

République Algérienne démocratique et populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITE KASDI MERBAH OUARGLA

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences Biologiques



Mémoire En vue de l'obtention du diplôme de
MASTER ACADEMIQUE

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biologie

Spécialité : Biochimie appliquée

Présenté par : BOULKOUMANE Bouthina

DOUADI Fahima

Thème

Composition biochimique et activités biologiques
des extraits de l'herbe de blé et de l'orge

Soutenu publiquement

Le : 07/07/2019

Devant le jury:

Présidente	BOUAZIZ Sabrina	M.C.B Univ. Ouargla
Encadreur	ANNOU Ghania	M.C.B Univ. Ouargla
Examineur	SAADI Sid Ahmed	M.A.B Univ. Ouargla

Année universitaire : 2018/2019

Remerciement

*Avant tout, Nous remercions **Allah** tout puissant de nous avoir donné le courage, la force, la volonté et la patience de pouvoir accomplir ce modeste travail.*

*Nous exprimons notre plus vive reconnaissance à Madame **ANNOU Ghania**, Maître de conférences B au département des sciences biologiques de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université **KASDI MERBAH-Ouargla**, qui nous a inspirée ce sujet, pour avoir accepté de diriger ce travail, pour la grande patience, ses encouragements, ses orientations et ses conseils précieux.*

*Nous exprimons nos profondes reconnaissances à Madame **BOUAZIZ Sabrina**, Maître de conférences B au département des sciences biologiques de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université **KASDI MERBAH-Ouargla**, qui nous a fait l'honneur de présider ce jury.*

*Nous présentons nos remerciements les plus sincères à Monsieur **SAADI Sid Ahmed**, Maître assistant B au Département des Sciences Biologiques de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université **KASDI MERBAH-Ouargla**, d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Nos remerciements vont aussi à tous les membres de l'équipe de laboratoire interne de l'hôpital Mohammed Boudiaf-Ouargla. En particulier à son chef de service Mr **DADAMOUSSA Kfmissse** et son adjoint **BAHI Belkhir** de nous avoir accueillis au sein du laboratoire.*



Dédicace

Je dédie ce travail modeste :

*A mes chers parents pour leurs encouragements,
leurs sacrifices et tout ce qu'ils ont fait pour moi, c'est une dette*

Je ne pourrai jamais rembourser

*A mes chères sœurs **Kenza** et **Nour El-Houda***

A la mémoire de mon grand-père, qu'Allah ait son âme

A mes grands-parents

*A mes tantes, surtout ma tante **Hassiba** et **Nassira**, et mes oncles*

*A ma chère cousine **Ines***

A toute ma famille

A mes amis

A toutes les personnes qui m'ont aidé pendant mes études

*Vous avez tous contribué à m'aider, à prendre soin de moi et à m'encourager, vous
avez fait et fera toujours partie de ma vie*

A tous, du fond de mon cœur je dédie ce travail

Boutheina





Dédicace

Je dédie ce modeste travail, à tout ceux qui je porte dans mon cœur.

À mon père, paix à son âme et que dieu l'accueille en son vaste paradis.

*À ma source de joie et de bonheur, **ma mère** qui m'as tant donné, parfois un mot suffisait pour me donner du courage, de suivre ma voie et pour me voir réussir, que dieu me la garde.*

*À **Bakir Khouadja**, qui m'a beaucoup aidé dans mon chemin, et sans oublier les personnes qui m'ont toujours encouragés, et qu'ont toujours été à mes côtés, et qui m'ont accompagné durant mon chemin des études supérieures : **Mohammed Medjoudja, Ramdane Mekkaoui, Salima Douh et Amel Boukhris.***

*À la source de mes efforts, mes chers frères et sœurs surtout : **Rabia et Maroua**
À mes belles sœurs.*

*À mon soutien moral et la source des conseils, la flamme de mon Coeur : **Ahmed Reda et sabrine.***

*À les enfants de mes sœurs : **Redwane, Cherine, Ahmed Maher, Aya, Tesnime, Sondous, Med Abderrahmane, Aymene Abderrahmane, Sara, Hossam, Marouane, Anas, Wassim, yasmine,***

*À mes aimables copines : **Nadjet, Aziza, Sara, Nawel, fatiha, Hayet, Nadia, Chadlia**
Particulièrement un énorme merci pour le Doyen de la Faculté des Mathématiques et Sciences de la Matière de l'Université KASDI-MERBAH Ouargla, Djamel bechki et
Monsieur le secrétaire générale El hachemi Belaid*

À toute ma famille

À tous mes collègues d'étude de 2018-2019.

Fahima



Liste des abréviations

%	: Pourcentage
μl	: Microliter
Abs	: Absorbance
ADN	: Acide désoxyribonucléique
AlCl₃	: Chlorure d'aluminium
ATP	: Adénosine triphosphate
°C	: Degré Celsius
Ca⁺⁺	: Calcium
CEC	: Capacité d'échange cationique
Cl⁻	: Chlore
CMI	: Concentration minimale inhibitrice
DMSO	: Diméthyl sulfoxyde
DO	: Densité optique
DPPH	: 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle
EAG / g ES	: Equivalent Acide Gallique par gramme d'extrait sec
EGTA	: Acide ethyleneglycol tetra acétique
EOA	: Espèces oxygénées activées
EQ	: Equivalent quercétine
ER / g ES	: Equivalent rutine par gramme d'extrait sec
Fe⁺⁺	: Fer
I %	: Pourcentages d'inhibition
IC₅₀	: Concentration inhibitrice 50 % des radicaux libres
g	: Gramme
GPx	: Glutathion peroxydase

K⁺	: Potassium
M	: Mole
Mg⁺⁺	: Magnésium
mm	: Millimètre
mmol	: Millimole
N°	: Numéro
Na⁺⁺	: Sodium
NADPH	: Nicotinamide adénine dinucléotide phosphate
nm	: Nanomètre
P⁻³	: Phosphore
pH	: potentiel Hydrogène
PPM	: Phosphomolybdate
R	: Rendement
SOD	: Superoxyde dismutase
U	: Unité de masse atomique unifiée
UV-Vis	: UV-Visible

Liste des figures

Numéro	Titre	Page
01	Anatomie d'un grain de blé	05
02	Phase début tallage-début montée	06
03	Cycle de développement du blé	07
04	Herbe de blé	08
05	Orge à deux rangs (à gauche) et d'orge à six rangs (à droite)	10
06	Anatomie de la graine d'orge	12
07	Stades de croissance de l'orge	14
08	A. Semis d'herbe d'orge. B. Feuilles de l'orge	14
09	Structure de la chlorophylle (a) et de l'hémoglobine (b)	22
10	Ionogramme (EX-D Jokoh ELECTROLYTE ANALYZER) pour le dosage de Na, K, Cl	31
11	Mécanisme réactionnel entre l'espèce radicalaire DPPH• et un antioxydant (AH)	32
12	Rendements d'extraction du blé et de l'orge à différents stade de croissance	36
13	Teneur en polyphénols totaux des extraits secs d'orge et du blé à différents stade de croissance	37
14	Teneur en flavonoïdes des extraits secs de l'orge et du blé à différents stade de croissance	40
15	EC ₅₀ obtenues avec les extraits bruts de l'orge et du blé à différentes stades de croissance	45
16	Profils des courbes obtenus dans le teste de phosphomolybdate pour les différents stades de croissance de blé (A) et de l'orge (B)	46

Liste des tableaux

Numéro	Titre	Page
01	Compositions phytochimiques de l'herbe de blé	09
02	Etapas de dosage colorimétrique de fer selon le kit Biomaghreb	28
03	Etapas de dosage colorimétrique de magnésium selon le kit Biomaghreb	29
04	Etapas de dosage colorimétrique de calcium selon le kit Biolabo.	29
05	Etapas de dosage colorimétrique de phosphore selon le kit Spinreact	30
06	Sensibilité des souches microbiennes en fonction des zones d'inhibition	35
07	Teneurs en minéraux chez le blé et l'orge à différents stades de croissance	42
08	Diamètres des zones d'inhibition obtenus avec les différents extraits de blé et de l'orge à différents stades de développement avec les souches testées	50

Liste des photos

Numéro	Titre	Page
01	Aspect des bourgeons de l'orge (a) et de blé (b)	23
02	Semé des grains de l'orge (a) et de blé (b)	24
03	Aspect des herbes de cinq centimètres de l'orge (a) et de blé (b)	24
04	Aspect des herbes de dix à quinze centimètre de l'orge (a) et de blé (b)	24

Table des matières

Introduction	01
---------------------------	----

Partie I. Synthèse bibliographique

Chapitre I. Présentation des espèces étudiées

1. Présentation du Blé.....	03
1.1. Description botanique.....	03
1.2. Classification scientifique	03
1.3. Anatomie des grains de blé.....	04
1.4. Cycle de développement.....	05
1.4.1. Période végétative.....	05
1.4.2. Période reproductrice.....	06
1.5. Herbe de blé.....	07
1.6. Composition biochimique.....	08
1.6.1. Composition biochimique des grains de blé.....	08
1.6.2. Composition biochimique de l'herbe de blé.....	08
2. Présentation de l'orge.....	10
2.1. Description botanique.....	10
2.2. Classification scientifique.....	11
2.3. Anatomie des grains de l'orge.....	11
2.4. Cycle de développement.....	12
2.4.1. Période végétative.....	12
2.4.2. Période reproductive.....	13
2. 5. Herbe de l'orge.....	14
2.6. Composition biochimique.....	15
2.6.1. Composition biochimique des grains de l'orge.....	15

2.6.2. Composition biochimique de l'herbe de l'orge.....	15
--	----

Chapitre II. Activités biologiques de l'herbe de blé et de l'orge

1. Activité antioxydante.....	17
2. Activité antimicrobienne.....	20
3. Activité anticancéreuse.....	21
4. Activité antianémique.....	21
5. Activité antidiabétique.....	22

Partie II. Etude expérimentale

Chapitre I. Matériels et méthodes

1. Matériels.....	23
1.1. Matériel végétal.....	23
2. Méthodes.....	25
2.1. Extraction des composés bioactifs.....	25
2.2. Dosage biochimique.....	25
2.2.1. Dosage quantitatif des polyphénols.....	25
2.2.2. Dosage quantitatif des flavonoïdes.....	26
2.2.3. Dosage des minéraux.....	27
2.3. Evaluation des activités biologiques de l'herbe de blé et de l'orge.....	31
2.3.1. Evaluation de l'activité antioxydante.....	31
2.3.1.1. Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode du DPPH.....	32
2.3.1.2. Evaluation de l'activité antioxydante par le test phosphomolybdate.....	33
2.3.2. Evaluation de l'activité antimicrobienne.....	34
3. Analyses statistiques.....	35

Chapitre II. Résultats et discussions

1. Rendement.....	36
-------------------	----

2. Dosage biochimique.....	37
2.1. Teneurs en polyphénols totaux.....	37
2.2. Teneurs en flavonoïdes.....	40
2.3. Teneurs en minéraux.....	41
3. Activités biologiques étudiées.....	45
3.1. Activité antioxydante.....	45
3.2. Activité antimicrobienne.....	50
Conclusion et perspectives.....	54
Références bibliographiques.....	55
Annexes	
Résumés	

Introduction

Introduction

La relation entre la nutrition et la santé a été établie sans équivoque. De mauvaises habitudes alimentaires et des pertes de facteurs nutritionnels lors du traitement technologique, du stockage et des traitements culinaires peuvent conduire à une alimentation déficiente en certains facteurs nutritionnels.

L'une des possibilités pour améliorer l'équilibre de l'apport en nutriments de manière naturelle est le régime enrichi par les «aliments verts», qui désigne, aliments frais d'origine végétale (Paulíčková *et al.*, 2007). Tout au long de l'histoire humaine, l'homme a découvert de nombreuses plantes qui sont utiles pour traiter les maux et guérir de graves problèmes de santé tels que le cancer, le diabète et l'athérosclérose. Ils sont une sorte de médicament alternatif qui ne coûte pas cher et n'a pas d'effets secondaires, parmi ces plants : l'herbe de blé et de l'orge (Rana *et al.*, 2011).

Les herbes des céréales incluant le blé et l'orge avaient de plus en plus d'attention en tant que aliments puissants pour la consommation, car les plantes au stade de germination produisent d'avantage en acides aminés, en vitamines et en enzymes. Mais également et essentiellement une grande quantité de substances phytochimiques qui exercent divers avantages biologiques pour la santé humaine (Chomchan *et al.*, 2016).

L'herbe de blé et de l'orge ont été identifiées comme des aliments complets fournissant probablement tous les micronutriments. Il est rapporté que "quinze livres de l'herbe de blé ont une valeur nutritionnelle globale égale à 350 livres en d'autres légumes de jardin ordinaires (Ashish *et al.*, 2012).

Ces herbes représentent l'une des sources les plus riches de vitamines A et C (Qamar *et al.*, 2018). elles contiennent de nombreux éléments permettant d'assimiler plus facilement les vitamines B, y compris le laetrile (B₁₇), qui peut détruire certaines cellules cancéreuses sans affecter les cellules normales (Zivkovic, 2000 ; Nacci, 2008 ; Sharma, 2013 ; Chauhan *et al.*, 2014 ; Kevin Connors, 2015), contiennent du calcium de haute qualité, du phosphore, du magnésium, du sodium et du potassium en quantité équilibrée (Qamar *et al.*, 2018 ; Roshan *et al.*, 2016 ; Sushma et Annu, 2016), apportent du fer bio-disponible, améliorant ainsi la circulation (Payal *et al.*, 2015 ; Zeng *et al.*, 2018),

représentent la forme la plus efficace de traitement par la chlorophylle (Wangcharoen *et al.*, 2016), aident à réduire la tension artérielle (Rana *et al.*, 2011), sont similaire à la structure chimique moléculaire des globules rouges améliorant ainsi la capacité du sang à transporter l’oxygène à toutes les cellules du corps (Padalia *et al.*, 2010), aident à éliminer les résidus de médicament dans l’organisme (Rimple *et al.*, 2016), purifient le foie, aident à réguler la glycémie...etc (Shaikh *et al.*, 2011 ; zeng *et al.*, 2018).

A côté des micronutriments, la richesse des herbes de blé et de l'orge en molécules phytochimiques essentiellement les composés phénoliques comme les bioflavonoïdes, les terpénoïdes et les alcaloïdes. Les composés phénoliques y compris les flavonoïdes en particuliers occupent une place importante en biochimie moléculaire (Crozier *et al.*, 2009 ; Niroula *et al.*, 2019). Leurs présences dans l'herbe de blé et de l'orge lui confèrent divers activités biologiques telles que les activités antioxydante et antimicrobienne.

C'est dans ce contexte, se situe notre travail qui vise à évaluer le contenu phénolique et minérale, ainsi que les activités antioxydant et antimicrobienne de l'herbe de l'orge et de blé.

Notre manuscrit est scindé en deux parties : La première sera consacrée aux données bibliographiques sur le blé et l’orge. Dans la deuxième partie, le matériel biologique et la méthodologie de travail y sont présentés, et les principaux résultats obtenus suivie des discussions. Et enfin une conclusion achève notre travail.

Partie I

Synthèse bibliographique

Chapitre I

Présentation des espèces étudiées

Partie I. Synthèse bibliographique

Chapitre I. Présentation des espèces étudiées

1. Présentation du Blé

Le blé mais aussi le maïs et le riz représentent les trois céréales les plus importantes dans le monde en fonction du volume annuel de production (khan et Shewry, 2009).

1.1. Description botanique

Le blé est une plante annuelle, herbacée, de la classe des monocotylédones, (Feillet, 2000), de hauteur moyenne pouvant atteindre 1.5 m selon les variétés (Bozzini, 1988). Les feuilles sont caractérisées par un limbe aplati. Le blé possède une tige cylindrique, dressé, habituellement creuse et subdivisée en entrenœuds. Le système racinaire comprend des racines séminales produites par la plantule durant la levée, ainsi que des racines adventives (latérales) (Nedjah, 2015). L'autofécondation est le mode de reproduction de cette plante. L'inflorescence du blé est un épi muni d'un rachis portant des épillets séparés par de courts entrenœuds (Meunissier, 1922). C'est une céréale dont le grain est un fruit indéhiscant et sec, appelé caryopse, constitué d'une graine et de téguments (Feillet, 2000).

Les blés sont classés en fonction des espèces, des types commerciaux et des habitudes de croissance. Sur la base de celles-ci, il existe seize espèces. Deux types commerciaux : le blé tendre (*Triticum aestivum*) et le blé dur (*Triticum durum*), et trois habitudes de croissance (blé d'hiver, blé de printemps et blé facultatif) (Oyewole, 2016).

Les deux espèces les plus cultivées et qui se différencient par leur degré de ploïdie et par leur nombre de chromosomes sont :

- le blé tendre *Triticum aestivum* : ($2n = 6x = 42$), c'est un Hexaploïde.
- le blé dur *Triticum durum* : ($2n = 4x = 28$), c'est un Tétraploïde (Feillet, 2000 ; Tadesse *et al.*, 2016).

1.2. Classification scientifique

Le blé appartient au genre *Triticum*, la famille des *Gramineae* (Feillet, 2000), ce groupe de végétaux signifie étymologiquement "producteur de grains". A cette définition assez vague, les botanistes préfèrent le terme plus précis de *Poaceae* (Mosiniak *et al.*,

2006). D'après Bálint *et al* (2000), la classification botanique du blé est décrite comme suit :

Phylum : Angiospermatophyta

Classe : Monocotyledonopsida

Ordre : Poales (Glumiflorae)

Famille : Poaceae (Gramineae)

Sous-famille : Pooideae

Tribu : Triticeae

Sous-tribu : Triticinae

1.3. Anatomie des grains de blé

Les grains de blé ont généralement une forme ovale, bien que les différents blés aient des grains allant de formes presque sphériques à des formes longues, étroites et aplaties. Le grain mesure généralement entre 5 et 9 mm de longueur, pèse entre 35 et 50 mg et présente un pli sur un côté où il était initialement relié à la fleur de blé (Šramková *et al.*, 2009). Le grain de blé est formé de trois régions principales (figure 01) :

1.3.1. Albumen (ou endosperme)

L'albumen représente 80 à 85% du grain, constitué de l'albumen amylicé, dans lequel se trouvent des cellules remplies de granules d'amidon dispersés au milieu d'une matrice protéique et de la couche à aleurone (Feillet, 2000).

1.3.2. Enveloppes

Les enveloppes représente de 3 à 17 % du grain, de la graine et du fruit, formées de six tissus différents : nucelle, épiderme, cellules croisées, tégument séminal ou testa (enveloppe de la graine), cellules tubulaires, mésocarpe ou épicarpe (Feillet, 2000).

1.3.3. Germe

Le germe représente 3% du grain, ce germe est composé du scutellum et d'un embryon lui-même formé de la radicule, du coléoptile, de la gémme, du coléorhize et de la coiffe (figure 01) (Feillet, 2000).

Une extrémité du grain est recouverte d'une fine couche de poils, opposée à l'extrémité du germe (khan et shewry, 2009).

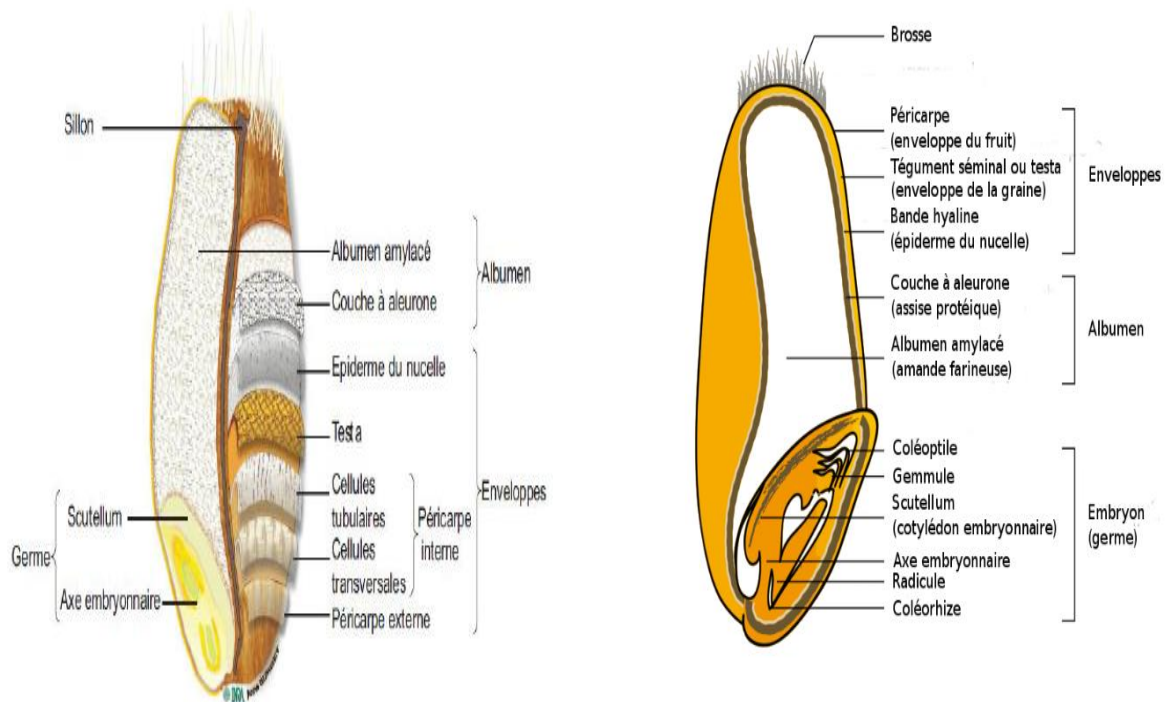


Figure 01 : Anatomie d'un grain de blé (Surget et Barron, 2005).

1.4. Cycle de développement

Le cycle de développement du blé commence avec une graine sèche plantée dans un lit de semences et se termine avec une graine sèche produite dans la tête (Klepper *et al.*, 1998).

Ce cycle est divisé en période végétative et période reproductrice (figure 03) (Sharma, 1992).

1.4.1. Période végétative

La période végétative se caractérise par un développement strictement herbacé qui s'étend du semis jusqu'à fin tallage (Bada, 2007). Trois phases caractérisent cette période :

1.4.1.1. Phase de germination-levée

La germination est le passage de la semence de l'état de vie lente à l'état de vie active (Ait-Slimane-Ait-Kaki, 2008). Elle se caractérise par la sortie du coléorhize donnant

naissance à des racines séminales et de la coléoptile qui protège la sortie de la première feuille fonctionnelle qui percera le sommet de la coléoptile après l'apparition de ce dernier au niveau du sol (Moule, 1971). Durant la phase semis-levée, l'alimentation de la plante dépend uniquement de son système racinaire primaire et des réserves de la graine (Bada, 2007).

1.4.1.2. Phase levée-début tallage

Dès que la première feuille a percé l'extrémité du coléoptile, celui-ci s'arrête de croître. Il se dessèche peu à peu. Cette première feuille fonctionnelle s'allonge. Une deuxième apparaît, une troisième puis une quatrième. La plantule dépend uniquement de ses réserves et de son système primaire de racines (Moule, 1971).

1.4.1.3. Phase début tallage-début montée

Le tallage est caractérisé par l'entrée en croissance de bourgeons différenciés à l'aisselle de chacune des premières feuilles (figure 02) (Moule, 1971).

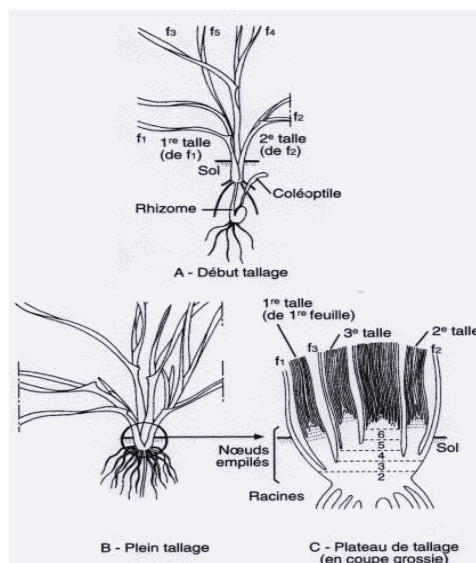


Figure 02 : Phase début tallage-début montée (Boyeldieu, 1997).

1.4.2. Période reproductrice

Cette phase est caractérisée également par trois phases.

1.4.2.1. Phase de formation des ébauches primordiales d'épillets

Dans cette phase l'hauteur de l'ébauche de l'épi du maître-brin atteint 1cm. cette phase s'achève lorsque l'épi prend sa forme finale à l'intérieur de la graine de la feuille étendard qui gonfle (stade du gonflement) (Moule, 1971).

1.4.2.2. Phase de spécialisation florale

La sortie des premières étamines hors des épillets au milieu de l'épi sur 50% des épis. La formation du grain se fait quand les grains du tiers moyen de l'épi parviennent à la moitié de leur développement (Moule, 1971).

1.4.2.3. Phase de maturité complète

C'est la période des moissons, une fois la teneur en humidité atteint environ 20%, le grain est mûr et prêt à être récolté (Moule, 1971).

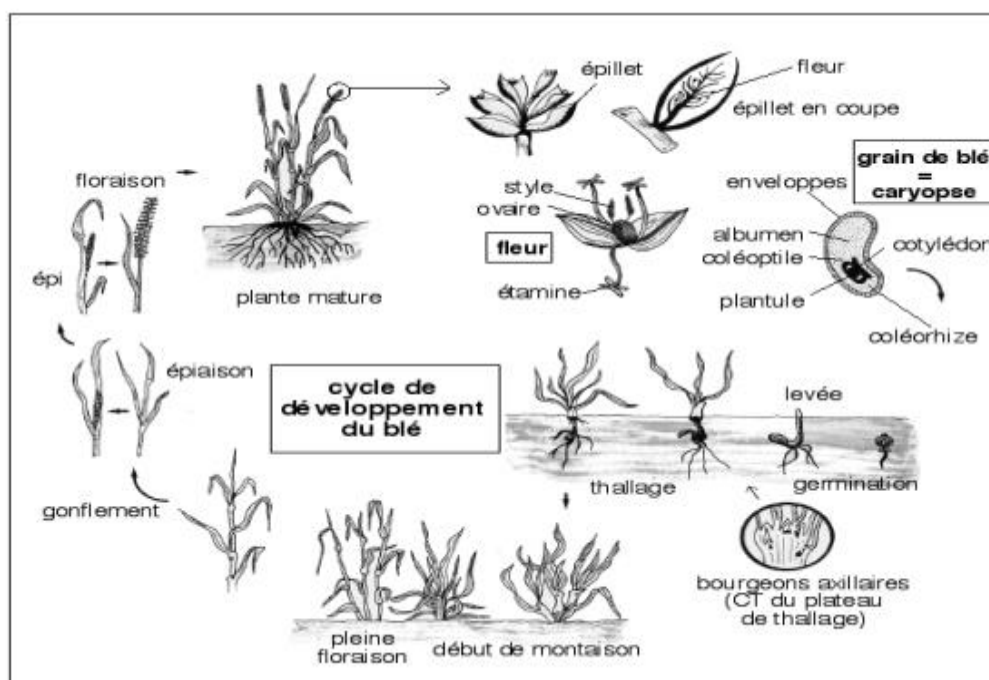


Figure 03 : Cycle de développement du blé (Nedjah, 2015).

1.5. Herbe de blé

Aux premiers stades de croissance, le plant de blé consiste en une tige ou une couronne très comprimée et de nombreuses feuilles étroitement linéaires ou linéaires-lancéolées, c'est l'herbe de blé (Chouhan et Mogra, 2014) (Figure 04).

L'herbe de blé désigne une jeune herbe du plant de blé (Özköse *et al.*, 2016 ; Ghumman *et al.*, 2017 ; Devi *et al.*, 2019 ; Benincasa *et al.*, 2019), qui germe dans un

environ 6 à 10 jours (Özköse *et al.*, 2016). les feuilles de blé ont une longueur de 20 à 38 cm et une largeur de 1.3 cm, et elle sont récoltées avant la phase de floraison (Rana *et al.*, 2011).



Figure 04 : Herbe de blé (Kumar *et al.*, 2016).

1.6. Composition biochimique

1.6.1. Composition biochimique des grains de blé

Les grains de céréales y compris le blé sont des organes végétaux particulièrement déshydratés leur teneur en eau est environ de 14 % (Ait–Slimane-Ait-Kaki, 2008). La composition chimique des grains de blé dépend de divers facteurs tels que la taille du grain, le génotype, les conditions climatiques, environnement, fertilisation, conditions du sol (Alijošius *et al.*, 2016).

L'endosperme (albumen) des grains de blé contient des glucides, des protéines, des vitamines et minéraux, le germe contient des vitamines, des protéines, des minéraux et des graisses, tandis que les enveloppes possèdent des composés phénoliques, des vitamines et des minéraux (Beloshapka *et al.*, 2016).

Ces grains contiennent 78.10% de glucides, 14.70% de protéines, 2.10% de matières grasses, 2.10% de minéraux (zinc, fer, magnésium, sélénium), et une proportion considérable de vitamines (thiamine et vitamine B) (Kumar, 2011).

1.6.2. Composition biochimique de l'herbe de blé

L'herbe de blé offre un apport nutritionnel comprenant 860 mg de protéines, 18.5 mg de chlorophylle, 15 mg de calcium, 38 mg de lysine, 7.5 mg de vitamine C et une

quantité élevée en micronutriments, tels que le complexe de vitamine B et les acides aminés. Les constituants phytochimiques de l'herbe de blé comprennent les alcaloïdes, les glucides, les saponines, la gomme, les mucilages et de nombreux autres composés (tableau 01). Sa valeur extractive soluble dans l'eau s'avère supérieure à sa valeur extractive soluble dans l'alcool (Rana *et al.*, 2011 ; Payal *et al.*, 2015 ; Sareen *et al.*, 2014).

L'herbe de blé est une source également de minéraux, elle contient une quantité importante de fer, de phosphore, de magnésium, de manganèse, de cuivre, de zinc, de calcium (Khan *et al.*, 2015), de sélénium, de sodium, de potassium (Padalia *et al.*, 2010 ; Shafi, 2015), de soufre, de bore, de molybdène et d'iode (Mogra et Rathie, 2013).

Tableau 01 : Compositions phytochimiques de l'herbe de blé.

Composition	Références	Composition	Références
Chrysoériol, pigénine, Lutéoline, Tricine, Tricetine, triméthyl ether	Wojakowska <i>et al.</i> , (2012)	Acide protocatéchique, Catéchine, acide p-coumarique, Glycoside cardiaque, Acide chlorogénique, Acide sinapique, Acide vanillique, Resvératrol	Ghumman <i>et al.</i> , (2017)
Quercétine	Do <i>et al.</i> , (2017)	Coumarine	Durairaj <i>et al.</i> , (2014)
Tannins, Terpénoïdes, Stéroïdes	Suriyavathana <i>et al.</i> , (2016)	Acide férulique, Acide gallique, Acide caféique, Acide syringique	Benincasa <i>et al.</i> , (2014)
Composés d'indole, Laetrile	Chauhan M, (2014)	Acide p-hydroxybenzoïque, Hydroxyanisole butylé	Akcan Kardas et Durucasu, (2014)
Butéine	Ogutu <i>et al.</i> , (2017)	Choline	Sharma <i>et al.</i> , (2013)
Rutine	Rajoria <i>et al.</i> , (2015)		

2. Présentation de l'orge

L'orge (*Hordeum vulgare* L.) est l'une des cultures céréalières les plus importantes dans le monde. Elle occupe la première place en termes de superficie de plantation après le blé, le riz et le maïs (Xue *et al.*, 2008). Elle est importante en tant que culture fourragère (l'alimentation animale) ainsi que pour la consommation humaine, direct et par le maltage (Leino et Hagenblad, 2010).

2.1. Description botanique

L'orge est une plante monocotylédone annuelle, a nombre de chromosomes diploïdes de 14 ($2n=14$), et caractérisé par l'auto-pollinisation (Harwood, 1900), de hauteur moyenne de 60 à 120 cm de hauteur (Reed, 1976 ; Briggs, 1978). L'orge a deux types de systèmes racinaires, séminale et adventice. Elle se compose d'une tige centrale et de 2 à 5 branches, appelées talles (Briggs, 1978).

Plusieurs types ont évolué, notamment l'orge d'hiver, de printemps, à deux rangées, à six rangées, nue et couverte, de maltage, de fourrage et de nourriture (Gianinetti *et al.*, 2016).



Figure 05 : Orge à deux rangées (à gauche) et d'orge à six rangs (à droite) (Horsley *et al.*, 2016).

2.2. Classification scientifique

L'orge appartient à la famille des *Poaceae* (Graminées), à la tribu *Triticeae*, et au genre *Hordeum* (Holopainen-Mantila, 2015). Leur classification complète est présentée selon Egbert, (2008) Comme suit :

Règne : Plantae

Sous-règne : Trcheobionta

Super-division : Spermatophyta

Division : Magnoliophyta

Classe : Liliopsida

Sous-classe : Commelinidae

Ordre : Cyperales

Famille : Poaceae

Genre : *Hordeum*

Espèce: *Hordeum vulgare*

2.3. Anatomie des grains de l'orge

Le grain d'orge représente un type de fruit indéhiscent appelé caryopsis. Il a une forme allongée et est divisé longitudinalement dans la moitié par un pli s'étendant sur toute la longueur du grain (Holopainen-Mantila, 2015), de taille et de poids variable selon les espèces et les variétés (Ajib, 2013).

Les principales parties du grain d'orge sont l'endosperme, l'embryon et leurs couches de couverture d'origine maternelle (l'enveloppe) (Holopainen-Mantila, 2015) (Figure 06).

2.3.1. Embryon

L'embryon ou le germe représente environ 3% de la graine, il est à l'origine d'une nouvelle plante, L'embryon contient divers protéines, composés phytochimiques, huiles, enzymes et vitamines. Les enzymes qu'il contient aident à déclencher la libération de nutriments à partir du reste de la graine lorsque la plante embryonnaire commence à se développer (Lahouar *et al.*, 2016). Le germe est composé du scutellum, plumule (tige) et

radicule (primaire racine). Il se trouve au point où le grain est attaché à l'épillet (Edwards, 2012).

2.3.2. Endosperme

L'endosperme qui représente 75-83% de la graine, est le fournisseur d'énergie de la graine pour la germination (Lahouar *et al.*, 2016). Il se compose de l'endosperme amylicé riche en amidon et d'une couche d'aleurone riche en protéine (Holopainen-Mantila, 2015).

2.3.3. Enveloppe

L'enveloppe représente environ 14% de la graine. Elle la protège des maladies et des ravageurs. Elle est constituée principalement de fibres alimentaires (β -glucane, cellulose, arabinoxylane et lignine) comme elle renferme quelques vitamines (Lahouar *et al.*, 2016).

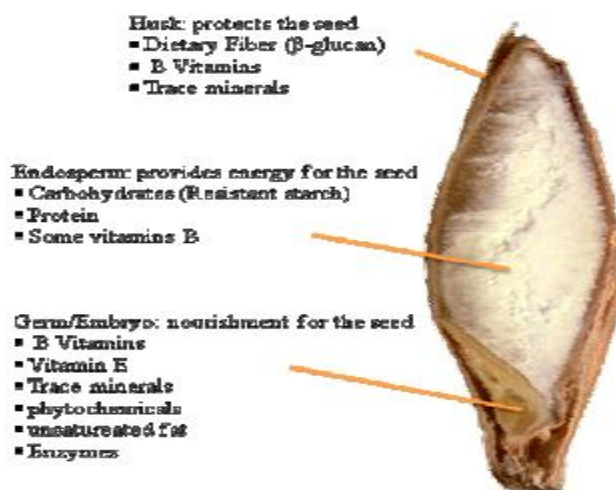


Figure 06 : Anatomie de la graine d'orge (Lahouar *et al.*, 2016).

2.4. Cycle de développement

L'orge comme le blé, a deux phases de croissance distinctes, la phase végétative et la phase de reproduction (Figure 07).

2.4.1. Période végétative

La période végétative passe par trois étapes :

2.4.1.1. Germination

Une fois imprégnée, la semence d'orge passe d'une phase de dormance à une vie active (Sreenivasulu *et al.*, 2008). La radicule s'allonge pour donner naissance aux racines primaires ou racines séminales. Simultanément, le coléoptile s'allonge et perce le sol pour laisser sortir les jeunes feuilles en croissance (Crémer, 2014).

2.4.1.2. Levée

Lorsque les premières racines primaires apparaissent, le coléoptile fend le tégument et commence à pousser vers la surface. L'émergence se produit lorsque le coléoptile ou la première feuille devient visible au-dessus de la surface du sol.

2.4.1.3. Tallage

A l'aisselle de la première feuille s'est développé un bourgeon, ou méristème. Celui-ci va donner naissance une talle primaire, A la base des feuilles des talles primaires se développent des bourgeons qui donneront naissance à des nouvelles talles. Une talle est composée bien évidemment de feuilles et de racines (Crémer, 2014).

2.4.2. Période reproductive

La phase de reproduction commence lorsque la pousse cesse de former des feuilles et commence à former une tête (Edwards, 2010).

2.4.2.1. Montaison

Une fois l'ébauche d'épi est apparait, l'élongation des entre-nœuds débute, A ce moment, le bourgeon situé à la base de la tige se différencie et se transforme en ébauche d'épi (Crémer, 2014).

2.4.2.2. Épiaison

Au bout d'un moment, plus ou moins long selon les espèces et les variétés, l'épi va apparaître hors des gaines (Crémer, 2014).

2.4.2.3. Floraison

Les étamines apparaissent alors hors des épis (Crémer, 2014).

2.5.2.4. Maturité

Quand l'orge atteint sa maturité, c'est la fructification, c'est-à-dire la fécondation de l'ovaire (Crémer, 2014).

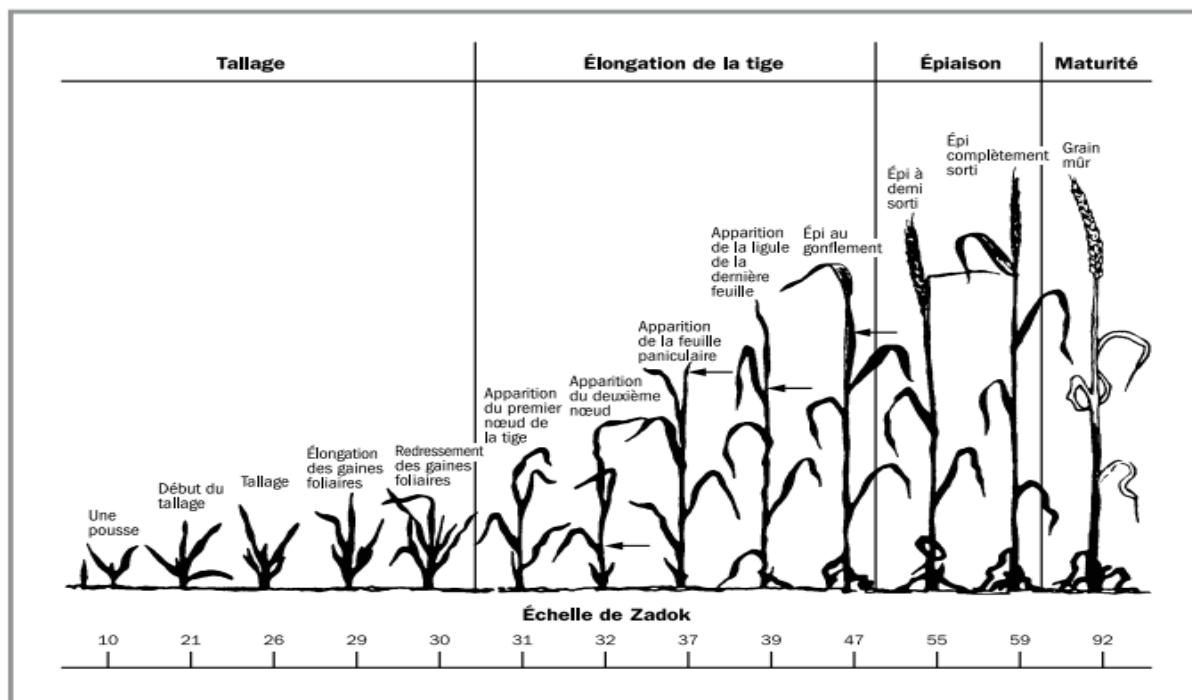


Figure 07 : Stades de croissance de l'orge (Brown *et al.*, 2017).

2. 5. Herbe de l'orge

L'herbe de l'orge obtenue à environ dix jours après la germination, a de jeunes feuilles vertes et une tige en stade de croissance végétative. Cette herbe a un statut nutritionnel pic avant le début du cycle de reproduction de l'orge (Park *et al.*, 2015).



Figure 08 : A. Semis d'herbe d'orge. B. Feuilles de l'orge (Lahouar *et al.*, 2015).

2.6. Composition biochimique

2.6.1. Composition biochimique des grains de l'orge

Les grains d'orge sèches et entiers renferme 60% d'amidon, 20% des fibres alimentaires, 12% des protéines brutes (Irge, 2017), de 3 à 4% de matières grasses, de 2 à 3 % de cendres et de 1 à 7% en glucides de faible poids moléculaire y compris environ 4.9% de (1-3, 1-4)- β -D-glucanes (bêta-glucanes) (Alijošius *et al.*, 2016 ; Abeshu et Abrha, 2017 ; Oscarsson *et al.*, 2017). Les grains d'orge renferment également de cellulose et de lignine (Oscarsson *et al.*, 2017).

Le dosage des micronutriments dans les grains d'orge fait ressortir également l'existence de la vitamine E, d'un complexe de vitamines B, des composés phytochimiques tels que les stérols, les flavanols et les composés phénoliques (Das et Kaur, 2016).

Cette composition est influencée par les facteurs environnementaux, comme les précipitations, la température, les conditions du sol, la fertilisation et les facteurs génétiques (Woźniak *et al.*, 2014 ; Abeshu et Abrha, 2017).

2.6.2. Composition biochimique de l'herbe de l'orge

L'herbe de l'orge est riche en métabolites primaires essentiellement les fibres alimentaires (29.5%), les protéines (27.3%). Tandis que les matières grasses ne représentent que 4.57%. Concernant les minéraux, on peut trouver le calcium, le soufre, le chrome, le fer, le magnésium et le potassium avec les quantités 479.4 mg, 305.5 mg, 0.14 mg, 23.3 mg, 183.2 mg, 3384 g respectivement pour 100 g de matière sèche.

Cette herbe renferme également de la vitamine A (20.5 mg / 100 g), de la vitamine C (251.6 mg / 100 g), de chlorophylle (528.5 mg / 100 g), de Superoxyde dismutase écrit en lette complets (440.0 U / g), la catalase (839 U / g), la lutonarine (342.9 mg / 100 g), saponarine (726.2 mg / 100 g), les flavonoïdes total (0.53%), polyphénols totaux (1.06%) (Zeng *et al.*, 2018).

De nombreux flavonoïdes sont identifiés dans l'herbe de l'orge incluent lutonarine, le O-glycosyl-C-C-sosyl, la quercétine et l'isorhamnétine, le isoorientine, le isoscoparine, le C-glycosyl flavones, l'O-diglycosyl flavones, les dérivés de O-glucoside, le 7-O- [6-acyl] -glucoside et le 7-O- [6-acyl] -glc-4'-glucoside d'isovitexine. Les principaux flavonoïdes de cette herbe sont l'isovitexine-7-O-glucoside et isoorientin-7-O-glucoside (Zeng *et al.*, 2018), et parmi les métabolites secondaires identifiés aussi dans les feuilles de

l'orge sont l'acide férulique, l'acide sinapique, l'acide p-coumarique-glucoside, le glucoside d'acide caféique, l'acide férulique-glucoside, l'acide sinapique-glucoside, dérivé de sinapoyl glucoside, glucoside d'acide caféoylquinique, glucoside d'acide feruloylquinique, dérivé d'acide caféique, isovitexin, lutéoline, tricine, isorhamnetine O-diarabinoside, apigénine 7-O-arabinosylglucoside, Chrysoeriol (Piasecka *et al.*, 2015).

En règle générale, la teneur en composés nutritifs et fonctionnels est très différente selon le stade de croissance de l'herbe d'orge, la technologie de transformation ou les divers cultivars (Zeng *et al.*, 2018).

Chapitre II

*Activités biologiques de l'herbe
de blé et de l'orge*

Chapitre II. Activités biologiques de l'herbe de blé et de l'orge

1. Activité antioxydante

1.1. Notion des Radicaux libre

La chaîne respiratoire mitochondriale joue un rôle important dans la cellule, celle-ci permet de transformer l'oxygène en deux molécules d'eau. Les conséquences de l'activité mitochondriale seront doubles et paradoxales. D'une part, la mitochondrie fournira à la cellule une source d'énergie importante, d'autre part, environ 0.4 à 4 % de l'oxygène donnera naissance à des espèces oxygénées activées (EOA) comme les radicaux libres (Pincemail *et al.*, 2001).

Un radical libre est un atome ou une molécule dont la structure chimique est caractérisée par la présence d'un électron libre dans sa couche extérieure, rendant cette espèce chimique beaucoup plus réactive et de courte durée que l'atome ou la molécule dont elle est issue. À cause de leur haute réactivité, ils peuvent extraire les électrons des autres composés pour atteindre la stabilité (Pincemail *et al.*, 2001 ; Defraigne *et al.*, 2008 ; Phaniendra *et al.*, 2015 ; Kabel *et al.*, 2014).

Les espèces oxygénées réactives (ROS) peuvent être classées en radicaux centrés ou non sur l'oxygène. Les radicaux centrés sur l'oxygène sont le radical superoxyde (O_2^-), le radical hydroxyle (OH), le radical alcoxyle (RO) et le radical peroxyde ($ROO\cdot$). Les non-radicaux oxygénés (ne possédant pas d'électron célibataire) sont le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et l'oxygène singulet (1O_2), l'acide hypochloreux (HOCl) et l'ozone (O_3).

Les autres espèces réactives dérivant d'autres espèces que l'oxygène sont les espèces réactives d'azote (RNS) telles que l'oxyde nitrique (NO), le dioxyde nitrique (NO_2) et le peroxyde nitrite (OONO) (Sisein *et al.*, 2014).

1.2. Stress oxydatif

Le stress oxydatif est l'incapacité de l'organisme à se défendre contre l'agression des espèces oxygénées activées, suite à un déséquilibre lié, soit à une production accrue des espèces oxygénées activées, soit à une diminution de la capacité de défense des antioxydants (Defraigne *et al.*, 2008 ; Ramonatxo, 2006).

Le stress oxydatif est une condition où l'homéostasie entre les oxydants et les antioxydants sont perturbés par l'inclinaison d'espèces oxydantes plus importante que la quantité d'espèces anti-oxydantes produite en défense (Durairaj *et al.*, 2014).

1.3. Activité antioxydante de l'herbe de blé et de l'orge

Plusieurs éléments contenus dans les herbes de blé et de l'orge leurs confèrent un pouvoir contre le stress oxydatif. Ces éléments sont représentés essentiellement par:

1.3.1. Composés phénoliques

L'herbe de l'orge, est très riche en métabolites antioxydants, principalement les flavones C-glycosides, la saponarine et la lutonarine (Markham et Mitchell, 2002), le flavonoïde principal à activité antioxydante trouvé précédemment dans les feuilles d'orge verte a été provisoirement identifié comme étant la 2''-O-glycosyl isovitexine. Plus tard, ce flavonoïde est qualifié de saponarine (John *et al.*, 2007).

La lutonarine et la saponarine sont connus par leurs effet protecteur des cellules contre les dommages des radicaux libres (Lahouar *et al.*, 2016). Markham et Mitchell, (2003) ont montré que la teneur en lutonarine et en saponarine des feuilles de l'orge augmentent avec l'exposition aux rayons ultraviolets. Cela indique qu'ils peuvent fournir une protection anti-oxydante contre les stress environnementaux (Lahouar *et al.*, 2016). Piasecka *et al.* (2015) ont signalé également l'effet antioxydatif de l'acide caféique et la tricine contenu dans l'herbe de l'orge.

L'activité antioxydante de l'extrait de l'herbe de blé est exercée à divers niveaux tels que le piégeage des radicaux primaires et secondaires et l'inhibition des dommages membranaires induits par les radicaux libres. Ceci grace à la richesse en composés phénoliques, notamment des flavonoïdes (Chouhan et Mogra., 2014). Comme les bioflavonoïdes incluant l'apigénine, la quercétine, la lutéoline (Mondal et Saxena., 2016), catéchine. Les acides phénoliques participe également dans cette activité en particulier l'acide gallique, l'acide caféique, l'acide sinapique, l'acide férulique, l'acide p-coumarique, l'acide protocatéchique, le resvératrol, l'acide chlorogénique, l'acide vanillique (Ghumman *et al.*, 2017). Suriyavathana *et al.* (2016) ont signalé également l'effet antioxydant des tanins et des terpénoïdes.

1.3.2. Enzymes

Plusieurs études ont montrés que l'herbe de l'orge contient une multitude d'enzymes. Ces dernières sont essentielles pour les milliers de réactions chimiques qui se produisent dans tout le corps, y compris la production d'énergie au niveau cellulaire, la facilitation de la digestion, l'absorption des nutriments digérés, la reconstitution de tout ce dont l'organisme a besoin pour que le métabolisme se produise et parmi ces réactions celles qui luttent contre le stress oxydant (Lahouar *et al.*, 2015).

Parmi ces enzymes se trouve principalement la superoxyde dismutase (SOD) et la catalase. Mais également la cytochrome oxydase et la peroxydase (Ehrenbergerova *et al.*, 2009), la peroxydase de guaiacol (POD), la peroxydase d'ascorbate (APX) (zeng *et al.*, 2018). La superoxyde dismutase est un puissant anti-oxydant qui peut ralentir la vitesse de destruction des cellules en fournissant une défense contre les radicaux libres, en particulier le radical le plus prolifique, la superoxyde (Lahouar *et al.*, 2015). La catalase à son tour est une enzyme antioxydante pouvant offrir une résistance à de nombreuses maladies, telles que le cancer (zeng *et al.*, 2018).

L'herbe de blé contient aussi des enzymes antioxydantes tels que la superoxyde dismutase et la cytochrome oxydase qui ont le potentiel de convertir les espèces réactives de l'oxygène (ROS) en peroxyde d'hydrogène et en molécule d'oxygène (Tandon *et al.*, 2011 ; Rajagopalan *et al.*, 2015). D'après Sharma *et al.*, (2013), l'herbe de blé renferme également l'enzyme antioxydant, l'adénosine désaminase (ADA).

1.3.3. Vitamines

De nombreuses expériences menées sur l'herbe de l'orge et de blé ont montré que ces dernières sont riche en vitamines antioxydante, tels que les vitamines E et C (Mondal et Saxena, 2016). Ces deux vitamines ont des rôles cruciales dans le bon fonctionnement de l'organisme. La vitamine C est une puissante antioxydante, essentielle pour la guérison et traitement des plaies, du rhume, des maladies infectieuses comme elle prévient le scorbut. Compte à la vitamine E, cette molécule dilate les capillaires, permet la libre circulation du sang et protège le cœur (Mujoriya et Bodla, 2011).

1.3.4. Minéraux

L'herbe de blé et de l'orge contiennent des teneurs élevés en minéraux à activité antioxydante tels que le cuivre (Cu), le zinc (Zn), le manganèse (Mn), le sélénium (Se) et

le fer (Fe) (Padalia *et al.*, 2010 ; Mogra et Rathie., 2013 ; Khan *et al.*, 2015 ; Zeng *et al.*, 2018). Toutes les enzymes antioxydantes requièrent un cofacteur pour maintenir leur activité catalytique. Ainsi, la superoxyde dismutase mitochondriale a besoin de manganèse, la superoxyde dismutase cytosolique utilise le cuivre et le zinc, la catalase utilise le fer et la GPx renferme du sélénium (Garait, 2006).

1.3.5. Chlorophylle

Selon Niroula *et al.*, (2019), l'herbe de blé et de l'orge sont riches en chlorophylle qui est suggéré pour corrélér avec les composants de promotion de la santé comme les composés phénoliques et le potentiel antioxydant de la plante.

2. Activité antimicrobienne

La résistance aux antibiotiques est devenue une préoccupation mondiale (Westh *et al.*, 2004) et l'efficacité clinique de nombreux antibiotiques existants est menacée par la prolifération d'agents pathogènes multirésistants (Bandow *et al.*, 2003), Il est donc urgent de développer de nouveaux composés antimicrobiens suscite un intérêt croissant chez différentes cultures et céréales et plus actifs contre les maladies infectieuses nouvelles et réémergentes (Saha *et al.*, 2018).

Les plantes contiennent de nombreux constituants et constituent une source précieuse de molécules nouvelles et biologiquement actives aux propriétés antimicrobiennes importantes pour la conception de médicaments contre les maladies infectieuses (Saha *et al.*, 2018).

Une grande variété de métabolites secondaires, tels que les tanins, les terpénoïdes, les alcaloïdes et les flavonoïdes ont des propriétés antimicrobiennes *in vitro* (Saha *et al.*, 2018). Ces produits naturels sont une source de préoccupation en tant que source de solutions de remplacement plus sûres et plus efficaces que les agents antimicrobiens produits par synthèse (Smullen *et al.*, 2012). Padalia *et al.*, (2010) ont signalé que l'extrait de blé contient beaucoup de bioflavonoïdes, caractérisés par leur effet antimicrobien (Saha *et al.*, 2018). L'analyse phytochimique des extraits de l'herbe de blé et de l'orge ont révélé la présence de composants bioactifs tels que les terpénoïdes, les flavonoïdes, les glycosides, les alcaloïdes, les tanins et les saponines contribuant à leur activité antimicrobienne (Rajagopalan *et al.*, 2014 ; Nepal *et al.*, 2018).

Nombreuses études ont témoigné que l'herbe de blé a une activité antimicrobienne contre certaines germes comme *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*, *Salmonella typhimurium* et *KleibSELLa pneumoneae* (Wakeham, 2013), *Candida albicans* (Sundaresan *et al.*, 2015) et l'herbe de l'orge contre *Staphylococcus aureus*, *salmonella typhi*, *Escherichia coli* (Nepal *et al.*, 2018).

3. Activité anticancéreuse

L'inhibition de la croissance des cellules cancéreuses se fait par l'effet synergique de substances fortement alcalines et fortement antioxydantes, de composés phytochimiques, de flavonoïdes et de la chlorophylle (Zeng *et al.*, 2018).

Bien que de nombreux composés alimentaires aient été suggérés pour contribuer à la prévention du cancer, il existe une forte probabilité que l'extrait d'herbe de blé à prévenir le cancer grâce à leur richesse en lactrile, en chlorophylle et en sélénium. Ce dernier élément construit un système immunitaire fort et donc diminue le risque de cancer (Rana *et al.*, 2011). D'autre molécules préventive contre les cancers sont contenu dans l'herbe de blé à savoir la vitamine B₁₂, l'acide abscissique, la superoxyde dismutase (SOD), la cytochrome oxydase, le mucopolysaccharide...etc. (Ernst, 2001 ; Rana *et al.*, 2011).

4. Activité antianémique

L'herbe de blé est riche en chlorophylle. Elle contient plus de 70% de chlorophylle. Cette molécule est presque identique à l'hémoglobine dans le sang humain. Le noyau tétra-pyrrolique de la chlorophylle renferme du magnésium, remplacé par le fer dans celle de l'hémoglobine (Rana *et al.*, 2011) (Figure 09).

L'effet thérapeutique de l'herbe de blé a été appliqué dans le traitement de l'anémie ferriprives et de la thalassémie, du fait que l'herbe de blé contient des proportions importantes et variées en éléments nutritifs, comme la chlorophylle, les acides aminés, les minéraux, les composés phytochimiques, les vitamines et les enzymes (Chauhan, 2014). Ogutu *et al.*, (2017) ont signalé que la consommation des aliments riches en chlorophylle, augmentait les taux d'hémoglobine. En plus, Les vitamines B₆ et B₁₂ jouent également un rôle important dans la formation de l'hémoglobine et leurs carences induisent l'anémie.

Grace à cette efficacité dans la guérison de l'anémie, le jus d'herbe de blé a reçu le nom de «sang vert» (Ogutu *et al.*, 2017).

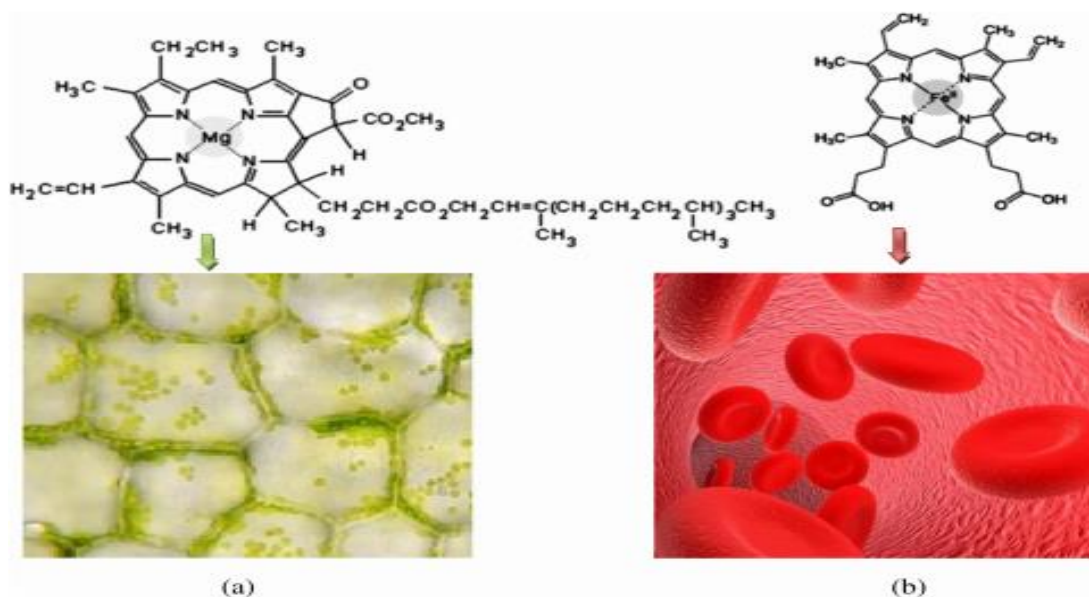


Figure 09 : Structure de la chlorophylle (a) et de l'hémoglobine (b) (Lahouar *et al.*, 2015).

5. Activité antidiabétique

La réduction de la quantité d'aliments fibreux dans le régime alimentaire de l'homme moderne est une cause majeure de nombreuses maladies. Un supplément en poudre d'herbe de blé et de l'orge ont montré une nette amélioration de la résoudre les problèmes du système digestif et de diabète par l'optimisation de la glycémie et ceci grâce aux fibres naturelles existant dans ces herbes. Ashok (2011) montre que chlorophylle identifié dans les herbes de blé et de l'orge et le composant pharmacologiquement actif agissant en tant qu'agent antidiabétique.

Selon Rana *et al.*, (2011) ; Onyango Ogutu, (2017), les herbes de blé et de l'orge ont également de nombreuses activités biologiques à savoir l'effet hépatoprotecteur, cardioprotecteur, anti-inflammatoire...etc.

Partie II

Etude expérimentale

Chapitre I

Matériels et méthodes

Partie II. Etude expérimentale

Notre étude a été effectuée dans le laboratoire de l'université Kasdi Merbah Ouargla (ex. I.T.A.S.) pour le dosage des polyphénols, flavonoïdes et l'activité antioxydante et dans le laboratoire interne de l'hôpital Mohammed Boudiaf-Ouargla pour le dosage des minéraux et l'activité antimicrobienne. La durée de notre pratique est deux mois et demi.

Chapitre I. Matériels et méthodes

1. Matériels

1.1. Matériel végétal

Notre étude consiste à la valorisation phytochimique de l'herbe et des bourgeons de blé et de l'orge. Ces deux parties représentent les premiers stades de germination de ces deux espèces.

1.1.1. Obtention des grains

Les grains de blé et de l'orge utilisés pour la culture ont été achetés de différents herboristes de la région de Ouargla puisque l'étude est menée en triplicata. On a réveillé pendant l'achat sur la bonne qualité de ces grains (couleur, taille et fraîcheur). Ces grains sont ensuite bien nettoyés pour être prêts à semer.

1.1.2. Obtention des bourgeons

Pour obtenir les bourgeons de blé et de l'orge et pour faciliter leur séparation, on a semé les grains de ces deux espèces dans le coton. Après trois à quatre jours d'arrosage régulier avec de l'eau de robinet, les bourgeons ont atteint 1 à 1.5 cm de longueur (Photo 01), ces bourgeons sont ainsi isolés à l'aide d'un ciseau.



Photo 01 : Aspect des bourgeons de l'orge (a) et de blé (b).

1.1.3. Obtention de l'herbe de blé et de l'orge

Le semé des grains de l'orge et de blé afin d'obtenir leurs herbes a été effectuée dans des bacs en plastique, contenant de sol fertiles et humidifié avec une épaisseur de cinq centimètres. Sur ses sols, les grains sont mis puis enfoncés légèrement (Photo 02).

La culture est effectuée à la température ambiante avec exposition au soleil. L'arrosage est entrepris régulièrement à raison de deux fois par jours jusqu'à ce que les plantes atteignent une hauteur de 5 cm (Photo 03) et de 10 à 15 cm (Photo 04). Ces herbes sont ensuite procédées à la récolte qui consiste à couper toute la partie aérienne.

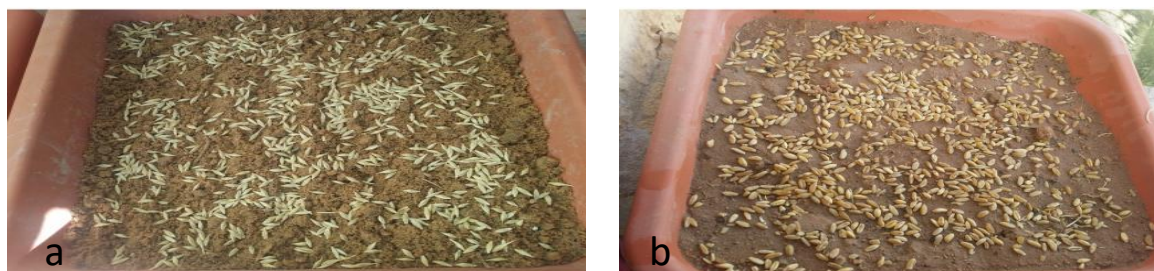


Photo 02 : Semé des grains de l'orge (a) et de blé (b).

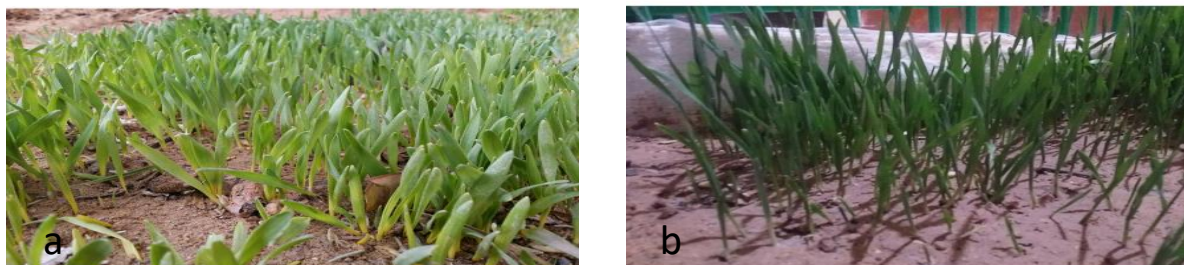


Photo 03 : Aspect des herbes de cinq centimètres de l'orge (a) et de blé (b).



Photo 04 : Aspect des herbes de dix à quinze centimètre de l'orge (a) et de blé (b).

2. Méthodes

2.1. Extraction des composés bioactifs

2.1.1. Principe et méthode d'extraction

Les extraits bruts sont obtenus par macération. L'herbe de l'orge et de blé ainsi que les bourgeons de ces espèces sont mises à macérer pendant 24 heures à la température ambiante dans un mélange méthanol-eau (80:20 V/V). L'extraction est refaite trois fois avec renouvellement du solvant, à chaque fois les macéras sont séparés de la matrice végétales par filtration sur papier filtre. Ensuite les filtrats sont réunis et séchés à l'aide d'une étuve à ventilateur à 37°C.

Les extraits bruts obtenus sont de couleur vert foncé pour l'herbe de blé de 5 cm et de 10-15 cm, vert moins foncé pour l'herbe de l'orge de 5cm et de 10-15 cm, brun orangé pour les bourgeons de blé, et jaune très claire pour les bourgeons de l'orge.

Ces extraits sont solubilisés dans le méthanol pour avoir une solution mère destinée aux analyses biochimiques et dans le diméthyle sulfoxyde (DMSO) pour l'évaluation de l'activité antibactérienne et le dosage des minéraux.

2.1.2. Rendement de l'extrait brut

Le rendement (R) d'extraction définis comme étant le rapport entre la masse obtenue de l'extrait sec et la masse du matériel végétal traité (Kanfou *et al.*, 2018). Le pourcentage de rendement pour chaque extrait a été calculé selon Deguenon *et al.*, (2017) par la formule suivante:

$$R(\%) = Me / Mv \times 100$$

(%) : Rendement exprimé en %.

Me : Masse en gramme de l'extrait sec résultant.

Mv : Masse en gramme du matériel végétal à traiter.

2.2. Dosage biochimique

2.2.1. Dosage quantitatif des polyphénols

Le dosage des polyphénols totaux de nos extraits a été effectué selon la méthode de Singleton et Rossi (1965) utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu.

2.2.1.1. Principe

Le réactif de Folin Ciocalteu est un acide de couleur jaune constitué d'un mélange d'acide phosphotungstique et d'acide phosphomolybdique, qui peut être réduit par les phénols en oxyde de tungstène et de molybdène de coloration bleue. La coloration bleue produite a une absorption maximale à 765 nm, et elle est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux (Boizot et Charpentier, 2006).

2.2.1.2. Mode opératoire

Pour réaliser ce dosage, on a adopté le protocole décrit par Li *et al.*, (2007). Dans lequel, 200 µl de chaque extrait est introduite dans un tube à hémolyse et 1ml de réactif de Folin-Ciocalteu dilué 1/10 est ajouté, les solutions sont mélangées puis incubées pendant 4 minutes. Après l'incubation, 800 µl de la solution de carbonate de sodium Na₂CO₃ (75g /l) est ajoutée. Le mélange obtenu est incubé à l'abri de la lumière et à la température ambiante pendant 30 minutes. L'absorbance du mélange est lue à 765 nm au spectrophotomètre UV (SHIMADZU, UVmini-1240) contre un blanc.

Les concentrations sont calculées par la formule de la courbe d'étalonnage réalisée préalablement avec l'acide gallique à différentes concentrations (0.1 mg/ml, 0.05 mg/ml, 0.025 mg/ml, 0.0125/ml, 0.00625 mg/ml, 0.003 mg/ml) dans les mêmes conditions que les échantillons à analyser.

Les résultats sont exprimée en milligrammes d'équivalents d'acide gallique par gramme d'extrait sec (mg EAG / g ES) (Merzouk *et al.*, 2018 ; Aryal *et al.*, 2019).

2.2.2. Dosage quantitatif des flavonoïdes

Le dosage des flavonoïdes dans nos extraits est effectué par la méthode de trichlorure d'aluminium (AlCl₃) citée par Djeridane *et al.*, (2006).

2.2.2.1. Principe

Le principe de cette méthode est basé sur la formation d'un complexe jaune très stable, entre le chlorure d'aluminium (AlCl₃) et les groupements hydroxydes OH des phénols. Ce complexe jaune absorbe la lumière visible à une longueur d'onde 430 nm.

2.2.2.2. Mode opératoire

La réalisation de test est effectuée par l'ajout de 1 ml d'extrait à un volume égal d'une solution d' AlCl_3 (2% dans le méthanol), ensuite le mélange est agité, après 10 minutes d'incubation à température ambiante, l'absorbance à 430 nm est lue dans un spectrophotomètre (SHIMADZU, UVmini-1240). Une courbe d'étalonnage est effectuée avec des solutions standard de rutine préparées à différentes concentrations (0.1 mg/ml, 0.05 mg/ml, 0.025 mg/ml, 0.0125/ml, 0.00625 mg/ml, 0.003 mg/ml, 0.0001 mg/ml, 0.00007 mg/ml).

Les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalent de la rutine par gramme d'extrait sec (mg ER / g ES) (Fanta Yadang *et al.*, 2019).

2.2.3. Dosage des minéraux

Le dosage des minéraux dans les extraits herboriques est effectué au niveau de l'hôpital Mohamed Boudiaf Ouargla. Sept minéraux ont été dosés, le Magnésium (Mg^{++}), le Fer (Fe^{++}), Calcium (Ca^{++}), phosphore (P^{-3}), Sodium (Na^{++}), chlore (Cl^-), Potassium (K^+).

Le dosage de Mg, Fe, Ca, P est réalisé par la méthode colorimétrique en utilisant les kits de l'hôpital, alors que le Na, Cl, K sont dosés directement par l'ionogramme.

2.2.3.1. Dosage de fer

Le dosage de fer dans les différents extraits est effectué suivant le kit Biomaghreb et les résultats sont exprimés par mg/l.

En milieu acide (pH 4.8), l'acide ascorbique réduit le fer ferrique (Fe^{+++}) en fer ferreux (Fe^{2+}), ce dernier forme avec la ferrozine un complexe coloré soluble, mesuré à 562 nm (Persijn *et al.*, 1971 ; Stookey, 1970 ; Williams *et al.*, 1977).

Quatre réactifs sont utilisés pour ce dosage, le premier est composé de Guanidine, d'HCl et d'un tampon d'acétate pH 5 (4.5 mmol/l), le deuxième c'est l'acide ascorbique, le troisième est le ferrozine (40 mmol/l) et un Standard (17.9 $\mu\text{mol/l}$) représente le quatrième réactif.

La réalisation de se dosage commence par la solubilisation de 250 mg d'acide ascorbique dans 50 ml de réactif 1 (Guanidine, HCl, Tampon acétate). Ce mélange

représente le réactif A. ce dernier sert pour la préparation de réactif B par l'ajout de 40 µl de ferrozine dans 1 ml de réactif A. Les différentes étapes de ce dosage sont présentées dans le tableau 02.

Tableau 02 : Etapes de dosage colorimétrique de fer selon le kit Biomaghreb.

	Blanc réactif	Standard	Blanc échantillon	Echantillon
Eau distillée	200 µl	-	-	-
Standard (réactif 4)	-	200 µl	-	-
Echantillon	-	-	200 µl	200 µl
Réactif A	-	-	1ml	-
Réactif B	1 ml	1ml	-	1ml

Les teneurs en fer dans les extraits sont calculées *via* la formule :

$$\text{Teneur en Fer} = (\text{DO échantillon} - \text{DO blanc échantillon}) / \text{DO Standard} \times n$$

n = 1, si la concentration est en mg/l

n = 17.9, si la concentration en µmol/l

2.2.3.2. Dosage de magnésium

On a utilisé le protocole de Kit Biomegreb pour le dosage de magnésium.

En milieu alcalin le magnésium forme un complexe coloré avec la calmagite mesuré à 520 nm, la présence d'EGTA rend la réaction spécifique. L'intensité de la coloration produite est proportionnelle à la concentration en magnésium (Gindier, 1971).

Trois réactifs sont utilisés pour ce dosage, le premier est composé de Tompon Amino-Méthyl propanol (1 mmol/l) et d'EGTA (0.20 mmol/l), le deuxième c'est le calmagite (0.30 mmol/l), et le troisième un Standard formé de magnésium (0.824 mmol/l).

La réalisation de ce dosage se fait par le mélange d'un volume de réactif 1 avec un volume de réactif 2. Les différentes étapes de ce dosage sont présentées dans le tableau 03.

Tableau 03 : Etapes de dosage colorimétrique de magnésium selon le kit Biomaghreb.

	Blanc	Standard	Echantillon
Standard	-	10 µl	-
Echantillon	-	-	10 µl
Réactif de travail	1 ml	1 ml	1 ml

Les teneurs en magnésium dans les extraits sont calculées *via* la formule :

Teneur en magnésium = (DO échantillon - DO blanc échantillon)/ DO Standard x n
 n = 20, si la concentration est en mg/l
 n = 0.824, si la concentration en mmol/l
 n = 2, si la concentration en mg/dl

2.2.3.3. Dosage de calcium

Ce dosage est fait par le kit Biolabo, et les résultats sont exprimés par mg/l.

A pH légèrement acide et en présence d'ions calcium, le métallochromogène Arsenazo III forme un complexe coloré, dont l'absorbance mesurée à 650 nm est proportionnelle à la concentration en calcium (Bauer, 1981).

Deux réactifs sont utilisés pour ce dosage, le premier c'est le réactif Arsenazo III, ce dernier est composé d'un tampon imidazol pH 6.8 (> 90 mmol/l), d'Arsenzo III (> 0.18 mmol), d'un agent tensio-actif (0.1 %) et d'un conservateur, le deuxième c'est un étalon composé de calcium (2.5 mmol/l).

Les différentes étapes de ce dosage sont présentées dans le tableau 04.

Tableau 04 : Etapes de dosage colorimétrique de calcium selon le kit Biolabo.

	Blanc	Etalon	Dosage
Réactif	1 ml	1 ml	1 ml
Eau distillée	20 µl	-	-
Etalon	-	20 µl	-
Spécimen	-	-	20 µl

Les teneurs en calcium dans les extraits sont calculées *via* la formule :

$$\text{Teneur en calcium} = \text{Abs (essai)} / \text{Abs (étalon)} \times \text{Concentration de l'étalon}$$

2.2.3.4. Dosage de phosphore

Le dosage de phosphore est réalisé en utilisant le kit Spinreact, et les résultats sont exprimés en mg/l.

Le principe de ce dosage réside sur la réaction de phosphore inorganique avec le molybdate d'ammonium (0.40 mM) dans un milieu acide, en formant un complexe phosphomolybdique de couleur jaune dont l'absorbance est mesurée à 340 nm.

L'intensité de la couleur formée est proportionnelle à la concentration de phosphore inorganique présent dans l'extrait (Farrell *et al.*, 1984 ; Daly *et al.*, 1972).

Ce dosage utilise un réactif molybdique composé de molybdate d'ammonium (0.40 mM), d'acide sulfurique (210 mM) et d'un détergent, mais aussi il utilise un patron primaire de détection de phosphore (5 mg/dl). Les différentes étapes de ce dosage sont présentées dans le tableau 05.

Tableau 05 : Etapes de dosage colorimétrique de phosphore selon le kit Spinreact.

	Blanc	Etalon	Echantillon
Réactif	1 ml	1 ml	1 ml
Etalon	-	10 µl	-
Echantillon	-	-	10 µl

Les teneurs en phosphore dans les extraits sont calculées *via* la formule :

$$\text{Teneur en phosphore (mg/dl)} = (\text{A} \text{ échantillon} - \text{A} \text{ blanc}) / (\text{A} \text{ étalon} - \text{A} \text{ blanc}) \times 5$$

(étalon concentration)

2.2.3.5. Dosage de sodium, potassium et chlore

Le dosage de sodium, potassium et Chlore ont été effectuées par l'ionogramme (EX-D Jokoh ELECTROLYTE ANALYZER, Japon), un appareil automatisé utilisant le principe d'Electrodes Spécifiques d'Ions (ISE) (Figure 10).

Ces électrodes possèdent une membrane sensible et sélective pour un ion en particulier. Lorsque l'électrode spécifique est immergée dans l'échantillon, sa membrane développe un potentiel dû à une réaction sélective et spontanée. Pour mesurer ce potentiel, il faut une électrode de référence qui fournit un potentiel constant permettant de mesurer les variations dues à l'électrode indicatrice ou spécifique. Le potentiel est enregistré par un voltmètre, puis la concentration de l'échantillon est déterminée à partir de ce potentiel grâce à l'étalonnage effectué par l'appareil (Bounab, 2016).

Pour manipuler, on appuie sur le bouton d'initiation, un petit aspirateur absorbe environ 75 µl de l'extrait, puis immédiatement les concentrations des ions cités en mmol/l s'affichent sur l'écran de l'appareil et s'imprime automatiquement sur un papier intégré.



Figure 10 : Ionogramme (EX-D Jokoh ELECTROLYTE ANALYZER) pour le dosage de Na, K, Cl.

2.3. Evaluation des activités biologiques de l'herbe de blé et de l'orge

2.3.1. Evaluation de l'activité antioxydante

Pour l'évaluation du pouvoir antioxydant de nos extraits, on a utilisé deux tests à savoir le test de réduction de phosphomolybdate, et le test de piégeage des radicaux diphenyl-picrylhydrazyle (DPPH•).

2.3.1.1. Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode du DPPH

2.3.1.1.1. Principe

Cet essai est basé sur le principe que le DPPH qui est un radical stable de couleur pourpre, accepte un atome d'hydrogène (H) de la molécule piègeur, c'est-à-dire un antioxydant, ayant pour résultat la réduction de DPPH en DPPH₂ (Figure 11). La couleur pourpre devient jaune, le changement de la couleur est surveillé par spectrophotométrie à 515 nm et utilisé pour la détermination des propriétés antioxydantes d'un extrait (Mishra *et al.*, 2012).



Figure 11 : Mécanisme réactionnel entre l'espèce radicalaire DPPH• et un antioxydant (AH) (Michel, 2011).

2.3.1.1.2. Mode opératoire

On a suivi dans la réalisation de ce test, le protocole décrit par Sanchez-Moreno (1998).

Un volume de 50 µl d'extrait à différentes concentrations est ajouté à 1950 µl de la solution méthanolique du DPPH (0.024 g/l). En parallèle, le contrôle négatif est préparé par le mélange de 1950 µl d'une solution méthanolique de DPPH avec 50 µl du méthanol. Ainsi que l'acide ascorbique est utilisé comme témoin positif. Après 30 min d'incubation à température ambiante et à l'obscurité, l'absorbance est lue par le spectrophotomètre à 515 nm (SHIMADZU, UVmini-1240).

2.3.1.1.3. Calcul des pourcentages d'inhibitions

Les résultats sont exprimés par des pourcentages d'inhibition qui sont calculés par la formule suivante :

I% : $((Ac-At)/Ac) \times 100$

Ac : absorbance du contrôle négatif.

At : absorbance de l'extrait testé (Shekhar et Anju, 2014).

2.3.1.1.4. Calcul des concentrations efficaces EC₅₀

Cette activité est exprimée en EC₅₀, appelée aussi IC₅₀, ce paramètre permet de calculer la concentration de l'échantillon testé nécessaire pour réduire 50% des radicaux DPPH (Bertoncelj *et al.*, 2007 ; Amorati et Valgimigli, 2015 ; Loganayaki *et al.*, 2013). Les EC₅₀ sont calculées graphiquement grâce à des régressions linéaires des graphes des pourcentages d'inhibition en fonction de différentes concentrations des extraits étudiées. Elle est exprimée en milligramme par millilitre (Sanchez-Moreno *et al.*, 1999).

2.3.1.2. Evaluation de l'activité antioxydante par le test phosphomolybdate (Test de PPM)

2.3.1.2.1. Principe

Le test de phosphomolybdate d'ammonium est aussi utilisé pour déterminer la capacité antioxydante totale. Le test est basé sur la réduction du phosphomolybdate par les antioxydants contenus dans l'extrait traduit par la formation d'un complexe verdâtre à un pH acide (Muanda *et al.*, 2009).

2.3.1.2.2. Mode opératoire

Le test est réalisé par l'ajout de 400 µl de chaque extrait à différentes concentrations avec 4ml du réactif composé de l'acide sulfurique (H₂SO₄) à 0.6M, du phosphate de sodium (Na₃PO₄) à 28 mM et de molybdate d'ammonium à 4 mM. Les tubes sont agités avant les placés au bain Marie (MEMMERT GmbH) pendant 1h à température de 95°C. La lecture de l'absorbance de chaque solution préparée est mesurée à une longueur d'onde de 695 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Vis (SHIMADZU, UVmini-1240), contre un blanc préparé de la même manière (sans extrait) (Prieto *et al.*, 1999).

L'acide ascorbique et l'acide gallique sont utilisés comme contrôle positif dans les mêmes conditions opératoires.

Pour explorer les résultats obtenus, les courbes des absorbances obtenues en fonctions des différentes concentrations sont tracées. L'augmentation de l'absorbance correspond à une augmentation du pouvoir réducteur des extraits testés.

2.3.2. Evaluation de l'activité antimicrobienne

L'activité antimicrobienne est déterminée par des aromatoigrammes dont le principe est basé sur la diffusion en milieu gélosé. Notre manipulation a été réalisée au niveau de laboratoire de bactériologie médicale de laboratoire interne de l'hôpital "Mohamed Boudiaf" Ouargla.

2.3.2.1. Présentation des souches microbiennes testées

Cinq souches de référence ATCC (American Type Culture Collection), ont été testées : *Salmonella typhi*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae* et *Candida albicans*.

2.3.2.2. Milieux de cultures utilisés

Trois milieux de cultures ont été utilisés pour tester l'action de nos extraits contre les souches décrites, il s'agit de milieu "Mueller Hinton" pour la réalisation des aromatoigrammes des bactéries, milieu de "Sabouraud" pour les aromatoigrammes de la levure, et la gélose nutritive pour l'isolement des bactéries et de la levure *Candida albicans*.

2.3.2.3. Réalisation des aromatoigrammes

Pour la manipulation, les extraits méthanoliques secs ont été dissous dans le DMSO pour avoir une concentration de 0.1g/ml. A partir de cette concentration, cinq dilutions ont été préparées pour les tester : 50 mg/ml, 25 mg/ml et 12.5 mg/ml, 6.25 mg/ml, 3.125 mg/ml. La réalisation des aromatoigrammes passe par plusieurs étapes.

Premièrement des suspensions microbiennes ayant une turbidité ont été préparées à partir des cultures jeunes âgées 24 heures. Ces suspensions sont préparées par l'homogénéisation des colonies bien isolées dans des tubes contenant de l'eau physiologique stérile.

L'inoculum est ensemencé par inondation sur le milieu de Sabouraud et Mueller-Hinton coulés préalablement dans des boîtes de Pétri avec une épaisseur de 4 mm.

L'étape finale de la réalisation des aromatoigrammes c'est la déposition à la surface de la gélose à l'aide d'une pince, des disques stériles de 6 mm de diamètre (du papier Wathman N° 04) imbibés d'environ 10µl de différentes concentrations de chaque extraits.

Les boîtes sont incubées ensuite dans l'étuve à 25°C durant 48 heures pour les levures et à 37°C durant 24 heures pour les bactéries. Après l'incubation, l'absence de croissance microbienne entraînant un halo autour du disque a été défini comme une activité antimicrobienne.

Pour quantifier l'activité antimicrobienne, le diamètre de l'inhibition a été mesuré avec une règle et exprimé en millimètre (Baser et Buchbauer, 2010 ; Oinaala *et al.*, 2015).

Tableau 06 : Sensibilité des souches microbiennes en fonction des zones d'inhibition (Mouas *et al.*, 2017).

Sensibilité	Zone d'inhibition
Non sensible ou résistante (-)	diamètre < 8mm
Sensible (+)	diamètre compris entre 9 à 14 mm
Très sensible (++)	diamètre compris entre 15 à 19 mm
Extrêmement sensible (+++)	diamètre > 20 mm

2.3.2.4. Détermination de la Concentration Minimale Inhibitrice (CMI)

La Concentration Minimale Inhibitrice (CMI), correspond à la plus faible concentration d'antimicrobiens qui inhibera la croissance visible des microorganismes après l'incubation (Andrews, 2001). Elle permet de classer une souche bactérienne dans les catégories: sensible, résistante, ou intermédiaire (Genné et Siegrist, 2003).

La méthode par dilution successive en milieu solide qui est la méthode de référence pour déterminer la sensibilité microbienne aux extraits.

3. Analyses statistiques

Les résultats des analyses biochimiques sont illustrés comme étant les valeurs moyennes de trois mesures indépendantes accompagnées de l'écart type. Les données des expériences ont été analysées en utilisant Excel (Microsoft 2007) et XLSTAT 2009.

Chapitre II

Résultats et discussions

Chapitre II. Résultats et discussions

1. Rendement

L'extraction est la principale étape de la récupération et de l'isolation de composés phytochimiques à partir de matières végétales. Les rendements en extraits méthanolique de blé et de l'orge à différents stade de croissance sont calculés et illustrés dans la figure 12.

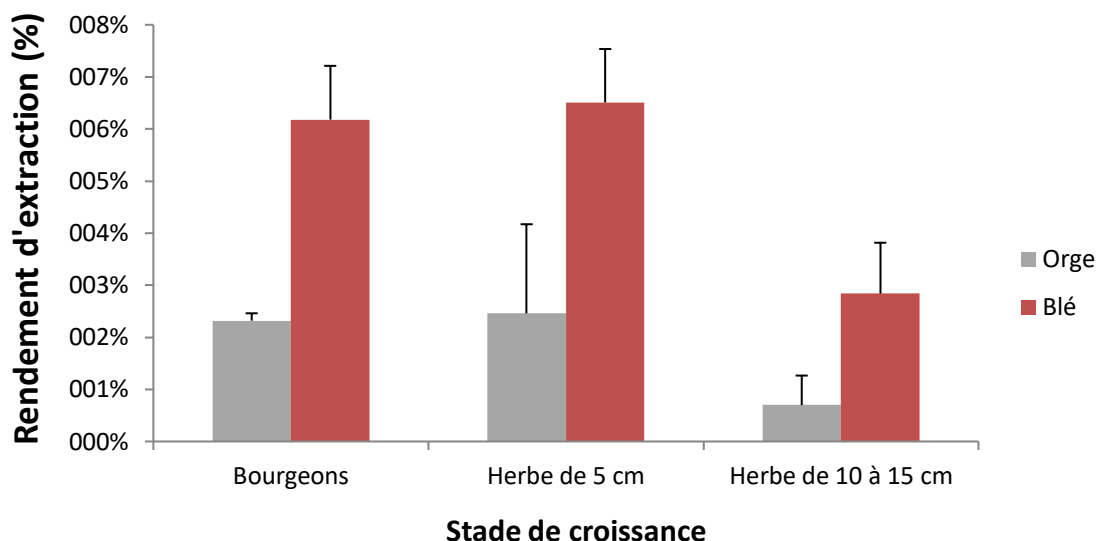


Figure 12 : Rendements d'extraction du blé et de l'orge à différents stade de croissance.

L'examen de la figure 12 laisse constater que les rendements d'extractions obtenus varient selon le stade de croissance et selon l'espèce. Les rendements d'extraction de blé sont plus importants à ceux de l'orge à travers les différents stades de croissance étudiés. Les meilleurs rendements pour les deux espèces sont remarqués au stade de 5 cm avec des taux de $6.51 \pm 1.03\%$ pour le blé et $2.46 \pm 1.71\%$ pour l'orge. Alors que les plus faibles sont ceux de stade de 10-15cm avec des valeurs de $2.84 \pm 0.98\%$ et $0.70 \pm 0.57\%$ pour le blé et l'orge respectivement (figure 12).

Discussion

Au vu des résultats obtenus, il apparaît que les rendements d'extractions varient entre les espèces végétales et ainsi que entre les stades de croissance étudiés.

Un écart très important apparait entre nos résultats sur le rendement d'extraction des bourgeons et ceux de Jeong *et al.*, (2010) signalant des taux atteints 60.06%, 53.61%, et 35.25% respectivement pour les extraits aqueux, méthanolique et éthanolique, mais il faut tenir en compte que nous avons utilisé de la matière fraîche pour l'extraction. Jeong *et al.* (2010) ont montré également que l'eau est le solvant le plus efficace pour l'extraction des

bourgeons de blé, ce qu'il indique la richesse des bourgeons de blé en métabolites hydrosolubles.

L'efficacité extractible de l'eau par rapport au méthanol est également signalée dans l'études de Rana *et al.*, (2011) et aussi dans celle de Shukla *et al.*, (2009) faite sur la poudre authentifiée de l'herbe de blé disponible dans le commerce, qu'ils ont trouvé des taux de 12.6% et 4.8% respectivement pour les extraits aqueux et méthanolique.

Les études qualitatives et quantitatives de composés bioactifs à partir de matières végétales reposent principalement sur le choix d'une méthode d'extraction appropriée (Stalikas, 2007 ; Azmir *et al.*, 2013 ; Do *et al.*, 2014). L'efficacité de l'extraction dépend de la nature chimique des composés phytochimiques, la méthode d'extraction utilisée, la taille des particules de l'échantillon, le solvant utilisé, ainsi que la présence de substances interférentes, avec variation de la polarité, du pH, de la température, de la durée d'extraction, la composition de l'échantillon (Do *et al.*, 2014) et le nombre d'extractions répétées de l'échantillon (Brglez Mojzer *et al.*, 2016).

2. Dosage biochimique

2.1. Teneurs en polyphénols totaux

Le dosage quantitatif des polyphénols des extraits bruts de l'herbe du blé et de l'orge et de leurs bourgeons est réalisé. Les concentrations de ces métabolites sont déterminées à partir de l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage établi avec le standard acide gallique (Annexe 03).

Les résultats obtenus sont représentés dans la figure 13 :

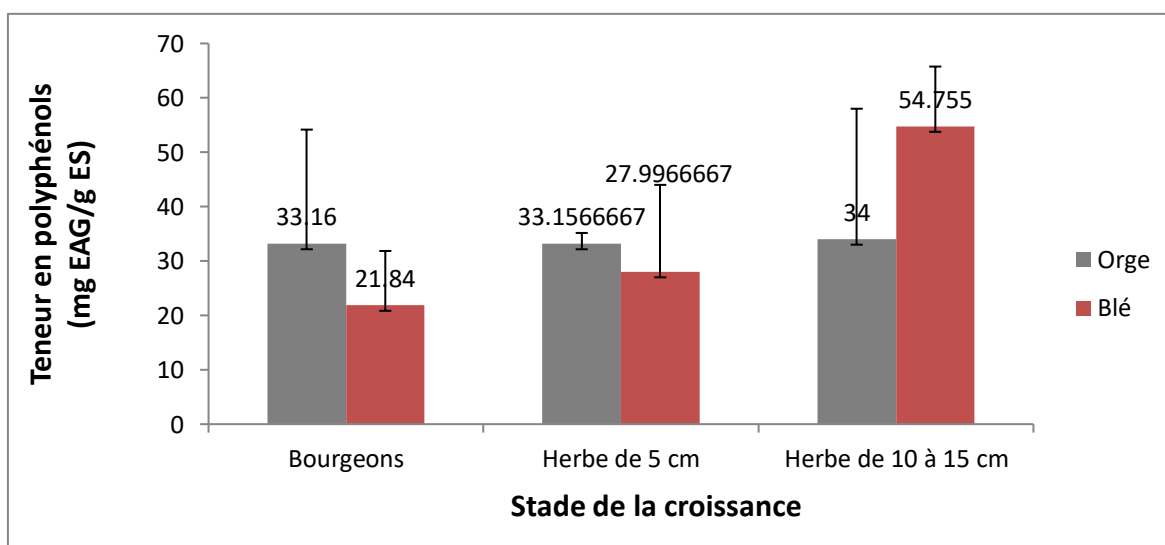


Figure 13 : Teneur en polyphénols totaux des extraits secs d'orge et du blé à différents stade de croissance.

La figure 13 montre une variation proportionnelle des teneurs en polyphénols avec développement de l'herbe de blé. Ces teneurs passent de 21.84 ± 10.27 à 27.99 ± 16.79 puis à 54.75 ± 11.66 mg EAG / g ES respectivement pour les bourgeons, l'herbe de 5 cm et l'herbe de 10-15 cm. En revanche, le contenu polyphénolique reste presque stable chez l'orge à travers les différents stades de croissance (figure 13).

On peut relever de la figure également la richesse de l'orge en polyphénols par rapport au blé dans les premiers stades et l'inversion de la situation pour l'herbe de 10-15 cm notant 34 ± 24.64 mg EAG / g ES pour l'orge et 54.75 ± 11.66 mg EAG / g ES pour le blé (figure 13).

Discussion

Les composés phénoliques totaux sont un groupe de divers composés phytochimiques d'importance primordial (Jangle et Padmanabhan, 2016).

Les teneurs phénoliques sont clairement différentes entre les deux variétés étudiées.

Selon Qamar *et al.*, (2018), la composition biochimique des grains qui varie en fonction de l'origine botanique, du sol, des engrais et les conditions de l'environnement influe le contenu de l'herbe issu en polyphénols.

L'augmentation des taux phénolique au cours de la croissance constaté dans notre étude est signalée également par kulkarni *et al.*, (2006), Saini *et al.*, (2017), Kaushal, (2017). En revanche, Les résultats de Lee *et al.*, (2016) sur les cultivar de l'orge coréens, ont montré des valeurs décroissantes en polyphénols totaux dans les herbes selon le stade de développement de la plante, la récolte est effectuée au stade de tallage (13 jours), au stade de tallage avancé (23 jours), au stade de levée complète de la feuille étendard (41 jours) et au stade d'émergence (56 jours). Les teneurs phénolique correspondantes sont 2457.1, 2671.8, 2137.1 et 1400.8 mg / 100 g d'herbe.

Alors que, Ravikumar *et al.*, (2015) ont constaté chez les extraits méthanoliques des herbes de 3 jours, de 5 jours et 7 jours des teneurs phénoliques estimées respectivement de 8.46 ± 0.07 , 10.62 ± 0.09 et 6.19 ± 0.05 mg/g d'extrait. Ces constatations convergeaient vers l'existence d'un stade pic pour l'accumulation des polyphénols suivie d'un déclin.

Padalia *et al.*, (2010) rajout que les niveaux de nutriments et des composés phénoliques dans les herbes atteignent un pic jusqu'au stade de jonction (phase de reproduction). A ce dernier stade, les composés décrits témoignent une diminution associée au développement de composants structuraux non phénoliques comme la cellulose et l'hémicellulose dans les feuilles, les nervures des feuilles, les tiges et les nœuds (Kohler, 1944 ; Niroula *et al.*, 2019).

Selon la littérature les plantes au stade jeune produisent une grande quantité de substances phytochimiques parmi lesquels les composés polyphénoliques pour protéger elles-mêmes de différents agressions environnementaux, en revanche, ces composés exercent divers avantages biologiques pour la santé humaine (Chomchan *et al.*, 2016).

L'étude de Wangcharoen et Phimphilai, (2016), a montré que l'herbe d'orge contenait d'avantage en composés phénoliques que celle de blé, ce ci reflète nos résultats au stade bourgeons et herbe de 5cm mais ce n'est pas le cas pour l'herbe de 10-15 cm. La richesse de cette dernière en composés phénoliques par rapport à l'orge a été mentionnée par Qamar *et al.* (2018). Mais aussi les résultats de Kulkarni *et al.* (2006) ; Akcan Kardas et Durucasu (2014) ; Lee *et al.* (2016) ; Niroula *et al.* (2019) affirment par une étude sur les graminées, que l'herbe de l'orge atteignait un niveau maximal en polyphénol par rapport à celle de blé.

Le contenu de blé et de l'orge en polyphénols varié d'une étude à l'autre. Ceci dépend des variétés étudiées, stade de développement (Triki *et al.*, 2018), temps de récolte (Lee *et al.*, 2016), origine botanique, conditions de l'environnement (qualité de sol, engrais, climats...etc.) (Qamar *et al.*, 2018), mais également, la méthode adoptée pour l'extraction et la conservation de l'herbe (Paulíčková *et al.*, 2007).

La richesse de l'herbe de blé en protéines (120 mg/g) et en glucides (164.0 mg/g) (Suriyavathana *et al.*, 2016). mais également celle de l'orge, renfermant 27.3% de glucides et 57.9% de protéines (Zeng *et al.*, 2018), pourrait interférer le dosage des polyphénols totaux. Car le réactif de Folin-Ciocalteu est extrêmement sensible à la réduction de tous les groupes hydroxyles, non seulement ceux des composés phénoliques mais également ceux de certains sucres et protéines...etc. (Tawaha *et al.*, 2007).

2.2. Teneurs en flavonoïdes

Le contenu des extraits bruts de l'herbe de l'orge et du blé, ainsi que leurs bourgeons en flavonoïdes est calculé à partir de la courbe d'étalonnage établi avec la standard rutine (Annexe 03).

Les résultats obtenus sont représentés dans la figure 14 :

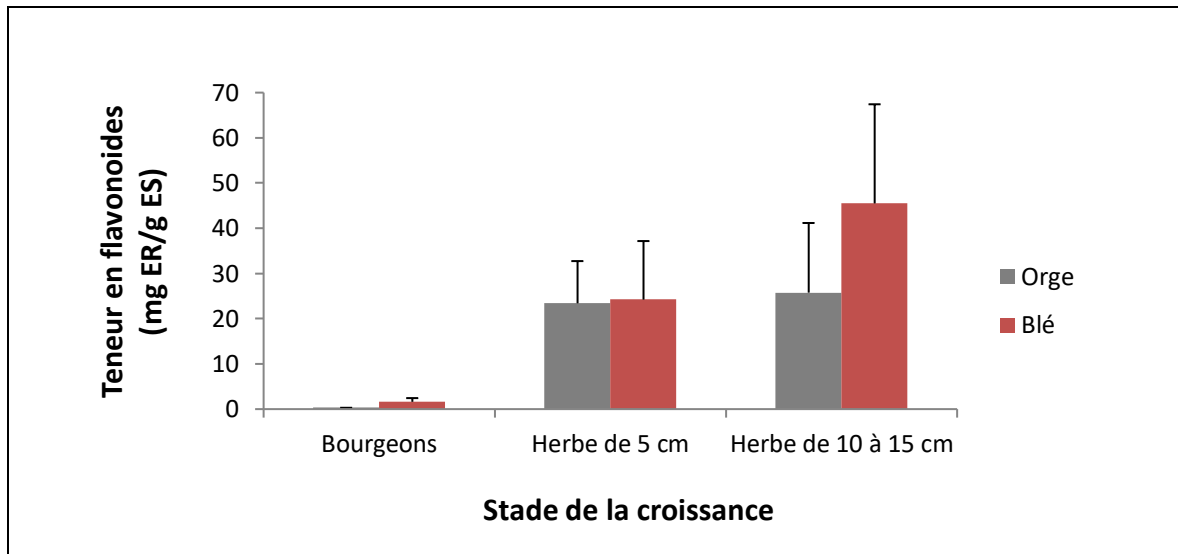


Figure 14 : Teneur en flavonoïdes des extraits secs de l'orge et du blé à différents stade de croissance.

L'observation de la figure 14 fait ressortir que la teneur en flavonoïdes de l'herbe de blé est constamment supérieure à celle de l'orge à travers les différents stades de croissance étudiés. Au stade bourgeon, il apparait que le blé renferme de faible quantité en flavonoïdes, appréciée de 1.61 ± 0.82 mg ER / g ES. Cette dernière est légèrement supérieure à celle de l'orge qui renferme 0.3 ± 0 mg ER / g ES. Une augmentation remarquable dans ces teneurs au stade de 5cm, allant à 24.23 ± 12.93 mg ER / g ES pour le blé et à 23.42 ± 9.32 mg ER / g ES pour l'orge (figure 14). Cette augmentation se poursuit au stade de 10 à 15cm pour atteindre 45.5 ± 21.92 mg ER / g ES et 25.77 ± 15.39 mg ER / g ES respectivement pour le blé et l'orge.

Discussion

Les flavonoïdes sont des composés naturels appartiennent à la famille des polyphénols, trouvé notamment dans les plantes (Kumar et Pandey, 2013 ; Arora *et al.*, 2010).

L'analyse quantitative des flavonoïdes avait renseigné la richesse de l'herbe de blé et de l'orge en ces métabolites. Les flavonoïdes communs entre les deux herbes sont la quercétine, la lutéoline, la tricine, le chrysoériol, l'apigénine. La catéchine caractérise l'herbe de blé, et la saponarine, les flavones C-glycosides, l'isovitexine, l'isorhamnetine, l'isoorientine, l'isoscoparine et l'O-diglycosyl flavones sont identifiés dans l'herbe de l'orge (Corradini *et al.*, 2011). Ces flavonoïdes présentent des activités biologiques comprenant des actions antiallergéniques, antivirales, anti-inflammatoires, vasodilatatrice, et antioxydante (David *et al.*, 2016) reflétant ainsi l'effet bénéfique des herbes étudiés.

Jangle *et al.*, (2016) ont signalé après le dosage des flavonoïdes chez l'herbe de blé de dix jours, une concentration de 10.29 ± 4.57 mgER/gES. Ainsi, les teneurs de l'herbe de l'orge en flavonoïdes, estimées de 5.695 ± 0.145 mg/gES et de 28.54 ± 0.05 mg EQ/100g de matière fraîche enregistrées dans les études de Meng *et al.* (2017) et Salanta *et al.*, (2016) respectivement appariaient inférieurs à nos concentrations.

Nos résultats trouvent leur concordance avec ceux de Qamar *et al.* (2018), sur la richesse de l'herbe de blé en flavonoïdes en comparant avec celle de l'orge.

Comme pour les polyphénols, les écarts constatés dans le contenu des herbes de blé et de l'orge en favorites d'une étude à l'autre est le résultat d'une différence dans la méthode d'extraction, l'état de la matière première, le stade de développement, ainsi les variétés des espèces étudiés.

2.3. Teneurs en minéraux

Le dosage des minéraux dans les extraits bruts des herbes de blé et de l'orge et leurs bourgeons est réalisé à l'aide d'un ionogramme pour le sodium (Na^{++}), le chlore (Cl^-), le potassium (K^+) les résultats sont exprimés en mmol/l et colorimétriquement pour le fer (Fe^{++}), le phosphore (P^{-3}), le magnésium (Mg^{++}), le calcium (Ca^{++}) et les résultats sont exprimés en mg/l, sachant que les extraits utilisées ont une concentration de 100g/l.

Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 07 : Teneurs en minéraux chez le blé et l'orge à différents stades de croissance.

Bourgeons de blé	Na⁺⁺	349.23±296	Herbe de blé (5 cm)	Na⁺⁺	417.23±251	Herbe de blé (10-15 cm)	Na⁺⁺	319.55±68
	Cl⁻	224.16±52		Cl⁻	590.16±317		Cl⁻	656.45±152
	K⁺	49.4±19		K⁺	131.96±59		K⁺	180.5±36
	Fe⁺⁺	4.91±2.5		Fe⁺⁺	3.38±0.60		Fe⁺⁺	1.32±0.44
	P⁻³	70.84±36		P⁻³	221.05±90		P⁻³	246.87±3.9
	Mg⁺⁺	2.40±0.5		Mg⁺⁺	8.97±4		Mg⁺⁺	13.365±0.61
	Ca⁺⁺	24.26±1.5		Ca⁺⁺	19.54±0.9		Ca⁺⁺	5.325±0.88

Bourgeons de l'orge	Na⁺⁺	268.45±7.84	Herbe de l'orge (5 cm)	Na⁺⁺	210.93±52.8	Herbe de l'orge (10-15 cm)	Na⁺⁺	219.85±50
	Cl⁻	344.35±10.11		Cl⁻	530.4±121.5		Cl⁻	625.2±4.5
	K⁺	192.45±85		K⁺	115.94±58.7		K⁺	158.95±19
	Fe⁺⁺	0.72±0.32		Fe⁺⁺	0.93±1.06		Fe⁺⁺	1.62±0.71
	P⁻³	179.88±60		P⁻³	291.95±100		P⁻³	239.14±54
	Mg⁺⁺	2.97±0.5		Mg⁺⁺	7.34±0.54		Mg⁺⁺	2.25±0.49
	Ca⁺⁺	30.35±6.8		Ca⁺⁺	43.01±3.39		Ca⁺⁺	42.09±2.13

Il apparait de l'examen de tableau 07 que les ions de sodium Na⁺⁺ et chlore Cl⁻ sont les plus répons chez les deux espèces depuis le stade bourgeons jusqu'à l'herbe de 10-15 cm. Pour le Chlore Cl⁻, on observe une évolution croissante de leurs concentrations à travers les trois stades et ceci pour les deux espèces, dont on passe pour le blé de 221.16±52 à 590.15±317 puis à 656.45±152 mmol/l et pour l'orge de 344.35±10.11 à 530.4±121.5 puis à 625.2±4.5 mmol/l. Alors que les teneurs en ion de Na⁺⁺ montrent des légères fluctuations (tableau 07).

En deuxième rangé se situent les ions de phosphore et de potassium. Ces ions apparaissent avec des concentrations plus importantes chez l'orge que chez le blé. Au niveau des bourgeons, on enregistre 179.88 ± 60 et 70.84 ± 36 mmol/l de phosphore et 192 ± 85 et 49 ± 19 mmol/l de potassium (tableau 07).

Chez le blé les teneurs potassique et phosphoriques montrent une augmentation régulière au cours de leur croissance allant chez l'herbe de 5 cm puis celle de 10-15 cm à 131.96 ± 59 et 180.5 ± 36 mmol/l pour le potassium et à 221.05 ± 90 et à 246.87 ± 3.9 mg/l

pour le phosphore. Alors que l'orge témoigne une diminution pour le potassium et augmentation pour le phosphore.

Le contenu calcique (Ca^{++}) des espèces étudiées avère avec une concentration moins importante que les ions précédant, mais proches entre les deux espèces. Le calcium chez le blé marque une diminution au cours de leur croissance, il est de 24.26 ± 1.5 mg/l au niveau des bourgeons, de 19.54 ± 0.9 mg/l au niveau de l'herbe de 5cm et de 5.325 ± 0.88 mg/l chez l'herbe de 10-15 cm. Cependant pour l'orge il témoigne une augmentation (tableau 07).

L'examen du tableau 08 fait ressortir que les teneurs en fer (Fe^{++}) et en magnésium (Mg^{++}) sont nettement les plus faibles. Les concentrations ferriques évoluent inversement chez les deux espèces. Pour le blé, on constate une diminution de 4.91 ± 2.5 à 3.38 ± 0.60 puis à 1.32 ± 0.44 mg/l alors que pour l'orge ces concentrations passent de 0.72 ± 0.32 à 0.93 ± 1.06 puis à 1.62 ± 0.71 mg/l. Comme on remarque que, le contenu en magnésium se change inversement avec celui de fer chez les extraits de blé, il passe à travers les différents stades de 2.40 ± 0.5 à 8.97 ± 4 puis à 13.365 ± 0.61 mg/l. cet ion témoigne un changement non régulier au cours de la croissance de l'orge (tableau 07).

Discussion

Certains minéraux, tels que le Calcium, le fer, le phosphore, le magnésium, le potassium et le chlore, sont considérés comme des macroéléments et sont nécessaires en plus grande quantité pour la plante ainsi que pour l'homme. De plus, les microéléments sont nécessaires en très petites quantités, mais d'égale importance, le fer, le manganèse, le cuivre et le zinc en sont des bons exemples (Skalnaya et Skalny, 2018).

Le K^+ est l'un des macronutriments les plus importants pour la croissance de la plante. L'augmentation de leur teneur par enrichissement indique leur transport facile vers l'herbe (Kulkarni *et al.*, 2006). Le Fe est l'un des éléments les plus essentiels et nécessaires aux plantes comme aux êtres humains. Chez les plantes, le fer est impliqué dans la synthèse de la chlorophylle et est essentiel au maintien de la structure et de la fonction des chloroplastes. La carence en fer est un trouble nutritionnel fréquent chez de nombreuses plantes cultivées, entraînant des rendements médiocres et une qualité nutritionnelle réduite (Rout et Sahoo, 2015). Chez l'êtres humains le Fe^{++} est essentiel pour la synthèse des protéines transportant l'oxygène, en particulier l'hémoglobine et la myoglobine, ainsi que pour la formation des enzymes hémiques et d'autres enzymes contenant du fer impliquées dans le transfert d'électrons et les réactions d'oxydoréduction (Abbaspour *et al.*, 2014).

Plusieurs études sur l'impact de l'intervention du jus d'herbe de blé sur le taux d'hémoglobine dans le sang ont révélé que tous les sujets du groupe testés avaient constaté une augmentation de leur taux d'hémoglobine dans le sang grâce sa composition chimique incluant sa teneur en fer et magnésium (Mathur *et al.*, 2017 ; Bhikaji *et al.*, 2015).

Concernant le sodium, le rôle de ce élément n'est pas encore clairement compris dans la physiologie des plantes, mais quelques preuves suggèrent que le Na⁺ est un macroélément bénéfique (Kulkarni *et al.*, 2006).

Nos résultats montrent des faibles concentrations en minéraux en comparant avec la littérature. Agrawal *et al.*, (2015) ont trouvé avec l'herbe de blé 17-20 cm de longueur, des teneurs évaluées à 130.37 et 37 et 17 mg/100 ml respectivement en Ca⁺⁺, Mg⁺⁺ et en Fe⁺⁺.

Eissa *et al.*, (2018) ont montré que l'herbe de blé contient 5.93 mg/100ml de Fe⁺⁺ et 206.29 mg/100 ml de Ca⁺⁺. Egalement, Fortună *et al.*, (2018) ont enregistré après le dosage de calcium, de fer, de potassium et de magnésium dans le jus de l'herbe de blé, des teneurs de 208.15±0.126, 0.28±0.001, 92.90±0.016, 14.59±0.158 mg/100 ml respectivement.

La différence en minéraux remarquée dans notre travail entre l'herbe de blé et celle de l'orge est rapportée également par différents chercheurs (Premakumari et Haripriya, 2007 ; Hagiwara et Cichoke, 2009 ; Aguiar *et al.*, 2011 ; Chaturvedi *et al.*, 2013 ; Chouhan et Mogra, 2014 ; Qamar *et al.*, 2018 ; Devi *et al.*, 2019).

Plusieurs facteurs peuvent affecter directement ou indirectement la qualité nutritionnelle des cultures y compris les teneurs en minéraux. Parmi ceux-ci figurent les facteurs de sol (pH, éléments nutritifs disponibles, texture, teneur en matière organique et relations sol-eau), les facteurs météorologiques et climatiques (la température, les précipitations, l'intensité lumineuse et les conditions de la récolte), la qualité de cultivar joue également son rôle (Hornick, 1992).

Pour déterminer l'influence des conditions de culture sur l'évolution du contenu en potassium, sodium, calcium, magnésium, fer et chlore chez l'herbe de blé, Kulkarni *et al.*, (2006) ont plantés cette espèce dans trois conditions différentes. Le premier lot est semé dans un support inerte et irrigué par l'eau du robinet, le deuxième est semé dans un support inerte et irrigué par l'eau de robinet enrichie par des composés nutritionnels. Alors que le troisième lot est semé dans le sol et irrigué par l'eau de robinet. Cette étude a montré que les éléments dosés augmentent linéairement avec la croissance de l'herbe pour les trois

lots à l'exception de chlore qui montre des fluctuations pour le troisième lot. Pour l'évaluation du contenu en potassium, fer et sodium, Kulkarni *et al.*, (2007) ont plantés cette espèce dans deux conditions différentes. Le premier lot dans un support inerte et irrigué par l'eau du robinet et le deuxième est semé dans le sol et irrigué par l'eau de robinet. Cette étude a révélé que le deuxième lot est le plus riche en éléments dosés et que leurs teneurs augmentent linéairement avec la croissance de l'herbe pour les deux lots.

La principale différence entre la culture du sol et la culture hydroponique en ce qui concerne la nutrition minérale réside sur l'influence de la matrice sol, car la capacité d'échange cationique (CEC) et les paramètres de sol liés à la surface tel que le potentiel matriciel, peuvent altérer la disponibilité des minéraux (Tavakkoli *et al.*, 2010).

L'existence des oligoéléments dans l'herbe de blé et de l'orge pourrait contribuer à la lutte contre la déficience en ces éléments surtout le fer et le calcium, très recherchés.

3. Activités biologiques étudiées

3.1. Activité antioxydante

3.1.1. Activité antioxydante par la méthode du DPPH

Pour évaluer l'activité antioxydante, les valeurs des EC_{50} des extraits de blé et de l'orge au cours de différents stades, et celle de l'acide ascorbique utilisé comme témoin positif sont calculées et consignées dans la figure 15.

Sachant qu'une faible EC_{50} indique une capacité très puissante à piéger le radicale libre DPPH• et donc une activité antioxydante plus élevée.

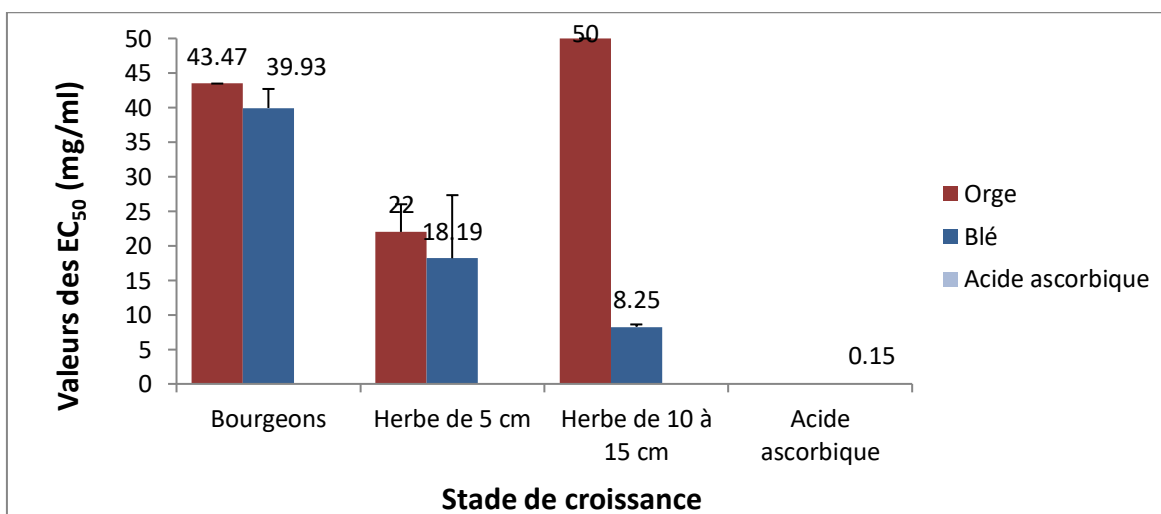


Figure 15 : EC_{50} obtenues avec les extraits bruts de l'orge et du blé à différents stades de croissance.

L'examen de la figure 15 laisse constater une différence dans la capacité de blé et de l'orge à piéger le radicale DPPH• et ceci au cours de différents stades de développement.

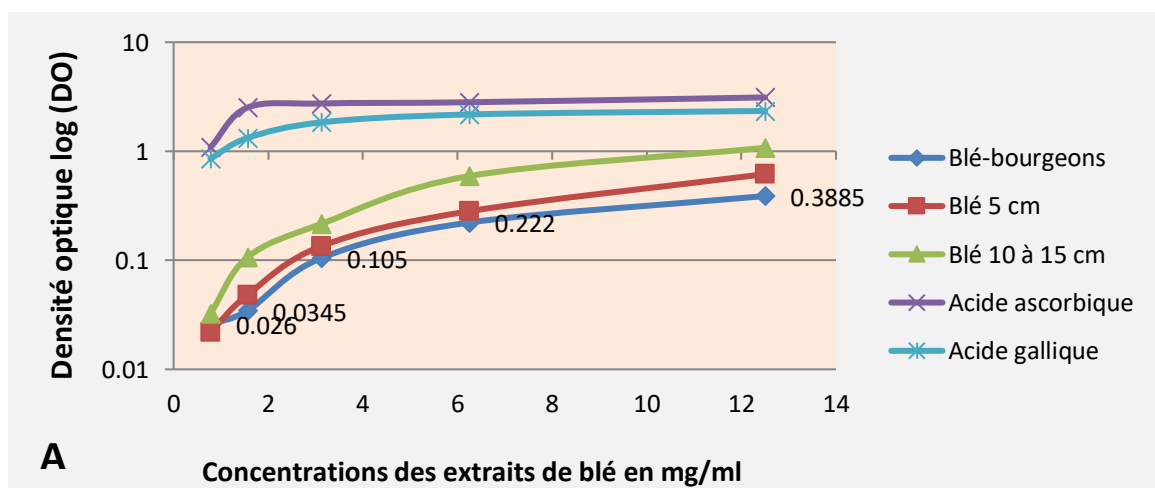
Ce pouvoir témoigne une augmentation chez le blé, indiquée par la diminution des valeurs des EC_{50} . Ce paramètre est évalué de 39.39 ± 2.75 mg/ml au stade bourgeons puis il diminue, comme indique la figure 15, à 18.19 ± 9.12 mg/ml puis à 8.25 ± 0.35 mg/ml respectivement pour les herbes de 5 et 10-15 cm. En revanche, les concentrations efficaces qui inhibent 50% des radicaux libre de l'orge exhibent une fluctuation et sont plus importantes à celle de blé à travers les différents stades de croissance. Les concentrations enregistrées pour les bourgeons, l'herbe de 5 cm et l'herbe de 10-15 cm sont estimées respectivement de 43.47, 22 ± 4.24 et 50 mg/ml.

Les EC_{50} enregistrées avec les différents extraits sont nettement très inférieur à celle de l'acide ascorbique, utilisé comme témoin positif, évaluée de 0.15 mg/ml.

3.1.2. Activité antioxydante par le test phosphomolybdate

Pour tous les extraits ainsi que les témoins positif (acide ascorbique et acide gallique), une série de dilution allant de 12.5 à 0.78 mg/ml est préparée.

Les valeurs de l'absorbance mesurées ont permis de tracer des courbes de tendance logarithmique qui mettent ainsi en évidence une relation proportionnelle entre l'augmentation de la concentration de l'extrait et la réduction de phosphomolybdate dans les échantillons étudiés (Figure 16).



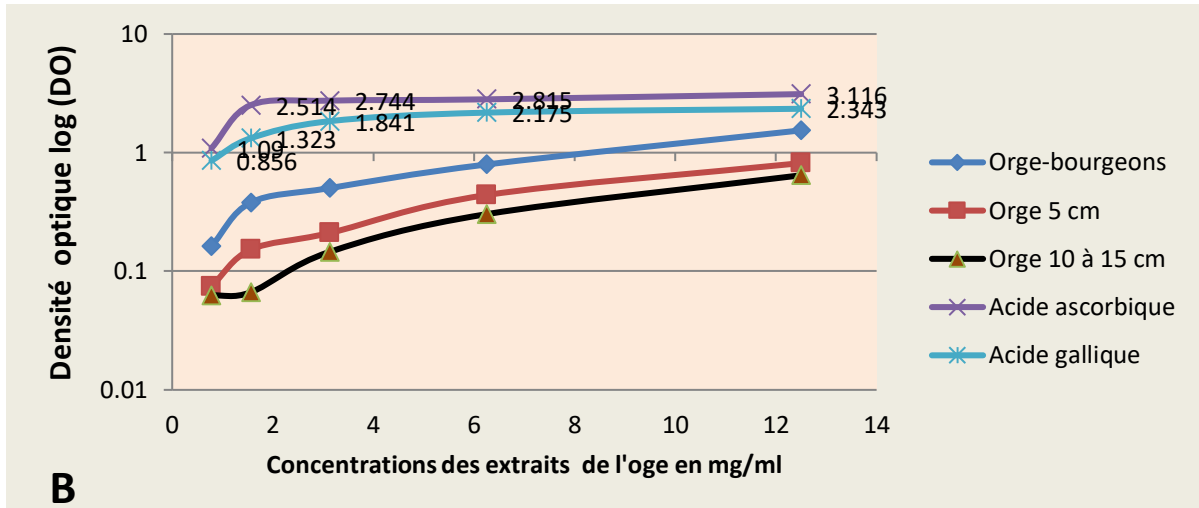


Figure 16 : Profils des courbes obtenus dans le teste de phosphomolybdate pour les différents stades de croissance de blé (A) et de l'orge (B).

La disposition des courbes illustrées dans la figure 16, A et B indique que l'activité antioxydante de différents extraits des espèces étudiées avèrent nettement plus faible que les témoins positifs, qui atteignent à la concentration 12.5 mg/ml, une densité optique de 2.34 et 3.11 respectivement pour l'acide gallique et l'acide ascorbique.

L'examen de la figure 16 révèle aussi une différence dans la variation de l'activité antioxydante totale chez le blé et l'orge. Cette variation apparait proportionnelle avec l'avancement de la croissance pour le blé et inverse pour l'orge. En effet, à la concentration 12.5 mg/ml des extraits de blé, les densités optiques mesurées sont de 0.38, 0.61 et 1.07 respectivement pour les bourgeons, l'herbe de 5 cm et l'herbe de 10-15 cm. En revanche, et à la même concentration des extraits des bourgeons, l'herbe de 5cm et l'herbe de 10-15 cm de l'orge, on enregistre respectivement les densités optiques 1.54, 0.81 et 0.64 (figure 16).

Comparant l'activité antioxydante de deux espèces entre elles, on constate qu'au stade bourgeons et herbe de 5cm que l'activité antioxydante totale chez l'orge est supérieure à celle de blé. Cependant, au stade 10-15 cm, la situation est renversée avec une densité optique de 1.54 pour le blé contre 1.07 pour l'orge (figure 16).

Discussion

Les herbes appartiennent à la famille des Poaceae (Gramineae) constituent le groupe le plus important de plantes utiles. Il est prouvé que certaines espèces des herbes ont un effet thérapeutique important et de fortes propriétés antioxydantes (Balcerek *et al.*, 2009), parmi lesquels l'herbe de blé (Jaya et Gayathri, 2009 ; Lakshmi *et al.*, 2014 ; Zendeabad *et al.*, 2014 ; Abed *et al.*, 2017 ; Johri et Khan, 2017) et l'herbe de l'orge (Kiewlicz, 2016 ; Kawka *et al.*, 2019).

Les espèces de cette famille contiennent des composants bioactifs à activité antioxydante, notamment des flavonoïdes, les glycosides de l'apigénine, de la lutéoline, de la tricine et des acides phénoliques comme l'acide férulique, l'acide caféique, l'acide p-hydroxybenzoïque. Comme elle renferme des triterpènes, des saponines et des stérols (Balcerek *et al.*, 2009), les herbes de blé et de l'orge exhibent également une richesse en vitamine C et E (Mondal et Saxena, 2016), en cuivre (Cu^{++}), en zinc (Zn^{++}), en manganèse (Mn^{++}), en sélénium (Se^{-}) et en fer (Fe^{++}) (Mogra et Rathie, 2013; Zeng *et al.* 2018), en superoxyde dismutase (SOD), en cytochrome oxydase (Sareen *et al.*, 2014 ; zeng *et al.*, 2018), et en chlorophylle (Niroula *et al.*, 2019).

Il est établi que l'activité antioxydante est liée positivement avec la structure des polyphénols. Généralement, les polyphénols ont une activité antioxydante la plus élevée grâce au nombre élevé des groupements hydroxyles (Heim *et al.*, 2002), qui peuvent donc donner des hydrogènes pour stabiliser et neutraliser l'hydroxyle ($\text{OH}\bullet$) et les radicaux superoxydes ($\text{O}_2\bullet^-$), les peroxydes ($\text{ROO}\bullet$), les alkoxydes ($\text{RO}\bullet$) (Lü *et al.*, 2010). Les composés phénoliques contiennent des groupes hydroxyle sur le cycle aromatique. Grâce à leur propriété de résonance, ils sont capables de donner des protons et / ou des électrons à d'autres molécules instables (Chomchan *et al.*, 2016). Les molécules phénoliques peuvent également inhiber les enzymes générant des radicaux libres telles que, la xanthine oxydase, la lipoxigénase, la protéine kinase C, la cyclooxygénase, la monooxygénase microsomale, la succinoxydase mitochondriale et la NADPH oxydase (Banjarnahor et Artanti, 2014).

Les propriétés antioxydantes puissantes de l'herbe de blé ont mets en évidence par Shyam *et al.*, (2007) chez des sujets sains et a déclaré que la supplémentation en herbe de blé fournit une meilleure protection contre la peroxydation lipidique et diminue ainsi le stress oxydatif et augmente les niveaux d'antioxydants endogènes tels que le statut antioxydant total du plasma et la vitamine C.

L'herbe de blé contient une grande quantité d'antioxydants et presque pas d'effets secondaires. Elle peut donc être utilisée comme antioxydant phytomédicine contre le stress oxydatif causé par les médicaments chimiothérapeutiques et peut également augmenter l'activité antinéoplasique du médicament (Sachin *et al.*, 2013), Meera *et al.*, (2016) ont montrés que cette activité anticancéreuse peut être utile dans le traitement du cancer de la bouche par voie orale.

Malla *et al.*, (2014) ont trouvé que l'herbe de blé a des effets curatifs sur les dommages à la membrane des globules rouges causés par plusieurs facteurs dont les dommages des radicaux libres jouent un rôle majeur.

Très peu de publications sont disponibles dans la littérature sur les propriétés nutritives et antioxydantes des extraits des bourgeons de blé où il est rapporté que ces extraits inhibent les dommages oxydatifs de l'ADN et sont efficaces en supprimant le radical superoxyde qui peut conduire à diverses maladies (Falcioni *et al.*, 2002).

Nos résultats révèlent une activité antioxydante très faible en comparant avec certaines données littéraire. En effet, les résultats de Saini *et al.* (2017) sur trois variétés de blé, signalent des EC₅₀ de 6.32, 9.2 et 11 µg/ml respectivement chez *Triticum dicoccum*, *Triticum durum* et *Triticum aestivum*. Tandon *et al.* (2011) ont trouvés que la concentration efficace des extraits éthanolique et aqueuse de blé de 15-17 cm sont de l'ordre de 177.701 µg/ml et 646.056 µg/ml respectivement. L'étude de Khanthapoka *et al.* (2015) a montré que la valeur de EC₅₀ de l'extrait sec de blé était 0.81 mg/ml. D'après Dhaliwal *et al.* (2015) les extraits méthanolique et aqueuse ont des EC₅₀ de 81.44 µg/ml et 131.3 µg/ml respectivement. Également, Nepal *et al.* (2018) ont trouvés que l'herbe de l'orge a une EC₅₀ de l'ordre de 135.625 µg/ml.

Cependant, Niroula *et al.* (2019) ont signalés chez les bourgeons et l'herbe de blé âgée 10 jours ainsi que l'herbe de l'orge de 13 jours des concentrations efficaces allant à 289.26 mg/ml, 88.82 mg/ml et 103 mg/ml respectivement. Ces EC₅₀ avèrent nettement plus importantes à celles trouvées dans notre résultats. Cette même étude, concorde nos résultats sur la forte activité antioxydante de l'herbe de blé par rapport à celle de l'orge. On suggère que Cette différence est attribuée à la tenue différents en molécules bioactifs rappelant que l'apigénine, la quercitine et la lutéoline caractérisent l'herbe de blé (Padalia *et al.*, 2010), tandis que le O-glycosyl était signalé dans l'herbe d'orge (Paulíčková *et al.*, 2007).

Falcioni *et al.*, (2002) ont signalés que l'activité antioxydante totale des bourgeons de blé est nettement supérieure à celle des germes et des jeunes plants de blé (15-20 cm). Ces résultats affirment nos constatations mais sur le l'orge et non pas le blé. Ceci est probablement dû au potentiel antioxydant plus élevé de composés phénoliques hydrolysés qui présentent fortement dans les bourgeons (Mattila et Kumpulainen, 2002 ; Dvořáková *et al.*, 2008 ; Šimić *et al.*, 2017 ; Niroula *et al.*, 2019).

Tandon *et al.*, (2011) signalent que l'utilisation de méthanol comme solvant d'extraction restreindre les composés cellulaires responsables du piégeage du radical DPPH, seules les substances solubles dans le méthanol (par exemple les caroténoïdes, les acides gras) sont impliquées dans ce processus de piégeage. Selon Piluzza et Bullitta, (2011) les différentes relations entre l'activité antioxydante et le contenu phénolique total peuvent être dû à de nombreux facteurs, en fait, le contenu phénolique total ne comprend pas tous les antioxydants.

3.2 Activité antimicrobienne

L'évaluation de l'activité antimicrobienne de blé et de l'orge à différents stades de croissance est réalisée par la méthode de diffusion en milieu gélosé, traduite en diamètres des zones d'inhibition formées au tour des disques imbibés de ces extraits.

Les diamètres des zones d'inhibitions des extraits bruts contre les souches testées sont présentés dans le tableau 08.

Tableau 08 : Diamètres des zones d'inhibition obtenus avec les différents extraits de blé et de l'orge à différents stades de développement avec les souches testées.

	La souche	Zone d'inhibition en mm						La sensibilité
		100mg/ml	50mg/ml	25mg/ml	12.5mg/ml	6.25mg/ml	3.125mg/ml	
Bourgeons du blé	<i>S. aureus</i>	6.8±0.2	6.6±0.2	6.6±0.2	6.6±0.2	6.6±0.2	6.6±0.2	-
	<i>K.pneumoniae</i>	6±0	6±0	6±0	6±0	6±0	6±0	-
	<i>E.coli</i>	7.5±0.5	7.6±0.2	7.3±0.5	7.1±0.2	7.6±0.5	7.6±0.5	-
	<i>S.typhi</i>	6.6±0.5	6.6±0.5	6.6±0.5	6.6±0.5	6.6±0.5	6.6±0.5	-
	<i>C.albicans</i>	6.6±0.2	6.5±0.5	6.5±0.5	6.6 ±0.7	6.6 ±0.7	6.5±0.5	-

Herbe de 5cm (blé)	<i>S. aureus</i>	7±0	6.8±0.2	6.8±0.2	6.8±0.2	7±0	6.8±0.2	-
	<i>K.pneumoniae</i>	6±0	6±0	6±0	7±0	7±0	7±0	-
	<i>E.coli</i>	7.5±0	7.3±0.2	7.5±0	7.3±0.2	7.3±0.2	7.3±0.2	-
	<i>S.typhi</i>	6.3±0.5	6.3±0.5	6.3±0.5	6.3±0.5	6.3±0.5	6.3±0.5	-
	<i>C.albicans</i>	6.3±0.2	6.3±0.2	6.3±0.2	7.3±1.4	7.3±1.4	7±0.8	-
Herbe de 10-15cm (blé)	<i>S. aureus</i>	7±0	7±0	7±0	7±0	7±0	7±0	-
	<i>K.pneumoniae</i>	7±0	6±0	6±0	6±0	6±0	6±0	-
	<i>E.coli</i>	7.7±0.3	7.7±0.3	7.7±0.3	7.2±0.3	7.2±0.3	7.2±0.3	-
	<i>S.typhi</i>	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	-
	<i>C.albicans</i>	6.5±0	6.7±0.3	6.5±0.3	6.5±0.3	6.5±0.3	6.5±0.3	-
Bourgeons de l'orge	<i>S. aureus</i>	7±0.7	6.7±0.3	6.5±0	6.5±0	6.5±0	6.5±0	-
	<i>K.pneumoniae</i>	7±0	7±0	7±0	7±0	8±0	6±0	-
	<i>E.coli</i>	6.2±0.3	7±0	7±0	7.2±0.3	7.2±0.3	7±0	-
	<i>S.typhi</i>	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	-
	<i>C. albicans</i>	6±0	6±0	6±0	6.2±0.3	6.5±0.7	6.5±0.7	-
Herbe de 5cm (orge)	<i>S. aureus</i>	6.7±0.3	6.5±0	6.5±0	6.5±0	6.5±0	6.5±0	-
	<i>K.pneumoniae</i>	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	6±0	6±0	6±0	-
	<i>E. coli</i>	7.1±0.2	7.1±0.2	7.3±0.2	7.1±0.2	7.5±0.8	7.5±0.8	-
	<i>S. typhi</i>	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	6.5±0.7	-
	<i>C. albicans</i>	6.8±0.2	6.8±0.2	6.6±0.2	6.5±0	6.6±0.2	6.6±0.2	-
Herbe de 10-15cm (orge)	<i>S. aureus</i>	7±0	6.7±0.3	6.7±0.3	6.7±0.3	6.7±0.3	6.7±0.3	-
	<i>K.pneumoniae</i>	6±0	7±0	6±0	6±0	6±0	6±0	-
	<i>E. coli</i>	7.5±0.7	7.5±0.7	7±0	7.7±1	7.5±1.4	7.5±1.4	-
	<i>S. typhi</i>	7±0	7±0	7±0	7±0	7±0	7±0	-
	<i>C. albicans</i>	7.5±0.7	7.2±0.3	7±0	6.7±0.3	6.7±0.3	7.5±0.7	-

Le tableau (08) montre que nos extraits dans cette étude ont des diamètres d'inhibition < 8 mm donc les agents pathogènes sélectionnés sont résistants à nos extraits.

L'observation de tableau 08 ne révèle aucun diamètre supérieur à 8 mm, ce dernier est enregistré chez l'extrait des bourgeons de l'orge contre *K.pneumoniae*.

E. coli (G-) paraît la souche la moins résistante aux extraits de blé et de l'orge pour les différents stades de la croissance avec des zones d'inhibition situées entre 7 et 7.7 mm.

Discussion

Les résultats obtenus ne reflètent pas l'efficacité antimicrobienne des extraits de blé et de l'orge à différents stades de croissance.

Le résultat négatif constaté dans notre étude concorde avec ceux de Wakeham. (2013) signalant que l'herbe de blé n'a aucune activité antibactérienne contre *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus* et *staphylococcus mutans*, d'après Desai., (2005) les extraits d'acétone et méthanoliques de l'herbe de blé n'ont aucune activité antibactérienne, cependant le jus frais et non dilué a montré une légère activité antibactérienne contre *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*, *Salmonella typhimurium* et *Klebsella pneumoniae* à la concentration 2.7 g / ml.

Rajoria *et al.*, (2015) par une étude sur trois extraits de blé : chloroformique, hexanique et méthanolique, contre *E. coli* (G-), *S.aureus* (G+) et *S. typhi* (G-) ont signalé la résistance de ces souches contre les extraits étudiés.

En revanche, Pannu et Kapoor., (2015) ont trouvé des zones d'inhibition évaluées à 11 et 13 mm formées par les extraits aqueux et le jus de l'herbe de blé en contact de *E. coli*. D'autres études ont montré que l'herbe de blé et celle de l'orge exercent un pouvoir inhibiteur, citant l'étude de Sundaresan *et al.*, (2015) sur *S. typhi*, *S. aureus* et *E.coli* par les extraits méthanoliques. Celle de Ashok. (2011) contre *E. coli* et *S. aureus* et *Candida albicans*. Également les résultats de Millat *et al.*, (2019) sur les souches testées sont 10 mm contre *S. aureus* (G+), 12 mm contre *Salmonella typhi* (G-), 19 mm contre *E. coli*, 2.5 cm pour *C.albicans*. On rajoute l'étude de Rana *et al.*, (2018) sur l'extrait de l'herbe de blé de 5 à 6 jours sur *E. coli* et *S. aureus*.

Concernant l'orge, l'étude de Nepal *et al.*, (2018) a montré des résultats très prometteurs sur l'effet antimicrobien de l'orge. Car des zones d'inhibition de 20.5 mm contre *S. typhi*, de 24.45 mm contre *S. aureus* et de 22.5 mm contre *E. coli* ont été marquées.

Ces écarts remarquables d'une étude à l'autre pourraient être la conséquence de la différence de la qualité des grains semés, du sol, l'exposition au soleil, la méthode de l'extraction et les concentrations testées.

Selon la littérature l'herbe de blé et de l'orge contiennent une grande variété de métabolites secondaires ayant des propriétés antimicrobiennes, tels que les flavonoïdes, les terpénoïdes, les alcaloïdes, tanins, glycosides, les polyphénols comme l'acide vanillique, l'acide gallique, la quercétine.

Les antimicrobiens actuels couvrant un large éventail de cibles se rencontrent, l'un sont bactéricide et l'autre sont bactériostatique. L'action antimicrobienne relève généralement de l'un des quatre mécanismes, dont trois impliquent l'inhibition ou la régulation d'enzymes impliquées dans la biosynthèse de la paroi cellulaire, métabolisme et réparation des acides nucléiques, ou synthèse protéique, respectivement. Cependant, des études d'interaction basées sur les cibles antimicrobiennes ont principalement confirmé leur mode d'action via l'inhibition de la réplication de l'ADN et l'inhibition de l'intégrité de la paroi cellulaire et l'inhibition de la protéine synthèse (Walsh, 2003 ; Rajoria *et al.*, 2015).

Conclusion
et
Perspectives

Conclusion

L'objectif de notre travail vise à évaluer le contenu phénolique et minérale, ainsi que les activités antioxydante et antimicrobienne des produits de la germination de blé et de l'orge (bourgeons, herbes de stade 5 cm et 10-15 cm).

Les rendements d'extraction par le méthanol sont plus importants chez le blé que l'orge et pour les deux, c'est l'herbe de 5 cm qui reçoit le meilleur rendement, $6.51 \pm 1.03\%$ pour le blé et $2.46 \pm 1.71\%$ pour l'orge.

Le dosage quantitatif des polyphénols et des flavonoides témoigne que les bourgeons et les herbes de blé sont les plus pourvus en ces métabolites et que les polyphénols augmentent suivant l'avancement de la croissance aussi bien chez le blé que l'orge.

Concernant les minéraux, nos résultats ont constaté la richesse des bourgeons et l'herbe de blé et de l'orge en sodium, chlore et potassium, des teneurs moins importantes en calcium et phosphore et relativement faibles en fer et magnésium.

L'activité antioxydante réalisée par le test de DPPH• et de PPM révèle que nos différents extraits excent une activité antioxydante mais nettement plus faible que celle des témoins positifs. Cette activité augmente régulièrement suivant les stades de la croissance de blé. Mais chez l'orge elle montre des fluctuations.

Le test antimicrobien effectué par la méthode de diffusion en milieu gélosé révèle la présence de quelque activité chez certaines souches comme *C. albicans*, et toujours les diamètres des zones d'inhibition ne dépassent pas 8 mm.

Perspectives

On souhaite pour des études ultérieure de :

Etudier d'autres périodes de croissance.

Evaluer d'autres activités biologiques, à savoir l'activité immuno-modulatrice, anticancéreuse, anti-inflammatoire, anticoagulante et antidiabétique.

Doser d'autres composés biochimiques tels que les vitamines surtout la vitamine C, les enzymes comme le superoxyde dismutase, les phytohormones, la chlorophylle et les protéines et d'étudier *in vivo* l'effet du jus de l'herbe de blé et de l'orge sur l'état physiologique de l'organisme surtout sur l'effet anti-anémique.

*Références
bibliographiques*

-A-

- Abbaspour N., Hurrell R., and Kelishadi R., 2014.** Review on iron and its importance for human health. *Journal of research in medical sciences: the official journal of Isfahan University of Medical Sciences*, 19(2), p.164.
- Abed KAK., Yaqoob K., Abdoh AOO., Mohammed SM., Pankaj T., Hakeem SMA., Mamoon HS., 2017.** Investigation of Antigenotoxic Potential of Wheatgrass (*Triticumaestivum*) Powder on Cyclophosphamide Induced Genotoxicity and Oxidative Stress in Mice. *Austin J Pharmacol Ther*, 5(3).1098.
- Abeshu Y., Abrha E., 2017.** Evaluation of Proximate and Mineral Composition Profile for Different Food Barley Varieties Grown in Central Highlands of Ethiopia. *World Journal of Food Science and Technology*, 1(3) : 97-100.
- Abu Baker M.H., 2012.** Genotype Comparisons of Strains of *Candida albicans* from Patients with Vaginal Candidiasis. *Université Nablus, Palestine*. P 9.
- Agrawal A., Gupta E. and Chaturvedi R., 2015.** Determination of Minerals and Antioxidant Activities at Different Levels of Jointing Stage in Juice of Wheat Grass-The Green Wonder. *Int. J. Pure Appl. Biosci*, 3 : 311-316.
- Aguiar A.C.D., Boroski M., Bonafé E.G., Almeida V.V.D., Souza N.E.D. and Visentainer J.V., 2011.** Evaluation of omega-3 fatty acids content and antioxidant activity in wheat (*Triticum aestivum* L.) leaves. *Ciência e Agrotecnologia*, 35(4) : 735-741.
- Ajib B., 2013.** Contribution à la modélisation de la qualité de l'orge et du malt pour la maîtrise du procédé de maltage. Thèse de doctorat en Procédés Biotechnologiques et Alimentaires. Université de lorraine, Nancy, P18.
- Aïchatou A.K., 2010.** Recherche de carbapénèmes chez *Klebsiella pneumoniae* à l'HMIMV de Rabat (Doctoral dissertation). P 7.
- Ait-Slimane-Ait-Kaki S., 2008.** Contribution à l'étude de l'interaction génotype x milieu, pour la qualité technologiques chez le blé dur en Algérie. Thèse, Université Badji Moukhtar, Annaba.
- Akcan Kardas T, Durucasu I., 2014.** A New Analytical Method for the Determination of Phenolic Compounds and Their Antioxidant Activities in Different Wheat Grass Varieties. *Ekoloji*, 23(90) : 73-80.
- Alijošius S., Švirnickas G.J., Bliznikas S., 2016.** Grain chemical composition of different varieties of winter cereals. *Zemdirbyste-Agriculture*, 103(3) : 273-280.

- Alijošius S., Švirmickas G.J., Kliševičiūtė V., Gružasuskas R., Šašytė V., Racevičiūtė-Stupelienė A., Daukšienė A., Dailidavičienė J., 2016.** The chemical composition of different barley varieties grown in Lithuania. *veterinarija ir zootechnika (Vet Med Zoot)*, 73 (95) : 9-13.
- Amorati R. and Valgimigli L., 2015.** Advantages and limitations of common testing methods for antioxidants. *Free radical research*, 49(5) : 633-649.
- Andrews J.M., 2001.** Determination of minimum inhibitory concentrations. *Journal of antimicrobial Chemotherapy*, 48: 5-16.
- Arora A., Byrem T.M., Nair M.G., Strasburg G. M., 2000.** Modulation of Liposomal Membrane Fluidity by Flavonoids and Isoflavonoids. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 373(1) : 102–109.
- Aryal S., Baniya M.K., Danekhu K., Kunwar P., Gurung R., and Koirala N., 2019.** Total Phenolic Content, Flavonoid Content and Antioxidant Potential of Wild Vegetables from Western Nepal. *Plants*, 8(4), p.96.
- Ashfaq A., Hussain N. and Athar M., 2015.** Role of potassium fertilizers in plant growth, crop yield and quality fiber production of cotton—an overview. *FUUAST Journal of Biology*, 5(1) : 27-35.
- Ashish S., Shilpa K., Singh R.R., Sanjay K. and Rajendran N., 2012.** Wheatgrass: An alternative household nutritional food security. *International Research Journal of Pharmacy*, 3(7) : 246-250.
- Ashok S.A., 2011.** Phytochemical and pharmacological screening of wheatgrass juice (*Triticum aestivum* L.). *International Journal of Pharmaceutical Sciences Review and Research*, 9(1) : 159-164.
- Aziz T., Sabir M., Farooq M., Maqsood M.A., Ahmad H.R. and Warraich E.A., 2014.** Phosphorus deficiency in plants: responses, adaptive mechanisms, and signaling. In *Plant signaling: Understanding the molecular crosstalk* (pp. 133-148). Springer, New Delhi.
- Azmir J., Zaidul, I.S.M., Rahman M.M., Sharif K.M., Mohamed A., Sahena F., Jahurul M.H.A., Ghafoor K., Norulaini N.A.N. and Omar A.K.M., 2013.** Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: A review. *Journal of Food Engineering*, 117(4) : 426-436.

-B-

- Bada., 2007.** Variabilité génotypique du blé dur (*Triticum durum* Desf) vis-à-vis de la nuisibilité directe du brome (*Bromus rubens* L) en conditions semi aride. Mémoire de magister. Université colonnel el hadj lakhder, Batna.

- Banjarnahor S.D.S., Artanti N., 2014.** Antioxidant properties of flavonoids. *Med J Indones*, 23(4) : 239-244.
- Balcerek M., Rąk I., Majtkowska G. and Majtkowski W., 2009.** Antioxidant activity and total phenolic compounds in extracts of selected grasses (Poaceae). *Herba Polonica*, 55(3) : 214-221.
- Bálint A.F., Kovács G., SUTKA J., 2000.** Origin and taxonomy of wheat in the light of recent research. *Acta Agronomica Hungarica*, 48(3) : 301-313.
- Bandow J.E., Brötz H., Leichert L.I., Labischinski H. and Hecker M., 2003.** Proteomic approach to understanding antibiotic action. *Antimicrob Agents Chemother*, 47: 948-55.
- Barnett R., 2016.** Typhoid fever. *The Lancet*, 388(10059), 2467.
- Baser K.H.C. et Buchbauer G., 2010.** Handbook of essential oils: Science, Technology, and Applications. Ed. Taylor and Francis Group, LLC. United States of America, 994p.
- Bauer J.P., 1981.** Affinity and stoichiometry of calcium binding Arsenazo III, *Anal. Biol. Chem*, 110 : 61-72.
- Beloshapka A.N., Buff P.R., Fahey J.G.C., Swanson K.S., 2016.** Compositional Analysis of Whole Grains, Processed Grains, Grain Co-Products, and Other Carbohydrate Sources with Applicability to Pet Animal Nutrition. *Foods*, 5(2) : 1-16.
- Benincasa P., Falcinelli B., Lutts S., Stagnari F., and Galieni A., 2019.** Sprouted Grains: A Comprehensive Review. *Nutrients*, 11(2) : 421.
- Benincasa P., Galieni A., Manetta A. C., Pace R., Guiducci M., Pisante M., & Stagnari F., 2014.** Phenolic compounds in grains, sprouts and wheatgrass of hulled and non-hulled wheat species. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 95(9) : 1795–1803.
- Berend K., van Hulsteijn L. H., Gans R. O. B., 2012.** Chloride: The queen of electrolytes? *European Journal of Internal Medicine*, 23(3) : 203–211.
- Bertoncelj J., Dobersek U., Jamnik M., Golob T. 2007.** Evaluation of the phenolic content, antioxidant activity and colour of Slovenian honey. *Food Chemistry*, 105 : 822-828.
- Bhavsar S., Krilov L.R., 2015.** Escherichia coli Infections. *Pediatrics in Review*, Vol. 36 No. 4 : 167-171.
- Bhikaji P.K ., Mangala T., Sudhakar M.D., Namdev J.M., 2015.** The effect of wheatgrass juice on hemoglobin level w.s.r. to samanya-vishesha siddhanta. *International Journal of Ayurveda and Pharma Research*, 3(7) : 66-70.

Boizot N., Charpentier J.P., 2006. Méthodes et outils pour l'observation et l'évaluation des milieux forestiers, prairiaux et aquatiques, Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. Le Cahier des Techniques de l'Inra, P 80.

Bounab B.E-K, 2016. Étude de quelques paramètres sanguins chez la brebis de la race Ouled Djellal selon son stade physiologique. Mémoire de magistère en Sciences vétérinaires, Université des frères mantouri, Constantine, P49.

Bozzini A., 1988. Origin, distribution, and production of durum Weat in the world. Fabriani G. et C. lintas. durum: chimistry and technologie. AACC. P1-16

Boyeldieu J., 1997. Blé tendre. Techniques Agricoles Fascicule n°2020.

Briggs D.E. 1978. Barley. Chapman and Hall Ltd, London. P33.

Brglez Mojzer E., Knez Hrnčič M., Škerget M., Knez Ž. and Bren U., 2016. Polyphenols: extraction methods, antioxidative action, bioavailability and anticarcinogenic effects. *Molecules*, 21(7), p.901.

Brown C., Follings J., Moran M., Rosser B., 2017. Guide Agronomique Des Grandes Cultures. Ministère de l'agriculture de l'alimentation et des affaires rurales. ONTARION, Toronto, Canada, P134.

-C-

Cakmak I., and Yazici A.M., 2010. Magnesium: a forgotten element in crop production. *Better Crops*, 94(2) : 23-25.

Chaturvedi N., Sharma P., and Rohtagi S., 2013. Preliminary Phytochemical, Nutritional Potential of cereal Grass Powder Based Products for Effective Management of Diabetes. *International Journal of advances in Phamacy, Biology and Chemstry*, 2 : 234-240.

Chauhan M., 2014. A pilot study on wheat grass juice for its phytochemical, nutritional and therapeutic potential on chronic diseases. *International Journal of Chemical Studies*, 2(4) : 27-34.

Chen W., He Z. L., Yang X. E., Mishra S., & Stoffella P. J., 2010. Chlorine nutrition of higher plants: progress and perspectives. *Journal of Plant Nutrition*, 33(7) : 943-952.

Chomchan R., Siripongvutikorn S., Puttarak P., Rattanapon R., 2016. Investigation of phytochemical constituents, phenolic profiles and antioxidant activities of ricegrass juice compared to wheatgrass juice. *Functional Foods in Health and Disease*, 6(12) : 822-835.

Corradini E., Foglia, P., Giansanti P., Gubbiotti R., Samperi R., Laganà A., 2011. Flavonoids: chemical properties and analytical methodologies of identification and quantitation in foods and plants. *Natural Product Research*, 25(5), 469-495.

Chouhan S.K., Mogra R., 2014. Development and quality evaluation of wheatgrass powder. *Food Sci. Res. J*, 5(1) : 26-29.

Crémer S., 2014. Introduction à la reconnaissance des graminées. *Fourrages Mieux asbl*. P 1,2.

Crozier A., Jaganath I. B., Clifford M. N. 2009. Dietary phenolics: chemistry, bioavailability and effects on health. *Natural Product Reports*, 26(8), 1001. doi:10.1039/b802662a

-D-

Daly J.A et al., 1972. *Clin Chem*, 18(3) : 263-265.

Das M., Kaur S., 2016. Status of Barley as a Dietary Component for Human. *Journal of Food and Dairy Technology*.

David A.V.A., Arulmoli R. and Parasuraman S., 2016. Overviews of biological importance of quercetin: A bioactive flavonoid. *Pharmacognosy reviews*, 10(20), p.84.

Defraigne J.O., Pincemail J., 2008. Stress oxydant et antioxydants : mythes et réalités. *Rev Med Liège*, 63: 10-19.

Deguenon E., Dougnon T.V., Senou M., Hounmanou Y.G., Bankole H.S., Dokpomiwa H.A.T., & Baba-Moussa L., & Agbankpe J., 2017. Biological and chemical activities of some beninese plant's extracts. *International Journal of Biology Pharmacy and Allied Sciences*. 6 : 2333-2358.

Desai T.R., 2005. Investigation into the Mechanism of Action and Effects of *Triticum Aestivum* (Wheat) Grass. PhD thesis. Saurashtra University, India. P 123. 101.

Devi C.B., Bains K., and Kaur H., 2019. Effect of drying procedures on nutritional composition, bioactive compounds and antioxidant activity of wheatgrass (*Triticum aestivum* L). *Journal of food science and technology*, 56(1) : 491-496.

Devi Sowjanya K., Hariprasath K., Nalini G.R., Veenaeesh P. and Ravichandra S., 2015. Wheat grass juice-*Triticum aestivum* Linn'a therapeutic tool in pharmaceutical research, an overview. *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Research*, 3(3) : 112-121.

Dhaliwal H.S., Sharma N., Bano A., Kumar S. Sharma V., 2015. Non-enzymatic assay based in-vitro antioxidant activity and phytochemical screening of freeze dried wheat

(triticum aestivum l.) seedlings juice powder: nature's finest medicine-part-II. International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research, 6(9), p.4036.

Djeridane A., Yous M., Nadjemi B., Boutassouna D., Stocker P., Vidal N., 2006. Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. Food Chem, 97: 654-66.

Do N.Y., Shin H-J., Lee J-E., 2017. Wheatgrass extract inhibits hypoxia-inducible factor-1-mediated epithelial-mesenchymal transition in A549 cells. Nutrition Research and Practice, 11(2) : 83-89.

Do Q.D., Angkawijaya A.E., Tran-Nguyen P.L., Huynh L.H., Soetaredjo F.E., Ismadji S., and Ju Y.H., 2014. Effect of extraction solvent on total phenol content, total flavonoid content, and antioxidant activity of *Limnophila aromatica*. Journal of food and drug analysis, 22(3) : 296-302.

Durairaj V., Hoda M., Shakya G., Preedia Babu S.P., Rajagopalan R., 2014. Phytochemical screening and analysis of antioxidant properties of aqueous extract of wheatgrass. Asian Pacific Journal of Tropical Medicine, 7: S398-S404.

Dvořáková M., Guido L. F., Dostálek P., Skulilová Z., Moreira M. M., Barros A. A., 2008. Antioxidant Properties of Free, Soluble Ester and Insoluble-Bound Phenolic Compounds in Different Barley Varieties and Corresponding Malts. J. Inst. Brew, 114 : 27–33.

-E-

Edwards J., 2010. Industry & Investment NSW agronomists, Barley growth & development, PROCROP Series, Industry & Investment NSW.

Egbert G., 2008. Barley. in College Seminar 235 Food for Thought: The Science, Culture, & Politics of Food Spring 2008, p1.

Eissa H.A., Yaseen A.A., Barih G.F., Ibrahim W.A. and Mansour A.F., 2018. Enhancing Aroma Flavor, Bio-Active Constituents and Quality Attributes of Cantaloupe Juice Supplementing with Wheat Grass Juice. Journal of Biological Sciences, 18(1) : 1-12.

Ehrenbergerova J., Belcredi N.B., Kopáček J., Melišová L., Hrstkova P., Macuchová S., Vaculová K. and Paulíčková I., 2009. Antioxidant enzymes in barley green biomass. Plant foods for human nutrition, 64(2) : 122-128.

El Fertas-Aissani R., Messai Y., Alouache S., & Bakour R., 2013. Virulence profiles and antibiotic susceptibility patterns of *Klebsiella pneumoniae* strains isolated from different clinical specimens. Pathologie Biologie, 61(5) : 209–216.

Ernst E., 2001. A primer of complementary and alternative medicine commonly used by cancer patients. *Medical J aust*, 174 : 88-92.

-F-

Falcioni G., Fedeli D., Tiano L., Calzuola L., Mancinelli L., Marsili V., Gianfranceschi G., 2002. Antioxidant activity of wheat sprouts extract in vitro: inhibition of DNA oxidative damage. *Journal of food Science*, 67(8) : 2918-2922.

Fanta Yadang S. A., Taiwe Sotoing G., Ngatcha Zouakeu K. S., Khan M. A., Agbor G. A., Ur-Rahman N., & Ngo Bum E., 2019. Quantification of Bioactive Compounds and Evaluation of the Antioxidant Activity of *Carissa edulis* Valh (Apocynaceae) Leaves. *The Scientific World Journal*, 2019, 1–9.

Farrell E.C., Kaplan A et all., 1984. Phosphorus. *Clin Chem*, The C.V.Mosby Co.St Louis. Toronto. Princeton, 1072-1074 et 418.

Feillet P., 2000. Le grain de blé. Composition et utilisation. Ed, INRA, Paris, P 17,18, 23.

Fortună M.E., Vasilache V., Ignat M., Silion M., Vicol T., Patraş X., Miron I. and Lobiuc A., 2018. Elemental and macromolecular modifications in *Triticum aestivum* L. plantlets under different cultivation conditions. *PloS one*, 13(8), p.e0202441.

Foster T.J., Geoghegan J.A., 2015. *Staphylococcus aureus*. *Molecular Medical Microbiology*, 655-674.

-G-

Garait B., 2006. le stress oxydant induit par voie métabolique (régimes alimentaires) ou par voie gazeuse (hyperoxie) et effet de la glisodin. *Biologie cellulaire*. Université Joseph-Fourier - Grenoble I. Français, P 23.

Genné D., Siegrist H.H., 2003. De l'antibiogramme à la prescription d'un antibiotique. *Forum Med Suisse*, No 20, pp 464-468.

Ghumman A., Singh N., Kaur A., 2017. Chemical, nutritional and phenolic composition of wheatgrass and pulse shoots. *Food Science and Technology*. *International Journal of Food Science and Technology*, p 1

Gianinetti A., Rizza F., Terzi V., 2016. Barley: An Overview of a Versatile Cereal Grain with Many Food and Feed Uses. *Reference Module in Food Sciences*, p 1.

Gindier E., 1971. *Clin. Chem.* 17,662.

Guirguis G.F., Patel K., Gittens-Williams L., Apuzzio J.J., Martimucci K., et Williams S.F., 2017. *Salmonella enterica* Serotype Typhi Bacteremia Complicating Pregnancy in the Third Trimester. *Case Reports in Obstetrics and Gynecology*.

-H-

- Hagiwara Y., Cichoke A. J., 2009.** Barley Leaves Extract for Everlasting Health. p2.
- Harwood W.A., 1900.** Barley: Methods and Protocols, Methods in Molecular Biology. Ed, Humana Press, Norwich, UK, p 1.
- Heim E. K., Tagliaferro A. R., Bobilya D. J., 2002.** Flavonoïds antioxydants : chemistry ; metabolism and structure-activity relationships. The journal of Nutritional Biochemistry, 13, 572 – 584.
- Holopainen-Mantila U., 2015.** Composition and structure of barley (*Hordeum vulgare* L.) grain in relation to end uses. Ed, Vtt science, Finland, p9.
- Hornick S. B., 1992.** Factors affecting the nutritional quality of crops. American Journal of Alternative Agriculture, 7(1-2) : 63-68.
- Horsley R.D., Hochhalter M., 2016.** Barley: Agronomy. Encyclopedia of Food Grains, Second Edition, 4, 186-192.

-I-

- Irge D.D., 2017.** Chemical Composition and Nutritional Quality of Wheat, Teff (*Eragrostis tef* (Zucc) Trotter), Barley (*Hordeum vulgare* L.) and Rice (*Oryza sativa*) -A Review. Food Science and Quality Management, 59, ISSN 2225-0557.

-J-

- Jang J., Hur H.G., Sadowsky M.J., Byappanahalli M.N., Yan T., Ishii S., 2017.** Environmental *Escherichia coli*: ecology and public health implications—a review. Journal of Applied Microbiology, ISSN, 1364-5072.
- Jangle S. N., et Padmanabhan P., 2016.** Evaluation of phytochemicals, reducing power, antioxidant activity and in-vitro lipid peroxidation activity of wheat grass juice. Jungle and Padmanabhan, 7(8): 3436-3440.
- Jaya M. S., Gayathri S., 2009.** Antioxidant activity of wheat grass and impact of supplementing grass extract on anaemics. Biomed, 4(3) : 262-268.
- Jeong E.Y., Sung B.K., Song H.Y., Yang J.Y., Kim D.K. and Lee H.S., 2010.** Antioxidative and antimicrobial activities of active materials derived from *Triticum aestivum* sprouts. Journal of the Korean Society for Applied Biological Chemistry, 53(4) : 519-524.
- John A., Benedet, Umeda H., Shibamoto T., 2007.** Antioxidant Activity of Flavonoids Isolated from Young Green Barley Leaves toward Biological Lipid Samples, J. Agric. Food Chem, 55: 5499-5504.

Johri S. et Khan N., 2017. In Vitro Antioxidant and Antihaemolitic Potential of Triticum aestivum Grass. International Journal of Complementary & Alternative Medicine, 9(5) : 1-5.

-K-

Kabel A.M., 2014. Free Radicals and Antioxidants: Role of Enzymes and Nutrition. World Journal of Nutrition and Health, vol. 2(3) : 35-38.

Kanfou R.E., Gnawe M., Agbangnan-Dossa C.P., Yedomonhan H., Wotto D.V., et Sohounhloue C.K.D., 2018. Caractérisation physico-chimique et évaluation de l'activité antiradicalaire des extraits de sept morphotypes de gombo (*Abelmoschus* spp.) cultivés au Bénin. Int. J. Biol. Chem. Sci. 12(3) : 1447-1458.

Kaushal V.S., 2017. Time dependent antioxidant activity in wheatgrass (*triticum aestivum*). European Journal of Pharmaceutical and Medical research, 4(9) : 347-349.

Kawka K., Lemieszek M., Rzeski W., 2019. Chemopreventive properties of young green barley extracts in in vitro model of colon cancer. Annals of Agricultural and Environmental Medicine.

Kering M.K., 2008. Manganese nutrition and photosynthesis in NAD-malic enzyme C-4 plants (Doctoral dissertation, University of Missouri--Columbia).

Kevin Connors., 2015. Stope fighting cancer & start treating the cause. American Academy of Anti-Aging Medicine, Section 5.

Khan K., Shewry P.R., 2009. Wheat: Chemistry and Technology. Fourth edition, AACCI international, Inc, St Paul, Minnesota, USA, p 4,26.

Khan M. S., Parveen R., Mishra K., Tulsawani R., & Ahmad S., 2015. Chromatographic analysis of wheatgrass extracts. Journal of pharmacy & bioallied sciences, 7(4) : 267-71.

Khanthapoka P., Muangpromb A. Sukronga S., 2015. Antioxidant activity and DNA protective properties of rice grass juices. Sci Asia, 41 : 119-129.

Kiewlicz J., 2016. Evaluation of Total Phenolic Content and Antioxidant Properties of the Water Extract of the Powdered Barley Grass (*Hordeum vulgare* L.). Polish Journal of Commodity Science, 2 : 29-37.

Klepper B., Rickman R.w., S. Waldman., Chevalier P., 1998. The physiological life cycle of wheat: Its use in breeding and crop management. Euphytica, 100 : 341-347.

Kohler G. O., 1944. The Effect of Stage of Growth on the Chemistry of the Grasses. J. Biol. Chem, 152 : 215–223.

Kowey P.R., 2002. The Role of Potassium. Women's Health and Menopause, 7 : 151-157.

- Kulkarni S.D., Acharya R., Nair A.G.C., Rajurkar N.S. and Reddy A.V.R., 2006.** Determination of elemental concentration profiles in tender wheatgrass (*Triticum aestivum* L.) using instrumental neutron activation analysis. *Food Chemistry*, 95(4) : 699-707.
- Kulkarni S.D, Acharya R, Rajurkar N.S, Reddy A.V.R., 2007.** Evaluation of bioaccessibility of some essential elements from wheatgrass (*Triticum aestivum* L.) by in vitro digestion method. *Food Chem*, 103 : 681-688.
- Kulkarni S. D., Tilak J. C., Acharya R., Rajurkar N. S., Devasagayam T. P. A., & Reddy A. V. R., 2006.** Evaluation of the antioxidant activity of wheatgrass (*Triticum aestivum* L.) as a function of growth under different conditions. *Phytotherapy Research*, 20(3) : 218-227.
- Kumar N.S., Murali M., Nair A.M., Nair A.S., 2016.** Green Blood Therapy of Wheat Grass - Nature's Finest Medicine'- A Literature Review. *Journal of Pharmacy and Biological Sciences*, 11 : 57-64.
- Kumar P., Yadava R.K., Gollen B., Kumar S., Verma R.K., Yadav S., 2011.** Nutritional Contents and Medicinal Properties of Wheat: A Review. *Life Sciences and Medicine Research*, p 2.
- Kumar S., Pandey A.K., 2013.** Chemistry and Biological Activities of Flavonoids: An Overview. *The Scientific World Journal*, 2013, 1–16.

-L-

- Lahouar L., El arem A., Achour L., 2016.** Bioactive compounds in whole grain barley: Nutraceutical properties and health benefits. *Journal of Bioresources Valorization*, 1 (1): 5-15.
- Lahouar L., El-Bok S. and Achour L., 2015.** Therapeutic potential of young green barley leaves in prevention and treatment of chronic diseases: an overview. *The American journal of Chinese medicine*, 43(07), pp.1311-1329.
- Laires M.J., Monteiro C.P. and Bicho M., 2004.** Role of cellular magnesium in health and human disease. *Front Biosci, Frontiers in Bioscience*, 9 : 262-276.
- Lakshmi B.V. S., Sudhakar M., Kranth P., 2014.** Antitumor and antioxidant activity of *Triticum Aestivum* against CACO-2 cell line induced colon cancer. *World Journal of Pharmaceutical Sciences*, 2(7): 611-621.
- Leclerc I.L., Gaillard J.P., Simonet M., 1995.** *Microbiologie générale*. Doin Éditeur. Paris.

- Lee J.H., Park M.J., Ryu H.W., Yuk H.J., Choi S.W., Lee K.S., Kim S.L. and Seo W.D., 2016.** Elucidation of phenolic antioxidants in barley seedlings (*Hordeum vulgare* L.) by UPLC-PDA-ESI/MS and screening for their contents at different harvest times. *Journal of functional foods*, 26 : 667-680.
- Leino M.W., Hagenblad J., 2010.** Nineteenth Century Seeds Reveal the Population Genetics of Landrace Barley (*Hordeum vulgare*). *Molecular Biology and Evolution*, 27(4) : 964–973.
- Li B., Zhao Y., Liu C., Chen Z., et Zhou D., 2014.** Molecular pathogenesis of *Klebsiella pneumoniae*. *Future Microbiology*, 9(9) : 1071–1081.
- Li H.B., Cheng K.W., Wong C.C., Fan K.W., Chen F., Tian Y., 2007.** Evaluation of antioxidant capacity and total phenolic content of different fraction of selected microalgae. *Food Chemistry*, 102 : 771-776.
- Loganayaki N., Siddhuraju P. and Manian S., 2013.** Antioxidant activity and free radical scavenging capacity of phenolic extracts from *Helicteres isora* L. and *Ceiba pentandra* L. *Journal of food science and technology*, 50(4) : 687-695.
- Lü J.M., Lin P. H., Yao Q., and Chen C., 2010.** Chemical and molecular mechanisms of antioxidants: experimental approaches and model systems. *J. Cell. Mol. Med.* 14(4): 840–860.

-M-

- Malhotra H., Sharma S. and Pandey R., 2018.** Phosphorus Nutrition: Plant Growth in Response to Deficiency and Excess. In *Plant Nutrients and Abiotic Stress Tolerance* : 171-190. Springer, Singapore.
- Malla S., Mourya M.K., Halder D., Gomroki F. and Mohammed H.B., 2014.** Healing Effects of Wheat Grass (*Triticum aestivum* L.) Extracts on RBC Membrane Damage. *American Journal of Life Sciences*, 2(6) : 22-27.
- Markham K.R., Mitchell K.A., 2003.** The mis-identification of the major antioxidant flavonoids in young barley (*Hordeum vulgare*) leaves. *J. Biosci.* 58: 53–56.
- Mathur S., Mathur R., and Kohli G.K., 2017.** Therapeutic Use of Wheat Grass Juice for the Treatment of Anemia in Young Women of Ajmer City (Rajasthan, India). *Int J Nutr Sci*, 2(1) : 1014.
- Mattila P., Kumpulainen J., 2002.** Determination of Free and Total Phenolic Acids in Plant-Derived Foods by HPLC with Diode-Array Detection. *J. Agric. Food Chem*, 50 : 3660–3667.

- Meera T., Gayathri R. and Priya V.V., 2016.** Genotoxicity Potential of Triticum aestivum (Wheatgrass) on Oral Cancer Cell Lines by DNA Fragmentation. *Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, 8(10) : 1188-1190.
- Meng F., Xu Y., Hu J., He D. and Jiang J., 2017.** Optimization of combined drying process by hot-air and microwave for barley seedling powder. *Journal of Food Safety and Quality*, 8(5) : 1651-1658.
- Merzouk H., Bedja B., Benmezziane B., Touati N., and Chibane M., 2018.** Effect of Pomegranate Peel Extract on *Candida albicans* Growth and Biofilm Formation. *Phytothérapie*.
- Meunissier A., 1922.** Une monographie du Blé. *Journal d'agriculture traditionnelle et de botanique appliquée*, 10 : 264-274.
- Michel T., 2011.** Nouvelles méthodologies d'extraction, de fractionnement et d'identification: Application aux molécules bioactives de l'argousier (*Hippophaë rhamnoides*). Thèse doctorat Université Orléans. P 182.
- Millat Md.S., Amin M.N., Uddin M.S., 2019.** Phytochemical Screening and Antimicrobial Potential Analysis of Methanolic Extracts of Ten Days Mature *Triticum aestivum* Linn. (Whole Plants). *Discovery Phytomedicine*, 6(1) : 16-19.
- Mishra K., Ojha H., Chaudhury N.K., 2012.** Estimation of antiradical properties of antioxidants using DPPH assay: A critical review and results. *Food Chemistry*, 130 : 1036–1043.
- Mondal A., Saxena D., 2016.** Development of barley grass juice and wheat grass juice as functional food with added other fruit juices and their organoleptic evaluation. *American International Journal of Research in Formal, Applied & Natural Sciences*, 16(1) : 17-22.
- Mogra R. and Rathi P., 2013.** Health benefits of wheat grass—a wonder food. *International Journal of Food and Nutritional Sciences*, 2(4) : 10-13.
- Mosiniak M., Prat R., Roland J.C., 2006.** *Biologie et Multimédia*. Université Pierre et Marie Curie: <http://www.snv.jussieu.fr/bmedia/blepain/1ble/11plant/plante.htm>
- Mouas Y., Benrebiha F.Z., Chaouia C., 2017.** Evaluation de l'activité antibactérienne de l'huile essentielle et de l'extrait méthanolique du romarin *rosmarinus officinalis* L. *Revue Agrobiologia*, 7(1) : 363-370.
- Moule C., 1971.** CÉRÉALES. *La maison rustique*. PARIS, p 18, 19, 21, 22.
- Muanda N.F., Kone D., Dicko A., Soulimani R., Younos C. 2009.** Phytochemical composition and antioxidant capacity of three Malian Medicinal plant parts, *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 109 : 1 - 8.

Murali M., Archa R.M., Akhil S.A., Liji R.S., Kumar S.S., Nair A.M., Kumar N.S., 2016. Preliminary Phytochemical Analysis of Wheat Grass Leaf Extracts. *International Journal of Pharmaceutical Sciences Review and Research*, 40(1): 307-312.

Mujoriya R. and Bodla R.B., 2011. A study on wheat grass and its Nutritional value. *Food Science and Quality Management*, 2 : 1-8.

-N-

Nacci G., 2008. Thousand Plants against Cancer without Chemo-Therapy, p 300.

Nedjah I., 2015. Changements physiologiques chez des plantes (Blé dur *Triticum durum* Desf.) exposées à une pollution par un métal lourd (plomb). Thèse de doctorat, Université Badji Mokhtar, Annaba.

Nepal P., Singh M., Baniya A., Singh S., Sainju, H.K. and Shrestha R., 2018. Comparative Antioxidant, Antimicrobial and Phytochemical Assesments of Leaves of *Desmostachya bipinnata* L. Stapf, *Hordeum vulgare* L. and *Drepanostachyum falcatum* (Nees) Keng f. *Nepal Journal of Biotechnology*, 6(1) : 1-10.

Niroula A., Khatri S., Khadka D. and Timilsina R., 2019. Total phenolic contents and antioxidant activity profile of selected cereal sprouts and grasses. *International Journal of Food Properties*, 22(1) : 427-437.

Niroula A., Khatri S., Timilsina R., Khadka D., Khadka A. and Ojha, P., 2019. Profile of chlorophylls and carotenoids of wheat (*Triticum aestivum* L.) and barley (*Hordeum vulgare* L.) microgreens. *Journal of Food Science and Technology*, pp.1-6.

-O-

Ogotu F.O., Makori S.I., Maringa C.W., Lemtukei D., Okiko G., Luvita S., 2017. Wheat Grass: A Functional Food. *Food Science and Quality Management*, 65 : 33-38.

Ong S. Y., Pratap C. B., Wan X., Hou S., Rahman A. Y. A., Saito J. A., Nath G., Alam M., 2013. The Genomic Blueprint of *Salmonella enterica* subspecies *enterica* serovar Typhi P-stx-12. *Standards in Genomic Sciences*, 7(3) : 483–496.

Oinaala D., Lehesvaara M., Lyhs U., and Tikkanen-Kaukanen C., 2015. Antimicrobial activity of organic honeys against food pathogenic bacterium *Clostridium perfringens*. *Organic Agriculture*, 5(2) : 153-159.

Oscarsson M, Andersson R., Salomonsson A.C., Aman P., 1996. Chemical Composition of Barley Samples Focusing on Dietary Fibre Components. *Journal of Cereal Science*, 24 : 161-170.

Oyewole C., 2016. The wheat crop. Technical report, Department of Crop production, Faculty of Agriculture, Kogi state University, pp. 1-16.

Özköse A., Arslan D., Acar A., 2016. The Comparison of the Chemical Composition, Sensory, Phenolic and Antioxidant Properties of Juices from Different Wheatgrass and Turfgrass Species. *Not Bot Horti Agrobi*, 44(2) : 499-507.

-P-

Padalia S., Drabu S., Raheja I., Gupta A., Dhamija M., 2010. Multitude potential of wheatgrass juice (Green Blood): An overview. *Chron Young Sci*, 1 : 23-28.

Pannu J.S., et Kapoor R.K., 2015. The green blood” wheatgrass juice, a health tonic having antibacterial potential. *World Journal of Pharmaceutical Research*, 4(3) : 46-54.

Park M.J., Seo W.D., Kang Y.H., 2015. The Antioxidant Properties of Four Korean Barley Cultivars at Different Harvest Times and Profiling of Major Metabolites. *Journal of Agricultural Science*, 7(10) : 94-100.

Parry C.M., Hien T.T., Dougan G., White N.J., et Farrar J.J., 2002. Typhoid Fever. *New England Journal of Medicine*, 347(22) : 1770–1782.

Paulíčková I., Ehrenbergerová J., Fiedlerová V., Gabrovská D., Havlova P., Holasova M., Kopáček J., Ouhřabková J., Pinkrová J., Rysová J. and Vaculová K., 2007. Evaluation of barley grass as a potential source of some nutritional substances. *Czech journal of food sciences*, 25 : 65-72.

Payal C., Davinder K., Sunaina, Gurlaganjeet K., Gagan S., Amit C, Dhawan R.K., 2015. Wheat grass: a review on pharmacognosy and pharmacological aspects. *International Journal of Phytopharmacology*, 6(2) : 80-85.

Persijn et al., Clin. Chem. Acta 35,91 (1971).

Pesti M., Sipiczki M., Pinter Y., 1998. Scanning electron microscopy characterisation of colonies of *Candida albicans* morphological mutants. *J. Med. Microbiol*, 48 : 167-172.

Phaniendra A., Jestadi D.B., Periyasamy L., 2015. Free Radicals: Properties, Sources, Targets, and Their Implication in Various Diseases. *Ind J Clin Biochem*, 30(1): 11-26.

Piasecka A., Sawikowska A., Krajewski P., Kachlicki P., 2015. Combined mass spectrometric and chromatographic methods for in-depth analysis of phenolic secondary metabolites in barley leaves. *J. Mass Spectrom*, 50 : 513–532.

Piluzza G. et Bullitta S., 2011. Correlations between phenolic content and antioxidant properties in twenty-four plant species of traditional ethnoveterinary use in the Mediterranean area. *Pharmaceutical biology*, 49(3) : 240-247.

Pincemail J., Heusele C., Bonté F., Limet R., Defraigne J.O., 2001. Stress oxydant, antioxydants nutritionnels et vieillissement. *Métabolismes - Hormones – Nutrition*, 4: 158-164.

Plata K., Rosato A.E., Węgrzyn G., 2009. Staphylococcus aureus as an infectious agent: overview of biochemistry and molecular genetics of its pathogenicity. *Acta biochimica polonica*, Vol. 56 : 597–612.

Pravina P., Sayaji D. and Avinash M., 2013. Calcium and its role in human body. *Int. J. Res. Pharm. Biomed. Sci*, 4(2) : 659-668.

Premakumari S., and Haripriya S., 2007. Effect of supplementation of wheat germ, wheat bran and wheat grass to subjects with specific health issues. Suge Minorreserch project, (F33439).

Prieto P., Pineda M., Aguilar M., 1999. Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of a phosphomolybdenum complex: Specific application to the determination of vitamin E. *Analytical, Biochem*, 296: 337–341.

-Q-

Qamar A., Saeed, F., Tahir-Nadeem M., Hussain A. I., Niaz, B., Ullah Khan A., Afzaal M., Ul Ain H.B., Imran M., 2018. Exploring the phytochemical profile of green grasses with special reference to antioxidant properties. *International Journal of Food Properties*, 21(1) : 2566–2577.

-R-

Rajagopalan R., Shakya G., Pajaniradje S., Hoda M. and Durairaj V., 2014. GC-MS Analysis, in vitro antioxidant and cytotoxic studies of wheatgrass extract. *American Journal of Phytomedicine and Clinical Therapeutics*, 2(7) : 877-893.

Rajoria A., Mehta A., Mehta P., Ahirwal L. and Shukla S., 2015. Phytochemical analysis and estimation of major bioactive compounds from *Triticum aestivum* L. grass with antimicrobial potential. *Pak. J. Pharm. Sci*, 28(6) : 2221-2225.

Ramonatxo K.C., 2006. Oxygène, stress oxydant et suppléments antioxydantes ou un aspect différent de la nutrition dans les maladies respiratoires. *Nutrition clinique et métabolisme*, 20: 165-177.

Rana S., Dixit S., Mittal A., 2018. Antimicrobial Activity Evaluation of Phytochemicals Derived from Some Plants of Indian Origin. *J Biochem Tech*, 9(2): 32-41.

Rana S., Kamboj J.K., Gandhi V., 2011. Living life the natural way – Wheatgrass and Health. *Functional Foods in Health and Disease*, 1(11) : 444-456.

- Ravikumar P., Shalini G., et Jeyam M., 2015.** Wheat Seedlings as Food Supplement to Combat Free Radicals: An In Vitro Approach. *Indian Journal of Pharmaceutical Sciences*, 77(5) : 592-598.
- Razzaque M.S., 2011.** Phosphate toxicity: new insights into an old problem. *Clinical science*, 120(3) : 91-97.
- Reed C.F. 1976.** Information summaries on 1000 economic plants. Typescripts submitted to the USDA.
- Rimple K.M., Kumar R., Newton A. and Reeta H.S., 2016.** Poly pharmacological effects of green blood therapy: An update. *World Journal of Pharmaceutical and Medical Research*, 2(1), pp.10-21.
- Roshan K., Rathore K.S., Bharkatiya M., Goel P.K., Naruka P.S. and Saurabh S.S., 2016.** Therapeutic potential of *Triticumaestivum* Linn.(Wheat Grass or Green Blood Therapy) in the treatment and prevention of Chronic and Acute Diseases: An Overview. *PharmaTutor*, 4(2) : 19-27.
- Rout G. R., & Sahoo S., 2015.** Role of iron in plant growth and metabolism. *reviews in agricultural science*, 3(0) : 1–24.

-S-

- Sachin S., Kumar S.V., Archana S., Shrivastav B.R., 2013.** Therapeutic potential of wheatgrass (*triticum aestivum*) against oxidative stress by platinum containing drugs during cancer chemotherapy: a future prospective. *International Ayurvedic Medical Journal*, Volume 1, Issue 5.
- Saha S., Islam Z., Islam S., Hossain M.S., and Islam S.M., 2018.** Evaluation of antimicrobial activity of wheat (*Triticum aestivum* L.) against four bacterial strains. *SKUAST Journal of Research*, 20(1) : 58-62.
- Saini A., Sinha S., Singh J., 2017.** Comparison of polyphenols, flavanoids, antioxidant and free radical scavenging content of freeze dried wheatgrass extract from three different wheat species. *International Journal of Applied Biology and Pharmaceutical Technology*, 8(1) : 98-106.
- Salanta L. C., Tofana M., Domokos B., Socaci, S. A., Pop C. R., & Farcas A. C. 2016.** Development of functional beverage from wheat grass juice. *Bulletin of University of Agricultural Sciences and Veterinary Medicine Cluj-Napoca. Food Science and Technology*, 73(2), 155.

- Sanchez-Moreno C., Larrauri J.A. and Saura-Calixto F., 1998.** A procedure to measure the antiradical efficiency of polyphenols. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 76 (2) : 270–276.
- Sareen M., Baghla P., Dhaka P., Mathur E., Sobti P., Khajuria S., 2014.** Wheat grass-a wonder herb. *Systematic Reviews in Pharmacy*, 5(1) : 4-5.
- Scaria J., Palaniappan R.U.M., Chiu D., Phan J. A., Ponnala L., McDonough P., Grohn Y.T., Porwollik S., McClelland M., Chiou C-S., Chu C., Chang Y.F., 2008.** Microarray for molecular typing of *Salmonella enterica* serovars. *Molecular and Cellular Probes*, 22(4) : 238–243.
- Sekhri-Arafa N., 2011.** Fréquence et marqueurs épidémiologiques de *Klebsiella pneumoniae* dans les services à haut risque infectieux au niveau du CHU Benbadis de Constantine. Thèse de doctorat, Université Mentouri de Constantine, p18.
- Seubert Heidi., "MRSA Classification." N.p., n.d.** Web. 20 Mar. 2016.
http://bioweb.uwlax.edu/bio203/s2008/seubert_heid/Classification.htm
- Shafi S., 2015.** Green blood therapy in modern medicine. *International Journal of Pharmaceutical, Chemical and Biological Sciences*, 5(3) : 497-503.
- Shaikh M., Quazi, M. and Nandedkar, R., 2011.** Hypoglycemic Effect Of Wheatgrass Juice In Alloxan Induced Diabetic Rats. *Pharma Tutor*.
- Sharma R. C., 1992.** Duration of the vegetative and reproductive period in relation to yield performance of spring wheat. *European Journal of Agronomy*, 1(3) : 133–137.
- Sharma S., 2013.** Oxidative stress, chronic diseases and antioxidant potential of some religious grasses of poaceae family: an overview. *Atherosclerosis*, 43, p.46.
- Sharma S., Shrivastav V.K., Shrivastav A. and Shrivastav B.R., 2013.** Therapeutic potential of wheat grass (*Triticum aestivum* L.) for the treatment of chronic diseases. *South Asian J Exp Biol*, 3(6) : 308-13.
- Shekhar T.C. and Anju G., 2014.** Antioxidant activity by DPPH radical scavenging method of *Ageratum conyzoides* Linn. leaves. *Am J Ethnomed*, 1(4) : 244-249.
- Sheth C.C., Johnson E., Baker M.E., Haynes K., Mühlshlegel F.A., 2005.** Phenotypic identification of *Candida albicans* by growth on chocolate agar. *Medical mycology*, 43(8) : 735-738.
- Shukla V., Vashistha M. and Singh S.N., 2009.** Evaluation of antioxidant profile and activity of amalaki (*Embllica officinalis*), spirulina and wheat grass. *Indian Journal of Clinical Biochemistry*, 24(1) : 70-75.

- Shyam R., Singh S.N., Vats P., Singh V.K., Bajaj R., Singh S.B. and Banerjee P.K., 2007.** Wheat grass supplementation decreases oxidative stress in healthy subjects: a comparative study with spirulina. *The journal of alternative and complementary medicine*, 13(8) : 789-792.
- Šimić G., Horvat D., Dvojković K., Abičić I., 2017.** Evaluation of Total Phenolic Content and Antioxidant Activity of Malting and Hulless Barley Grain and Malt Extracts. *Czech J. Food Sci*, 35 : 73–78.
- Singleton V. L., Rossi J. R., 1965.** Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic–phosphotungstic acid. *Am. J. Enol. Vitic*, 16 : 144–158.
- Sisein E.A., 2014.** Biochemistry of Free Radicals and Antioxidants. *Scholars Academic Journal of Biosciences*, 2(2) : 110-118.
- Skalnaya M.G., and Skalny A.V., 2018.** Essential trace elements in human health: a physician’s view. Publishing House of Tomsk State University, Tomsk. P7.
- Smullen J., Finney M., Storey D.M., and Foster H.A., 2012.** Prevention of artificial dental plaque formation in vitro by plant extracts. *Journal of Applied Microbiology*, 113: 964-73.
- Šramková Z., Gregová E., Šturdíka E., 2009.** Chemical composition and nutritional quality of wheat grain. *Acta Chimica Slovaca*, Vol.2(1) : 115-138.
- Sreenivasulu N., Borisjuk L., Junker B.H., Mock H-P., Rolletschek H., Seiffert U., Weschke W., Wobus U., 2010.** Barley Grain Development: Toward an Integrative View. *International Review of Cell and Molecular Biology*, 281: 49-89.
- Sreenivasulu N., Usadel B., Winter A., Radchuk V., Scholz U., Stein N., Weschke W., Strickert., Close T.J., Stitt M., Graner A., Wobus U., 2008.** Barley Grain Maturation and Germination: Metabolic Pathway and Regulatory Network Commonalities and Differences Highlighted by New MapMan/PageMan Profiling Tools. *Plant Physiology*, 146: 1738–1758.
- Stalikas C.D., 2007.** Extraction, separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids. *Journal of separation science*, 30(18) : 3268-3295.
- Stookey L.** *Anal. Chem.* 42,779 (1970).
- Strazzullo P., 2014.** Sodium. *Advances in Nutrition*, 5(2) : 188–190.
- Subbarao G.V., Ito O., Berry W.L. and Wheeler R.M., 2003.** Sodium—a functional plant nutrient. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 22(5) : 391-416.

Sundaresan A., Selvi A. and Manonmani H.K., 2015. The anti-microbial properties of *Triticum aestivum* (wheat grass) extract. *International Journal of Biotechnology for Wellness Industries*, 4(3) : 84-91.

Surget A et Barron C., 2005. Histologie du grain de blé. *Industrie des céréales*, 145 : 3-7.

Suriyavathana M., Roopavathi I., vijayan V., 2016. Phytochemical Characterization of *Triticum Aestivum* (Wheat Grass). *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 5(1) : 283-286.

Sushma K., and Annu K., 2016. Development and organoleptic evaluation of products prepared from wheatgrass. *European Journal of Biomedical AND Pharmaceutical sciences*, Volume 3, Issue 9, 330-334.

-T-

Tadesse W., Amri A., Ogonnaya F. C., Sanchez-Garcia M., Sohail Q., & Baum M., 2016. Wheat. *Genetic and Genomic Resources for Grain Cereals Improvement*, 81–124.

Tandon S., Arora A., Singh S., Monga J., Arora S., 2011. Antioxidant profiling of *Triticum aestivum* (wheatgrass) and its antiproliferative activity in MCF-7 breast cancer cell line. *Journal of Pharmacy Research*, 4(12) : 4601-4604.

Tavakkoli E., Rengasamy P, McDonald G.K., 2010. The response of barley to salinity stress differs between hydroponic and soil systems. *Functional Plant Biology*, 37 : 621–633.

Tawaha K., Alali F.Q., Gharaibeh, M., Mohammad, M., El-Elimat, T. 2007. Antioxidant activity and total phenolic content of selected Jordanian plant species. *Food Chemistry*, 104 : 1372-1378.

Touhami A., 2017. Etude chimique et microbiologique des composants des huiles essentielles de différents genres *Thymus* récoltées dans les régions de l'Est Algérien pendant les deux périodes de développement. These, Université Badji Mokhtar Annaba. P 47.

Triki T., Guasmi F., Boussora F., Ben Mohamed M., Ben Ali., Guasmi A., Yahia H., Nagaz K., 2018. Etude de la composition phénolique et des propriétés antioxydantes d'extraits des feuilles de cinq variétés d'orge (*Hordeum vulgare* L.) soumis à un stress hydrique (PEG 6000). *Revue des Régions Arides*, 43 : 653-659.

-V-

Vijayakumaran V., 2010. *Staphylococcus aureus*.

-W-

- Wakeham P., 2013.** The medicinal and pharmacological screening of wheatgrass juice (*Triticum aestivum* L.): an investigation into chlorophyll content and antimicrobial activity. *The Plymouth Student Scientist*, 6 (2) : 20-30.
- Walsh C., 2003.** Antibiotics: Actions, Origins, Resistance. Washington, DC: ASM Press, p.26.
- Wangcharoen W., & Phimphilai S., 2016.** Chlorophyll and total phenolic contents, antioxidant activities and consumer acceptance test of processed grass drinks. *Journal of Food Science and Technology*, 53(12), 4135–4140.
- Westh H., Zinn, C.S. and Rosdahl V.T. 2004.** An international multicenter study of antimicrobial consumption and resistance in *Staphylococcus aureus* isolates from 15 hospitals in 14 countries. *Microbial Drug Resistance*, 10: 169-76.
- White P.J., 1998.** Calcium channels in the plasma membrane of root cells. *Annals of Botany*, 81(2) : 173-183.
- White P.J., and Broadley M.R., 2003.** Calcium in plants. *Annals of botany*, 92(4) : 487-511.
- Williams et al. Clin. Chem. 23,237 (1977).**
- Wojakowska A., Perkowski J., Góralc T., Stobieckia M., 2012.** Structural characterization of flavonoid glycosides from leaves of wheat (*Triticum aestivum* L.) using LC/MS/MS profiling of the target compounds. *Jornal of Mass Spectrom*, 48 : 329-339.
- Woźniak A., Soroka M., Stępniewska A., Makarski B., 2014.** Chemical composition of spring barley (*Hordeum Vulgare* L.) grain cultivated in various tillage systems. *Journal of Elementology*, 19(2) : 597-606.

-X-

- Xue D.W., Chen M.C., Zhou M.X., Chen S., Mao Y., Zhang G.P., 2008.** QTL analysis of flag leaf in barley (*Hordeum vulgare* L.) for morphological traits and chlorophyll content. *Journal of Zhejiang*, 9(12) : 938-943.

-Z-

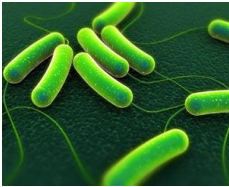

- Zendehbad S.H., Mehran M.J. and Malla S., 2014.** Flavonoids and phenolic content in wheat grass plant (*Triticum aestivum*). *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 7(4) : 184-187.




Zeng Y., Pu X., Yang J., Juan Du., Yang X., Li X., Ling Li., Zhou Y., Yang T., 2018. Preventive and Therapeutic Role of Functional Ingredients of Barley Grass for Chronic Diseases in Human Beings. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*. P 2.

Zivkovic I., 2000. The ultimate guide to vitamin b-17 metabolic therapy. World without cancer.org.uk, p26.

Annexes

Annexe 01 : Taxonomie et caractéristiques des souches microbiennes testées.

Aspect microscopique de la souche	Taxonomie	Caractéristiques
<p><i>Salmonella typhi</i></p> 	<p>Phylum : Proteobacteria Classe : Gammaproteobacteria Ordre : Enterobacteriales Famille : Enterobacteriaceae Genre : salmonella Espèce : <i>Salmonella enterica</i> Sous-espèce : <i>Salmonella enterica subsp</i> Sérotype : <i>Salmonella Typhi</i> (Scaria <i>et al.</i>, 2008).</p>	<p><i>Salmonella typhi</i> est une bactérie flagellée (Parry <i>et al.</i>, 2002) en forme de bâtonnet, gram négatif, mobile anaérobie facultative, il appartient à la famille des Enterobacteriaceae (Ong <i>et al.</i>, 2013), et qui provoque une infection lorsque de la nourriture ou de l'eau contaminées est ingérée (Guirguis <i>et al.</i>, 2017), il est responsable de la fièvre typhoïde (Barnett, 2016).</p>
<p><i>Escherichia coli</i> (ATCC 25622)</p> 	<p>Régne : Bacteria Embranchement: Proteobacteria Classe : Gamma proteobacteria Ordre : Enterobacteriales Famille : Enterobacteriaceae Genre : Escherichia Espèce : <i>Escherichia coli</i> (Kaper, 2004 ; Touhami, 2017).</p>	<p><i>Escherichia coli</i> est classé comme une bactérie Gram négatif en forme de bâtonnet dans la famille des Enterobacteriaceae. La bactérie habite principalement dans le tractus intestinal inférieur des animaux à sang chaud, y compris les humains (Jang <i>et al.</i>, 2017). Elles sont anaérobies facultatifs et non sporulants. La plupart des souches sont inoffensives, mais certaines acquièrent des entérotoxines ou des facteurs d'invasion de bactériophages ou d'ADN plasmidique et deviennent pathogènes (Bhavsar et Krilov, 2015).</p>

<p><i>Staphylococcus aureus</i> (ATCC 25923)</p> 	<p>Règne : Bacteria Division : Firmicutes Classe : Bacilli Ordre : Bacillales Famille : Staphylococcaceae Genre : Staphylococcus Espèce : <i>Staphylococcus aureus</i> (Leclerc, 1995 ; Seubert, 2016 ; Vijayakumaran, 2010).).</p>	<p><i>Staphylococcus</i> est classé dans le groupe des bacilles Gram-positifs. C'est un organisme sphérique non-sporulé, non-motile qui se divise en plus d'un plan en formant des grappes irrégulières. C'est facultativement anaérobie et possède une coagulase (Foster et Geoghegan, 2015), <i>S. aureus</i> forme des colonies «dorées» de taille moyenne, est un commensal et un agent pathogène (Plata <i>et al.</i>, 2009).</p>
<p><i>Klebsiella pneumonia</i></p> 	<p>Règne : Bacteria Embranchement: Proteobacteria Classe : Gamma Proteobacteria Ordre : Enterobacteriales Famille : Enterobacteriaceae Genre : Klebsiella Espèce : <i>Klebsiella pneumoniae</i> (Aïchatou, 2010 ; Sekhri-Arafa, 2011).</p>	<p><i>Klebsiella pneumoniae</i>, un membre de la famille des Enterobacteriaceae, est un bacille en forme de bâtonnet, à Gram négatif immobiles, non sporulés, anaérobies facultatifs (El Fertas-Aissani <i>et al.</i>, 2012 ; Srinivasan <i>et al.</i>, 2012), qui fermente le lactose et possède une capsule proéminente. <i>K. pneumoniae</i> typique est un agent pathogène opportuniste que l'on trouve couramment dans la bouche, la peau et les intestins, ainsi que dans les hôpitaux et les dispositifs médicaux (Li <i>et al.</i>, 2014).</p>
<p><i>Candida albicans</i></p>  <p><i>Candida albicans</i></p>	<p>Empire : Eucaryote Règne : Fungi Division/phylum: Ascomycota Sous-embranchement : Saccharomycotina Classe : Saccharomycetes Ordre : Saccharomycetales Famille : Saccharomycetaceae Genre : Candida Espèce : <i>Candida albicans</i> (Abu Baker, 2012).</p>	<p><i>Candida albicans</i> est un agent pathogène opportuniste diploïde, naturellement hétérozygote. C'est une levure imparfaite capable d'une transition levure-hyphale (transition dimorphique) induite par des facteurs environnementaux (Pesti <i>et al.</i>, 1998). <i>Candida albicans</i> est couramment trouvé comme un commensal inoffensif dans le tractus gastro-intestinal de l'homme (Sheth <i>et al.</i>, 2005).</p>

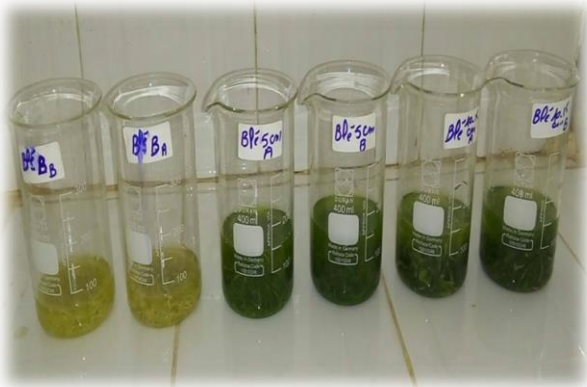
Annexe 02 : Etapes de l'extraction.



Matériel végétale



Broyage



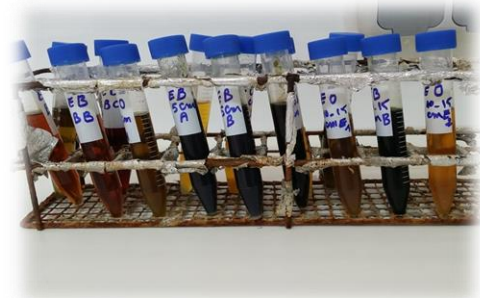
Macération



Filtration

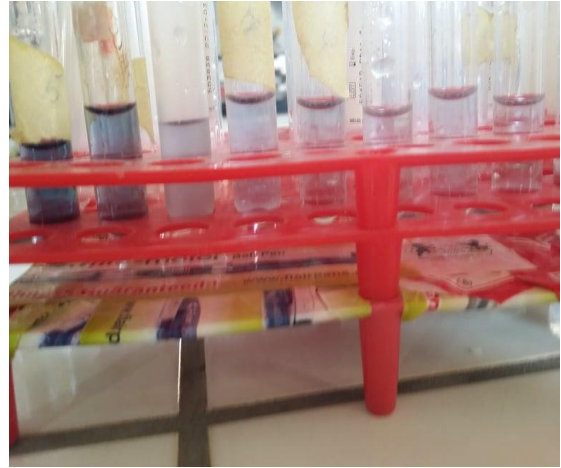


Extrait sec

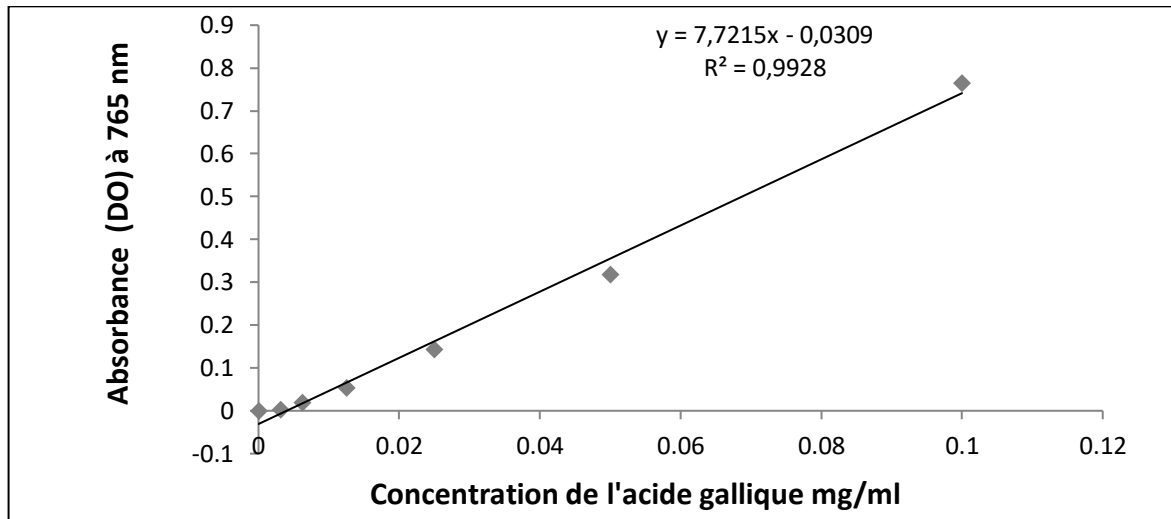


Extrait brut

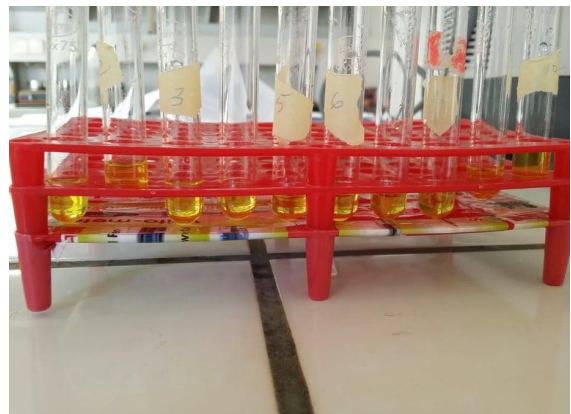
Annexe 03 : Dosage biochimique.



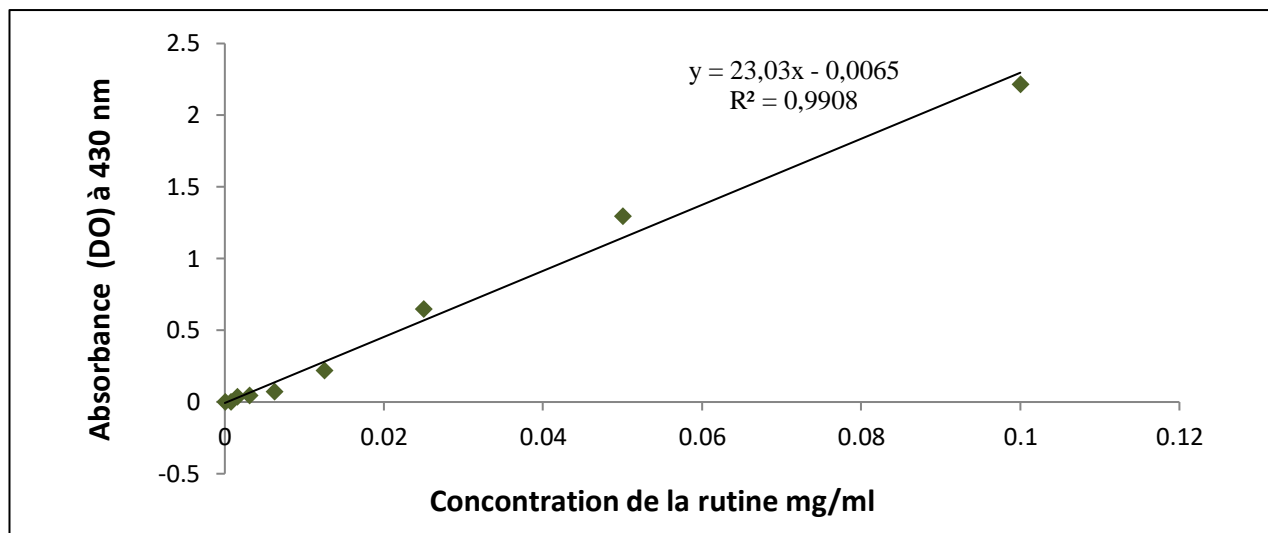
Dosage des polyphénols.



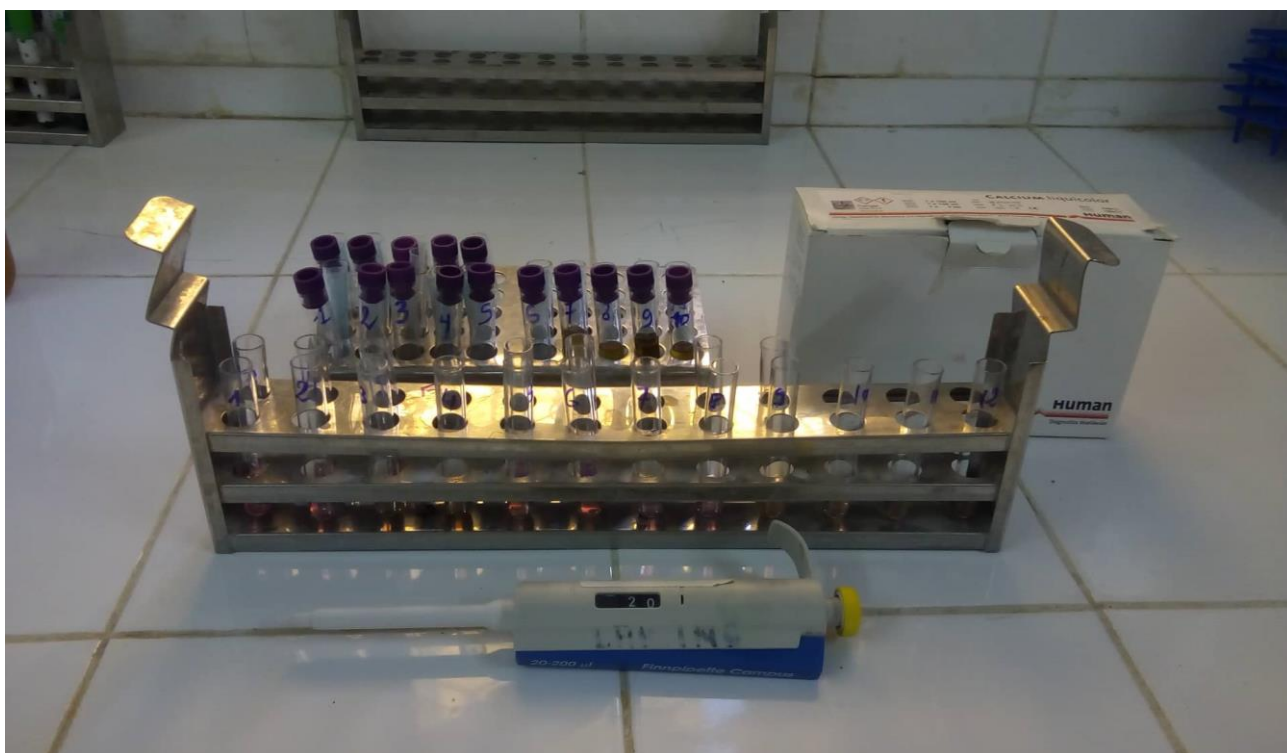
Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.



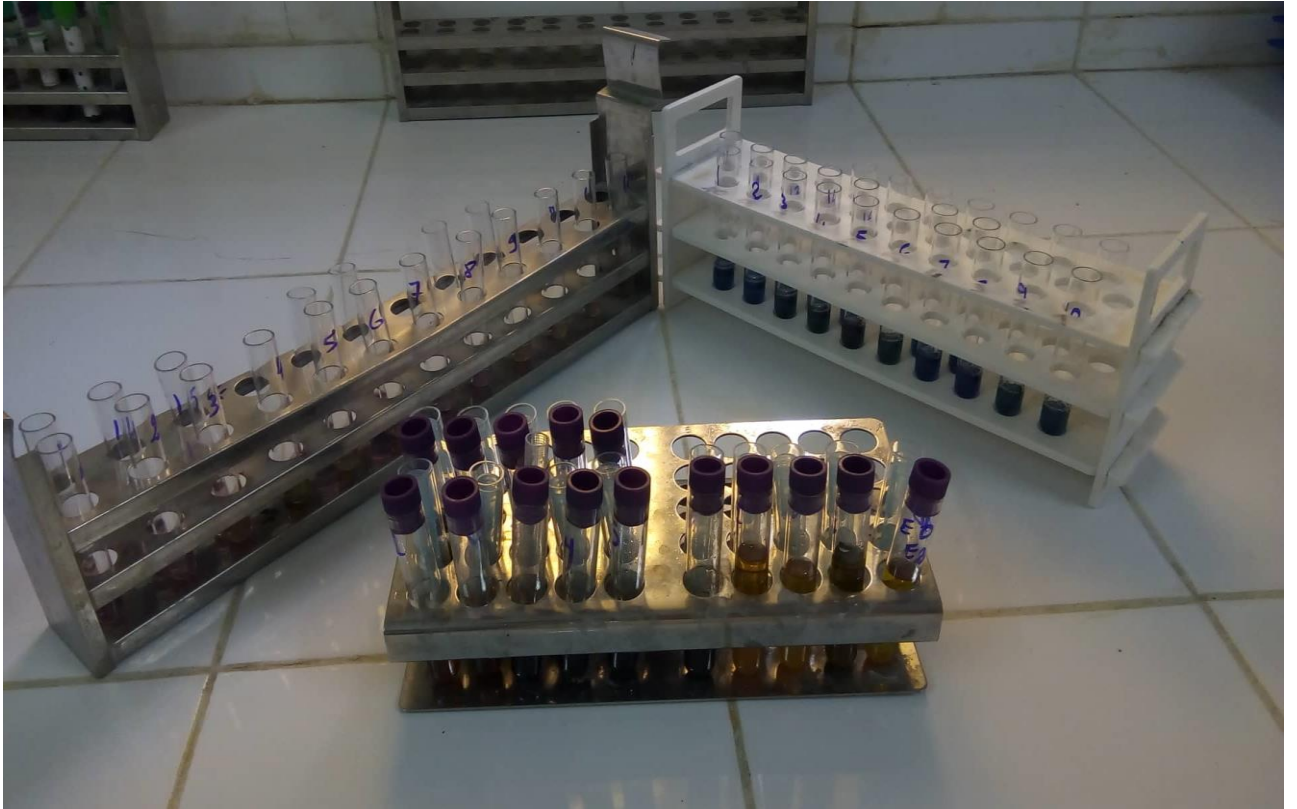
Dosage des flavonoïdes.



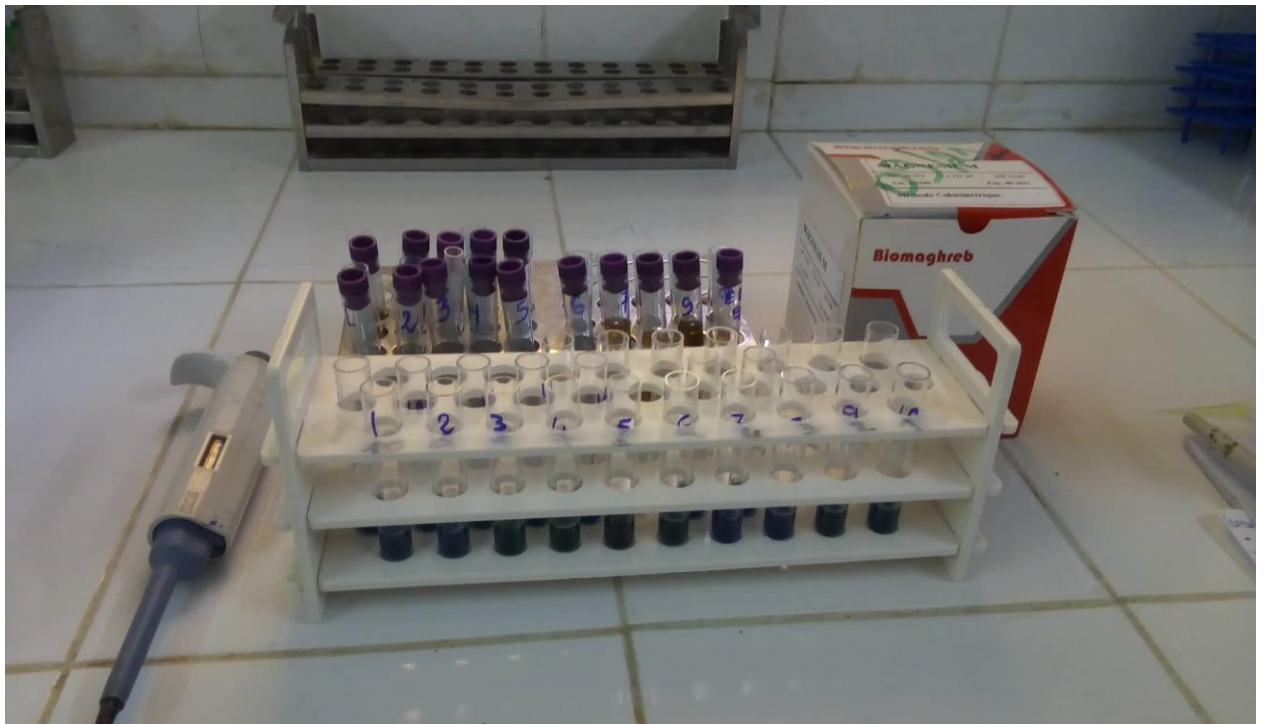
Courbe d'étalonnage de la rutine.



Dosage de calcium (Kit Biolabo).

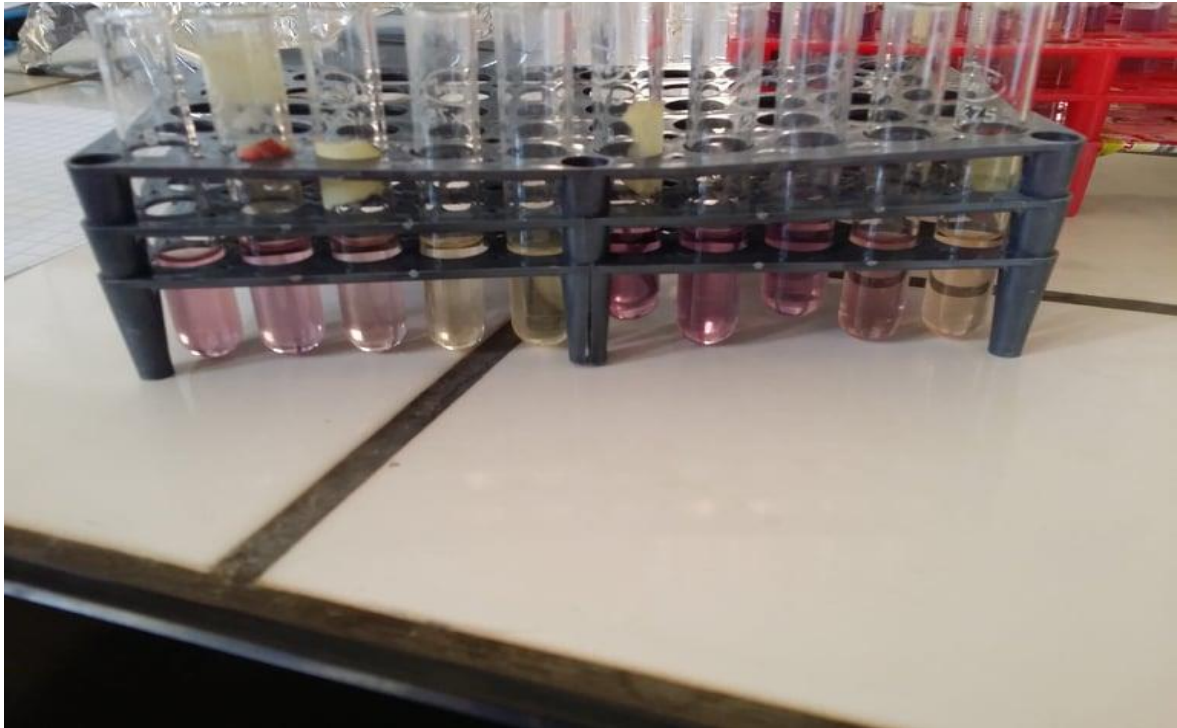


Dosage de fer (à gauche, kit Biomaghreb) et de phosphore (à droite, kit Spinereact).

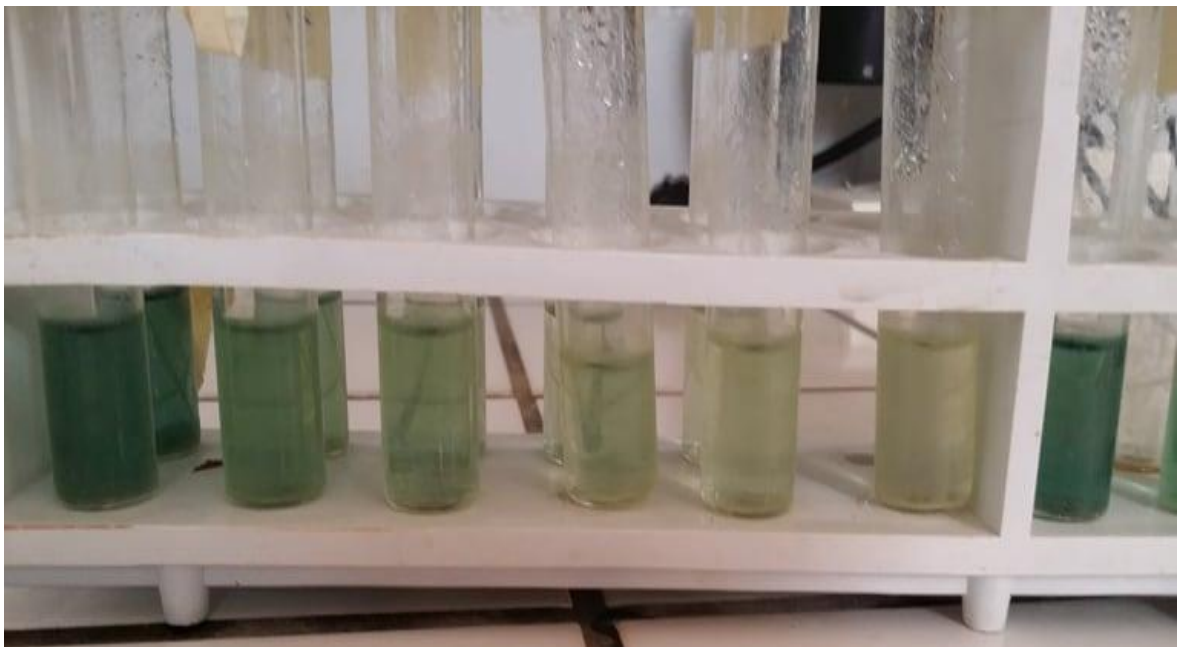


Dosage de magnésium (Kit Biomaghreb).

Annexe 04 : Evaluation des activités biologiques.



Evaluation de l'activité antioxydante (DPPH).



Evaluation de l'activité antioxydante totale (Test de phosphomolybdate).



S. aureus



K. pneumoniae



E. coli



S. typhi



C. albicans

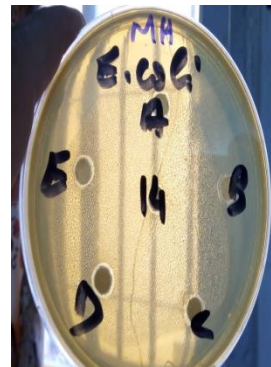
{ Bourgeons de blé }



S. aureus



K. pneumoniae



E. coli



S. typhi



C. albicans

Herbe du blé (5cm)



S.aureus



K. pneumoniae



E. coli



S. typhi



C.albicans

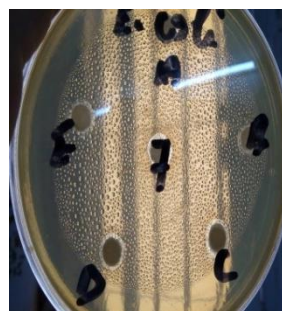
Herbe du blé (10-15cm)



S. aureus



K. pneumoniae



E. coli



S. typhi



C. albicans

Bourgeons de l'orge



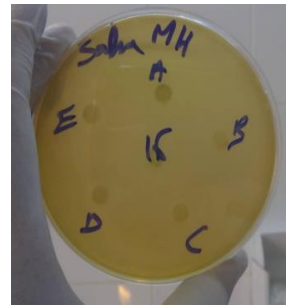
S. aureus



K. pneumoniae



E. coli



S. typhi

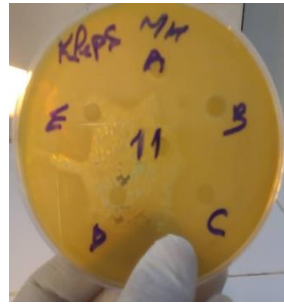


C. albicans

Herbe de l'orge (5cm)



S.aureus



K. pneumoniae



E.coli



S. typhi



C. albicans

Herbe de l'orge (10-15cm)

Aromatogrammes des extraits bruts de blé et de l'orge à différents stades de développement à différentes concentrations : A=50 mg/ml, B=25 mg/ml, C=12.5 mg/ml, D=6.25 mg/ml, E=3.125 mg/ml.

Annexe 05 : rôle des minéraux pour les plantes et chez l'homme

	Plantes	Homme
Ca	Il est nécessaire pour des rôles structurels dans la paroi cellulaire et les membranes, un contre-cation pour les ions inorganiques et organiques dans la vacuole, un messenger intracellulaire dans le cytosol (White et Broadley, 2003 ; White, 1998).	la contraction musculaire, l'activation des ovocytes, la formation des os et des dents solides, la coagulation du sang, l'influx nerveux, la transmission, la régulation du rythme cardiaque et l'équilibre des liquides dans les cellules (Pravina <i>et al.</i> , 2013).
Na	Il facilite le métabolisme, en particulier la régénération du phosphoénolpyruvate, a synthèse de la chlorophylle (Kering, 2008), il remplace le K dans plusieurs rôles, tels que le maintien de la pression de la turgescence et aide à l'ouverture et à la fermeture des stomates (Subbarao <i>et al.</i> , 2003).	Il intervient dans le maintien de l'homéostasie cellulaire normale, la régulation de l'équilibre hydro-électrolytique et de la pression artérielle, le maintien du volume de fluide extracellulaire, l'excitabilité des cellules musculaires et nerveuses et le transport des nutriments et des substrats à travers les membranes plasmiques (Strazzullo, 2014).
Mg	Il intervient dans la photophosphorylation, la fixation du dioxyde de carbone photosynthétique (CO ₂), la synthèse des protéines, la formation de chlorophylle, le chargement du phloème, le partitionnement et l'utilisation de photoassimilates, la génération d'espèces réactives de l'oxygène, et la photooxydation dans les tissus des feuilles (Cakmak et Yazici, 2010).	le deuxième cation intracellulaire le plus abondant, il joue un rôle important dans la fonction cellulaire et il est impliqué dans plus de 300 réactions enzymatiques dans l'organisme, participant au métabolisme des glucides, des lipides, des protéines et des acides nucléiques, à la synthèse des transporteurs de dihydrogène (H ₂) et en particulier à toutes les réactions impliquant la formation et l'utilisation de l'adénosine triphosphate (ATP) (Laires <i>et al.</i> , 2004).
Cl	Ses fonctions dans la croissance et le développement des plantes comprennent la régulation osmotique et stomatique, l'évolution de l'oxygène dans la photosynthèse, la résistance et la tolérance aux maladies (Chen <i>et al.</i> , 2010).	Il est l'anion extracellulaire le plus important, il sert à de nombreuses fonctions du corps, notamment le maintien de la pression osmotique, l'équilibre acido-basique, l'activité musculaire et le mouvement de l'eau entre les compartiments de fluide (Berend <i>et al.</i> , 2012).
P	Il est nécessaire au cours du processus de génération et de transfert de l'énergie, du métabolisme du carbone, de la synthèse membranaire, de l'activation enzymatique et de la fixation de l'azote. Il est un constituant des biomolécules clés telles que les acides nucléiques, les phospholipides et l'ATP (Aziz <i>et al.</i> , 2014). Au niveau de la plante entière, il intervient dans la stimulation de la germination des graines, et dans le développement de la résistance des racines et des tiges, également, il joue un rôle dans la formation des fleurs et de graine, et dans l'amélioration de rendement et de	Dans l'organisme le P est un nutriment essentiel nécessaire aux réactions biologiques critiques qui maintiennent le contrôle homéostatique normal de la cellule. Cet élément est un élément important de différentes structures cellulaires, y compris les acides nucléiques et les membranes cellulaires (Razzaque, 2011).

	<p>qualité des cultures. Par conséquent, le P est essentiel à tous les stades de développement, de la germination à la maturité (Malhotra <i>et al.</i>, 2018).</p>	
K	<p>Il joue un rôle primordial dans la translocation des glucides, la photosynthèse, les relations hydriques, la résistance aux insectes et aux maladies et dans le maintien de l'équilibre des cations monovalents et divalents et il est impliqué dans plusieurs processus biochimiques et physiologiques très importants pour la croissance et le rendement des plantes. De plus, il joue également un rôle important dans la photophosphorylation, le maintien de la turgescence, les tolérances au stress et l'activation enzymatique (Ashfaq <i>et al.</i>, 2015).</p>	<p>Dans l'organisme, le K est l'un des principaux minéraux du sang essentiels à la fonction cellulaire et électrique. Il est le principal ion positif, présent dans les cellules, où plus de 90% des réserves totales de potassium dans l'organisme sont contenues. En plus du Na, le K régule l'équilibre hydrique et l'équilibre acido-basique dans le sang et les tissus et joue un rôle essentiel dans la transmission des impulsions électriques dans le cœur. Le transport actif du K dans et hors des cellules est crucial pour les maladies cardiovasculaires et nerveuses (Kowey, 2002).</p>
Fe	<p>Il est impliqué dans la synthèse de la chlorophylle et il est essentiel au maintien de la structure et de la fonction des chloroplastes (Rout et Sahoo, 2015).</p>	<p>Il est essentiel pour la synthèse de ses protéines transportant l'oxygène, en particulier l'hémoglobine et la myoglobine, ainsi que pour la formation des enzymes hémiques et d'autres enzymes contenant du fer impliquées dans le transfert d'électrons et les réactions d'oxydoréduction (Abbaspour <i>et al.</i>, 2014).</p>

Résumés

Résumé

Ce travail a pour objectif de valoriser la composition biochimique et d'évaluer l'activité antioxydante et antimicrobienne des herbes et des bourgeons de blé et de l'orge qui représentent les premiers stades de germination de ces deux espèces.

Le rendement des extraits méthanolique révèle, pour les deux espèces, que l'herbe de 5 cm a le meilleur rendement suivie de celui des bourgeons puis l'herbe de 10-15 cm, avec des pourcentages allant de 6.18 ± 1.03 à $2.84 \pm 0.98\%$ pour le blé et de 2.32 ± 0.14 à $0.7 \pm 0.57\%$ pour l'orge. Le dosage quantitatif des composés phénoliques montre l'augmentation de la concentration des polyphénols et des flavonoïdes avec la croissance. Les taux en polyphénols à travers les différents stades sont de 21.84 ± 10.27 , 27.99 ± 16.79 et 54.75 ± 11.66 mg EAG / g ES pour le blé et de 33.16 ± 21.22 , 33.15 ± 2.31 et 34 ± 24.64 mg EAG /g ES pour l'orge. Alors que ceux des flavonoïdes sont compris entre 1.6 ± 0.8 et 45.5 ± 21.92 mg ER / g ES pour le blé et entre 0.3 ± 0 et 25.77 ± 0 mg ER / g ES pour l'orge. Le dosage des minéraux révèle la richesse de nos extraits en Na^{++} , Cl^- , K^+ , P^{-3} et Ca^{++} , mais sont moins pourvus en Mg^{++} et en Fe^{++} . L'évaluation de l'activité antioxydante par la méthode de DPPH montre que les EC_{50} diminuent avec la croissance de blé passant de 39.93 ± 2.75 à 18.9 ± 19.12 puis 8.25 ± 0.35 ml/mg. Tandis que les bourgeons et l'herbe de blé témoignent des activités plus faibles. Le test de phosphomolybdate montre aussi que l'activité antioxydante totale augment avec la croissance de blé, alors qu'elle se diminue avec la croissance de l'orge. L'évaluation de l'activité antimicrobienne montre que les souches testées résistent à nos extraits avec des diamètres d'inhibitions tous inférieurs à 8 mm.

Mots clés : Herbe, blé, orge, polyphénols, flavonoïdes, antioxydante, antimicrobienne.

ملخص

يهدف هذا العمل إلى تمييز التركيبات البيوكيميائية وتقييم نشاط مضادات الأكسدة ومضادات الميكروبات في أعشاب وبراغم القمح والشعير التي تمثل المراحل الأولى من إنبات هذين النوعين.

يكشف مردود مستخلصات الميثانول لكلا النوعين، أن العشب الذي يبلغ طوله 5 سم له أفضل مردود يليه مردود البراعم ثم مردود العشب الذي طوله ما بين 10-15 سم، مع نسب تتراوح بين 1.03 ± 6.18 إلى 2.98 ± 2.84 % بالنسبة للقمح ومن 0.14 ± 2.32 إلى 0.57 ± 0.7 % بالنسبة للشعير. يبين القياس الكمي للمركبات الفينولية الزيادة في تركيز البوليفينول والفلافونويد مع النمو. مستويات البوليفينول في مراحل النمو المختلفة هي 10.27 ± 21.84 و 16.79 ± 27.99 و 11.66 ± 54.75 مغ مكافئ حمض الغاليك/ غ من المستخلص الجاف للقمح و 21.22 ± 33.16 و 2.31 ± 33.15 و 34 ± 24.64 مغ مكافئ حمض الغاليك/ غ من المستخلص الجاف للشعير. في حين تتراوح مستويات الفلافونويدات بين 0.8 ± 1.6 و 21.92 ± 45.5 غ مكافئ الروتين/ غ من المستخلص الجاف بالنسبة للقمح وبين 0 ± 0.3 و 0 ± 25.77 غ مكافئ الروتين/ غ من المستخلص الجاف للشعير. تكشف معايرة المعادن عن ثراء مستخلصاتنا بالصوديوم (Na^{++}) و الكلور (Cl^-) و البوتاسيوم (K^+) و الفوسفور (P^{-3}) والكالسيوم (Ca^+)، ولكنها أقل ثراء بالمغنيزيوم (Mg^{++}) و الحديد (Fe^{++}). يوضح تقييم نشاط مضادات الأكسدة بطريقة DPPH أن EC_{50} يتناقص مع نمو القمح الذي يمر من 2.75 ± 39.93 إلى 18.19 ± 9.12 ثم 0.35 ± 8.25 مل / ملغ. بينما البراعم و عشب القمح يظهران نشاطات ضعيفة. يُظهر اختبار PPM أيضاً أن النشاط الكلي للأكسدة يزداد مع نمو القمح ، بينما يتناقص مع نمو الشعير. وضح تقييم النشاط المضاد للميكروبات أن السلالات التي تم اختبارها مقاومة لمستخلصاتنا بأقطار مثبطات تقل عن 8 مم.

الكلمات المفتاحية : العشب، القمح، الشعير، البوليفينول، الفلافونويد، مضادات الاكسدة، مضادات الميكروبات.

Summary

This work aims to valorise the biochemical composition and evaluate the antioxidant and antimicrobial activity of herbs and sprouts of wheat and barley which represent the first stages of germination of these two species.

The yield of the methanolic extracts reveals for both species, that the grass of 5 cm has the best yield followed by that of the sprouts then the grass of 10-15 cm, with percentages ranging from 6.18 ± 1.03 to 2.84 ± 0.98 % for wheat and from 2.32 ± 0.14 to 0.7 ± 0.57 % for barley. The quantitative determination of phenolic compounds shows the increase in the concentration of polyphenols and flavonoids with growth. The levels of polyphenols across the different stages are 21.84 ± 10.27 , 27.99 ± 16.79 and 54.75 ± 11.66 mg GAE / g DE in wheat and 33.16 ± 21.22 , 33.15 ± 2.31 and 34 ± 24.64 mg GAE / g DE in barley. While those of flavonoids are between 1.6 ± 0.8 and 45.5 ± 21.92 mg RE /g DE in wheat and between 0.3 ± 0 and 25.77 ± 0 mg RE / g DE in barley. The dosage of minerals reveals the richness of our extracts with Na^{++} , Cl^- , K^+ , P^{-3} and Ca^{++} , but are less filled with Mg^{2+} and Fe^{++} . The antioxidant activity evaluation by the DPPH method shows that the EC_{50} decreases with the growth of wheat from 39.93 ± 2.75 to 18.19 ± 9.12 then 8.25 ± 0.35 mg /ml. While sprouts and wheatgrass show weaker activities. The PPM test also shows that the total antioxidant activity increases with the growth of wheat, whereas it decreases with the growth of barley. The antimicrobial activity evaluation shows that the strains tested are resistant to our extracts with diameters of inhibitions all less than 8 mm.

Key words : Grass, wheat, barley, polyphenols, flavonoids, antioxidant, antimicrobial.