



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي



Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة محمد البشير الإبراهيمي برج بوعريريج

Université Mohamed El Bachir El Ibrahimi B.B.A.

كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الارض والكون

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers

قسم العلوم البيولوجية

Département des Sciences Biologiques

Mémoire

En vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine Des Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biodiversité et Conservation des Ecosystèmes

Thème

Extraction et valorisation de l'activité antifongique et propriétés antioxydantes des composés phénoliques de la plante médicinale Artemisia herba alba

Présenté par : YAHIOUCHE Leila
MEBARKI Fatima Zahra

Devant le jury :

Président :	M ^r .A.Elouahab BENTHABET	Pr	Université de Bordj Bou Arreridj
Encadrant :	M ^{me} Sabah BOUMERFEG	MCA	Université de Bordj Bou Arreridj
Examineur :	M ^{me} Hassina GUERGOUR	MAA	Université de Bordj Bou Arreridj

Année universitaire : 2014/2015

Sommaire

DEDICACES

REMERCIEMENTS

RESUME

الملخص

LISTE DES ABREVIATIONS

LISTE DES FIGURES ET DES TABLEAUX

LISTE DES TABLEAUX

Introduction	1
1. le Blé tendre et les facteurs d'altération.....	3
1.1. Classification du blé tendre.....	3
1.2. Structure et composition.....	3
1.3. Stockage de blé.....	4
1.4. Facteurs d'altération du blé tendre.....	4
1.4.1. Influence de l'humidité.....	4
1.4.2. Influence de la température.....	4
1.4.3. Influence de l'atmosphère confinée.....	5
1.4.4. Influence de la composition du grain.....	5
2. Les moisissures.....	5
2.1. <i>Aspergillus Niger</i>	5
2.2. La taxonomie d' <i>Aspergillus Niger</i>	6
2.3. Caractères culturels.....	6
2.4. Morphologie microscopique.....	6
2.5. Écologie.....	7
2.6. Cycles de vie.....	7
2.7. Les mycotoxines d' <i>Aspergillus Niger</i>	7
3. La lutte contre les espèces pathogènes.....	7
3.1. La lutte culturale.....	7
3.2. La lutte chimique.....	8
3.3. La lutte biologique.....	8
4. les polyphénols.....	8
4.1. Biosynthèse.....	8
4.2. Les principales classes des polyphénols.....	8
4.2.1. Flavonoïdes.....	9

4.2.2. Les acides phénoliques.....	10
4.2.2.1. Acide phénols dérivés de l'acide benzoïque.....	10
4.2.2.2. Acide phénols dérivés de l'acide cinnamique.....	10
4.3. Activités biologiques des polyphénols.....	11
4.3.1. Activité antifongique.....	11
4.3.2. Le stress oxydative et activité antioxydants des polyphénols.....	11
4.3.2.1. Les radicaux libres.....	11
4.3.2.2. Les antioxydants.....	12
5. <i>Artemisia herba alba</i>	13
5.1. L'espèce <i>Artemisia Herba-Alba</i>	13
5.1.1. Nomenclature et taxonomie.....	13
5.1.2. Description botanique.....	14
5.1.3.Écologie.....	14
5.2. Pharmacopée traditionnelle.....	14
5.3. Composition chimique.....	14
5.3.1. Terpènes de l' <i>Artemisia herba alba</i>	15
5.3.2. Flavonoïdes de l' <i>Artemisia herba alba</i>	15
6. Présentation de la zone d'étude.....	16
6.1. Localisation géographique.....	16
6.2. Facteurs abiotiques de la région d'étude.....	16
6.2.1. Les facteurs Pédologiques.....	16
6.2.2. Facteurs climatiques.....	18
6-3-Facteurs biotiques de la région d'étude.....	18
6.3.1. La flore et La faune	18
1. Matériels	19
1.1. Matériel biologique.....	19
1.1.1. Matériel végétale.....	19
1.1.2. Souches de moisissures.....	19
1.2. Appareils et produits chimiques.....	19
1.2.1. Réactifs chimiques.....	19
1.2.2. Appareillage.....	19
2. Méthodes	20
2.1. Extraction des Polyphénols totaux.....	20
2.2. Dosage des polyphénols totaux et des flavonoïdes.....	21

2.2.1. Dosage des polyphénols totaux.....	21
2.2.2. Dosage des flavonoïdes.....	22
2.3. Evaluation de l'activité antifongique.....	22
2.4. Détermination de l'activité antioxydants de l'extrait <i>d'Artemisia herba in vitro</i>	23
2.4.1. Test de DPPH.....	23
2.4.2. Test de blanchissement du β -carotène.....	24
2.5. Analyse statistique.....	24
3. Resultats et Discussion.....	25
3.1. Extraction des polyphénols.....	25
3.2. Analyse phytochimique de l'extrait brut d'A. herba alba	26
3.2.1. Teneur en polyphénols totaux	26
3.2.2. Teneur en flavonoïdes.....	27
3.3. Pouvoir antifongique de l'extrait <i>d'A. herba alba</i>	28
3.4. Détermination de l'activité antioxydants de l'extrait <i>d'A. herba alba in-vitro</i>	29
3.4.1. Test de DPPH.....	29
3.4.2. Le test de Blanchissement du β -carotène.....	32
CONCLUSION.....	35
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	37

Remerciements

Avant tout

Nous remercions Dieu, le tout puissant, de nous avoir données la force et la patience pour achever ce travail et nos parents pour tous ce qu'ils ont fait pour nous.

Nous tenons à remercier respectivement tous ceux qui nous ont aidées, soutenues, et encouragées pour la réalisation de ce modeste travail en particulier :

Mme. Boumerfeg Sabah, Maitre de conférences au Département de biologie, Faculté d'SNV Université de Bordj-Bou-Argeridj pour avoir encadré et dirigé ce travail avec une grande rigueur scientifique, sa disponibilité, ses conseil et la confiance qui m'accordée m'ont permet de réaliser ce travail.

Merci à tous les membres de jury qui ont accepté de juger ce modeste travail,

Un remerciement spécial à

Mr. Bensalama A, Maitre-assistant à l'Université de Biskra et M^{lle}. Aouachria S Maitre-assistant à l'Université de batna

Nous les remercions pour sa gentillesse, son soutien et pour le fait de m'avoir fait partager les expériences.

Nous remercions également

Mr. Dahou, Mr. Sadrati N et Mme. Zerroug A, Maitres assistants à l'Université de Bordj-Bou-Argeridj, pour leurs soutiens et encouragements. Non seulement pour son soutien moral et professionnel pendant la thèse mais aussi pendant toutes les années d'études.

Un grand merci A Toute personne ayant aidé de près ou de loin ou contribué à l'élaboration de ce mémoire.

Aux personnels du laboratoire universitaire de BBA et de Sétif pour leur aide, en particulier Sabrina

Dédicaces

*Je remercie avant tout ALLAH- le tout puissant- de m'avoir
guidé durant toute ma formation.*

*A ma mère qui m'a encouragé a aller de l'avant et qui m'a
donné tout son amour pour reprendre mes études.*

*A la mémoire de mon très chère père dont je regrette son absence
en ce jour si important pour moi.*

A mon frère maftahe

*A mes sœurs : Razika Salima Samia Louiza Saloia
Rachida Et Lamia*

*A tous mes chères amies : Mimi Jamila Khoukha Messouda
Amora Nadjat Zouina Amira Madiha Hanane Ilhem
fatima et dalale.*

A tous la famille Yahiouche Et Maddache

A super encadreur boumerfage sabahe

*A tout mes collègues .Sans oublier tous les professeurs que ce
soit du primaire, du moyen, du secondaire ou de l'enseignement*

leïla

Dédicaces

*A la perle de mon cœur, à mon père qui mon donner un magnifique modèle de respect
A ma très chère mère. En témoignage de l'amour, du respect et de gratitude que je lui
porte, je la remercierai assez pour son soutien, son déroulement, sa compréhension et
pout l'attention dont elle fait toujours preuve. Elle a fait de moi que je suis aujourd'hui*

J'espère que dieu les protèges et d'offrir la santé et une longue vie

*Amon très cher époux Hakim que je remercie pour son soutien et sa patience, ainsi à
tous les membres de sa famille spécialement son mère*

A mon cher frère BILÉL qui m'ont tant soutenu et encouragé dans tous les domaines

A mes sœurs NASSIMA, SAMIHA, SABIRA, MARWA, CHAIMA

A mes chères amies : RIHAB, MARIEM, DALLAL, MADIHA, LEILA

Fatima

Liste des figures

Figure 01 : Coupe schématique d'un grain de blé.....	04
Figure 02 : Principaux caractères morphologiques des <i>Aspergillus</i>	05
Figure 03 : <i>Aspergillus Niger</i>	06
Figure 04: Structure générale des flavonoïdes.....	10
Figure 05: <i>Artemisia herba Alba</i>	13
Figure 06: Diagramme ombrothermique de la région de Bordj Bou Arreridj.....	18
Figure 07 : Extraction des composés phénoliques d' <i>Artemisia herba-alba</i>	20
Figure 08 : Droite d'étalonnage de l'acide gallique	21
Figure 09 : Droite d'étalonnage de la quercétine.....	22
Figure 10 : Pouvoir antifongique de l'extrait brut d' <i>Artemisia herba alba</i>	28
Figure 11 : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH.....	29
Figure 12 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH en fonction des Concentrations des standards et de l'extrait de d' <i>Artemisia herba alba</i>	31
Figure 13 : L'activité anti-radicalaire de l'extrait brut et des standards.	31
Figure 14 : La cinétique de blanchissement du β -carotène à 490 nm en absence et en Présence L'extract d' <i>A. herba-alba</i> (EBr), du BHT, MeOH, DMSO et H ₂ O.....	33
Figure 15 : Activité antioxydant de l'extrait d' <i>A. Herba alba</i> du BHT à 24 h, par le Test De β -carotène / acide linoléique.	33

Introduction

Les graines de céréales constituent depuis toujours, la principale ressource alimentaire de l'homme et de l'animal, et possèdent un pouvoir nutritionnel important. Dans la plupart des cas, leur production est assurée par une seule récolte dans l'année alors que la consommation est prolongée toute au long de l'année, d'où la nécessité du stockage. Ils occupent une place importante et constituent avec les légumineuses l'épine dorsale du système alimentaire (**Khelil M A, 1977**).

Cependant, les grains des céréales s'altèrent rapidement s'ils sont stockés dans des conditions défavorables. Plusieurs phénomènes en sont la cause (insectes, microorganismes, oxydation, etc.). Parmi ces microorganismes, les moisissures (*l'Aspergillus Niger*) représentent le groupe le plus diversifié qui peut causer des pertes importantes en réduisant la qualité et/ou la quantité des blés tendre (**Terrain C et Graallet H, 2003**).

La sécrétion des métabolites secondaires hautement toxiques, par les champignons mycotoxinogènes au cours de leur prolifération sur le blé tendre stocké, constitue un danger réel pour la sécurité sanitaire de l'homme et de l'animal (**Tantaoui, 1977**).

La recherche de nouvelles stratégies de prévention contre les infections et les maladies d'origine fongique, comporte un intérêt majeur, d'une part pour la sécurité sanitaire des aliments et la santé du consommateur et d'autre part, pour la protection de l'économie du pays. La lutte biologique par l'utilisation des substances naturelle antioxydant et antifongiques pouvant constituer une alternative aux produits chimiques. Parmi ces substances naturelles figurent les polyphénols et les flavonoïdes extraits des plantes aromatiques médicinales (**Maihebiau, 1994**).

A cet effet, on s'est intéressé à l'une des espèces de la famille des Astéracées : l'armoise blanche (*Artemisia herba alba*). donc notre thème consiste en l'extraction de quelques métabolites de cette plante et la recherche de ses effets antifongiques et antioxydant.

Dans ce contexte, la présente étude vise les objectifs suivants:

- L'extraction méthanoliques des composés phénoliques.
- L'analyse phytochimique du contenu en polyphénols et en flavonoïdes de cet extrait méthanolique.
- Etude in vitro de l'effet antifongique de l'extrait méthanoliques sur la croissance de la souche mycélienne *Aspergillus Niger*.
- L'évaluation de l'effet antioxydant de l'extrait méthanoliques en utilisant les tests DPPH et le β -carotène.

La revue bibliographique de cette étude est :

- Le premier chapitre aborde des généralités sur le blé tendre et les facteurs d'altération.
- Le deuxième et le troisième chapitre traite *l'Aspergillus Niger* et ses mycotoxines et la lutte contre les espèces pathogènes
- Le quatrième chapitre révèle les polyphénols ainsi que leurs activités antifongiques et antioxydant.
- Le cinquième chapitre expose des généralités sur la plante médicinale *Artemisia herba alba*.

La partie Matériels et Méthodes mis en œuvre l'extraction et l'évaluation des activités biologiques (antioxydant, et antifongique) des polyphénols extraits d'*Artemisia herba alba*. Suivie des principaux résultats et leurs discussions. L'étude est achevée par une conclusion générale et des perspectives.

Liste des tableaux

Tableau I : Structure des squelettes des polyphénols	08
Tableau II : Les composés isolés de l'espèce A. herba alba.....	16
Tableau III : Aspect, couleur et rendement de l'extrait de la plante A. herba Alba	25
Tableau IV : Teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes dans l'extrait brut de la plante A. herba alba.....	27

Liste des abréviations

A.Niger : *Aspergillus Niger*

A. herba alba : *Artemisia herba alba*

AA : Activité antioxydant

AlCl₃ : Trichlorure d'aluminium

AFs: aflatoxines

AcEt : extrait d'acétate d'éthyle

BHT : Butylhydroxytoluene

CMI : Concentration minimale inhibitrice.

CAT : catalase

Chl : chloroformique

DPPH : 2,2'-diphenyl-1 picrylhydrazyl

DMSO : Dimethyl sulfoxyde

EtOH : extrait d'éthanol

EAC : Equivalent en acide quercitine

EAG: Equivalent en acide gallique

EBr.F : Extrait brut de feuilles

FCR : Réactif de Folin-Ciocalteu,

GPx : glutathion peroxydase

GSH : glutathion

GSSG : glutathion disulfure

GAE: Equivalent d'acide gallique

Mm : Millimètre

OTA : ochratoxines

PDA : Potato Dextrose Agar

µg : microgramme

µg EAG/mg : microgramme équivalent d'acide gallique par milligramme d'extrait

µg EQ/mg : microgramme équivalent de quercetine par milligramme d'extrait

Références Bibliographiques

- **Ahmad M., Lin C. & Cashmore A. R., 1995:** Mutations throughout an Arabidopsis blue-light photoreceptor impair blue- light-responsive anthocyanin accumulation and inhibition of hypocotyl elongation. Issue The Plant Journal Volume 8, Issue 5, pages 653–658, November 1995.
- **Ahmed A. A., Abou-El-Ela M., Jakupovic J., Seif El-Din A. A. & Sabri N., 1990:** Eudesmanolides and other constituents from Artemisia herba-alba. Phytochemistry, 29 (11), 3661-3663.
- **Aidoud A., 1989 :** Les écosystèmes Armoise blanche (Artemisia herba alba Asso). II: Phytomasse et productivité primaire. Biocénoses 1-2, 70-90.
- **Akinsanmi O.A., Mitter V., Simpfendorfer S., Backhouse D. & Chakraborty S., 2004:** Idendity and pathogenicity of Fusarium spp.isolated from wheat fields in Queensland and northern New South Wales. Australian Journal of Agricultural Research, 55, 97-107.
- **Aslan A., Güllüce M., Sökmen M., Adigüzel A., Sahin F. & Özkan H., 2006:** Antioxidant and antimicrobial properties of the lichens Cladonia foliacea, Dermatocarpon miniatum, Everinia divaricata, Evernia prunastri, and Neofuscella pulla. Pharmaceutical Biology, 44, 247-252.
- **Bagchi D., Kuszynski C., Balmoori J., Bagchi M. & Stohs S. J., 1998:** Hydrogen peroxideinduced modulation of intracellular oxidased states in cultured macrophage J774A. 1 and neuroactive PC-12 cells, and protection by a novel grape seed proanthocyanidin extract .Bougandoura N, Bendimerad N 1-7 Revue Des Bioressources Vol 2 N 1 Juin 2012 Phytotherapy Research Volume 12, Issue 8, Pages 568–571, December 1998.
- **Bahorun T., Gressier B., Trotin F., Brunete C., Dine T., Vasseur J., Gazin J.C., Pinkas M., Luycky M. & Gazin M., 1996:** Oxigen species scavenging activity of phenolic extract from howthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparation. Arzneimittel -forschung 46, 1086-1094.
- **Benzie IFF & Strain JJ., 1996 :** The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of “antioxidant powe: The FRAP assay.Analytical Biochemistry239, 70 – 76.
- **Boriky D., Berrada M., Talbi M., Keravis G & Rouessac F., 1996 :** Phytochemistry, 43(1), 309.

- **Bouchet P., Guignard J. L., Madulo–Leblond G. & Régli P., 1989** : Mycologie générale et médicale. Ed.Masson (Paris), Chap 4, 36.
- **Boudjelal A., 2012** : Extraction, identification et détermination des activités biologiques de quelques extraits actifs de plantes spontanées (*Ajuga iva*, *Artemisia herba alba* et *Marrubium vulgare*) de la région de M'Sila, Algérie. Thèse de doctorat.
- **Boudjouref M., 2011**: Etude de l'activité antioxydante et antimicrobienne d'extraits d'*Artemisia campestris* L. Mémoire de Magister En Biochimie. Université Ferhat Abbes, Sétif, 45.
- **Bouhajera K., 2005** : Contribution à l'étude chimique et biologique de deux plantes médicinales sahariennes *Oudneya africana* R.Br. et *Aristida pungens* L. Thèse de doctorat. Université de Tlemcen.
- **Bouldjadj R., 2009** : études de l'effet antidiabétique et antioxydant de l'extrait aqueux lyophilisé d'*artemisia herba alba* asso chez des rats sains et des rats rendus diabétiques par streptozotocine. Mémoire de magistère en Biologie Cellulaire et Moléculaire, 31.
- **Boumerfeg S., Baghiani A., Djarmouni M., Ameni D., Adjadj M ., Belkhir F., Charef N., Khennouf S . & Arrar L., 2012**: Inhibitory activity on xanthine oxidase and antioxidant properties of *Teucrium polium* L. Extracts. *Chinese Medicine* 3, 30-41.
- **Bouraoui N & Lafi B., 2003** : Mémoire de fin d'études supérieures section nutrition humaine, Tunis.
- **Bruneton J., 1993** : Pharmacognosie : Phytochimie, Plantes médicinales. 2ème édition, Lavoisier Techniques & Documentation, Paris.
- **Bruneton J., 1999** : Pharmacognosie : Phytochimie, Plantes Médicinales. 3ème édition, Lavoisier Techniques & Documentation, Paris.
- **Burda S. & Oleszek W., 2001**: Antioxidant and antiradical activities of flavonoids. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, **49**, 2774-2779.
- **C.F.B.B.A., 2011** : Patrimoine forestier de la wilaya de Bordj Bou Arreridj. Rapport Conservation forêts, Bordj Bou Arreridj, 38.
- **Chaieb., 2000** : Caractéristiques Floristiques des iles Kneiss. Projet de preservation de la biodiversité dans la réserve naturelle des iles Kneiss. TUN/98/G52/13, 38.
- **Cheftel J. C. & Cheftel H., 1977** : Introduction à la biochimie et à la technologie des aliments. Technique et Documentation Lavoisier, Paris, 105-130.

- **Chibani S., 2012:** Etude phytochimique et biologique de six plantes médicinales de l'est algérien. thèse de docteur en sciences phytochimie université Constantine 1,141.
- **Cowan M. M., 1999:** Plant Products as Antimicrobial Agents. Clin. Microbiological , **12 (4)**, 564- 582.
- **Cristina T., 2007 :** flore fongique de différents substrats et conditions optimales de production Des mycotoxines .thèse de docteur de l'institut national polytechnique de Toulouse et de l'université de Bucarest, 31.
- **Crozier A., Clifford M. N. & Ashihara H., 2006:** Plant Secondary Metabolites: Occurrence, Structure and Role in the Human Diet. Ed tBlackwell Publishing Ltd.
- **Cruz J. F., Dimanche P., Ducamp-Collin M. N., Fliedel G., Joas J., Marchand J. L., Mestres C. & Troude F., 2002 :** La récolte, le stockage et la première transformation In « Mémento de l'agronome ». CIRAD-GRET. Editions Quae, Paris, 7-746.
- **Cuendet M., Hostettmann K. & Potterat O., 1997:** Iridoid glucosides with free radical scavenging properties from *Fagraea blumei*. Helvetica Chimica Acta. **80**, 1144-1152.
- **Da Silva J. A., 2004:** Mining the essential oils of the Anthemideae. African Journal of Biotechnology, December Vol. **3 (12)**, 706-720.
- **Dajoz R., 2007:** Les insectes et la forêt : rôle et diversité des insectes dans le milieu milieu forestier. Ed. Lavoisier. Paris, 648.
- **Djeridane A., Yousfi M., Brunel J. M. & Stocker P., 2010:** Isolation and characterization of a new steroid derivative as a powerful antioxidant from *Cleome arabica* in screening the in vitro antioxidant capacity of 18 Algerian medicinal plants. Food and Chemical Toxicology **48**, 2599-2606.
- **Djeridane A., Yousfi M., Nadjemi B., Boutassouna D., Stocker P., Vidal N., 2006:** Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. Food Chemistry **97**, 654–660.
- **Doumandji A., Doumandji-mitiche B. & Salaheddine D., 2003 :** Cours de technologie des céréales technologie de transformation des blés et problèmes dus aux insectes au stockage. Office des Publications Universitaires, 1-22.
- **Duke J., 1992:** Handbook of phytochemical constituents of gras herbs and other economic plants. Boca. Raton, FL. CRC Press.

- **Edenharder R. & Grünhage D., 2003:** Free radical scavenging abilities of flavonoids as mechanism of protection against mutagenicity induced by tert-butyl hydroperoxide or cumenehydroperoxide in Salmonella typhimuriumTA102. *Mutation Research*, **540**, 1–18.
- **Fandohan P., Gbenou J. & Gnonlofin B., 2004:** Effet of essential oil on the growth of Fumonisin contamination in corn. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* **52**, 6824-6829.
- **Favier A., 2003 :** Le stress oxydant. Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'actualité chimique*, 108-115.
- **Fenardji F., Klur M., Furlon C. & Ferrando R., 1974:** White Artemisia (*Artemisia herba-alba* L.). *Rev. Elev. Med. Vet. Pays Trop.*, **27(2)**, 203-6.
- **Ferreria A., Proenca C., Serralheiro M. L. M. & Araujo M. E. M., 2006:** The in vitro screening for acetylcholine esterase inhibition and antioxidant activity of medicinal plant from Portugal. *Journal of ethno pharmacology* **108**, 31-37.
- **Frankel E.N. & Meyer A.S., 2000:** The problems of using one-dimensional methods to evaluate multifunctional food and biological antioxidants. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, **80**, 1925-1940.
- **Friedman J., Yaniv Z., Dafni A. & Palewitch D., 1986:** Israel. *J Ethno pharm.* Jun, **16(2-3)**, 275-87.
- **Gharabi Z. S. & R.L., 2008:** *Artemisia herba alba* Asso. *A Guide to Medicinal Plants in North Africa*: **49**, 49.
- **Godon B., 1991 :** Biotransformation des produits céréaliers. *Technique & documentation Lavoisier*, Paris, 221.
- **Halliwell, B. 2007:** Dietary polyphenols: Good, bad, or indifferent for your health?.
- **Halliwell, B. & Aruoma, O. I., 1993:** DNA damage by oxygen-derived species: its mechanism and measurement using chromatographic methods. In *Molecular Biology of Free Radicals Scavenger System*. (JG Scandalios, ed). Cold Spring Harbor Laboratory Press. NewYork. 47–67.
- **Havsteen B. H., 2002:** The biochemistry and medical significance of the flavonoids. *Pharmacol. Therapeut*, **96**, 67– 202.
- **Hennebelle T., Sahpaz S. & Bailleul F., 2004 :** Polyphénols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. *Phytothérapie*, **1**, 3-6.

- **Hua Y., tanak Y., nakamura K., Sakakibara M. & Nagata S ., 1999** : identification of a prothoraci costatic peptide in the laval bain of the silkworm bombyx mori journal of biological chemistry **274**, 31169-31173.
- **Huang D., Ou B. & Prior R. L., 2005**: The chemistry behind antioxidant capacity assays. Journal of Agricultural and Food Chemistry, **53**, 1841-1856.
- **INRA., 2005** : Rapport d'activité. N° dépôt légal : 2006/0871. Maroc.
- **Jacques B. & André R., 2004**: Biochimie métabolique Ed ellipses .Paris, 217-219-220-223-225.
- **Khelil M. A., 1977** : Influence de la chaleur utilisée comme moyen de lutte contre le bruche du haricot *Acanthoscelides obtectus* Say (Coleopterae: Bruchidae) sur les différents états et stades de développement. Mémoire d'Ingénieur en Agronomie, INA El Harrach, 77.
- **Kusińska E., 2001**: Effet de la teneur en humidité des grains de triticales sur l'échauffement spontané des grains et sur la pression contre la paroi du silo. Int. Agrophysic, vol. **15**, 247-254.
- **Lee K. W., Kim Y. J., Lee H. J. & Lee C. Y., 2003**: Cocoa Has More Phenolic Phytochemicals and a Higher Antioxidant Capacity than Teas and Red Wine. Journal of Agricultural and Food Chemistry. **51**, 7292-7295.
- **Leveque C., 2001** : Ecologie de l'écosystème à la biosphère. Ed. Dunod. Paris, 303.
- **Li H B., Cheng K W., Wong C C., Fan K W., Chen F. & Jiang Y., 2007**: Evaluation of antioxidant capacity and total phenolic content of different fractions of selected microalgae. Food Chemistry **102**, 771-776.
- **Liu D., Shi J., Ibarra A.C., Kakuda Y., Xue S.J., 2008**: The scavenging capacity and synergistic effects of lycopene, vitamin E, vitamin C, and b-carotene mixtures on the DPPH free radical. Food Science and Technology, **41**, 1344–1349.
- **Liyana-Pathirana C. M. & Shahidi F., 2006**: Antioxydant proprieties of commercial soft and hard winter wheats (*Triticum aestivum* L.) and their milling fractions. Journal of the Science of Food and Agriculture **86**, 477-485.
- **Lüttge U., Kluge M. & Bauer G., 1992**: Botanique: traité fondamental (traduction française). Ed. Tec. & doc. Lavoisier, Paris, 205-218.
- **Macheix J. J., Fleuriet A. & Jay-Allemand C., 2005** : Les composés phénoliques végétaux, un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. Presses polytechniques et universitaires romandes, Lausanne, 192.

- **Maihebiau P., 1994** : La nouvelle aromathérapie: biochimie aromatique et influence psychosensorielle des odeurs. Lausanne, 635.
- **Majhenic L., Škerget A. & Knez Z., 2007** : Antioxidant and antimicrobial activity of guarana seed extracts. *Food Chemistry*. **104**, 1258-1268.
- **Maouche O., Izemran L., Boucou L. & Talbi A., 2003**: Monographie sommaire de la wilaya de Bordj Bou Arreridj, 57.
- **Markham K. R., 1982**: Techniques of flavonoid identification (Chapter 1 and 2). London: Academic. Press, 1-113.
- **Marley P. S., Diourte M., Néya A. & Rattunde F. W., 2005**: Sorghum anthracnose and sustainable management strategies in West and Central Africa .*Journal of Sustainable Agriculture* **245**, 43-56.
- **Martinez-Cayuela M., 1995**: Oxygen free radicals and human disease.*Biochem.***77**, 147- 161.
- **Matyushchenko N. V. & Stepanova T A., 2003**: Quantitative determination of the total content of flavonoids in the new phytopreparation Elima. *Pharmaceutical Chemistry Journal* **37**, 261-263.
- **Messai L., 2011**: Étude phytochimique d'une plante medicinale de l'est algérien (*artemisia herba alba*), 38-39.
- **Mohammedi Z. & Atik F., 2011**: Impact of solvent extraction type on total polyphenols content and biological activity from tamarix aphylla (L.) Karst. *International Journal of Pharma and Bio Sciences* **2**, 609-615.
- **Molinié A. & Pfohl-Leszkowicz A., 2003**: Les mycotoxines dans les céréales : Les points importants de contrôle de la production au stockage, le devenir dans les produits dérivés. Laboratoire de toxicologie et sécurité alimentaire- Auzeville-Tolosane. *Note de l'ASEDIS SO N° spécial Mycotoxines*, 9.
- **Molyneux P., 2004**: The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Song Klama Karin journal of science and technology***26 (2)**, 211-219.
- **Mompon B., Lemaire B., Mengal P. & Surbled M., 1998** : Extraction des polyphénols : du Laboratoire à la production industrielle. Ed. INRA, Paris (les Colloques, N° 87).
- **Motiejūnaitė O. & Peičulytė D., 2004**: Fungicidal properties of *Pinus sylvestris* L. for improvement of air quality. *Medicina Kaunas*, **40(8)**, 787- 794.

- **Mukohata Y., Nakabayashi S. & Higashida M., 1978:** Quercetin, an energy transfer inhibitor in photophosphorylation. Federation of European Biochemical Societies Letters **85**, 215– 218.
- **Multon J. L., 1982:** Conservation et Stockage Des Grains et Graines et Produits Dérivés- Céréales, oléagineux, protéagineux, aliments pour animaux. Technique & Documentation Lavoisier, Paris, 576.
- **Nabli M. A., 1989:** Essai de synthèse sur la végétation et la phyto-écologie tunisiennes, tome I. Ed. MAB (Faculté des sciences de Tunis), 186-188.
- **Naidu M. M., Shyamala B. N., Naik J. P., Sulochanamma G. & Srinivas P., 2011:** Chemical composition and antioxidant activity of the husk and endosperm of fenugreek seeds. Lebensmittel-Wissenschaft and Technologie, **44**, 451-456.
- **Nakayama T., Niimi T., Osawa T. & Kawakishi S., 1992:** The protective role of polyphenols in cytotoxicity of hydrogen peroxide. Mutation Research. **281**, 77–80.
- **Niquet G., 2006:** Stockage à la ferme des grains issus de l’agriculture biologique. Office national interprofessionnel des céréales. Institut du végétal ARVALIS, 1-4.
- **Piquet M. A. & Hébuterne X., 2007:** Nutrition en pathologie digestive ; Ed : DOIN, 16-20.
- **Pitt J. I., 2000:** Toxigenic fungi and mycotoxins, British Medical Bulletin., **56 (1)**, 184 - 192.
- **Popovici C., Saykova I. T & ylkowski B., 2009 :** Evaluation de l’activité antioxydant des composés phénoliques par la réactivité avec le radical libre DPPH. Revue de génie industriel, **4**, 25-39.
- **Quezel P. & Santa S., 1962-1963 :** Nouvelle flore de l’Algérie et des régions méridionales. Tome 1. Ed. CNRS. Paris, 1170.
- **Ramade F., 1984 :** Eléments d’écologie. Ecologie fondamentale. Education. Mc Graw-Hill, Paris, 397.
- **Raper K. & Fennell D. J., 1965:** The genus *Aspergillus*, Williams and Wilkins editors, Baltimore.
- **Recio C M., Rosa M. G., Marta H., Juan B. P., Salvador M. & Jose La R., 1992 :** Phenolic of *Reicardia* and their taxonomic implications. Biochemacal systemics and ecology, **20**: 449-452.
- **Rice-Evans C., 1995:** Plant polyphenols: Free radical scavengers or chain-breaking antioxidants? In: “Free radicals and oxidative stress: environment, drug and food

- additives”. Eds. Rice- Evans, C., Halliwell, B., Lunt, G. G. Portland Press (London): 103–116.
- **Richrad-Molard M., 1998:** Microbiologique des céréales et des farines In : Les industries de première transformation des céréales. Edition Techniques et Documentation Lavoisier. Paris, 159 – 173.
 - **Saleh N., El-Nougoumy S., Abd-Allah M., Abou-Zaid M., Dellmonica G. & Chopin J., 1885:** *Phytochemistry* **24(01)**, 201- 203.
 - **Sanou P., 2004 :** Les champignons transmis par les semences de maïs: détection, identification et méthodes de lutte. Rapport de fin de cycle de technicien supérieur en technologie des semences. Centre Agricole Polyvalent de Matourkou, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 41.
 - **Scheidegger K. A. & Payne G. A., 2003:** Unlocking the secrets behind secondary metabolism, a review of *Aspergillus flavus* from pathogenicity to functional genomics. *Journal of Toxicology and Toxin Review*, **22**, 427–463.
 - **Schuster E., Dunn-coleman N., Frisvad J. C. & Van dijck P. W. M., 2002:** On the safety of *Aspergillus niger*– a review. *Appl Microbiol Biotechnol* **59**, 426–435.
 - **Segal R., Breuer A. & Feuerstein I., 1980:** *Phytochemistry* **19(12)**, 2761- 2762.
 - **Segal R., Eden L., Danin A., and Kaiser M. & Duddeck H., 1985:** *Phytochemistry* **24**, 1381-1382.
 - **Surveswaran S., Cai Y.-Z., Corke H. & Sun M., 2007:** Systematic evaluation of natural phenolic antioxidants from 133 Indian medicinal plants. *Food Chemistry*, **102**: 938-953.
 - **Tantaoui E. A., 1977:** Production d’aflatoxine par des *Aspergillus* du Maroc. *Homme. Terre et Eaux* **6(24)**, 79- 86.
 - **Tepe B., Daferera D., Sokmen A., Sokmen M. & Polissiou M., 2005:** Antimicrobial and antioxidant activities of the essential oil and various extracts of *Salvia tomentosa* Miller (Lamiaceae). *Food Chemistry* **90**, 333-340.
 - **Terrain C. & Graallet H., 2003 :** Séchage des grains en organisme stockeur: guide pratique. Ed : ARVALIS, Institut du végétal et FFCA, 1-5.
 - **Tripathi P. & Dubey N. K., 2004 :** Exploitation of natural products as an alternative strategy to control postharvest fungal rotting of fruit and vegetables. *Postharvest Biology & Technology* **32**, 235-245.

- **Trivalle C., 2002** : Gérontologie préventive: élément de prévention du vieillissement pathologique ; Ed : MASSON (PARIS), 104-106.
- **Tsimogiannins D. I. & Oreopoulou V., 2006**: The contribution of flavonoid C-ring on DPPH free radical scavenging efficiency. A kinetic approach for the 3', 4'-hydroxy substituted members. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, **7**, 140-146.
- **Vasquez C., Javier A., Casadei de Baptista G., Gadanha J., Casimiro D., Pimentel T. & Luiz R., 2008**: Effet du volume de pulvérisation sur l'humidité du maïs entreposé et Grains de blé. *International Journal.*, vol. **51**, 453-456.
- **Vaubourdolle M., 2007**: Infectiologie. 3^{ème} Ed, LE MONITEUR INTERNAT, Paris, 436.
- **Walker J. E. M., Saraste, M. J., Runswick N. J. Gay., 1982**: Distantly related sequences in the alpha-and beta-subunits of ATP synthase, myosin, kinases and other ATP-requiring enzymes and a common nucleotide binding fold. *Embo Journal*, **1 (8)**, 945-51.
- **Yang J. H., Lin H. C. & Mau J. L., 2002**: Antioxidant properties of several commercial mushrooms. *Food Chemistry* **77**, 229-235.
- **Yao L. H., Jiang Y. M., SHI J., Tomas-Barberan F. A., Datta N., Singanusong R. & Chen S. S., 2004**: Flavonoids in Food and their health benefits. *Plant Foods for Human Nutrition*, **59**, 113-122.
- **Zheng W. F., Tan R. X., Yang L. & Liu Z. L., 1996**: *Planta Medica* **62**, 160-162.

1. Le Blé tendre et les facteurs d'altération

Les grains de céréales constituent depuis toujours la principale ressource alimentaires de l'homme et des animaux et possèdent un pouvoir nutritionnel important (**Multon, 1982 ; Molinié et Pfohl-Leszhowicz, 2003**).

1.1. Classification du blé tendre

Les principales espèces des céréales cultivées appartiennent à la famille des graminées (blé tendre, blé dur, maïs, riz, avoine, seigle, millet, sorgho) ou des polygonacées (sarrasin) (**Molinié et Pfohl-Leszhowicz, 2003**)

D'après Doumandji et ses collaborateurs (2003), la classification du blé tendre est :

Règne	: Plantae
Divisin	: Magnoliophyta
Classe	: Liliopsida
S/Classe	: Commelinidae
Ordre	: Poale
Famille	: Poaceae
S/Famille	: Triticeae
Genre	: Triticum
Espèce	: Triticum vulgare.

1.2. Structure et composition

Physiologiquement, le grain (Le fruit des graminées est un caryopse) joue un rôle d'un fruit referment une graine, (cotylédon qui repente 82 à 85% du grain) (**Godon, 1991**). Elle est constituée par le germe qui donne la plantule, l'amande appelée endosperme ou albumen, tissu de stockage qui fournit au germe les réserves nécessaire pour sa croissance et les enveloppes protectrices ou son composées par la paroi de la graine (testa) et par du fruit (péricarpe) (**Doumandji et al., 2003**). La structure des grains de diverses céréales est assez semblable. A titre d'exemple, la **figure (1)** illustre la structure simplifiée du grain de blé (**Cheftel et Cheftel, 1977**).

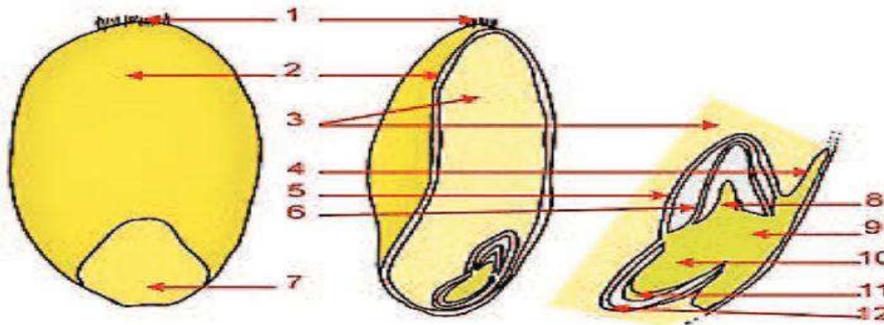


Figure 01 : Coupe schématique d'un grain de blé (Cheftel et Cheftel, 1977).

(1): poils (stigmates). (2): téguments (écorce). Le caryopse est un fruit car l'écorce est le résultat de la fusion des téguments de la graine et de la paroi de l'ovaire. (3): albumen. (4) : cotylédon unique. (5) : épicotyle (capuchon recouvrant la gemmule). (6): première feuille. (7): scutelum. (8): gemmule. (9): tigelle. (10): radicule. (11): coiffe. (12) : coléorhize (capuchon recouvrant la radicule).

1.3. Stockage du blé

Le stockage des grains est une opération complexe qui demande la prise en compte de multiples paramètres (température, humidité, etc.) lors des différentes étapes, entre la récolte et l'expédition (Niquet, 2006). Il existe plusieurs méthodes de stockages :

- Stockage souterrain "MATMORA"
- Stockage dans des greniers traditionnels (stockage domestique)
- Stockage en sac
- Stockage en silos

1.4. Facteurs d'altération du blé tendre

1.4.1. Influence de l'humidité

La faible teneur en humidité est le facteur le plus important pour la conservation des grains lors du stockage. Les grains, stockés avec le contenu d'humidité élevé, sont soumis à des pertes élevées causées par l'attaque des insectes et les champignons (Vásquez et al., 2008). Les altérations sont accentuées par le fait que les grains humides favorisent le développement des micro-organismes présents à la surface du grain (Cruz et al., 2002).

1.4.2. Influence de la température

La température joue un rôle important dans la conservation des grains (Cruz et al., 2002). Elle est le facteur le plus important qui affecte la qualité du grain au cours de stockage (Kusińska, 2001). Elle intervient sur les vitesses des réactions chimiques et enzymatiques et donc la croissance des microorganismes (Richard-Molard, 1998).

1.4.3. Influence de l'atmosphère confinée

La respiration des grains stockés dans une structure étanche appauvrit l'atmosphère interstitielle en oxygène et l'enrichit en gaz carbonique. Cette modification de la composition des gaz du milieu peut bloquer le développement des moisissures et détruire les insectes présents. (Cruz et al., 2002).

1.4.4. Influence de la composition du grain

La structure anatomique des grains de blé, leur composition biochimique et l'état physique, influent sur la croissance et l'activité des microorganismes (Richard-Molard, 1998).

2. Les moisissures

Plus de 150 espèces de moisissures filamenteuses ont été trouvées sur les grains de céréales comme contaminants extérieurs. Les graines sont naturellement en contact avec des spores fongiques avant, pendant et après la récolte, durant le transport et le stockage. Parmi les plus répandues ce sont essentiellement des *Aspergillus* (Akinsanmi et al., 2004).

2.1. *Aspergillus Niger*

L'*Aspergillus* est un genre appartenant à la classe des Ascomycètes. Le thalle, hyalin ou coloré, présente un mycélium cloisonné portant de nombreux conidiophores dressés, terminés en vésicule (Figure 02) (Raper et Fennell, 1965).

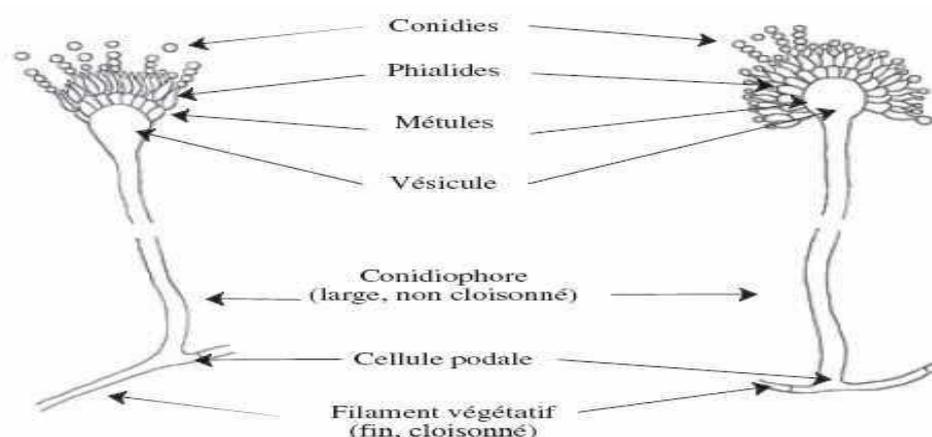


Figure 02. Principaux caractères morphologiques des *Aspergillus*. (Vaubourdolle, 2007).

2.2. La taxonomie d'*Aspergillus Niger* (Cristina, 2007)

Règne :	Mycètes
Embranchement :	Amastigomycota
Sous-Embranchement:	Deutéromycotina
Classe:	Deutéromycètes
Ordre:	Oniliales
Famille:	Moniliacées
Genre:	<i>Aspergillus</i>
Espèce:	<i>Aspergillus Niger</i>

2.3. Caractères cultureux

Ce champignon pousse rapidement (2-3 jours) sur les milieux de culture classiques (géloses au malt et Sabouraud). Les colonies d'*A. Niger* sont granuleuses, blanches au début, puis jaunes et, à maturité, elles deviennent noires. Le revers des colonies est incolore ou jaune pâle. Sur le milieu Czapek, *A. Niger* forme des colonies à mycélium blanc ou jaune, et revers souvent incolore (**Figure 03**) (Cristina, 2007).



Figure 03. *Aspergillus Niger* (Cristina, 2007)

2.4. Morphologie microscopique

Les têtes conidiennes, bisériées, radiées, sont disposées en plusieurs colonnes brunâtres ou noires. Les conidiophores sont longs atteignant 1,5-3 mm, lisses, hyalins ou brunâtres dans leur moitié supérieure. Les vésicules sont globuleuses et entièrement fertiles. Les phialides (7-10 x 3-3,5 μm) sont portées par des métules brunâtres, de dimensions variables. Les conidies sont habituellement globuleuses, parfois légèrement aplaties. Elles mesurent 3,5-5 μm de

diamètre, sont brunes, échinulées à très verruqueuses. Les sclérotés parfois différenciés, sont crème à chamois foncé au début, puis virent au chamois vinacé (**Figure 03**) (**Cristina, 2007**).

2.5. Écologie

Aspergillus Niger est un champignon filamenteux qui se développe en aérobiose sur la matière organique. Dans la nature, on le trouve dans le sol et dans la litière, dans le compost et le matériel végétal en décomposition. *A. Niger* peut pousser sur une très large gamme de pH (1,4–9,8). Il est capable de croître dans la plage à température large de 6-47°C avec une température relativement élevée avec un optimum de 25 à 37 ° C (**Schuster et al., 2002**).

2.6. Cycles de vie

Les Ascomycètes produisent des spores sexuées, respectivement dans des sacs appelés asques ou à l'extérieur des sacs appelés basides. La germination des Ascospores ou des basidiospores donne des filaments cloisonnés. Ils ont également un mode de reproduction asexuée, qui implique la production de conidiospores (**Bouchet et al., 1989**)

2.7. Les mycotoxines d'*Aspergillus Niger*

Plusieurs espèces du genre *Aspergillus* sont capables de coloniser de nombreux produits d'origine végétale et de produire des mycotoxines (**Scheidegger et Payne, 2003**). Parmi les mycotoxines produites par ce genre fongique, seules les aflatoxines (AFs), les ochratoxines (OTA) et la patuline, ont une incidence économique et sanitaire. Une partie des champignons mycotoxinogènes de ce genre peut présenter un risque, car les autres n'en produisent que de très faibles quantités de toxines ou bien elles sont rarement rencontrées dans l'alimentation (**Pitt, 2000**).

3. La lutte contre les espèces pathogènes

3.1. La lutte culturale

C'est un ensemble de mesures visant à prévenir les maladies et limiter les risques d'infection. Ces mesures consistent à l'arrachage et la destruction des débris et des plantes hôtes, à l'utilisation des semences indemnes, à la rotation des cultures, à maintenir une fertilisation équilibrée et à appliquer une densité de semis adéquate (**Sanou, 2004**). Le nettoyage du champ après la récolte et avant le début de la saison réduit considérablement l'inoculum primaire dans le champ (**Marley et al., 2005**).

3.2. La lutte chimique

La lutte chimique est la méthode la plus employée parce qu'elle permet d'avoir des résultats spectaculaires (**Sanou, 2004**). Cependant, l'utilisation des produits de synthèse a des conséquences néfastes sur l'environnement et la santé humaine donc un handicap majeur à leur utilisation.

3.3. La lutte biologique

La lutte biologique par l'utilisation des antagonistes ou des substances naturelles connaît un regain d'intérêt grandissant en raison des risques potentiels de la lutte chimique sur l'environnement et les perspectives nouvelles qu'offre cette approche pour la culture biologique (**INRA, 2005**).

4. les polyphénols

Les polyphénols ou composés phénoliques, sont des molécules spécifiques du règne végétal. (**Bruneton, 1993**). A l'heure actuelle, plus de 8000 molécules ont été isolés et identifiés (**Mompon et al., 1998**). Selon leurs caractéristiques structurales, ils se répartissent en une dizaine de classes chimiques, qui présentent toutes un point commun la présence dans leur structure d'au moins un cycle aromatique à 6 carbones, lui-même porteur d'un nombre variable de fonctions hydroxyles (OH) (**Hennebelle et al., 2004**).

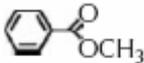
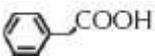
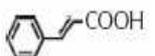
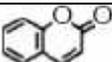
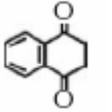
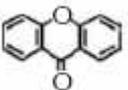
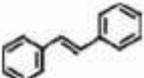
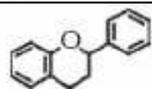
4.1. Biosynthèse

L'origine biosynthétique des composés phénoliques des végétaux est proche, tous dérivant de l'acide shikimique. Cette voie shikimate conduit à la formation des oses aux acides aminés aromatiques (phénylalanine et tyrosine), puis par désamination de ces derniers aux acides cinnamiques et à leurs très nombreux dérivés acide benzoïques, acétophénones, lignanes et lignines, coumarines (**Bruneton, 1993**).

4.2. Les principales classes des polyphénols

Les polyphénols forment un très vaste ensemble de substances chimiques, ils peuvent être classifiés selon le nombre et l'arrangement de leurs atomes de carbones (**Tableau I**). Ces molécules sont généralement trouvés conjuguées aux sucres et les acides organiques.

Tableau I : Structure des squelettes des polyphénols (Crozier et al., 2006).

Nombre de Carbones	Squelette	Classification	Exemple	Structure de base
7	C ₆ -C ₁	Acides phénols	Acide gallique	
8	C ₆ -C ₂	Acétophénonnes	Gallacetophénone	
8	C ₆ -C ₂	Acide phénylacétique	Acide p-Hydroxy phénylacétique	
9	C ₆ -C ₃	Acides hydroxycinamiques	Acide p-Coumarique	
9	C ₆ -C ₃	Coumarines	Esculitine	
10	C ₆ -C ₄	Naphthoquinones	Juglone	
13	C ₆ -C ₁ -C ₆	Xanthones	Mangiférine	
14	C ₆ -C ₂ -C ₆	Stilbènes	Resveratrol	
15	C ₆ -C ₃ -C ₆	Flavonoïdes	Naringénine	

4.2.1. Flavonoïdes

C'est le groupe le plus représentatif des composés phénoliques. Ces molécules ont des structures chimiques variées et des caractéristiques propres. Elles sont omniprésentes dans les fruits, les légumes, les graines, les boissons tels le thé et le vin rouge et d'autres parties de la plante (Tsimogiannins et Oreopoulou, 2006). Elles sont considérées comme des pigments quasi universels des végétaux qui peuvent participer dans les processus photosynthétiques (Mukohata et al., 1978), dans la régulation de gène et dans le métabolisme de croissance (Havsteen, 2002). Les flavonoïdes ont tous le même squelette de base à quinze atomes de carbones qui sont arrangés à une configuration C₆-C₃-C₆ de type phényl-2-benzopyrane ce qui est synonyme avec la structure 2-phényle chromane (Figure 04) (Yao et al., 2004)

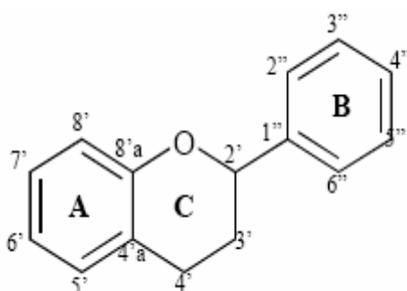


Figure 04 : Structure générale des flavonoïdes (Crozier et al., 2006).

La nature chimique des flavonoïdes dépend de leur classe structurale, de degré d'hydroxylation et de méthylation, de degré de polymérisation, des substitutions et des conjugaisons sur le cycle C c'est-à-dire la présence : de double liaison C_2-C_3 , du groupe 3-O et la fonction 4-oxo (Yao et al., 2004 ; Tsimogiannins et Oreopoulou, 2006). En basant sur leur squelette, les flavonoïdes peuvent être divisés en différentes classes anthocyanidines flavonoles isoflavonoles flavones isoflavones flavanes isoflavanes flavanols isoflavanols flavanones isoflavanones auronnes (Havsteen, 2002 ; Edenharder et Grünhage, 2003).

4.2.2. Les acides phénoliques

Le terme d'acide phénol peut s'appliquer à tous les composés organiques possédant au moins une fonction carboxylique et un hydroxyle phénolique. En phytochimie, l'emploi de cette dénomination est réservé aux seuls dérivés des acides benzoïque et cinnamique (Bruneton, 1993).

4.2.2.1. Acide phénols dérivés de l'acide benzoïque

Les acides phénols en C_6-C_1 , dérivés hydroxylés de l'acide benzoïque, sont très communs, aussi bien sous forme libre que combinés à l'état d'ester ou d'hétéroside. L'acide gallique et son dimère (l'acide hexahydroxydiphénique) sont les éléments constitutifs des tannins hydrolysables. D'autres aldéhydes correspondants à ces acides, comme la vanilline, est très utilisé dans le secteur pharmaceutique (Bruneton, 1993).

4.2.2.2. Acide phénols dérivés de l'acide cinnamique

La plupart des acides phénols en C_6-C_3 (acides p-coumarique, caféique, férulique, sinapique) ont une distribution très large les autres (acides o-coumarique, o-férulique) sont peu fréquents (Bruneton, 1993). Les acides cinnamique et caféique sont des représentants communs du groupe de dérivés phénylpropaniques qui diffère par son degré d'hydroxylation et de méthylation (Cowan, 1999).

4.3. Activités biologiques des polyphénols

4.3.1. Activité antifongique

Les polyphénols jouent des rôles multiples sur les plans physiologique, technologique et nutritionnel. Ils interviennent dans la défense des plantes. Leur interaction avec les protéines, les polysaccharides, la flore fermentaire et leurs propriétés antioxydantes affectent plusieurs caractères organoleptiques tels que la couleur, l'amertume, l'astringence et l'arôme des fruits, des légumes et de leurs produits dérivés. Ces multiples rôles sont en relation avec leurs structures chimiques, d'où l'intérêt particulier accordé aux recherches sur les polyphénols. **(Bouhadjera, 2005).**

Les composés phénoliques interviennent dans différents aspects de la vie de la plante, ils sont ainsi impliqués dans la physiologie de la plante (lignification, interactions symbiotiques...), dans les mécanismes de défenses de la plante (interactions biotiques et abiotiques) ou encore dans la coloration des fleurs **(Macheix et al., 2005)**. Ils participent activement aux interactions de la plante avec son environnement en jouant soit le rôle des signaux de reconnaissance entre les plantes (Allélopathie), et les symbioses, ou bien lui permettant de résister aux diverses agressions vis-à-vis des organismes pathogènes. Ils participent de manière très efficace à la tolérance des végétaux à des stress variés, donc ces composés jouent un rôle essentiel dans l'équilibre et l'adaptation de la plante au sein de son milieu naturel **(Macheix et al., 2005)**. D'un point de vue appliqué, ces molécules constituent la base des principes actifs que l'on trouve chez les plantes médicinales, alliées à leur difficulté de production.

4.3.2. Le stress oxydative et activités antioxydantes des polyphénols

Nos cellules et tissus peuvent être soumis à une grande variété d'agression physiques chimiques (acidose, toxines) et métaboliques. La plupart de ces agressions débouchent sur une expression commune appelée stress oxydant, dû à l'exagération d'un phénomène physiologique, normalement très contrôlé, la production de radicaux dérivés de l'oxygène. **(Walker et al., 1982).**

4.3.2.1. Les radicaux libres

Un radical libre est définie comme toute molécule possédant un ou plusieurs électrons non appariés **(Jacques et André, 2004)**, cette molécule est très instable et réagit rapidement avec d'autres composants, essayant de capturer l'électron nécessaire pour acquérir la stabilité, une

réaction en chaîne débute lorsqu'un radical libre attaque la molécule stable la plus proche en lui arrachant son électron, et la molécule attaquée devient elle-même un radical libre **(Martinez-Cayuela, 1995)**.

4.3.2.2. Les antioxydant

Les antioxydants sont l'ensemble des molécules susceptibles d'inhiber directement la production, de limiter la propagation ou de détruire les espèces réactives de l'oxygène. Ils peuvent agir en réduisant ou en dismutant ces espèces, en les piégeant pour former un composé stable, en séquestrant le fer libre ou en générant du glutathion **(Favier, 2003)**. On distingue au niveau des cellules deux lignes de défense inégalement puissantes pour détoxifier la cellule:

➤ **Systèmes enzymatiques** : Il s'agit principalement de trois enzymes **(Piquet et Hebuterne, 2007)**.

- **superoxyde dismutase (SOD)** : Accélère la dismutation de l'anion superoxyde en peroxyde d'hydrogène.

- **La catalase (CAT)** : Accélère la dismutation du peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène moléculaire.

- **La glutathion peroxydase (GPx)** : agit en synergie avec la SOD puisque son rôle est d'accélérer la dismutation du H_2O_2 en H_2O et O_2 . Lors de cette réaction deux molécules de glutathion réduit (GSH) sont oxydées en glutathion disulfure (GSSG) **(Ahmad, 1995)**.

➤ **Système non enzymatique** :

Ce groupe de système antioxydant renferme de nombreuses substances endogènes parmi lesquelles on peut citer le glutathion, l'acide urique, la bilirubine, la mélanine, la mélatonine, l'acide lipoïque. De tous ces composés endogènes synthétisés par les cellules, le plus important est sans doute le glutathion réduit (thiol majeur au niveau intracellulaire) **(Trivalle, 2002)**.

D'autres substances exogènes apportées par l'alimentation, telles que les vitamines E (tocophérol), C (acide ascorbique), Q (ubiquinone), ou les caroténoïdes agissent en piégeant les radicaux et en neutralisant l'électron non apparié, les transformant ainsi en molécules stables **(Bruneton, 1999)**.

De nombreux composés phénoliques réagissent avec les radicaux libres **(Bagchi et al., 1998)**, empêchant ainsi les dégradations liées à leur intense réactivité au niveau des phospholipides membranaires **(Halliwell et Aruoma, 1993)**. En plus de l'inhibition des oxydases, l'activité antioxydant des polyphénols est due à leur capacité de capter les radicaux

libres et/ou de chélater les ions métalliques du fer et du cuivre (Halliwell, 2007). De plus, la régénération de l' α -tocophérol par réduction du radical α -tocophéryl peut contourner à leur activité antioxydant (Rice-Evans, 1995). Le pouvoir antioxydant des polyphénols est lié à leur structure moléculaire. La présence d'un groupement orthodihydroxyle sur le noyau 13, les doubles liaisons en C2-C3 en conjugaison avec une fonction cétone en C4 et des groupements hydroxyles en C3 et C5 sont les caractéristiques structurales principales pour l'activité antioxydant (Rice-Evans, 1995). Par ailleurs, la glycosylation et la méthylation tendent à diminuer l'effet inhibiteur des polyphénols (Nakayama et al., 1992).

5. Artemisia herba alba

5.1. L'espèce Artemisia herba alba

A. herba alba (Armoise blanche, "Chih") est une plante aromatique et médicinale à large distribution dans les régions semi-aride et aride appartenant à la famille des Astéracées (Quézel et Santa, 1962). L'utilisation de cette espèce est patronnée dans la restauration des écosystèmes dégradés. Cette plante se caractérise par un polymorphisme morphologique très important en relation avec les conditions écologiques locales (Figure 05) (Chaieb, 2000).



Figure 05: *Artemisia herba alba* (Bouldjadj, 2009).

5.1.1. Nomenclature et taxonomie (Friedman et al., 1986)

Règne : Plantae
Sous-règne : Tracheobionta
Division : Magnoliophyta
Classe : Magnoliopsida
Sous-classe : Asteridae
Ordre : Asterales
Famille : Asteraceae

Genre : Artemisia

Espèce : Artemisia herba alba (Asso)

5.1.2. Description botanique

L'A. herba alba est une plante herbacée vivace de 30-50 cm de long, qui se caractérise par une odeur de thymol, très verdoyante et avec de jeunes branches tomenteuses. Les feuilles sont coutres, généralement pubescentes, argentées. Les fleurs sont hermaphrodites, emballés dans des petites capitules (comprenant chacun de 3 à 8 fleurs) sessiles et en bottes et les fruits sont des akènes. La croissance végétative de l'A. herba alba a lieu à l'automne, la floraison commence en Juin et se développe essentiellement en fin d'été (**Gharabi et R L, 2008**).

5.1.3. Écologie

L'armoise herbe blanche existe dans des bioclimats allant du semi-aride jusqu'au saharien (entre les isohyètes de 150 à 500 mm). Elle semble indifférente aux altitudes et peut vivre dans des régions d'hiver chaud à frais. Par ailleurs, cette espèce est abondante dans le centre sur des sols, à texture fine, assez bien drainées (marnes, marno-calcaires en pente). Dans le sud, elle pousse sur des sols bruns steppiques de texture moyenne et en extrême sud sur des sols sableux. L'armoise résiste à la sécheresse, supporte le gypse et des niveaux de salinité modérément élevés. Dans un type de biome steppique, les groupements d' A. herba alba sont marqués par deux strates : une strate de ligneux bas (environ 40 cm du sol) et une autre constituée d'herbacées annuelles (hauteur moyenne de 20 cm) (**Nabli M A, 1989**).

5.2. Pharmacopée traditionnelle

Depuis longtemps, l'A. herba alba a été reconnue par les populations pastorales et nomades pour ses vertus purgatives. On l'utilise notamment comme vermifuge chez les ovins (**Nabli M A, 1989**).

En Tunisie, une enquête menée dans le milieu urbain a montré que l'armoise est, entre autres, essentiellement utilisée pour les maladies du tractus digestif et comme un traitement antidiabétique. D'après les cas interrogés elle donne un pourcentage d'amélioration élevé (**Bouraoui N et Lafi B, 2003**).

5.3. Composition chimique

L'A. herba alba constitue un fourrage particulièrement intéressant. En effet, la plante présente un taux de cellulose beaucoup moins élevé malgré que son aspect extérieur indique l'inverse (17 à 33%). La matière sèche (MS) apporte entre 6 et 11% de matière protéique brute dont

72% est constituée d'acides aminés. Le taux de B-carotène varie entre 1,3 et 7mg/kg selon les saisons. **(Fenardji et al., 1974)**. La valeur énergétique de l'armoise herbe blanche, très faible en hiver (0,2 à 0,4 UF/kg MS), augmente rapidement au printemps (0,92 UF/kg MS) pour diminuer de nouveau en été (0,6 UF/kg MS). En automne, les pluies de septembre provoquent une nouvelle période de croissance et la valeur énergétique augmente de nouveau (0,8 UF/kg MS) **(Aidoud A, 1989)**. Les plantes de la famille des Astéracées, auquel appartient l'*Artemisia herba alba*, ont fait l'objet de plusieurs études photochimiques par intérêt économique surtout pour leurs huiles essentielles. Les molécules identifiées sont les sesquiterpènes lactones, les coumarines et les hydrocarbures acétyléniques **(Da Silva J. A, 2004)**.

5.3.1. Terpènes de l'*Artemisia herba alba*

Les terpènes sont des polymères constitués d'unités en C₅. Les monoterpènes (en C₁₀) sont des substances légèrement volatiles qui forment les huiles essentielles. Ils protègent les végétaux contre les parasites, inhibent la croissance bactérienne et attirent les animaux pollinisateurs **(Lüttge et al., 1992)**.

Les principaux monoterpènes identifiés dans l'*A. herba alba* sont le thujone (monoterpène lactone), le 1,8-cinéol et le thymol. **(Duke J, 1992)**. Des monoterpènes alcooliques (yomogi alcool, santoline alcool) ont été mis en évidence. **(Segal R et al., 1980)**. Il a aussi des sesquiterpènes (3 unités en C₅) et des sesquiterpènes lactones dans plusieurs chémotypes du Moyen-Orient. **(Segal R et al., 1985)**. Plusieurs types de structures de lactones sesquiterpéniques ont été trouvés dans les parties aériennes d'*A. herba alba*. Eudesmanolides suivie par germacranolides semblent être les types de lactones trouvés dans cette espèce la plus abondante **(Ahmed et al., 1990 ; Boriky et al., 1996)**.

5.3.2. Flavonoïdes de l'*Artemisia herba alba*

Ce sont des composés phénoliques qui contribuent à la pigmentation de la plante. Très ubiquitaires, certains d'entre eux jouent le rôle de phytoalexines, métabolites synthétisés par la plante pour lutter contre diverses parasitoses. Les flavonoïdes sont rencontrés à l'état libre (soluble) ou liés à un sucre (glycosides) dans le liquide vacuolaire. La coloration des dérivés dépend des différentes substitutions de l'atome d'hydrogène sur divers cycles, de la formation de complexes avec les ions métalliques (Fe³⁺, Al³⁺) et du pH **(Lüttge et al., 1992)**.

Les principaux flavonoïdes isolés à partir de l'*A. herba alba* sont l'hispiduline, la cirsimaritrine **(Shen XL et al., 1994)**. Des flavones glycosides comme la 3-rutinoside-quercétine et

l'isovitexine ont été mis en évidence chez des chémotypes du Sinai (Saleh N et al., 1985) (Tableau II).

Tableau II: Les composés isolés de l'espèce *A. herba alba* (Messai, 2011).

	Noms des composés
A.herba alba	cinq sesquiterpènes : Herbolides G, H, I, E et F
	1, 5,12-trihydroxy-germacra-1(10),4(15),11(13)-triene;2-hydroxy-13-oxo--cyperene;7-hydroxy-5,6-dihydro-4,5-dihydrolyratrol;5 ,9 -dihydroxy-1-oxo-germacra-1(10),4(5)-dien-12,6-olid en plus de 5-hydroxy et 9 -hydroxy11, 13-dihydroreynosin
	quatre eudesmanolides: 11-epideacetyltorretin;1,11-diepitorrentin; deacetyltorretin et 1-epi-torrentin
	six eudimanolides nommés: santonin, Taurin, Erivanin, Isoerivanin, 8-hydroxy-4,5-epoxytaurin et Herbalbin

6.Présentation de la zone d'étude

6.1 .Localisation géographique

La région de Bordj Bou Arreridj est située dans le secteur nord-est de l'Algérie entre 39° 23°et 40°47°de l'altitude Nord et 1°92° et 2°90° de longitude Est. Elle occupe une superficie de 4,115 Km², et se situe à plus de 900 mètres d'altitude (Maouche et al., 2003). Elle est limitée au nord par Bejaia, au sud par M'sila, à l'ouest par Bouira et à l'est par Sétif (C.F.B.B.A, 2011).

6.2. Les Facteurs abiotiques de la région d'étude

Les facteurs abiotiques de la région d'étude sont les facteurs pédologiques et les facteurs climatiques.

6.2.1. Les facteurs Pédologiques

Selon Maouche et al (2003), le territoire est occupé majoritairement par des parcelles agricoles représentées par des sols de couleur noir, profonds et caractérisés par un taux élevé d'argile qui offre une image de terre grasse et riche.

6.2.2. Facteurs climatiques

Le climat est un facteur principal qui joue un rôle fondamental de contrôle de la distribution des êtres vivants et de la dynamique des écosystèmes (**Leveque, 2001**). Les caractéristiques climatiques de la région d'étude, sont représentées par les variations mensuelles des températures, des précipitations, et les vents.

-La température et les autres facteurs climatiques ont des actions multiples sur la physiologie et sur le comportement des insectes (**Dajoz, 2007**). Une étude en 2012 a montré que mois le plus chaud est aout avec une température moyenne égale à 29,9°C. Et le plus froid est Février avec une température moyenne de 4,3°C.

-La pluviométrie constitue un facteur écologique d'importance fondamentale pour le fonctionnement et la répartition des écosystèmes (**Ramade, 1984**). Le total des précipitations en 2012 est égal à 302,8mm. Le mois le plus pluvieux est novembre avec 63mm et le plus sec est juin avec 2mm.

-Le vent est un facteur écologique qui est souvent sous-estimé dans l'étude du fonctionnement des écosystèmes (**Leveque, 2001**). Il intervient dans le transport des insectes sur plusieurs milliers de kilomètres de distance (**Leveque, 2001**). La région de Bordj Bou Arreridj est généralement traversée par des vents de direction Nord- Ouest et de Sud-est pendant la grande partie de l'année, tandis que les vents venant de Sud (sirocco) sont fréquents en été.

L'étage bioclimatique d'une région ainsi que sa période de sécheresse, ne peuvent être déterminés qu'à partir de la synthèse entre deux paramètres climatiques tels que la température et la pluviométrie. Le diagramme ombrothermique de Gaussen est utilisé pour mieux caractériser le climat d'une région donnée et notamment pour faire ressortir les périodes sèches et humides. Dans la région de Bordj Bou Arreridj, il est à remarquer la présence de deux périodes, une sèche qui débute de la mi-avril jusqu'en octobre. Les autres mois de l'année correspondent à la période humide (**Figure 06**).

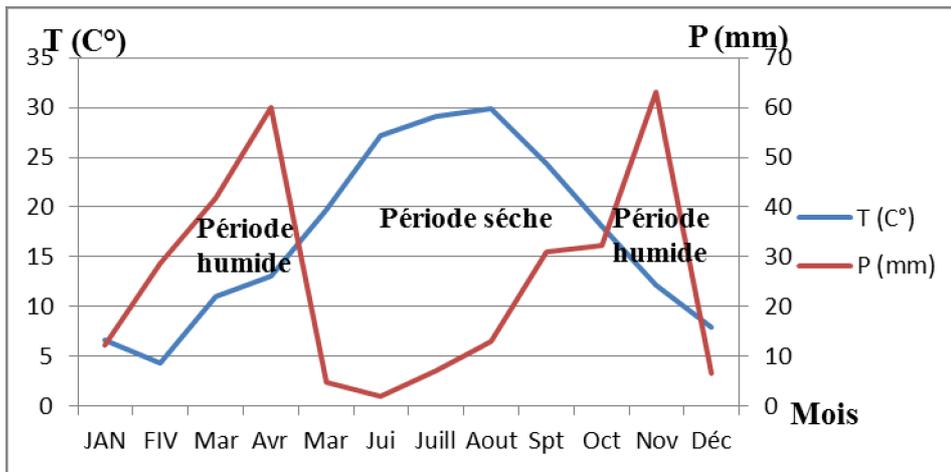


Figure 6 : Diagramme ombrothermique de la région de Bordj Bou Arreridj (C.F.B.B.A, 2011).

6.3. Les Facteurs biotiques de la région d'étude

Dans le paragraphe suivant, la flore et la faune dans la région d'étude sont développées

6.3.1. La flore et la faune

La flore de la région d'étude est caractérisée par une richesse forestière de plus de 21% de la superficie totale. Elle est concentrée principalement à l'ouest et au nord de la région. Les essences principales qui composent le fond forestier sont : Le Pin d'Alep (64,464 ha), le Chêne vert (17,019 ha), l'Eucalyptus (1,183 ha) et le cèdre (500 ha) (C.F.B.B.A, 2011).

Une grande zone steppique est occupée par l'armoïse et l'Alpha, soit 20000 hectares.

La faune de la région est très diversifiée. Elle regroupe les insectes, les mammifères, les oiseaux et les poissons. Dans ce qui va suivre, les données faunistiques qui caractérisent la région d'étude sont traitées (C.F.B.B.A, 2011).

1. Matériels

1.1. Matériel biologique

1.1.1. Matériel végétale

La plante *d'A. herba alba* a été récoltée au mois d'Octobre 2014 à Mansoura (wilaya de Bordj Bou-Arredj, Algérie). La plante a été séchée pendant deux semaines à l'abri de la lumière. Une fois séchée le matériel végétal a été broyé, puis conservés à l'abri de la lumière, de l'humidité et de la chaleur jusqu'à son utilisation.

L'identification botanique de l'espèce a été réalisée par Pr GHARZOULI Rachid. Université Ferhat Abbes, Sétif.

1.1.2. Souches de moisissures

La moisissure *Aspergillus Niger* a été obtenue auprès du laboratoire de phytopathologie de l'Université de Mohamed el Bachir el Ibrahim -Bordj Bou Arreridj-.

1. 2. Appareils et produits chimiques

1.2.1. Réactifs chimique

Plusieurs réactifs chimiques ont été utilisés proviennent de Sigma-Aldrich et prolab. Parmi ces produits: 2,2'-diphenyl-1 picrylhydrazyl (DPPH^o), quercétine, acide gallique, butylated hydroxytoluene (BHT), AlCl₃, β-carotène, Gentamicine, acide linoléique, Tween 40, Méthanol, chloroforme et DMSO. Le milieu de culture est le milieu de base Potato Dextrose Agar (PDA) est préparé au niveau de laboratoire.

1.2.2. Appareillage

Parmi l'appareillage utilisé ; Rota-vapeur (Germany, BÜCHI461), Agitateur magnétique (GP SELECTAS ACE), Bain marie (Memmert), Etuve (Memmert), Autoclave, Spectrophotomètre visible. Bec benzène, Balance à précision (Kern), la hote (EQUIPLABO), Vortex (Top Mix).

2.Méthodes

2.1.Extraction des polyphénols totaux

La méthode d'extraction des polyphénols est basée sur le protocole décrit par Markham (1982). Il s'agit d'une double macération, le premier se fait selon le rapport 1:10 (solide /liquide) qui consiste à immergé 100 g de poudre (solide) dans 1000 ml du solvant (liquide) contient 85% de méthanol et 15% d'eau distillée pendant une nuit sous agitation à 4°C. L'extrait a été filtré à l'aide de la mousseline, ensuite du papier filtre. Le résidu mise à une deuxième macération dans un solvant préparé selon le rapport 1:1 correspondant de 50% du méthanol avec 50% d'eau distillée pendant 4h sous agitation à 4°C. Les extraits obtenus sont évaporés sous pression à l'aide d'un rota-vapeur, pour avoir l'extrait brut. Ils sont ensuite conserver pour les tests d'activités biologiques (antioxydants, antifongique) (**Figure 07**).

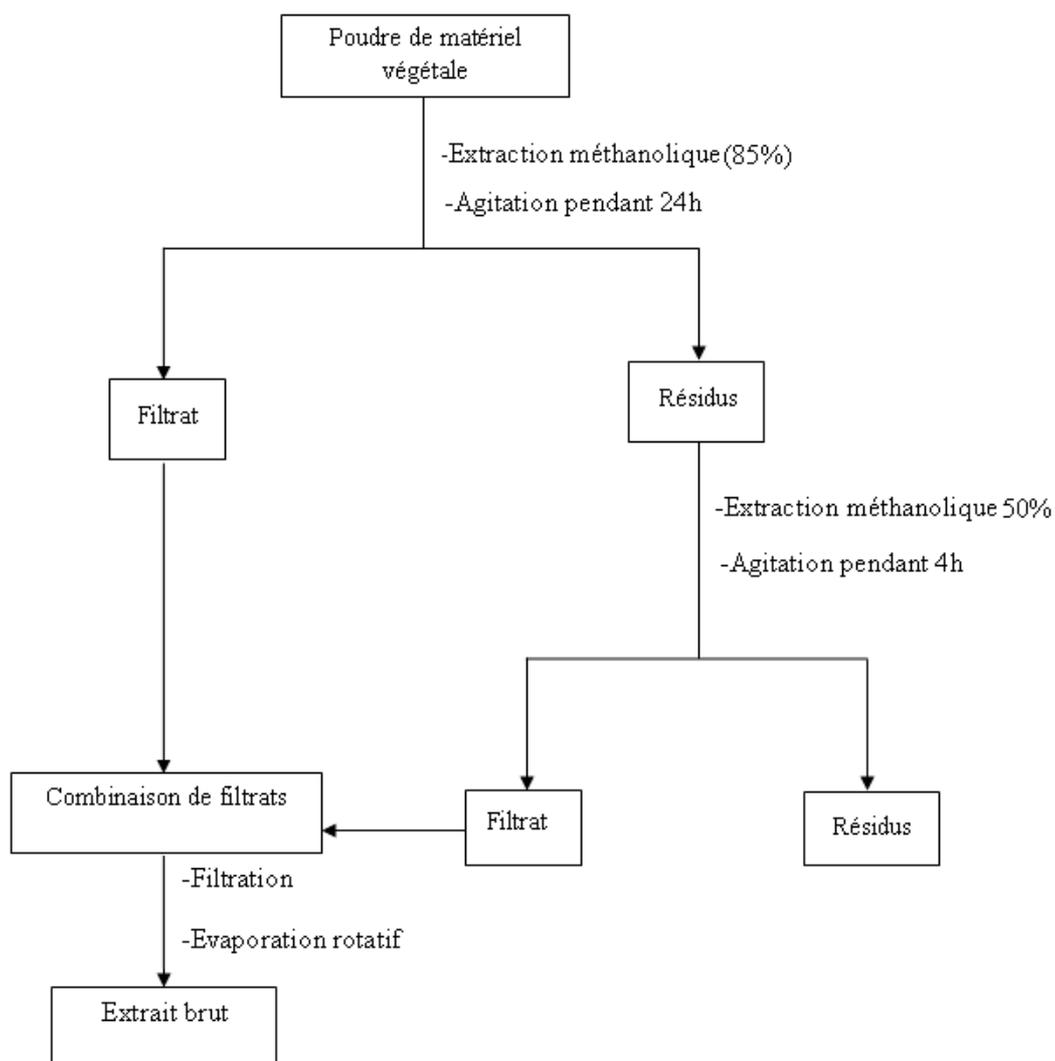


Figure 07 : Extraction des composés phénoliques d'*A. herba alba* (Markham, 1982).

2.2. Dosage des polyphénols totaux et des flavonoïdes

2.2.1. Dosage des polyphénols totaux

Le contenu total de polyphénols a été estimé selon la méthode colorimétrique basée sur le réactif de Folin-Ciocalteu (Li et al., 2007). Le réactif est formé d'acide phosphotungestique H₃PW₁₂O₄₀ et d'acide phosphomolybdique H₃PMo₁₂O₄, qui sont réduits lors de l'oxydation des phénols en oxydes bleu de tungstène (W₈O₂₃) et de molybdène (Mo₈O₃), ce qui nous aide à doser les phénols dans le visible à une longueur d'onde de l'ordre de 765 nm. Pour cela 100 µl d'extrait de la plante ont été mélangé à 0,5 ml du réactif de Folin-Ciocalteu fraîchement préparé (10 fois dilué). Le mélange est incubé à température ambiante pendant 4 min. Ensuite 0,8ml de la solution carbonate de sodium (Na₂CO₃) à 7,5% sont ajoutés au mélange. Les polyphénols totaux sont déterminés après 2 h d'incubation à température ambiante par mesure de l'absorbance à 765 nm (Spectrophotometer UV-1601, Shimadzu, Kyoto, Japan). La quantification est faite selon la courbe d'étalonnage standard de l'acide gallique préparée dans le méthanol (2-140 mg/ml) (Figure 08). Les résultats sont exprimés en mg équivalent d'acide gallique par ml d'extrait.

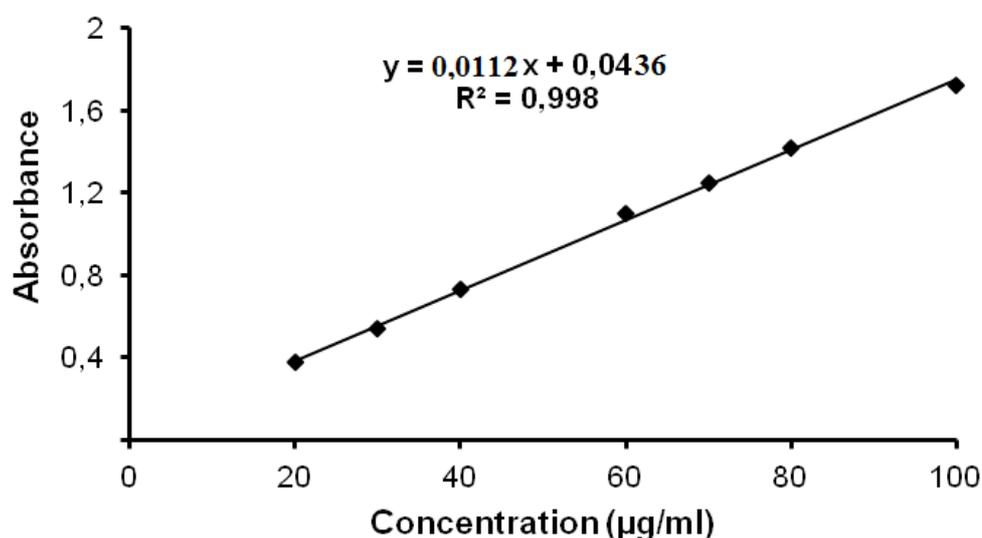


Figure 08. Droite d'étalonnage de l'acide gallique (chaque valeur représente la moyenne \pm SD de trois mesures).

2.2.2. Dosage des flavonoïdes

La méthode de trichlorure d'aluminium (Bahorun et al., 1996) est utilisée pour quantifier les flavonoïdes dans EBr.F d'*A.herba alba*. 1 ml d'échantillon ou standard (préparés dans le méthanol) est ajouté à 1 ml de la solution d' $\text{AlCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ (2% dans le méthanol). Après 10 min de réaction, l'absorbance est lue à 430 nm. La concentration des flavonoïdes est déduite à partir d'une gamme d'étalonnage établie par la Quercétine (1-40 $\mu\text{g}/\text{ml}$), et est exprimée en microgramme d'équivalent de Quercétine par milligramme d'extrait ($\mu\text{g EQ}/\text{mg}$ d'extrait) (Figure 09).

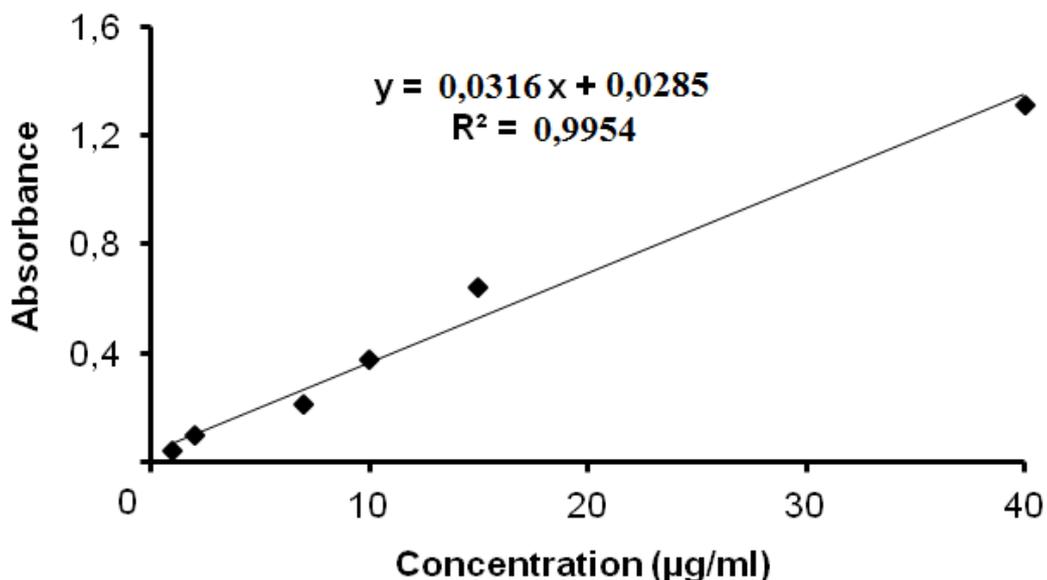


Figure 09: Droite d'étalonnage de la Quercétine (chaque valeur représente la moyenne \pm SD de trois mesures).

2.3. Evaluation de l'activité antifongique

La souche fongique *A. Niger* a été obtenue auprès du laboratoire de phytopathologie de l'université de BBA. La culture pour cette espèce fongique a été maintenue dans le milieu Potato Dextrose Agar (PDA : 200 g de pomme de terre, 20 g de glucose, 20 g d'agar-agar, 1000 ml d'eau distillée) inclinée et conservée à une température de 4°C.

L'évaluation de l'activité antifongique a été faite par la méthode de contact direct (incorporation dans le milieu), qui est utilisée en vue de déterminer les extraits actifs par l'évaluation du taux d'inhibition selon la méthode de Fandohan et al (2004).

Une quantité de 100 μl de l'extrait méthanolique de la plante est incorporée séparément dans des tubes contenant 15ml du milieu PDA maintenu en surfusion. Chaque tube est

homogénéisé instantanément par agitation manuelle puis son contenu est coulé dans une boîte de pétri. Un disque mycélien de 6 mm de diamètre prélevé de la culture jeune (un jour) du mycète a été inoculé.

La lecture des résultats a été effectuées après 5 jours d'incubation à (25 ± 2) °C par mesure du diamètre de la zone de croissance. Parallèlement, le diamètre de la zone de croissance de ces mêmes souches fongiques en absence d'extrait (Témoin) été déterminé. Les résultats obtenus sont comparés par rapport au témoin.

L'effet antifongique de l'extrait sur la croissance des souches filamenteuses est déterminé par la mesure du taux d'inhibition de la croissance en utilisant la formule d'Ebbot (**Motiejūnaitė, 2004**) :

$$T = (Dk - D0) / Dk \times 100$$

Dk : Diamètre de la colonie fongique du témoin (en mm)

D0 : Diamètre de la colonie fongique en présence de l'extrait (en mm)

T : Taux d'inhibition de la croissance du mycélium en pourcentage

L'extrait est dit :

- Très actif lorsqu'il possède une inhibition comprise entre 75 et 100 %, la souche fongique est dite très sensible.
- Actif lorsqu'il possède une inhibition comprise entre 50 et 75 %, la souche fongique est dite sensible.
- Moyennement actif lorsqu'il possède une inhibition comprise entre 25 et 50%, la souche est dite limite.
- Peu ou pas actif lorsqu'il possède une inhibition comprise entre 0 et 25%, la souche est dite peu sensible ou résistante.

2.4. Détermination de l'activité antioxydant de l'extrait d'*Artemisia herba alba* in vitro

2.4.1. Test de DPPH

L'activité anti-radicalaire de l'extrait d'*A. herba alba* est évaluée, in vitro, par le test de DPPH. Cette méthode spectrophotométrique utilise le radical DPPH (2,2'-diphényl-1-picrylhydrazyl) de couleur violette comme réactif, qui vire au jaune en présence de capteurs de radicaux libres, et se réduit en 2,2'-diphényl-1-picrylhydrazine (**Cuendet et al., 1997**). Ceci permet de suivre la cinétique de décoloration à 517 nm. Pour cela, 50 µl de chacune des différentes concentrations des extraits ont été incubés avec 1250 µl d'une solution

méthanoliques de DPPH à 0.004 %. Après une période d'incubation de 30 minutes, les absorbances à 517 nm ont été enregistrées. Les résultats obtenus pour chaque concentration d'extrait testé ont été exprimés par rapport à ceux obtenus par le BHT et l'acide gallique qui sont pris comme antioxydant de référence. Le pourcentage d'inhibition (I %) du radical DPPH par l'extrait *d'A. herba alba* a été calculé comme suit:

$$I \% = [(A_C - A_E) / A_C] \times 100$$

A_C : absorbance en absence de l'inhibiteur (contrôle négatif)

A_E : absorbance en présence de l'inhibiteur (échantillon)

La concentration inhibitrice de 50 % de l'activité du DPPH (IC_{50}) de notre extrait a été par la suite calculée à partir de l'équation qui détermine le pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration de l'inhibiteur. Elle a été exprimée en $\mu\text{g} / \text{ml}$ et comparée avec celles du BHT et l'acide gallique.

2.4.2. Test de blanchissement du β -carotène

Dans ce test la capacité antioxydant de l'extrait *d'A. herba alba* est déterminée en mesurant l'inhibition de la dégradation oxydatif du β -carotène (décoloration), par les produits d'oxydation de l'acide linoléique selon la méthode décrite par Aslan et ses collaborateurs (2006). L'émulsion de β -carotène /acide linoléique est préparée par solubilisation de 0,5 mg de β -carotène dans 1 ml du chloroforme, 25 μl de l'acide linoléique et 200 mg de Tween 40 sont additionnés, le chloroforme est complètement évaporé, par la suite 100 ml d'eau distillée saturée en oxygène sont ajoutés, l'émulsion résultante est agitée vigoureusement. 350 μL de solution d'extrait ou d'antioxydant standard (BHT) solubilisé dans le méthanol (2 mg/ml) sont additionnés à 2,5 ml de l'émulsion précédente.

La cinétique de décoloration de l'émulsion en présence et en absence d'antioxydant (contrôle négatif dans lequel l'échantillon est remplacé par 350 μl de méthanol) est suivie à 490 nm à des intervalles de temps réguliers pendant 24 heures (0h, 1h, 2h, 4h, 6h, 24h). Le pourcentage de l'activité antioxydant relative de l'extrait (AA%) est calculé selon l'équation suivante :

$$AAR\% = \text{Abs (échantillon}_{t=0}) / \text{Abs (échantillon}_{t=x}) * 100$$

2.5. Analyse statistique

Les résultats ont été exprimés par la moyenne \pm l'écart type ($n=3$), les comparaisons statistiques ont été faites au moyen du test de Student et la valeur $p \leq 0.05$ a été significative. La détermination des taux de signification sont effectués par test ANOVA.

3.Résultats et Discussion

3.1. Extraction des polyphénols

La plante *Artemisia herba alba* est une plante très répandue en Algérie et très utilisé en médecine traditionnelle. La préparation de son extrait a été réalisée selon la méthode de Markham (1982), en utilisant le méthanol 85%. Dans cette extraction, le méthanol a été utilisé pour obtenir EBrF en raison de sa polarité qui permet de extraire plus efficacement les métabolites secondaires (Mohammedi et Atik., 2011). Le calcul du rendement par rapport au poids de la poudre a montré qu'EBrF d'A. herba alba représentent un rendement considérable équivalent de 24.6% (Tableau III).

Tableau III : Aspect, couleur et rendement de l'extrait de la plante A. herba alba.

Extrait	Aspect	Couleur	Rendement (%)
EBrF	Poudre	Vert clair	24,6%

Cette méthode permet d'obtenir un rendement plus élevée par rapport à celle trouvé par Mourad Boudjouref en 2011, qui a préparé l'extrait à partir de la partie aérienne d'*Artemisia campestris* par des solvants à polarité croissante il s'agit de chloroforme, acétate d'éthyle et l'éthanol. Cette extraction a permis d'obtenir trois extraits bruts: L'extrait chloroformique (Chl), l'extrait d'acétate d'éthyle (AcEt), l'extrait d'éthanol (EtOH). Exprimé en pourcentage de masse d'extrait par rapport à la masse de la plante sèche, le rendement le plus élevé a été observé avec l'extrait de chloroforme (3.4 % m/m), suivi par l'extrait d'acétate d'éthyle (2.26 % m/m), et enfin l'extrait éthanolique possède le plus faible rendement avec (0.48 % m/m). et aussi plus élevée par rapport à celle trouvé par Recio et ses collaborateurs (1992) ont réalisé l'extraction méthanolique de la partie aérienne de *R. pecroides* par soxhlet ou un rendement de 8.5% a été trouvé, qui est plus faible que celui trouvé en utilisant la méthode de Markham (24.6%).

Il est important de souligner que la méthode utilisée (le choix des solvants), ainsi que les conditions dans lesquelles l'extraction est effectuée (à chaud ou à froid), affectent tous le contenu total en polyphénols et les flavonoïdes, et par conséquent affecte les activités biologiques médiées par ces métabolites (Lee et al., 2003).

3.2. Analyse phytochimique de l'extrait brut d'*A. herba alba*

3.2.1. Teneur en polyphénols totaux

La teneur en polyphénols totaux des extraits a été estimée par la méthode de Folin-Ciocalteu (Li et al., 2007), qui a été choisie pour les raisons suivantes ; (i) c'est une méthode qui satisfait aux critères de faisabilité et de reproductibilité, (ii) la méthode est bien standardisée, (iii) la grande longueur d'onde (765nm) d'absorption du chromophore permet de minimiser les interférences avec la matrice d'échantillon qui est souvent coloré, (iv) c'est un test largement pratiqué dans les laboratoires de recherche à travers le monde (Huang et al., 2005).

Les quantités des polyphénols correspondantes ont été rapportées en microgramme d'équivalents de l'étalon utilisé (L'acide gallique) par milligramme d'extrait ($\mu\text{g EAG/mg}$ d'extrait) et déterminés par l'équation de type : $y = a x + b$.

D'après les résultats obtenus l'extrait méthanolique d'*A. herba alba* est riche en polyphénols ($64,45 \pm 2,97 \mu\text{g EAG / ml E}$) (tableau IV) par rapport au résultat trouvé par Boudjelal Amel en 2012 dans la région de Msila ($25.34 \pm 0.69 \mu\text{g EAG / ml E}$) et ceux trouvés par Djeridane et (2006) travaillant sur quelques espèces d'artémisia. Ils ont trouvés que les valeurs de dosage des polyphénols varient d'une espèce à autre ; *Artemisia herba halba* ($13.06 \pm 0.40 \mu\text{g}$), *Artemisia campestris* ($20.38 \pm 0.30 \mu\text{g}$), *Artemisia arboresens* ($3.42 \pm 0.50 \mu\text{g}$).

L'extrait de feuilles de *A. herba alba* ont montré une teneur en polyphénols plus élevée ($64,45 \pm 2,97 \mu\text{g EAG / ml E}$) que celle trouvée dans les feuilles d'*Artemisia obrotanum* ($0.49\text{g}/100\text{g}$). (Surveswaran et al., 2007) qui a travaillé sur 133 plantes médicinales d'Inde.

Solen Chibani Salih (2012) l'espèce *Santolina. rosmarinifolia* L. Il apparaît que l'EASR (l'extrait acétate de *rosmarinifolia* L.) 13.64 ± 0.87 est plus riche que l'EBSR (l'extrait butanolique de *Santolina rosmarinifolia* L.) 8.01 ± 0.17 en polyphénols. Comparativement au résultat qui a été trouvé ($64,45 \pm 2,97 \mu\text{g EAG / ml E}$) donc nous pouvons conclure que l'extrait d'*A. herba alba* est assez riche en polyphénols.

Ceci est peut être lié au climat de la région ou à la méthode utilisée qui ne donne pas une composition quantitative complète des extraits.

Tableau IV: Teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes dans l'extrait brut de la plante *A. herba alba*. Les valeurs représentent la moyenne de 3 mesures \pm SD.

Extrait	Teneur en polyphénols	Teneur en flavonoïdes
EBrF	64,45 \pm 2,97 μ g	10,09 \pm 1,57 μ g

L'utilisation d'espèce de plante, d'origine géographique et climatique distinctes ainsi que des méthodes d'extraction et de dosage différentes affecte les teneurs en composés phénolique et par conséquence leur activités biologiques (Lee et al., 2003).

3.2.2. Teneur en flavonoïdes

Les flavonoïdes sont parmi les polyphénols naturels les plus importantes (Djeridane et al., 2010). La teneur en flavonoïdes a été réalisée par la méthode du trichlorure d'aluminium (Bahorun et al., 1996), méthode simple, peu coûteuse et offrent une sensibilité ce qui le rend plus pratique dans le contrôle de qualité et les laboratoires d'analyse. En outre, cette méthode permet de déterminer la teneur totale en flavonoïdes même en présence d'autres composés polyphénoliques qui ne forment pas des complexes avec $AlCl_3$ (Matyushchenko et Stepanova, 2003).

Les quantités des flavonoïdes correspondantes ont été rapportées en microgramme d'équivalents de l'étalon utilisé (quercétine) par milligramme d'extrait (μ g EQ /mg d'extrait) et déterminés par l'équation de type : $y = a x + b$.

Les résultats montrent que la teneur de l'EBrF en flavonoïdes est important (10,09 \pm 1,57 μ g EQ /mg E) (Tableau IV) Proche à ceux trouvé par Djeridane et al (2006) travaillant sur la même plante *Artemisia herba alba* (11.31 \pm 0.51 μ g). Et plus riche par rapport aux *Artemisia campestris* (7.46 \pm 0.20 μ g) et *Artemisia arboresens* (3.25 \pm 0.31 μ g).

3.3. Pouvoir antifongique de l'extrait d'*A.herba alba*

Face aux problèmes d'altération du blé tendre par les moisissures, beaucoup des travaux ont été menés sur le pouvoir antimicrobien des produits naturels extraits des plantes. Lors de cette étude, l'action d'extrait méthanoliques d'*A.herba alba* vis-à-vis la souche fongique d'*Aspergillus Niger* par la méthode de contact direct a été testée.

L'effet antifongique des extraits sur la croissance des souches filamenteuses, est déterminé par la mesure du taux d'inhibition de la croissance en utilisant la formule d'Ebbot (Motiejūnaitė et Peičulytė, 2004).

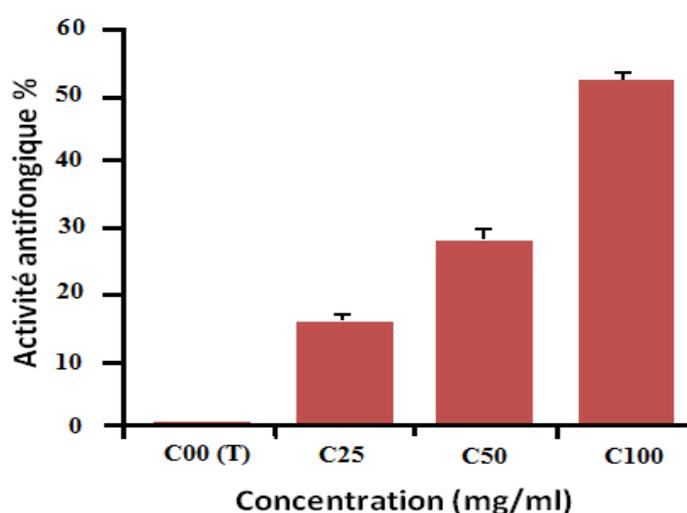


Figure 10 : Pouvoir antifongique de l'extrait brut d'*Artemisia herba alba*. Chaque valeur représente la moyenne \pm SD (n = 3).

Les résultats obtenus montrent que l'extrait méthanolique d'*Artemisia herba alba* à la concentration C_{100mg/ml} révèle une activité antifongique importante sur la souche fongique *Aspergillus Niger* qui se manifeste par une inhibition de l'ordre de 52,94 % ($P \leq 0.001$). Par ailleurs, la concentration C_{50mg/ml} à donner un pourcentage d'inhibition de 27,45% ($P \leq 0.001$). Tandis que la concentration C_{25mg/ml} s'est révélée sans effet inhibiteur considérable sur la croissance de la souche mycélienne testée (15.16 %). Ces résultats rejoignent ceux trouvés par Zheng, W., F., et al.,(1996), qui constatent que les flavones séparés de l'*Artemisia giraldii* montrent une activité antimicrobienne contre l'*Aspergillus*. Les composés phénoliques sont produits en réponse à l'infection microbienne par les plantes. Par conséquent, l'efficacité de ces substances évaluées in vitro ont montré une action inhibitrice sur les microorganismes. De nombreuses études ont montré une relation contradictoire entre

la structure chimique des composés phénoliques et leur pouvoir antimicrobien. L'avantage des extraits d'une plante est donc leur bio activité, une caractéristique qui les rend attrayants pour la protection des produits stockés tels que les grains de céréales contre l'attaque des champignons et même le blocage de leur écotoxigénèse (Tripathi et Dubey, 2004). L'inhibition de la synthèse des mycotoxines en présence d'extraits est due essentiellement aux composés phytochimiques. Hua et al., (1999) rapportent que les composés phénoliques inhibent au début plutôt qu'à la fin les étapes de la voie de biosynthèse d'AFB1. Gharabi et al., (2008) rapportent que l'inhibition de la synthèse des aflatoxines est en relation avec le temps de contact et la dose de l'extrait.

3.3. Détermination de l'activité antioxydant de l'extrait *d'A.herba alba* in-vitro

3.3.1. Test de DPPH

Le test DPPH a été choisi, en raison de sa simplicité, rapidité, sensibilité et de sa reproductibilité. Le composé chimique 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (α, α -diphényle- β -picrylhydrazyle) fut l'un des premiers radicaux libres utilisés pour étudier la relation structure-activité antioxydant des composés phénoliques.

L'activité antioxydant d'extrait *d'Artemisia herba alba* vis à vis le radical DPPH a été évaluée spectrophotométriquement en suivant la réduction de ce radical qui s'accompagne par son passage de la couleur violette à la couleur jaune mesurable à 517 nm. donc ce test est basé sur la réduction d'une solution alcoolique de DPPH en présence d'un antioxydant qui donne un hydrogène ou un électron et par la suite la forme non radicalaire DPPH-H est formée (Figure 11).

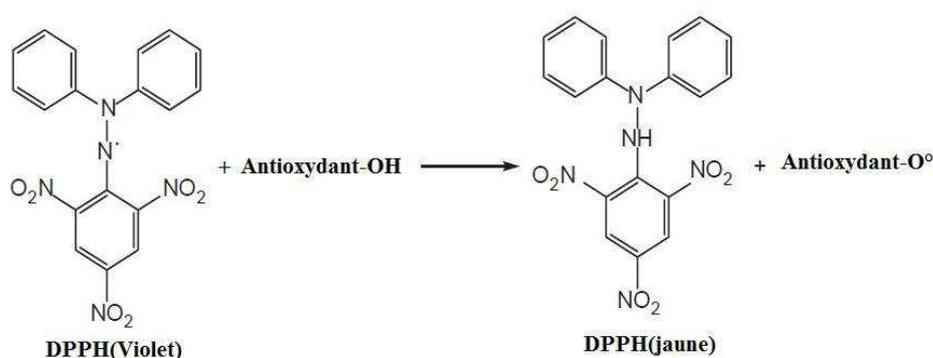


Figure 11 : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH (Majhenic et al., 2007).

La capacité de réduction est déterminée par une diminution de l'absorbance induite par des substances anti radicalaires (**Majhenic et al., 2007**). Ce test permet alors d'obtenir des informations sur le pouvoir anti-radicalaire direct de différentes substances phénoliques des extraits (**Molyneuxs, 2004**).

À fin de comparer les résultats deux antioxydant standards sont utilisés l'acide gallique et le BHT.

Les résultats obtenus de la cinétique d'inhibition de DPPH montrent que l'extrait brut de la plante *A.herba alba* a une activité anti radicalaire dose dépendante (**Figure.12**). IC_{50} un paramètre utilisé pour estimer l'activité antioxydant. Plus cette concentration est faible plus l'effet antioxydant est très élevé (**Boumerfeg et al., 2012**). La présent étude démontre que notre extrait possède une excellente capacité de neutralisation du radical libre DPPH avec un IC_{50} de 0.0369 ± 0.0004 pas loin de celle de l'acide gallique et 2.4 fois supérieur à celle du BHT ($P \leq 0.001$) (**Figure 13**). Ces résultats rejoignent ceux trouvé par Popovici et ces collaborateurs (2009) qu'ils ont montré que l'acide gallique représente le composé le plus actif, en utilisant le DPPH et plus importante que ceux trouvé par Boudjelal Amel en 2012 dans la région de Msila (0.56 ± 0.2 mg /ml).

Benzie et Strain (1996) ont considéré l'antioxydant comme toute molécule capable de réduire les espèces oxydantes qui peuvent endommager les structures biologiques. Ces auteurs ont donc interprété l'activité antioxydant comme la capacité réductrice. Cependant, le pouvoir antioxydant d'un antioxydant n'est pas nécessairement égal à sa capacité de réduire le DPPH. Liu et al. (2008), ont testé l'effet synergétique entre plusieurs antioxydants en utilisant le test de DPPH. Ils ont montré l'existence de plusieurs facteurs qui influence l'effet synergétique d'un mélange des antioxydants dans un système biologique. La concentration et la combinaison sont les facteurs les plus importants qui influencent sur la synergie moléculaire. Il a été montré que des concentrations et des combinaisons particulières des antioxydants ont une activité supérieure à celle des molécules pures. Popovici et ces collaborateurs (2009), ont montré que la structure chimique et la polarité de l'antioxydante sont déterminantes pour sa capacité à piéger les radicaux libres. Il existe une hétérogénéité structurale au sein des composés phénoliques, hétérogénéité qui se traduit par des propriétés différentes.

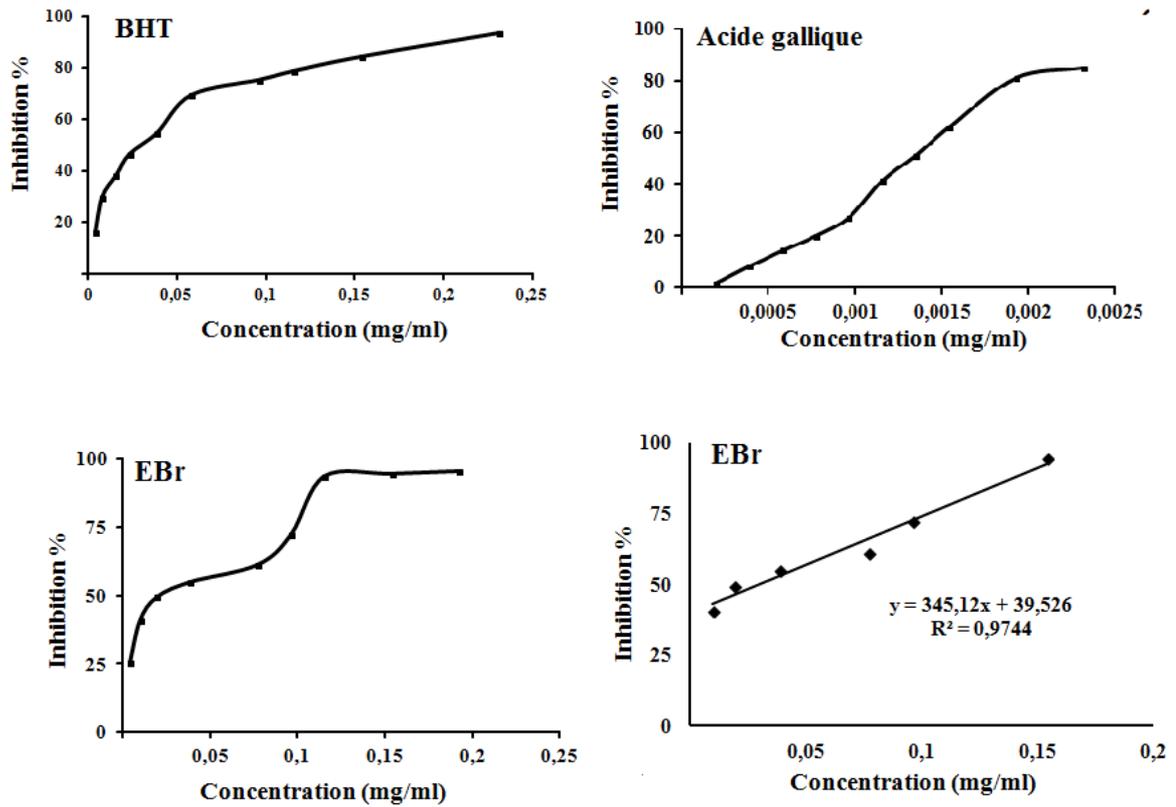


Figure 12 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH en fonction des concentrations des standards et de l'extrait de *d'Artemisia herba alba*. Chaque valeur représente la moyenne de trois essais \pm SD

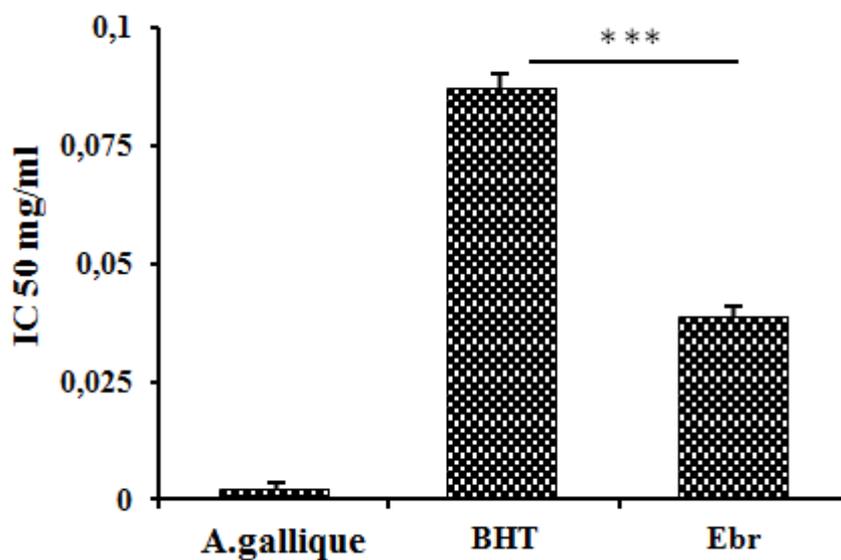


Figure 13: L'activité anti-radicalaire de l'extrait brut et des standards. Chaque valeur représente la moyenne \pm SD (n = 3). ***: $p \leq 0.001$

3.3.2. Le test de Blanchissement du β -carotène

La technique de blanchissement du β -carotène permet d'évaluer l'activité antioxydant des extraits spectrophotométriquement par l'inhibition de l'oxydation de l'acide linoléique en suivant la décoloration du β -carotène à 490 nm. Dans ce test, l'oxydation de l'acide linoléique génère des radicaux peroxydes suite à l'abstraction des atomes d'hydrogène à partir de groupements méthylènes de l'acide linoléique. Ces radicaux libres vont par la suite oxyder le β -carotène hautement insaturé entraînant ainsi la disparition de sa couleur (**Tepe et al., 2005**). Cependant, la présence d'un antioxydant pourrait neutraliser les radicaux dérivés de l'acide linoléique et/ou inhiber l'oxydation donc prévenir le blanchissement du β -carotène (**Naidu et al., 2011**). La cinétique de l'activité de l'extrait d'*A.herba alba* et des antioxydants standards (BHT) le méthanol, l'eau pendant un intervalle de temps entre 1 h à 24 h présentée dans la (**figure 14**) a été suivie.

Le BHT utilisé comme contrôle positif et montrent une courbe sous forme d'un plateau ce qui explique leur pouvoir antioxydant très efficace. En comparaison avec le standard ($92,11 \pm 7,54$ %), notre extrait inhibe efficacement le blanchissement du β -carotène avec un pourcentage d'inhibition de ($82,51 \pm 17,79\%$) ce qui démontre une excellente efficacité (**Figure 15**).

Ces résultats sont plus importants que ceux trouvés par: Djeridane et al (2006) *Artemisia campestris* (25,00), *Artemisia arborescens* (13,32), *Artemisia herba alba* (11,60). Cette activité antioxydante peut être due à la teneur élevée en polyphénols, ce qui est en accord avec Boumerfeg et ses collaborateurs (2012) plus la teneur en polyphénols est élevée, l'activité antioxydante est élevée. Plusieurs études ont montré que l'effet antioxydant de sources naturelles est dû à leurs composés phénoliques (**Yang et al., 2002**). Un extrait qui retarde ou inhibe le blanchissement du β -carotène peut être décrit comme un piègeur de radicaux libres et comme un antioxydant primaire (**Liyana-Pathirana et Shahidi, 2006**). Selon plusieurs auteurs, le test d'inhibition de l'oxydation de l'acide linoléique couplée à celle du β -carotène, paraît très utile comme un modèle mimétique de la peroxydation des lipides dans les membranes biologiques (**Ferreria et al., 2006**).

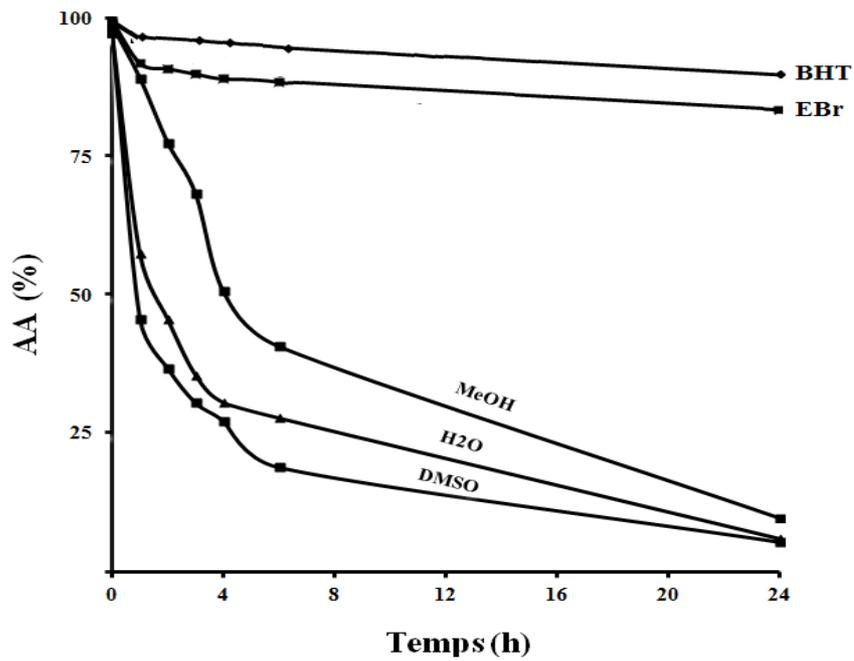


Figure 14: La cinétique de blanchissement du β -carotène à 490 nm en absence et en présence de l'extrait d'*A.herba alba* (EBr), du BHT, MeOH, DMSO et H₂O. Chaque valeur représente la moyenne \pm SD (n = 3).

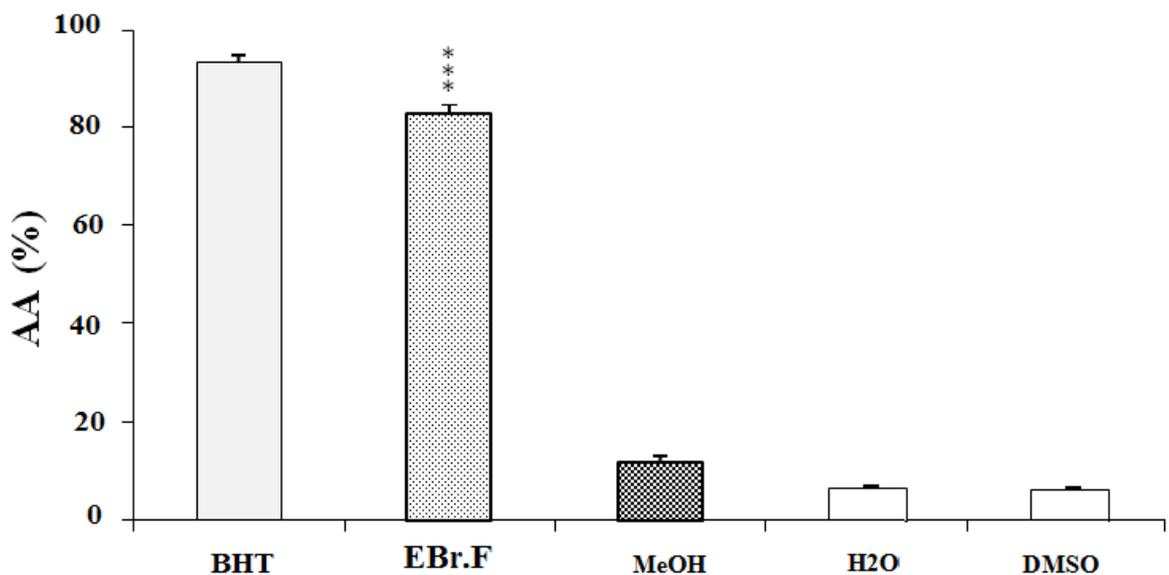


Figure 15: Activité antioxydant de l'extrait d'*A. herba alba* du BHT à 24 h, par le test de β -carotène / acide linoléique. Chaque valeur représente la moyenne \pm SD (n = 3).). *** : $p \leq 0.001$, comparant avec le contrôle positif BHT.

Le test du β -carotène est similaire à un système d'émulsion de lipides dans l'eau, les antioxydants apolaires se concentrent à l'interface lipide-eau ce qui prévient la formation des radicaux lipidiques et l'oxydation du β -carotène, donc ils exposent des propriétés antioxydant importantes. Alors que les antioxydants polaires sont moins efficaces dans la protection des lipides car ils restent dans la phase aqueuse (**Frankel et Meyer, 2000**). D'autres chercheurs ont montré aussi que les différences de solubilité des flavonoïdes et la partition des composés entre les deux phases d'un système eau-lipidique influencent son activité (**Burda et Oleszek, 2001**).

Résumé

Dans la présente étude on a tenté d'évaluer l'activité antioxydant et antifongique de l'extrait brute, préparé à partir de la partie aérienne de la plante médicinale *Artemisia herba alba*. L'estimation quantitative des polyphénols totaux par la méthode de Folin-Ciocalteu et des flavonoïdes par la méthode de trichlorure d'aluminium, montre que l'extrait brut de feuilles (EBr. F) est riche en ces composés ($64,45 \pm 2,9 \mu\text{g EAG/mg}$ d'extrait et $10,09 \pm 1,57 \mu\text{g EQ/mg}$ d'extrait) respectivement.

L'évaluation du pouvoir antifongique de l'extrait par la méthode de diffusion dans un milieu solide montre que l'EBrF possède une activité antifongique sur l'*Aspergillus Niger*, et le maximum d'inhibition obtenu est de 52,94 % ($P \leq 0.001$) à la concentration $C_{100\text{mg/ml}}$. Par ailleurs, la concentration $C_{50\text{mg/ml}}$ à donner un pourcentage d'inhibition de 27,45 ($P \leq 0.001$). Tandis que la concentration $C_{25\text{mg/ml}}$ s'est révélée sans effet inhibiteur considérable sur la croissance de la souche mycélienne testée (15.16 %).

L'activité antioxydant a été évaluée en utilisant deux méthodes différentes: la méthode de réduction de radical libre DPPH et la technique de blanchissement du β -carotène. Pour le premier test il a été estimée que l'EBrF possède une excellente capacité de neutralisation du radical libre DPPH avec un IC_{50} de 0.0369 ± 0.0004 pas loin de celle de l'acide gallique et 2.4 fois supérieur à celle du BHT ($P \leq 0.001$). Et pour le test de blanchissement du β -carotène, les résultats de notre extrait inhibent efficacement le blanchissement du β -carotène avec un pourcentage d'inhibition de ($82,51 \pm 17,79\%$) ce qui démontre une excellente efficacité de l'extrait.

D'après les résultats obtenus dans ce travail, on peut dire que la plante étudiée possède une activité biologique considérable.

Mots clés: *Artemisia herba alba*, *Aspergillus Niger*, Activité antifongique, Activité antioxydant, DPPH, β -carotène.

المخلص

من خلال هذه الدراسة قمنا بتقييم النشاط المضاد للأوكسدة والمضاد للفطريات للمستخلص الخام المحضر من القسم الهوائي للنبتة الطبية *Artemisia herba alba*. التقييم الكمي للبوليفينول الكلي بطريقة Folin-Ciocalteu , و الفلافونويد بطريقة ثلاثي كلوريد الالمنيوم . تبين ان المستخلص الخام للأوراق غني بهذه المركبات ($64,45 \pm 2,9$ ميكرو غرام مكافئ لحمض الغاليك / مغ من المستخلص ، $10,09 \pm 1,57$ ميكرو غرام كيرسيتين / مغ من المستخلص) على التوالي .

من جهة اخرى بينت نتائج تقييم فعالية المستخلصات المضادة للفطريات بطريقة الانتشار في وسط صلب ان المستخلص الخام يملك نشاط مضاد للفطر *Aspergillus Niger* و اقصى حد التثبيط هو 52,94 ($P \leq 0.001$) المكافئ للتركيز $C_{100\text{mg/ml}}$. من جهة اخرى التركيز $C_{50\text{mg/ml}}$ اعطى نسبة تثبيط 27,45 ($P \leq 0.001$) ، في حين التركيز $C_{25\text{mg/ml}}$ ليس لديه تثبيط معتبر على نمو النوع الفطري المختبر (15,16 %).

كما درست النشاطية المضادة للأوكسدة باستعمال طريقتين مختلفتين : طريقة ارجاع الجذور الحرة DPPH و طريقة تبييض β - carotène الطريقة الاولى اظهرت ان المستخلص له قدرة تعديلية ممتازة للجذور الحرة DPPH مع IC_{50} 0.0369 ± 0.0004 ليست بعيدة عن حمض قاليك و 2.4 مرة اكثر من BHT ($P \leq 0.001$) اما طريقة تبييض β -carotène فنتائج مستخلصنا تثبت بشكل فعال مع نسبة تثبيط قدرت ($82,51 \pm 17,79\%$) والتي بدورها بينت الفعالية الممتازة للمستخلص.

من خلال النتائج التي تحصلنا عليها يمكننا القول بان النبات المدروسة تمتلك نشاط بيولوجي معتبر .
الكلمات مفتاح: *Artemisia herba alba*، *Aspergillus Niger* ، النشاط المضاد للفطريات، النشاط المضاد للأوكسدة، DPPH ، β -carotène .

Conclusion

De nos jours, un grand nombre des plantes aromatiques et médicinales possède des propriétés biologiques très importantes qui trouvent de nombreuses applications, dans divers domaines à savoir en médecine, pharmacie, cosmétologie et l'agriculture. Ce regain d'intérêt vient d'une Part du fait que les plantes médicinales représentent une source inépuisable de substances bioactives, et d'autre part les effets secondaires induits par les médicaments inquiètent les utilisateurs qui se retournent vers des soins moins agressifs pour l'organisme.

Ce travail a été mené dans le cadre de la valorisation de l'activité antifongique et antioxydant de l'extrait brut, concerné une plante appartient à la famille des Astéracées, Employée en Algérie comme un aliment et gras à ses propriétés thérapeutiques.

Dans le présent travail, différents aspects d'*Artemisia herba alba* ont été étudiés: quelques propriétés phytochimique et activités antioxydants et antifongique de l'extraits brut.

L'extraction méthanolique (85%) a permis d'obtenir de rendement (24.6%), qui diffèrent en fonction des solvants utilisés.

Quantitativement, l'évaluation du contenu des polyphénols totaux en adoptant la méthode de Folin-Ciocalteu qui révèle la présence des quantités importantes en polyphénols ($64.45 \pm 1.04 \mu\text{g EAG/mg}$ d'extrait). De même nous avons dosé les flavonoïdes par la méthode d' AlCl_3 qui nous mène présentent des teneurs modérées de l'ordre de ($10.09 \pm 0.14 \mu\text{g EQ /mg}$ d'extrait), respectivement.

Au cours de cette étude nous avons réalisé également un test antifongique vis-à-vis un champignon pathogène « *A. Niger* ».

Les résultats obtenus montrent que l'extrait méthanolique d'*Artemisia herba alba* à la concentration $C_{100\text{mg/ml}}$ révèle une activité antifongique importante sur la souche fongique « *A. Niger* » qui se manifeste par une inhibition de l'ordre de 52,94 % ($P \leq 0.001$). Par ailleurs, la concentration $C_{50\text{mg/ml}}$ à donner un pourcentage d'inhibition de 27,45 ($P \leq 0.001$). Tandis la concentration $C_{25\text{mg/ml}}$ s'est révélé sans un effet inhibiteur considérable sur la croissance de la souche mycélienne testée (15.16 %).

L'activité antioxydant de l'extrait d'*A. herba alba* a été évaluée par deux méthodes: la méthode de réduction du radical libre DPPH, et le test de blanchissement du β -carotène, Pour le premier test La présent étude démontre que notre extrait possède une excellente capacité de neutralisation du radical libre DPPH avec un IC_{50} de 0.0369 ± 0.0004 pas loin de celle de

l'acide gallique et 2.4 fois supérieur à celle du BHT ($P \leq 0.001$) et pour le test de blanchissement du β -carotène les résultats de notre extrait inhibe efficacement cette extrait avec un pourcentage d'inhibition de $(82,51 \pm 17,79\%)$ ce qui démontre excellent efficacité d'extrait. À la suite de ces résultats, il serait donc intéressant d'étendre l'éventail des tests antioxydants et antifongique ainsi que la caractérisation des composés actifs dans les différents extraits en vue d'identifier les différentes molécules responsables des différentes activités biologiques de cette plante. L'ensemble de ces résultats obtenus in vitro ne constitue qu'une première étape dans la recherche de substances d'origine naturelle biologiquement active, une étude in vivo est souhaitable, pour obtenir une vue plus approfondie sur les activités antioxydants et antifongique de l'extrait de cette plante.

Et comme perspectives:

- l'amélioration des capacités d'adaptation des systèmes de production pour produire de Nouvelles technologies et les mettre à la disposition des agriculteurs à travers les organismes de développement et de vulgarisation.
- Développer des produits à base de plantes qui être un alternatif à l'utilisation des produits de synthèse pour lutter contre les agents pathogènes
- Contribution à la mise en œuvre d'une stratégie nationale d'exploitation, de Production et de valorisation des Plantes Aromatiques et Médicinales.