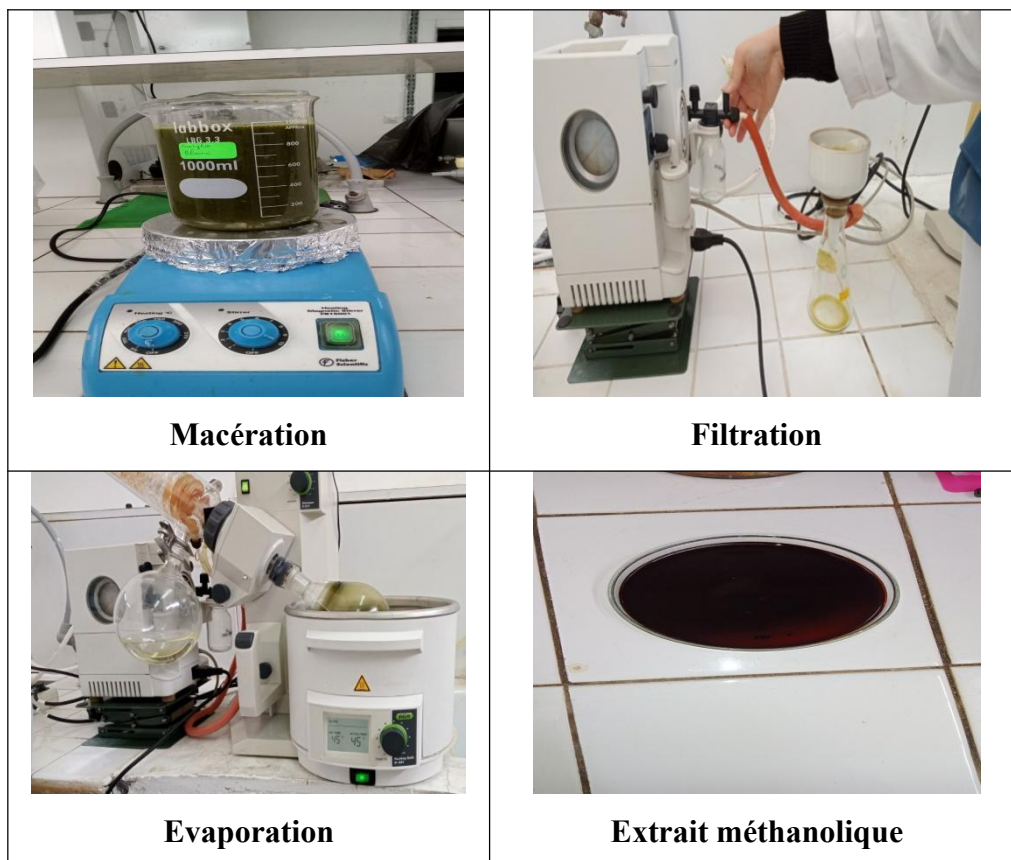


Fig. 23 Les étapes de l'extraction solide-liquide

I.2.1.3. Extraction liquide-liquide

Le reste de l'extrait méthanolique sec est repris dans l'eau distillée bouillante (300 ml) qui solubilise proportionnellement les flavonoïdes. La solution obtenue est filtrée sur papier filtre Whatman (0,5) afin d'éliminer les substances non phénoliques (Impuretés, graisses, ...).

La solution aqueuse obtenue est soumise à des affrontements successifs à l'aide des solvants de polarité croissante :

- ✓ Affrontement par le chloroforme
- ✓ Affrontement par l'acétate d'éthyle
- ✓ Affrontement par le n-butanol.

A l'aide d'une ampoule à décanté, la phase aqueuse subit un premier affrontement par le chloroforme pour débarrasser les cires, les lipides et les pigments chlorophylliennes, le deuxième par l'acétate d'éthyle, puis avec le n-butanol. La fraction aqueuse finale résiduelle contient surtout les flavonoïdes glycosylés les plus polaires. Le fractionnement est réalisé pendant 20 minutes et l'opération est répétée trois fois pour chaque solvant. Les quatre phases sont à la fin récupérées (la phase chloroformique, phase acétate d'éthyle, la phase n-butanol et la phase aqueuse), évaporées à sec sous pression réduite 45°C au rotavapor et conservées dans des boîtes de pétri à 4 °C jusqu'à leurs utilisations (Figure 24).





Solvant	Fractionnement	Récupération
Chloroforme		
Acétate d'éthyle		



Fig. 24 Fractionnement de l'extrait méthanolique en phase liquide- liquide.

I.2.2. Rendement d'extraction

Le rendement d'extraction correspond au pourcentage des métabolites secondaires dissouts dans un solvant organique et/ou aqueux utilisé pour l'extraction (Abe et *al.*, 2010).

Dans notre expérimentation, le rendement a été déterminé par rapport à une masse de 100 g (M0) des parties aériennes de la plante du genre *sorghum bicolor*.

$$\mathbf{R\ (\%) = [M1/ M0] \times 100}$$

R % : Rendement des extraits exprimés en pourcentage (%).

M1 : la masse de l'extrait sec.

M0 : la masse de la poudre végétale.

Le protocole de préparation des extraits méthanoliques et affrontements subis est bien détaillé dans la fig. 25.

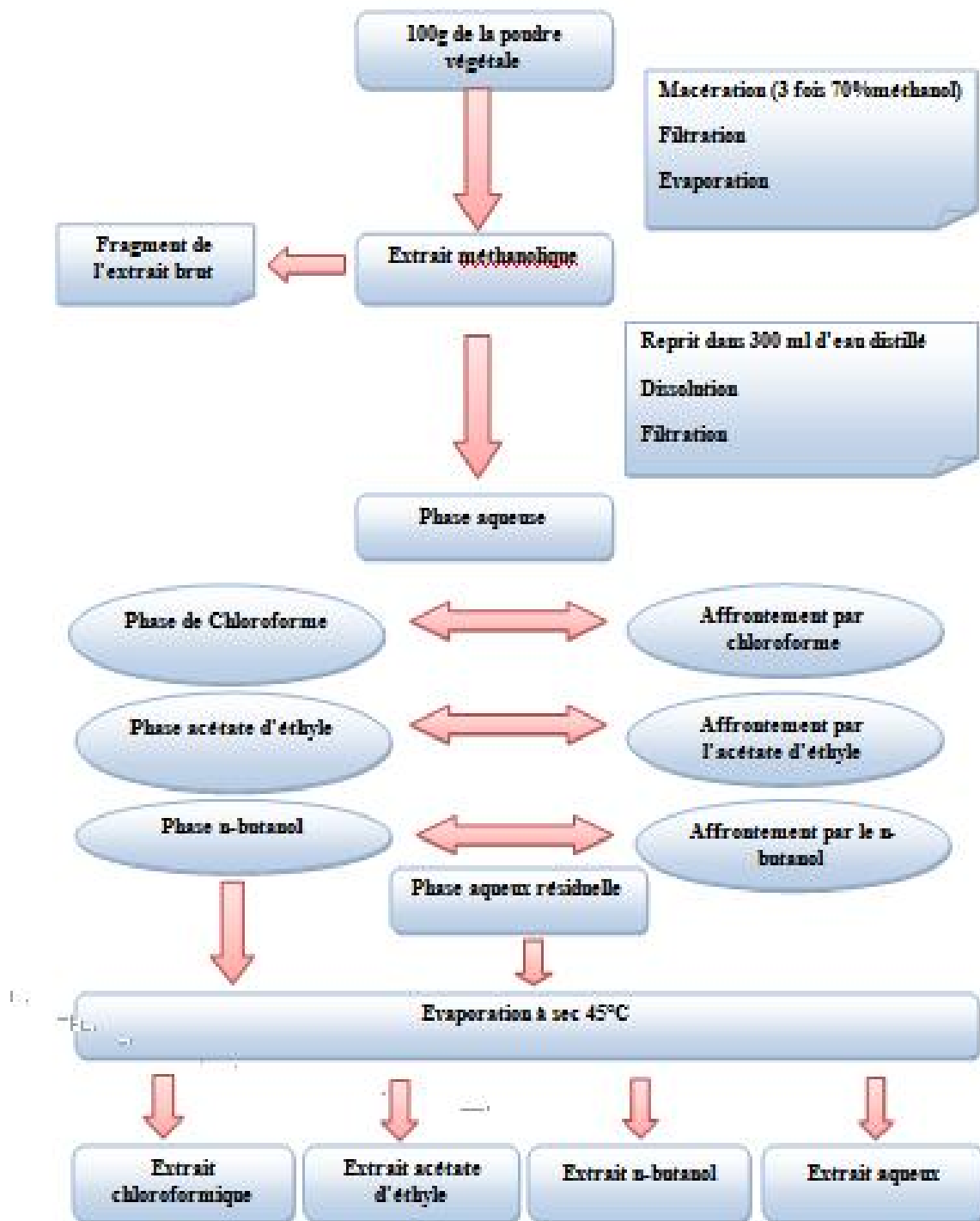


Fig.25 schéma illustrant les différentes étapes d'extraction

I.2.3. Etude quantitative des métabolites secondaires

I.2.3.1. Dosage des phénols totaux

Les composés phénoliques ou polyphénols sont des métabolites secondaires caractérisés par la présence d'un cycle aromatique portant des groupements hydroxyles libre ou engagés avec un glucide. Les plus représentés sont les anthocyanes, les flavonoïdes et les tanins. Le dosage des polyphénols totaux par le réactif de Folin-Ciocalteu a été décrit dès 1965 par Singleton et Rossi.

Le réactif est constitué par un mélange d'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phospho molybdique ($H_3PMO_{12}O_{40}$). Il est réduit, lors de l'oxydation des phénols, en un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène (Ribéreau-Gayon, 1968). La coloration produite, dont l'absorption maximum est comprise entre 725 et 750 nm est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux (Boizot et Charpentier, 2006).

Les étapes de la technique de dosage des phénols totaux à suivre sont :

1. Introduction de 200 μ l de l'extrait brut méthanolique des feuilles dans des tubes à essai.
2. Addition du mélange (1 ml du réactif de Folin-Ciocalteu dilué 10 fois et 0.8 ml de carbonate de sodium à 7.5%).
3. Agitation des tubes, puis conservation durant 30 minutes à la température ambiante.
4. L'absorbance est mesurée par un spectrophotomètre (Type SHIMADZU UV-1280) à 765 nm contre blanc.

Une courbe d'étalonnage est réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant l'acide gallique, comme contrôle positif. Les résultats sont exprimés en microgramme (μ g) équivalent d'acide gallique par gramme de la matière végétale sèche (mg EAG / g de MS).



Fig. 26 Dosage des phénols totaux

I.2.3.2. Dosage des flavonoïdes

La quantification des flavonoïdes est effectuée par une méthode adaptée par (Zhishen et *al.*, 1999) avec le trichlorure d'aluminium et la soude. Le trichlorure d'aluminium forme un complexe jaune avec les flavonoïdes et la soude forme un complexe de couleur rose, absorbée dans le visible à 510 nm.

Les étapes de la technique de dosage des flavonoïdes sont :

1. Dilution de 300 µl de l'extrait brut méthanolique des feuilles avec 2700 µl d'eau distillée.
2. Ajout de 90 µl de nitrate de sodium (NaNO_2) à 5%.
3. Après 5 min, rajout de 90 µl de trichlorure d'aluminium (AlCl_3) à 10 % (m/v) au mélange.
4. Après 6 min, addition de 300 µl d'hydroxyle de sodium (NaOH) à 4%.
5. Agitation immédiate du mélange afin d'homogénéiser le contenu.

L'absorbance de la solution de couleur rosâtre est déterminée à 510 nm contre un blanc. Une courbe d'étalonnage, est réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant de la quercétine comme contrôle positif. La teneur en flavonoïdes totaux, des extraits de plants végétale sèche (µg EAC / mg de MS)



Fig. 27 Dosage des flavonoïdes

I.2.3.3. Dosage des tanins

La teneur en tanins de nos extraits a été estimée à partir de la courbe d'étalonnage $Y=0.0003X + 0.08$ (Boudersa, 2018) : Y = l'absorbance, X = concentration de la solution catéchine, $\mu\text{g} / \text{g}$ de MS.

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 mesuré à 500 nm. La réactivité de la vanilline avec les tanins, n'implique que la première unité du polymère. Les quantités des tanins sont estimées, en utilisant la méthode de vanilline décrite par Julkunen-Titto (1985).

Les étapes de la technique de dosage des tanins sont :

1. Ajout de 50 μl de l'extrait brut à 1500 μl de la solution vanilline / méthanol (4%, m/v)
2. Mélanger à l'aide d'un vortex.
3. Addition de 750 μl de l'acide chlorhydrique concentré (HCl).
4. Le mélange obtenu est laissé réagir à la température ambiante pendant 20 min.
5. L'absorbance est mesurée à 550 nm contre blanc à l'aide d'un spectrophotomètre (Type SHIMADZU UV-1280).
6. Une courbe d'étalonnage est réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant de la ctéchine comme contrôle positif.
7. Les résultats sont exprimés en milligramme (mg) équivalent de la catéchine par gramme de la matière végétale sèche (μg EAC / g de MS) .



Fig. 28 Dosage des tanins

Les différentes lectures sont faites à l'aide d'un spectrophotomètre UV-visible est un appareil qui permet de mesurer l'absorbance d'une solution homogène à une longueur d'onde donnée ou sur une région spectrale donnée.

Son Principe est une source de lumière blanche traverse un monochromateur qui sélectionne une radiation de longueur d'onde λ . Le faisceau de lumière monochromatique incident d'intensité I_0 traverse alors une cuve contenant une solution colorée. Un photodétecteur convertit l'intensité lumineuse transmise I en un signal électrique. Enfin un analyseur traite le signal électrique et affiche la valeur de l'absorbance (Meziti, 2021).



Fig. 29 : Le Spectrophotomètre

I.3. Etude statistique

Les résultats obtenus en aspect quantitatif ont été transmis par le logiciel Excel Stat version 2014.

Le test réalisé est l'ANOVA à deux facteurs, suivi par un test de comparaison des moyennes par Newman-Keuls (NK) à un seuil 95% de confiance.

II. Résultat et discussion

II.1. Rendement d'extraction

Les différents rendements d'extraction par la solution méthanolique et ses fractionnements présentent une variabilité des caractéristiques de la couleur et de l'aspect entre les quatre extraits réalisés (Tableau 4).

Tableau 4 : Les rendements d'extraction par la solution méthanolique et du fractionnement par les solvants organiques

Type d'extraction	Les extraits	Rendement (%)	Couleur	Aspect
Solide-liquide	Extrait brute MeOH	15.50	Maron foncée	Visqueux
Liquide-liquide	Chloroforme	1.10	Vert claire	Pâteux
	Acétate d'éthyle	3.45	Jaune claire	Poudre
	N-butanol	0.22	Couleur miel	Cristallisée
	Phase Aqueuse	Contaminée	✘	✘

Les résultats obtenus des différentes fractions de l'extraction liquide-liquide issus de l'extrait brut par décantation, montrent que la fraction d'acétate d'éthyle représente le rendement le plus élevé avec 3,45%, suivi par la fraction chloroformique avec 1,10%. Tandis que, la phase n-butanolique a entraîné de faible quantité de molécules végétales (figure 30).

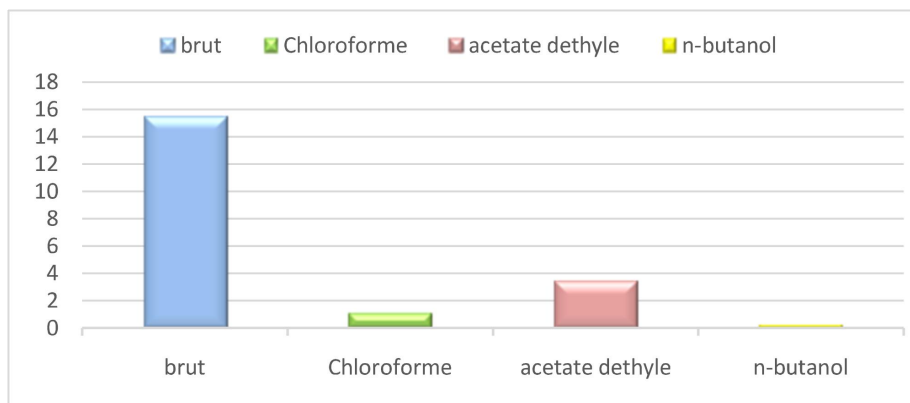


Fig. 30 Les Rendements d'extraction des différents extraits

II.2. L'analyse quantitative des composés phénoliques

La quantification des trois métabolites secondaires : polyphénol, flavonoïdes et tanins dans les 4 extraits sont représentés dans le tableau 5.

Tableau 5 : Teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins dans l'extrait brut et ses fractions dérivées

Extraits	Polyphénols (mg EAG /ml d'extrait)	Flavonoïdes (mg EQ /ml d'extrait)	Tanins (mg EQ /ml d'extrait)
Extrait brut	1.71±0	0.48±0.12	0.46±0.04
Extrait Chloroformique	1.38±0.04	0.60±0.16	0.91±0.03
Extrait Acétate d'éthyle	1.38±0.03	1.16±0.25	0.55±0.18
Extrait N-butanol	1.36±0.04	0.96±0.22	0.48±0.05

Les valeurs représentent la moyenne de 3 répétitions ± SD

II.2.1. Quantification des polyphénols totaux

La quantification des polyphénols totaux a été déterminée par une méthode spectrophotométrique de Folin-Ciocalteu (FCR). L'acide gallique est utilisé comme un étalon, le résultat obtenu est présenté dans une courbe d'étalonnage dont l'équation :

$Y = 0.6445X + 0.2371$ avec $R^2 = 0,9996$. La teneur en polyphénols totaux est exprimée en mg équivalent d'acide gallique par g d'extrait (mg EAG / g d'extrait)

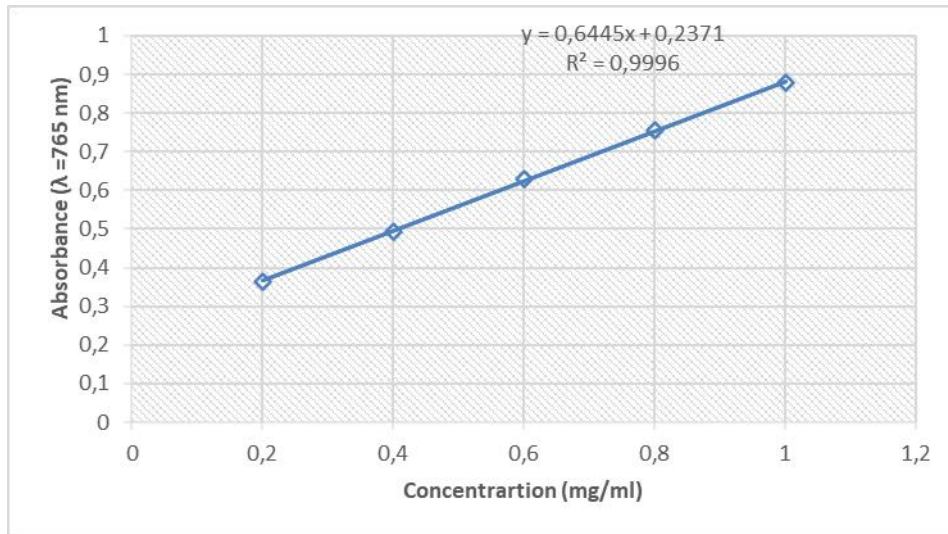


Fig. 31 Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

Les trois extraits (chloroformique, acétate d'éthyle et n-butanol) présentent un taux des polyphénols très convergent. L'extrait brut témoigne d'une teneur maximale de $0,17 \pm 0,01$ mg EAG/g d'extrait. Alors que, les trois autres extraits (chloroformique, acétate d'éthyle et n-butanol) enregistrent la même estimée à $0,14 \pm 0$ mg EAG/g.

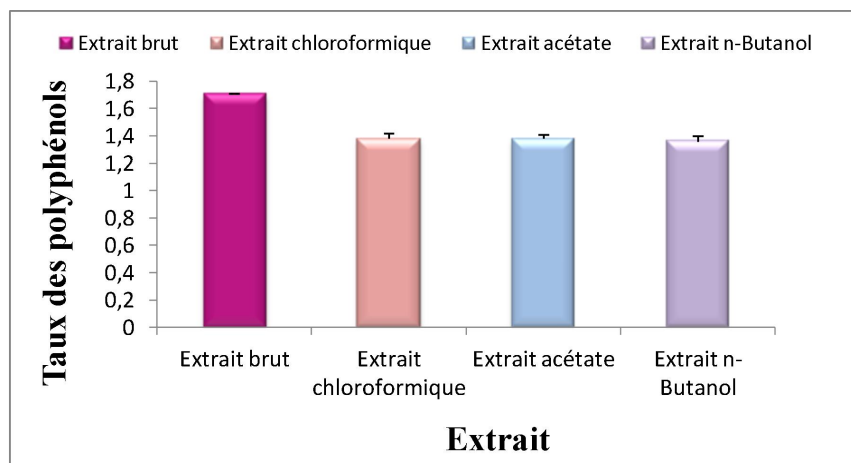


Fig. 32 Taux des polyphénols chez les quatre extraits de sorgho blanc.

L'analyse de la variance de la teneur en polyphénols (Tableau 6) révèle une différence très hautement significative entre les quatre extraits ($F=107.284$ à $\alpha=0.0001$).

Tableau 6 : Analyse de variance de polyphénol

Source	Ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Modèle	3	0,236	0,079	107,284	< 0,0001
Résidus	8	0,006	0,001		
Total	11	0,242			

Le teste Newman et Keuils regroupe les quatre extraits en deux groupes distingués :

A > B <= => extrait brut > n-butanol ; acétate d'éthyle ; chloroforme.

Le premier contient l'extrait brut avec une moyenne de la teneur en polyphénols égale à 1.707 mg EAG/mg MS. Alors que le deuxième groupe englobe les trois autres extraits (n-butanol, acétate d'éthyle, chloroforme) avec la moyenne de 1.397mg EAG/mg MS à 1.377 mg EAG/mg MS respectivement (Tableau 7).

Tableau.7 Classement et regroupements des groupes non significativement différents

Modalités	Moyenne	Regroupements
Brut	1,707	A
N-Butanol	1,397	B
Acétate d'éthyle	1,377	B
Chloroformique	1,377	B

Cette variation du taux de polyphénols peut être due à la diversité aux différents procédés d'extraction tels que ; le type de solvant, la température et le temps d'extraction (Popovici et *al.*, 2009), parce que les polyphénols sont des classes de molécules caractérisées comme l'indique son nom par la présence de plusieurs groupes phénoliques associées en structures plus au moins complexes, sont solubles dans les solvants organiques polaires et peu solubles dans les solvants moins polaires (Macheix et *al.*, 2005), ainsi le solvant qui a donné la teneur la plus élevée est l'MeOH qu'il a une polarité plus élevée.

Ces différences de résultats peuvent être dues à la faible spécificité du réactif de « Folin-Ciocalteu » qui est l'inconvénient principal de ce dosage colorimétrique. Il a été montré que le réactif est extrêmement sensible à la réduction de tous les groupes d'hydroxyles non

seulement celles des composés phénoliques, mais également de certains sucres et protéines (Vuorela, 2005 ; Gomez-Caravaca *et al.*, 2006).

Le changement de la couleur observé de jaune en bleu est proportionnel à la teneur en polyphénols totaux présents dans les extraits végétaux.

Dans une étude comparative, nos résultats sont supérieurs à ceux trouvés par **Mami (2015)**, elle a relevé une valeur de $313 \pm 0.22 \mu\text{g AG/g MS}$.

II.2.2. Quantification des flavonoïdes totaux

La raison principale pour laquelle on a choisi cette classe de polyphénols, réside dans le fait que les flavonoïdes constituent la classe polyphénolique la plus importante, avec plus de 2000 publications annuelles contenant « flavonoïdes » comme mot clé (Middleton, 2000 ; Havsteen, 2002).

La teneur en flavonoïdes totaux des extraits a été déterminée par la méthode colorimétrique du trichlorure d'aluminium (AlCl_3), en utilisant comme standard la quercétine.

Le contenu en flavonoïdes est calculé à partir de l'équation de régression linéaire obtenue par une courbe d'étalonnage tracée de quercétine ($y = 1.0207X + 0.0321$) $R^2 = 0.9747$ (Figure 32).

Les résultats obtenus sont rapportés en milligrammes équivalents de quercétine par gramme de matière sèche ($\mu\text{g EQ/g MS}$).

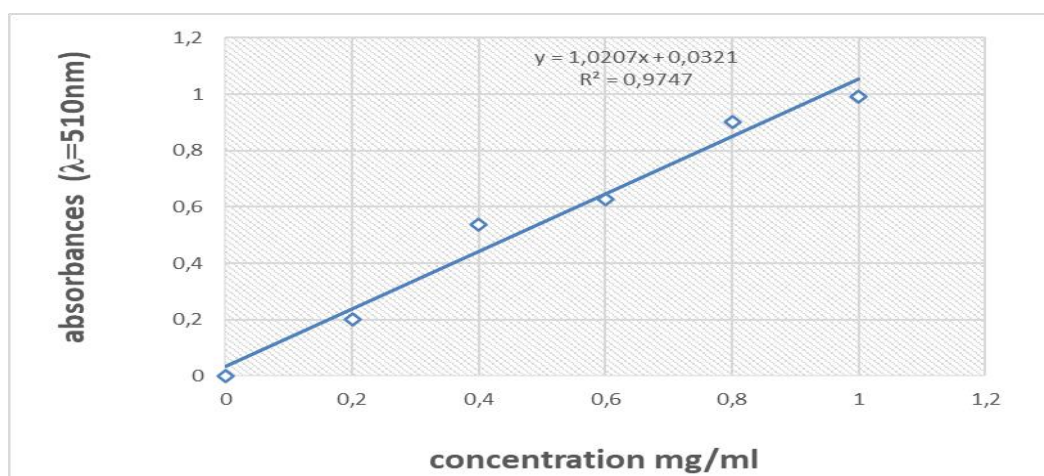


Fig. 33 Courbe d'étalonnage de quercétine

D'après nos résultats, les teneurs en flavonoïdes totaux des feuilles de *sorghum bicolor L* révèlent que l'extrait d'acétate d'éthyle est plus riche en flavonoïdes avec une teneur $1,16 \pm 0,25$ mg EQ/g d'extrait, suivi par l'extrait n-butanol avec une teneur de $0,96 \pm 0,22$ mg EQ /g d'extrait. Tandis que les deux extraits chloroformique et brut présentent des teneurs en flavonoïdes moyenne de l'ordre ($0,60 \pm 0,16$; $0,48 \pm 0,12$ mg EQ/g) respectivement (Fig.34).

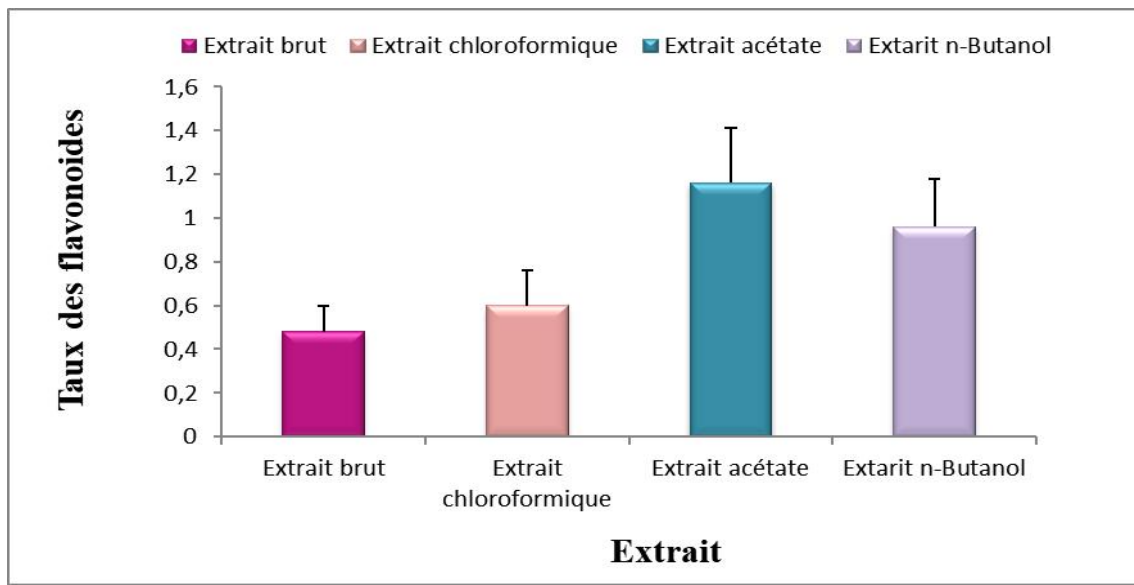


Fig.34 Taux des flavonoïdes dans 4 extraits chez le sorgho blanc

L'analyse de la variance de la teneur en flavonoïdes montre une différence très hautement significative entre les quatre extraits (Tableau 8). ($F= 7,989$ à $\alpha= 0,009$).

Tableau 8 analyse de variance des flavonoïdes

Source	Ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Modèle	3	0,901	0,300	7,989	0,009
Résidus	8	0,301	0,038		
Total	11	1,202			

Le test N.K classe chaque extrait dans un groupe différent (Tableau 9)

A > AB > BC > C \Leftrightarrow Acétate d'éthyle > n-Butanol > Chloroforme > extrait brut.

Le groupe A contient l'extrait d'acétate d'éthyle avec une teneur maximale de 1.160 µg EC/g de MS. Alors que le groupe le groupe C qui contient l'extrait brut avec une teneur minimale de 0.475 µg EC/g de MS. Les deux autres extraits n-Butanol et Chloroforme présentent deux autres groupes avec des teneurs intermédiaires équivalents à 0.960 et 0.600 µg EC/g de MS respectivement.

Tableau 9 Classement et regroupements des groupes non significativement différents

Modalités	Moyenne	Regroupement		
Acétate d'éthyle	1,160	A		
N-Butanol	0,960	A	B	
Chloroformique	0,600		B	C
Brut	0,475			C

Ces différences des teneurs en flavonoïdes entre les extraits peuvent s'expliquer d'une part, par le nombre différent des structures sécrétoires dans les divers tissus végétaux et d'autre part, par la sélectivité de chaque solvant utilisé pour le fractionnement, car les flavonoïdes constituent le groupe le plus hétérogène des composés phénoliques, dont certaines classes sont solubles dans les solvants polaires tandis que, d'autres (les flavonoïdes aglycones) sont solubles dans les solvants apolaires donc on peut dire que le *sorghum bicolor L* est riche en flavonoïdes polaires qu'apolaires (Macheix et *al.*, 2006 ; Kaurinovic et vastag, 2019 ; Gulcin, 2020).

La coloration jaunâtre produite est proportionnelle à la quantité totale des flavonoïdes présentes dans les extraits végétaux.

Dans une étude comparative, nos résultats sont supérieurs à ceux trouvés par **Mami (2015)**, Ce résultat est similaire avec le résultat de **Kermiche (2021)** sur les feuilles de la même espèce.

II.2.3. Quantification des tanins

La quantification des tanins a été effectuée par une méthode adaptée par **Zhang et al., (2008)**. Une courbe d'étalonnage est réalisée en utilisant de la catéchine comme contrôle positif. Les résultats sont exprimés en milligramme (mg) équivalent de la catéchine par gramme d'extrait et par gramme de la poudre respectivement (mg EAT /g)

Le contenu en tanins est calculé à partir de l'équation de régression linéaire obtenue par une courbe d'étalonnage tracée de quercétine ($Y = 0.0003X+0.08$).

D'après nos résultats, les teneurs en tanins totaux des feuilles de *sorghum bicolor L* (Figure 35) révèlent que l'extrait chloroformique est plus riche en tanins avec une teneur $0.91\pm 0,03$ mg EQ/g d'extrait, suivi par l'extrait d'acétate d'éthyle avec une teneur de $0.55\pm 0,18$ mg EQ /g d'extrait. Tandis que les extraits n-butanol, brute présentent des teneurs en tanins moyenne de $0.48\pm 0,05$; $0.46\pm 0,04$ mg EQ/g) respectivement.

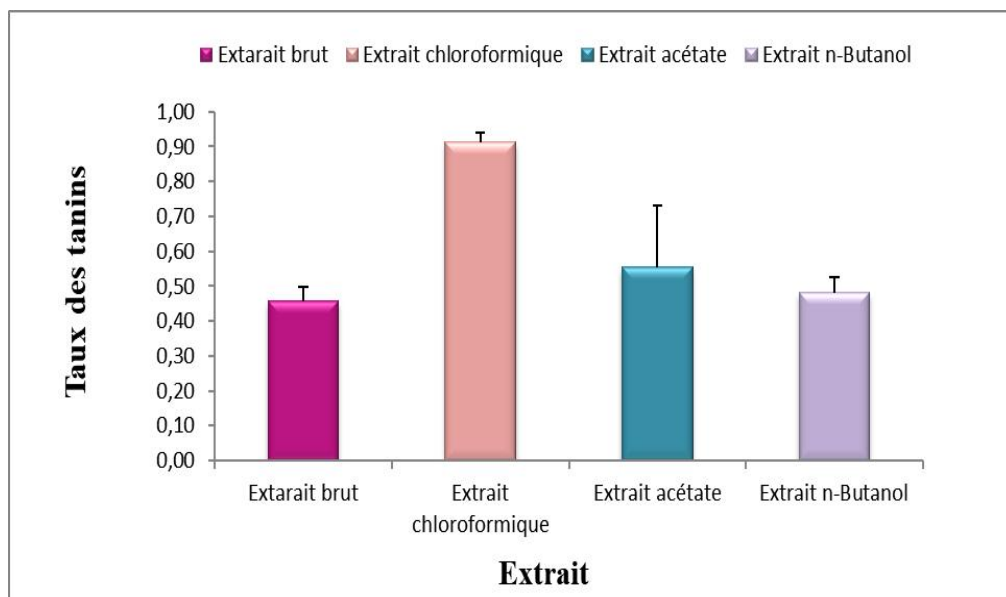


Fig.35 Taux des tanins dans 4 extraits chez le sorgho blanc

L'analyse de la variance de la teneur en tanins montre une très hautement significatives entre les entre les quatre extraits (Tableau 10). ($F= 14.877$ à $\alpha= 0.001$).

Tableau 10 analyse de variance des tanins

Source	Ddl	Somme des carrés	Carré moyen	F de Fisher	Pr > F
Modèle	3	0,402	0,134	14,877	0,001
Résidus	8	0,072	0,009		
Total	11	0,474			

Le test N.K regroupe les quatre extraits en deux groupes (Tableau 11) :

A > B \Leftrightarrow l'extrait chloroformique > Acétate d'éthyle, n-Butanol et l'extrait brut.

Le premier groupe A contient l'extrait chloroformique avec une teneur maximale de 0.912 μg EC/g de MS. Alors que le deuxième groupe B regroupe les trois extraits Acétate d'éthyle, n-Butanol et l'extrait brut des moyennes de 0.554, 0,481 et 0.458 μg EC/g de MS.

Tableau 11 Classement et regroupements des groupes non significativement différents

Modalités	Moyenne	Regroupements
Chloroformique	0,912	A
Acétate d'éthyle	0,554	B
N-Butanol	0,481	B
Brut	0,458	B

Ces résultats montrent que les tanins sont avec une concentration élevée dans les feuilles chez l'extrait chloroformique. La teneur en tanins des fractions est plus élevée dans les solvants non polaires laissant suggérer des tanins libres (Sombie et *al.*, 2018).

Nos résultats en tanins sont similaires avec ceux trouvés par Kermiche (2021) sur la même espèce et en contradiction avec celle de Mami (2015) qui révèle l'absence des tanins dans la même espèce toujours.

Cette étude a été réalisée dans le laboratoire de la biochimie RDC, au bloc de la Faculté des Sciences et de la Nature et de la Vie (F.S.N.V.) de l'université des frères Mentouri Constantine 1.

Le matériel végétal représente la partie aérienne de la plante de l'espèce sorgho (*Sorghum bicolor*), exactement les feuilles au stade floraison durant la campagne agricole 2020-2021.

Les feuilles ont subi trois macérations successives avec la solution méthanolique pendant 72h. L'extrait brut retenu représente la solution aqueuse qui a été soumise à quatre affrontements successifs par des solvants de polarité croissante (chloroformique, acétate d'éthyle, n-butanol et aqueuse).

Dans notre expérimentation, le rendement de chaque extrait a été déterminé par rapport à une masse de 100 g de la poudre végétale.

Les trois rendements issus des affrontements réalisés révèlent une variabilité entre les caractéristiques de couleur et d'aspect des trois extraits à l'exception la phase aqueuse qui a été contaminée.

Les résultats de l'étude quantitative des métabolites secondaires chez les quatre extraits enregistrent des données variables. L'extrait brut présente la teneur maximale en polyphénols estimée par la valeur (1.71 ± 0). Alors que l'extrait d'acétate d'éthyle représente de leur tour la plus grande valeur en flavonoïdes équivalente à 1.16 ± 0.25 . En dernier, l'extrait chloroformique témoigne de la valeur optimale des tanins (0.91 ± 0.03).

Revue
Bibliographique

Abe E, Delye SG, Alvarez JC. (2010). Liquid-liquid extraction : theory, applications and difficulties. *Annales de Toxicologie Analytique*, Vol. 22, n° 2, p 51-59.

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.

Asiedu J.J., 1991. La transformation des produits agricoles en zone tropicale : approche technologique. Paris : Karthala

Boizot, N. Et Charpentier, J. P., 2006. Methode Rapide D'evaluation Du Contenu En Composes Phenoliques Des Organes D'un Arbre Forestier. *Methodes Et Outils Pour D'observation Et L'evaluation Des Milieux Forestiens, Prairiaux Et Aquatiques, Inra*, 79-82.

Cacace JE, et Mazza G. (2000). Extraction of anthocyanins and other phenolics from black currants with sulfured water. *Journal of agricultural and food chemistry*, Vol.50, n°21, p 5939-5946.

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.

Chantereau J., Kondombo C., 1994. Estimation du taux d'allogamie chez les sorghos de race Guinée. In *Progrès in food grain research and production in semi-arid Africa*, JM Menyonga et al. Ed, Ouagadougou, Burkina Faso, SAFGRAD, 309-314.

CLERGET B., 2004. Le rôle du photopériodisme dans l'élaboration du rendement de trois variétés de sorgho cultivées en Afrique de l'Ouest. Thèse de doctorat, Institut National Agronomique ParisGrignon. France 103p+ annexes.

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.

DAVID L., 1987. Cultures traditionnelles de plein champ. Peace Corps, par la TransCentury Corporation, Washington, D.C, 497 p.

Djè Y., Heuertz M., Ater M. & Vekemans L.X. (2007). *Biotechnol. Agron. Soc. Environ*, 11, 30-40.

Doggett H., 1988. Sorghum. London Harlow (GB), Longman Scientific Technical, (2ème édition), 512 p.

FAO (2010). Food Agriculture Organisation.

FAO, 1995. Le sorgho et les mils dans la nutrition humaine, Rome, Italie, FAO, 198 p

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

Garcia-Salas G, P, Morales-Soto A, Segura-Carretero A, Fernández-Gutiérrez A. (2010). Phenolic-Compound-Extraction Systems for Fruit and Vegetable Samples. *Molecules*, Vol.15, n°12, p 8813- 8826.

Gómez-Caravaca AM, Gómez-Romero M, Arráez-Román D, Segura-Carretero A, and Fernández-Gutiérrez A. (2006). Advances in the analysis of phenolic compound in products derived from bees. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, Vol. 41, p 1220- 1234.

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

Havsteen, B.H. (2002). The biochemistry and medical significance of the flavonoids. *Pharmacol, Therapeut*, 96(2-3), 67– 202.

HOUSE L. R., 1987. Manuel pour la sélection du sorgho. Deuxième édition. International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics, Patancheru, Inde, 229 pp.

Jacques Chantereau, Jean-François Cruz, Alain Ratnadass et Gilles Trouche. Le sorgho. Avec la collaboration de Geneviève Fliedel file:///D:/M2/m%C3%A9moire/1006190.pdf

Julkunen-Titto, R., 1985. Phenolic Constituents In The Leaves Of Northern Willows: Methods For The Analysis Of Certain Phenolics. *Journal Of Agricultural And Food Chemistry* 33 : 213-217.

Kaurinovic B, Popovic M, Vlaisavljevic S. (2019). In vitro and in vivo effects of *Laurus nobilis* L. leaf extracts. *Molecules*, Vol.15, n° 5, p3378-3390.

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.

L.C. Craig, J.D. Gregory, W. Hausmann, “ Versatile laboratory concentration device”, *Anal Chem*, 1950 ; 22 : 1462.

Macheix, J.J., Fleuriot, A., et Jay-Allemand, C. (2005). Les composés phénoliques des végétaux : un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. PPUR Presses polytechniques. P192.

Manuels d'instruction de Rotavapor Buchi R220 SE, 2016, 108p

Markham KR. (1982). Technics of flavonoids identification. Academic Press.

Meziti H. 2021. Cours spectroscopie L3. Université de Sétif. <https://fsnv.univ-setif.dz/images/telecharger/BIOCH/Dr%20Meziti%20H%20cours%20spectroscopie%20%20L3%20B.pdf>

Middleton, J.E., Kandaswami, C., et Theoharides, T.C. (2000). The Effects of Plant Flavonoids on Mammalian Cells: Implications for Inflammation, Heart Disease, and Cancer. *Pharmacological Reviews*, 52, 673-751.

Moench C., 1794. *Methodus plantarum hortibotanicarum et agrarum*, 207 p.

Ollitrault P., 1987. Evaluation génétique des sorghos cultivés (*Sorghum bicolor* L. Moench) par l'analyse conjointe des diversités enzymatique et morpho-physiologique ; relation avec les sorghos sauvages. Thèse de doctorat en science de la vie, université ParisXI, Orsay, 187p

Popovici C, Saykova I, Tylkowski B. (2009). Evaluation de l'activité antioxydant des composés phénoliques par la réactivité avec le radical libre DPPH. *Revue de génie industriel*, Vol.4, p 25-39.

Price, M. L., Van Scoyoc, S. And 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.

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.

Rahal-Bouziane H., Mossab K., Khelid M., Kharsi M. & Hamdi S. (2004). Résultats prometteurs chez une céréale d'été des oasis d'Adrar : le sorgho "Sorghum sp". *INRAA, Recherche agronomique* 14, 57-64.

Ribéreau-G. (1968). Les composés phénoliques des végétaux. Edition Dunod. Paris. P57,10-13,55-86.

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 145-66

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.

Singleton VL and Rossi JAJ. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *Amer. J. Enol. Viticult*, Vol .16, p 144- 158.

Snowden J.D., 1936. The cultivated races of sorghum. London, Adlard, 274 p. Sokal R.R., Michener C.D., 1958. A statistical method for evolving systematic relationships. *Univ Kansas Sci Bull* 38 : 1409-1438. Somé L., 1989. Diagnostic agroclimatique

Sombie EN, Tibiri A, N'do JY-P, Traoré TK, Ouedroaogo N, Hilou A, Guissou PI, Nacoulma OG. 2018. Ethnobotanical study and antioxidant activity of antihepatitis plants extracts of the COMOIE province, Burkina Faso. *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, 12(3): 1308-1319.

TV Balole & GM Legwaila, Sorghum bicolor (L.) Moench 2006, In: Brink, M. & Belay, G. (Editeurs). PROTA 1 : Cereals and pulses/Céréales et légumes secs. [CD-Rom]. PROTA, Wageningen, Pays Bas.

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.

Zhang S.Y., Zheng C.G., Yan X.Y., Tian W.X. (2008). Low concentration of condensed tannins from catechu significantly inhibits fatty acid synthase and growth of MCF-7 cells. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 371, 654-658.

Zhishen, J., Mengcheng, T. And Jianming, W., 1999. The Determination Of Flavonoid Contents In Mulberry And Their Scavenging Effects On Superoxide Radicals. *Food Chemistry* 64 (4): 555- 559.

[Http://www.afriqueverte.org/r2_public/media/fck/File/Documentation/Semences/f3-maladies-ravageurs-du-riz-mil-sorgho.pdf](http://www.afriqueverte.org/r2_public/media/fck/File/Documentation/Semences/f3-maladies-ravageurs-du-riz-mil-sorgho.pdf)

[Https://fac.umc.edu.dz/snv/faculte/becol/2022/Pr-LABBANI Compos%C3%A9s%20ph%C3%A9noliques.pdf](https://fac.umc.edu.dz/snv/faculte/becol/2022/Pr-LABBANI%20Compos%C3%A9s%20ph%C3%A9noliques.pdf)

[Https://inspection.canada.ca/varietes-vegetales/vegetaux-a-caracteres-nouveaux/demandeurs/directive-94-08/documents-sur-la-biologie/sorghum-bicolor-l-moench/fra/1490144063487/1490144119854#a1](https://inspection.canada.ca/varietes-vegetales/vegetaux-a-caracteres-nouveaux/demandeurs/directive-94-08/documents-sur-la-biologie/sorghum-bicolor-l-moench/fra/1490144063487/1490144119854#a1)

[Https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-02861917](https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-02861917) Submitted on 9 Jun 2020

[Https://www.eurekalert.org/news-releases/915477?language=french#:~:text=L'antracnose%20du%20sorgho%20est,plus%20priches%20de%20la%20r%C3%A9colte.](https://www.eurekalert.org/news-releases/915477?language=french#:~:text=L'antracnose%20du%20sorgho%20est,plus%20priches%20de%20la%20r%C3%A9colte.)

[Https://www.sorghum-id.com/content/uploads/2017/10/Synthese_Sorgho_Grain_FR.pdf](https://www.sorghum-id.com/content/uploads/2017/10/Synthese_Sorgho_Grain_FR.pdf)

[Https://www.verdeterreprod.fr/wp-content/uploads/2019/05/CE%CC%81RE%CC%81ALES-phytotechnie-spe%CC%81ciale.pdf](https://www.verdeterreprod.fr/wp-content/uploads/2019/05/CE%CC%81RE%CC%81ALES-phytotechnie-spe%CC%81ciale.pdf)

WWW.plantes-et-sante.fr

Année universitaire : 2021-2022

Présenté par : KEHILI Roumeissa
KHATOUL Aicha

Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master en Physiologie végétale de la reproduction

**Intitulé : Etude phytochimique d'une céréale secondaire : Sorgho
(*Sorghum bicolor*)**

Notre travail a porté sur une céréale secondaire, le sorgho (*Sorghum bicolor*). Une étude phytochimique est réalisée sur les feuilles de la plante au stade floraison de la campagne agricole 2020-2021. La macération est faite par deux méthodes d'extraction liquide –solide et liquide – liquide. L'extrait brut a subi des affrontements successifs par des solvants de polarité croissante (chloroforme, l'acétate d'éthyle et n-butanol). Les tests phytochimiques de dosage des trois métabolites secondaires (polyphénols, flavonoïdes et tanins) sont effectués sur les quatre fractions. Les résultats de la détermination des rendements des quatre extraits présentent un rendement très important équivalent à 15.50% chez l'extrait brut, et moyennement chez l'extrait d'acétate d'éthyle à 3.45%. Alors qu'il devient plus faible en passant aux autres extraits, extrait chloroformique (1.10%) et n-butanol (0.22%). Les résultats de l'analyse quantitative des métabolites secondaires indiquent la richesse de l'extrait brut en polyphénols, de l'extrait d'acétate d'éthyle en flavonoïdes, et de l'extrait chloroformique en tanins.

Mots-clefs : *Sorghum bicolor*, extraction, polyphénols, flavonoïdes, tanins

Laboratoires de recherche :

Laboratoire de Biochimie RDC (Université Frères Mentouri, Constantine 1).

Encadreur :	CHAIB Ghania	(Prof - Université Frères Mentouri, Constantine 1).
Examineur 1 :	ZAGHAD Nadia	(MCA - Université Frères Mentouri, Constantine 1).
Examineur 2 :	KARA Karima	(MCA - Université Frères Mentouri, Constantine 1).