

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE



Université Mustapha STAMBOULI de Mascara

Faculté des Sciences de la Nature
et de la Vie



جامعة مصطفى السطبولي بمسكرا
كلية علوم الطبيعة
والحياة



Département de Biologie

THESE

En vue de l'obtention du diplôme de

DOCTORAT

En Sciences de la nature et de la vie

Option : Microbiologie

Présenté par : Mr MOGHTET Snoussi

THEME

**EFFETS ANTIFONGIQUES DES EXTRAITS DE
SIX PLANTES SAHARIENNES (*Anvillea
radiata, Aristida pungens, Artemisia herba
alba, Asphodelus tenuifolius, Capparis
spinosa* et *Salsola vermiculata*) ET LEUR
IMPACT SUR LE STOKAGE DE BLE TENDRE
PAR LA METHODE D'ENROBAGE.**

Soutenu le : 25 /09 /2018

Devant le jury composé de :

Président de jury :	M _r BELABID L.	Professeur à l'université de Mascara
Examineur :	M _r CHERIGUENE A.	Professeur à l'université de Mostaganem
Examineur :	M _r HARIRI A.	MCA à l'université de Mascara
Examinatrice :	M ^{me} CHOGRANI F.	Professeur à l'université de Mostaganem
Directeur de thèse :	M _r MOUSSAOUI A.	Professeur à l'université de Béchar
Co-directeur de thèse :	M _r MEDDAH B.	Professeur à l'université de Mascara

Année universitaire : 2017- 2018

DEDICACES

A ceux sans lesquels je n'aurais jamais été ce que je suis....

A ceux qui m'ont poussé et encouragé pour arriver au bout du chemin...

A ceux qui m'ont soutenu et m'ont offert le bonheur du succès...

Je dédie ce modeste travail à ceux qui me sont les plus chers au monde...

MES PARENTS,

MES FRÈRES ET SOEURS,

MA FEMME ET MES ENFANTS...

Et tous ceux qui j'aime....

MOGHTEB S.

REMERCIEMENTS

Au nom d'Allah, le Clément, le Miséricordieux

Avant tout, louanges et merci à mon seigneur, Dieu le tout puissant.

Le présent travail de thèse a été réalisé dans le laboratoire valorisation des ressources végétales et sécurité Alimentaire des zones semi arides du sud-ouest de l'Algérie (V. R. V. S. A) sous la direction de Monsieur **MOUSSAOUI Abdellah**. Avec une rigueur et un intérêt constant, Monsieur et professeur **MOUSSAOUI A.** a dirigé ce travail avec beaucoup d'enthousiasme en me faisant bénéficier de ses compétences scientifiques. Je tiens à lui exprimer ma très grande reconnaissance et le témoignage de mon profond attachement pour l'attention qu'il a porté à cette thèse, pour les encouragements, pour la confiance qu'il m'a toujours témoignée, sa constante disponibilité et la gentillesse dont il a fait preuve à mon égard.

Que monsieur **MEDDAH Boumediene** professeur et Vice-recteur chargé de la Formation Supérieure du Troisième Cycle, l'Habilitation Universitaire, la Recherche Scientifiques et la Formation Supérieure de Poste Graduation (Université Mascara) trouve ici l'expression de mes vifs remerciements pour avoir bien voulu être les rapporteurs de cette thèse malgré leurs nombreuses occupations et pour l'honneur qu'ils me font en acceptant de participer au Jury de cette thèse.

Je profite de cette occasion d'exprimer ma profonde reconnaissance à Ma femme docteur **MENAD Najett** Docteur au centre universitaire Nour El bachir - Elbayadh pour l'intérêt qu'il a porté à ce travail et son dynamisme m'ont chaque fois permis de rebondir dans les moments difficiles. Je la remercie vivement pour l'aide scientifique précieuse et tous les conseils qu'il a pu me fournir et pour les encouragements et les conseils qu'il n'a cessé de me prodiguer durant les années de préparation de ma thèse et pour la confiance qu'il m'a toujours témoignée.

Par ailleurs, Je tiens à avouer sincèrement ma profonde gratitude à Monsieur **BELABID. L** Professeur à la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université Mustapha Stambouli -Mascara- , de l'honneur qu'il me fait d'avoir accepté de présider le jury de ma thèse.

Je remercie vivement Monsieur Le maître de conférence A **HARIRI A.** "Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université Mustapha. Stambouli de Mascara" et professeurs **CHERIGUENE A.**, et **CHOGRANI F.** à l'université de Mostaganem Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie malgré ses importantes charges, d'accepter de juger mes travaux de thèse en tant qu'examineurs.

Je suis également très redevable à tous les ami(e)s .

Je les remercie pour l'aide et les facilités analytiques qu'ils m'ont offertes, leurs soutien moral et matériel, leur disponibilité pour la réalisation des analyses, l'ambiance, l'amitié que j'ai trouvée auprès d'eux et qui il ont été toujours près de moi.

Résumé

Les champignons toxigènes sont des contaminants naturels des céréales (le blé tendre...). Et les plantes occupent une place importante dans la recherche des substances antifongiques.

Pour cela, une enquête mycologique sur un total de 50 échantillons de blé tendre, importé et commercialisé au Nord et au sud d'Ouest algérien, ont été prélevés de différents navires accostés au niveau du port de Mostaganem. En suite six plantes (*Anvillea radiata*, *Aristida pungens*, *Artemisia herba alba*, *Asphodelus tenuifolius*, *Capparis spinosa* et *Salsola vermiculata*) ; ont été récoltées sur les sites différents de sud d'Algérie; intégrer pour le test antifongique.

Dans ce travail, on a analysé le taux de contamination des échantillons par les moisissures, en utilisant, la méthode d'ULSTER, et en utilisant, également, la CCM pour la détection des mycotoxines. En suite on a testé cinq extraits in vitro sur huit souches de moisissures et in vivo pour confirmer l'efficacité de la méthode de stockage par enrobage.

Le taux de contamination des échantillons par les moisissures a enregistré une grande valeur de 46,008 %; *Aspergillus* a été le genre le plus dominant (46,10 %); *Penicillium* et *Mucorales* ont été peu fréquents (22,20 % et 27,44 % respectivement); et *Monilia* a été le genre le moins abondant dans les échantillons analysés.

Parmi les *Aspergillus* (*A.Flavus* et *A.Parasiticus*), on a trouvé que 90 % des espèces identifiés sont potentiellement toxigènes. La détection des mycotoxines a révélé que 40,90 % des échantillons sont contaminés.

Tous les extraits étudiés ont exercées un très bon pouvoir antifongique notamment avec les extraits des plantes (*Anvillea radiata*, *Artemisia herba alba*).

Il existe une variabilité dans l'efficacité d'inhibition; il dépend de la composition chimique de chaque espèce de plantes, il dépend de la concentration des extraits et il dépend de l'espèce fongique.

Les résultats montrent un effet antifongique remarquable par la plupart des extraits testés. La diminution du niveau de champignons observé dans les échantillons de blé démontre l'efficacité du stockage des grains par la méthode d'enrobage.

Mots-clés : Blé tendre, moisissures, plantes médicinales, effet antifongique, stockage par enrobage.

Abstract

Toxinogenic fungi are natural contaminants in cereals (soft wheat...) and plants play an important role in the search for antifungal substances.

To this end, a mycological survey of a total of 50 samples of soft wheat imported and marketed in the North and South West of Algeria was taken from various vessels docked at the port of Mostaganem. Five plants (*Anvillea radiata*, *Aristida pungens*, *Artemisia herba alba*, *Asphodelus tenuifolius*, *Capparis spinosa* and *Salsola vermiculata*); Were harvested from different sites in the south of Algeria; For the antifungal test.

In this work, the contamination rate of the samples was analysed by molds, using the ULSTER method, and also using TLC for the detection of mycotoxins. As a result, five in vitro extracts were tested on eight mold strains and in vivo to confirm the effectiveness of the coating method.

The contamination rate of the samples by molds recorded a high value of 46,008%; *Aspergillus* was the most dominant genus (46.10%); *Penicillium* and *Mucorales* were infrequent (22.20% and 27.44% respectively); And *Monilia* was the least abundant in the samples analysed.

Among the *Aspergillus* (*A. Flavus* and *A. Parasiticus*), 90% of the identified species were found to be potentially toxinogenic. The detection of mycotoxins revealed that 40.90% of the samples are contaminated.

All the extracts studied exerted a very good antifungal effect notably with the extracts of the plants (*Anvillea radiata*, *Artemisia herba alba*). There is variability in inhibitory efficacy; It depends on the chemical composition of each plant species, it depends on the concentration of the extracts and it depends on the fungal species.

The results show a remarkable antifungal effect by most of the extracts tested. The decrease in the level of fungi observed in wheat samples demonstrates the effectiveness of grain storage by the coating method.

Keywords: Soft wheat, molds, medicinal plants, antifungal effect, storage by coating.

الملخص:

تعتبر الفطريات السامة ملوثات طبيعية للحبوب (القمح اللين...)، فهي تحتوي سموما خطيرة على صحة الإنسان و الحيوان ،والنباتات تلعب دورا هاما في البحث عن المواد المضادة للفطريات.

ولتحقيق هذه الغاية، قمنا بجمع 50 عينة من القمح الطري المستورد والمسوق في شمال وجنوب غرب الجزائر من مختلف السفن التي رست في ميناء مستغانم. خمس نباتات (أنفيليا رادياتا، أريستيدا البنجنس، أرتيميسيا هيربا ألبا، أسفودلوس تيفوليوس، كابريس سبينوسا و سالسولا فيرميكولاتا)؛ تم قطفها من مواقع مختلفة في جنوب الجزائر؛ لاختبارها على الفطريات.

في هذا العمل، قمنا في هذا البحث بتحليل نسبة تلوث العينات بالفطريات باستعمال طريقة أولستر، وأيضا استعمال CCM للكشف عن السموم الفطرية. ثم اختبرنا مستخلصات النباتات الخمسة على ثمانية فطريات مختلفة و اختبرنا طريقة لتخزين البذور وذلك بتحنيطها بالمستخلصات المائية النباتية.

بلغ معدل التلوث الفطري للعينات نسبة 46.008٪. حيث كان جنس أسبرجليس الأكثر تواترا بنسبة 46.10٪. % ، كما وجدنا جنسي بنسليوم و مكورالس بنسب أقل (22.20٪ و 27.44٪ على التوالي). وكان مونيليا أقل وفرة في العينات التي تم تحليلها.

وقد توصلنا إلى أن 88.88% من الأنواع المشخصة من جنس أسبرجليس (*A.flavus* et *A.parasiticus*) هي منتجة للسموم الفطرية. و عند الكشف عن السموم الفطرية وجدنا 40.90٪ من العينات ملوثة.

جميع المستخلصات التي تمت دراستها لها تأثير مضاد للفطريات جيد جدا وخاصة مع مقتطفات من النباتات (أنفيليا رادياتا، أرتيميسيا هيربا ألبا). هناك تباين في فعالية المثبطة. ذلك يعتمد على التركيب الكيميائي لكل نوع من النباتات، فإنه يعتمد على تركيز المستخلصات ويعتمد على الأنواع الفطرية.

كما أظهرت النتائج تأثير مضاد للفطريات ملحوظ من قبل معظم مقتطفات اختبارها. إن الانخفاض في مستوى الفطريات الملحوظة في عينات القمح يدل على فعالية تخزين الحبوب بطريقة التحنيط.

الكلمات المفتاحية: القمح اللين، الفطريات، النباتات الطبية، تأثير مضاد للفطريات، التخزين بالتحنيط.

LISTE DES ABRÉVIATIONS

A. candidus: *Aspergillus candidus*

A. flavus: *Aspergillus flavus*

A. fumigatus: *Aspergillus fumigatus*

A. glaucus: *Aspergillus glaucus*

A. nidulans: *Aspergillus nidulans*

A. niger: *Aspergillus niger*

A. radiata: *Anvillea radiata*

A. terreus: *Aspergillus terreus*

ADN: Acide désoxyribonucléique

AFB1: Aflatoxine B1

AFG1: Aflatoxine G1

AFs: Aflatoxines

AFSSA: Agence française de sécurité sanitaire des aliments

A. herba-alba: *Artemisia herba-alba*

apr. J-C: Après Jésus Christ

A. pungens: *Aristida pungens*

A. tenuifolius: *Asphodelus tenuifolius*

av. J-C: avant Jésus Christ

Aw: Activité de l'eau

CCM: Chromatographie sur couche mince

CDA: Czapek Dextrose Agar

cis: Du même côté

C. spinosa: *Capparis spinosa*

CYA : Czapek Yeast Extract Agar

DRBC: Dichloran-rose bengal chloramphénicol.

FAO: Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture

FeCl₃: Chlorure de fer

F. solani: *Fusarium solani*

F. proliferatum: *Fusarium proliferatum*

G25N: 25% Glycérol Nitrate Agar.

G.P.S: Système mondial de positionnement ou Géo-positionnement par satellite.

ISO: Organisation internationale de normalisation

MEA: Malt Extract Agar.

NaOH: Hydroxyde de sodium

NH₄OH: Hydroxyde d'ammonium

OAIC: Office Algérien Interprofessionnel des Céréales

OTA: Ochratoxine A

PCR: Réaction en chaîne par polymérase

PDA ac: La gélose dextrosée à la pomme de terre acidifié

ppb: Parties par milliard

P. camembertii: *Penicillium camembertii*

P. chrysogenum: *Penicillium chrysogenum*

P. citrinum: *Penicillium citrinum*

P. cyclopium: *Penicillium cyclopium*

P. fellutatum: *Penicillium fellutatum*

P. italicum: *Penicillium italicum*

P. nalgiovense: *Penicillium nalgiovense*

P. purpurogenum: *Penicillium purpurogenum*

P. roquefortii: *Penicillium roquefortii*

S. vermiculata: *Salsola vermiculata*

spp(sp): Plusieurs espèces d'un genre

UF/kg MS: Pour exprimer la valeur énergétique des aliments destinés aux animaux d'élevage (unité fourragère).

UFC/g: Unité Faisant Colonie par gramme

YES: Yeast Extract Sucrose

Listes des figures

Figure 1 : principaux ports céréaliers d'Algérie	07
Figure 2 : Vue satellitaire du port de Mostaganem	07
Figure 3 : Port de Mostaganem (silos de l'OAIC)	08
Figure 4 : Évolution de l'importation de blé tendre au niveau de port de Mostaganem. Source : Document interne des archives OIAC.	08
Figure 5 : Coupe d'un grain de blé et Origine histologique.	09
Figure6 : Microphotographie électronique à balayage d'une coupe transversale du grain de blé Neepawa (grossissement X2000). On distingue la surface arrondie de granules d'amidon (A) et des filaments protéiques (P) dont certains (X) relient les granules entre eux.....	10
Figure7 : Agents d'altération et changements importants sur le blé.....	16
Figure 8 : Principaux caractères morphologiques des <i>Aspergillus</i>	20
Figure 9 : Caractères du thalle de genre <i>Penicillium</i>	21
Figure 10 : Caractères morphologiques des <i>Penicillium</i>	22
Figure 11 : Caractères morphologiques des <i>Fusarium</i>	24
Figure 13 : Voies de biosynthèse des mycotoxines	27
Figure 14 : Structure chimique de l'OTA	29
Figure 15 : De la plante au médicament	39
Figure 16 : Classes majeures des polyphénols	41
Figure 17 : Familles des flavonoïdes	42
Figure 18 : Lignanés	44
Figure 19 : Photo de la plante <i>Salsola vermiculata</i>	47
Figure 20 : Distribution <i>S. vermiculata</i>	48
Figure 21 : Photo de la plante <i>Anvillea radiata</i>	49
Figure 22 : Photos d' <i>Asphodelus tenuifolius</i>	52
Figure 23 : Représente des fragments microscopiques de la plante.....	55
Figure 24 : Photographies de la plante <i>Capparis spinosa</i> . Les feuilles, la fleur et les fruits et les câpres (bourgeons floraux).....	56
Figure25 : Photos de la plante d' <i>Artemisia herba alba</i> dans son milieu naturel au début de la saison de fleuraison.....	61
Figure 26 : Caractéristiques morphologiques d' <i>Aristida pungens</i>	65
Figure 27 : Plan d'échantillonnage selon la norme ISO 13690.....	68
Figure 28 : Echantillons de blé tendre.....	68
Figure 29 : Les prélèvements élémentaires du blé tendre.....	69
Figure 30 : Infratec -appareil utilisé pour la mesure d'humidité	71
Figure 31 : pH mètre.....	71
Figure 32 : Schéma du mode opératoire d'agrégage selon la norme internationale ISO 7970 : 2000	72
Figure 33 : Méthode directe d'Ulster	73
Figure 34 : Méthode culture sur lame.....	75
Figure 35 : Type d'inoculation des différents isolats d' <i>Aspergillus</i>	76
Figure 36 : Type d'inoculation des différents isolats de <i>Penicillium</i>	76
Figure 37 : Extraction des mycotoxines.....	78
Figure 38 : Schéma explicatif des extractions chloroformiques.....	79
Figure39 : Sites de récolte les échantillons de plantes.....	80

Figure 40: Étapes de criblage phytochimique.....	81
Figure 41: Étapes d'extractions.....	87
Figure 42: Étapes d'extractions ; (1) plante (2) plante dans les cartouches d'extraction, (3) soxhlet multipostes (4) concentration par rotavapeur (5) extrait concentré (6) solvants d'extraction.....	88
Figure 43: mesure les diamètres des colonies de moisissures.....	89
Figure 44: Echantillons enrobés par les extraits de plantes pendant le stockage.....	90
Figure 45 : L'histogramme de pH, HR% et GC%	93
Figure 46: Description de la population fongique par la méthode d'Ulster.....	94
Figure 47 : (1) Planche des quelques grains contaminés par des moisissures (2) Pourcentage des grains contaminés par diverses moisissures par la méthode d'Ulster	95
Figure 48 : Planche de quelques boites pétries utilisée pour la méthode d'Ulster	97
Figure 49 : Histogramme de la fréquence de contamination (méthode de dilution)	98
Figure 50 : Fréquence d'apparition des genres / espèces dans les échantillons par la méthode de dilution.....	99
Figure 51: Planches des quelques boites de Pétri (milieu PDA) utilisée pour la méthode de dilution.....	100
Figure 52 : Champignons isolés des échantillons de blé analysés observés au microscope optique au grossissement 40 et leurs caractères cultureux sur milieu PDA ; (A) : <i>Eurotium sp</i> , (B) : <i>Alternaria sp</i> , (C) : <i>Monilia sp</i> , (D) : <i>Fusarium sp</i> , (E) : <i>Mucorales</i> , (F) : <i>Penicillium sp</i> , et quelques especes <i>Aspergillus</i> dont ; (1) : <i>A. niger</i> , (2) : <i>A. flavus</i> , (3) : <i>A. clavatus</i> , (4) : <i>A. fumigatus</i> , (5) : <i>A. terreus</i> et (6) : <i>A. parasiticus</i>	101
Figure 53 : Chromatographie sur une couche mince de 08 espèces d' <i>A. flavus</i> et <i>A. parasiticus</i> isolés et identifiés sont potentiellement mycotoxinogènes (G1 :AFG1,B1 : AFB1, O : OTA, et S : souche).....	102
Figure 54 : Quelques résultats de criblage phytochimique (1: flavonoïdes, 2: Quinolone, 3: Stérol terpénique, 4: Terpanoïdes, 5: Alcaloïdes bases, 6: Amidon, 7: composé réducteurs, et 9: Emodol).	103
Figure 55 : Rendements d'extraction en (%) obtenus.....	104
Figure 56: Les résultats relatifs à la croissance des moisissures étudiées soumises à l'action des différentes concentrations des extraits testés <i>Anvillea radiata</i> sont illustrés dans huit graphes.....	107
Figure 57: Les résultats relatifs à la croissance des moisissures étudiées soumises à l'action des différentes concentrations des extraits testés <i>Aristida pungens</i> sont illustrés dans huit graphes.....	108
Figure 58: Les résultats relatifs à la croissance des moisissures étudiées soumises à l'action des différentes concentrations des extraits testés d' <i>Artemisia herba alba</i> sont illustrés dans huit graphes.....	109
Figure 59: Résultats relatifs à la croissance des moisissures étudiées soumises à l'action des différentes concentrations des extraits testés d' <i>Asphodelus tenuifolius</i> sont illustrés dans huit graphes.....	110
Figure 60: Résultats relatifs à la croissance des moisissures étudiées soumises à l'action des différentes concentrations des extraits testés de <i>Capparis spinosa</i> sont illustrés dans huit graphes.....	111

Figure 61: Les résultats relatifs à la croissance des moisissures étudiées soumises à l'action des différentes concentrations des extraits testées de <i>Salsola vermiculata</i> sont illustrés dans huit graphes.....	112
Figure 62 : Les résultats relatifs à la fréquence de contamination des moisissures étudiées soumises à l'action des extraits aqueux des différentes plantes par la Méthode directe.....	114
Figure 63: Les résultats relatifs à la fréquence d'apparition des moisissures des grains étudiés soumises à l'action des extraits des différentes plantes par la Méthode de dilution	116
Figure 64: Quelques résultats de l'efficacité de la methode d'enrobage. (A: les grains avec l'extrait d'enrobage. B: les grains sans l'enrobage.).....	117

Liste des tableaux

Tableau 1 : Composition chimique du grain de blé sèche.....	10
Tableau 2 : Mycotoxines et champignons responsables de leur production ...	26
Tableau 3 : Effets mutagènes, tératogènes et cancérigènes des mycotoxines	27
Tableau 4 : Les principaux représentants de famille d'aflatoxines.....	28
Tableau 5 : Teneurs maximales en aflatoxines exprimées en µg/kg.....	34
Tableau 6 : Réglementation algérienne des teneurs maximales en aflatoxines	35
Tableau 7 : Présentation des échantillons.....	70
Tableau 8 : L'échantillonnage et sites de récolte des plantes obtenus à l'aide de GPS modèle GARMIN e-trex	80
Tableau 9 : Corrélation entre les facteurs.....	94
Tableau 10 : Résultats du criblage phytochimique réalisé sur les plantes sélectionnées.....	103

PODUCTION SCIENTIFIQUES

Communication orale :

- **2 au 3/05/2006** : Participation aux premières journées scientifiques de biologie (Titre: **Dangers des organismes génétiquement modifiés**) au niveau d'université de Mostaganem), Algérie.
- **8 au 9/02/2012** : Participation par deux thèmes aux journées scientifiques sur l'usage de l'eau et le changement climatique (Titre : **bioremédiation des eaux usées de la région de Bechar par la plante dépolluante *Calotropis procera* d'Oued Ksikssou et Traitement des pesticides par des boues activées**) au niveau d'université de Saïda, Algérie.
- **20 au 21/07/2015** : Participation aux dix septièmes conférences internationales sur Food Manufacturing and Safety (**Soft wheat used in this study was marketed in north and southern ouest of Algeria**) à Paris, France.
- **05 au 06/07/2018** : Participation aux premier congrès scientifique international des sciences des Entraînements sportifs (Titre : **sécurité sanitaire des aliments met en garde les sportifs contre les compléments alimentaires et les boissons énergétiques**); au Centre universitaire El Bayadh, Algérie.

Posters :

- **14 au 16/11/2011** : Participation au cinquième colloque international de l'AFEM – Hammamet, Tunisie (Titre : **Détection et identification des souches de moisissures toxino-gènes**).
- **04 au 05/12/2011** : Participation au phytochemistry & bioactive substance conférence – Bechar, Algérie (Titre : **Isolement et identification des souches de moisissures toxino-gènes dans le blé tendre importé et détection des aflatoxines**).
- **19/01/2012** : Participation a la journée internationale des mycotoxines 2012, bordeaux, France (Titre : **Effet des paramètres physicochimiques sur la contamination fongique et mycotoxique dans le blé tendre français commercialisés en Algérie**).
- **03 au 05/02/2012** : Participation aux 3^{èmes} journées internationales scientifiques de l'ATT « Toxicologie, Environnement et Santé » Tabarka, Tunisie (Titre : **Détection des mycotoxines dans le blé tendre importé commercialisé en Algérie**).
- **08 au 10/05/2012** : Participation aux congrès international sur les plantes aromatiques et médicinales à Sidi-Belabass, Algérie (Titre : **Effet antimicrobien de l'huile essentielle de l'ail « *Allium sativum* var. Germidour » sur les souches bactériennes « *kleibseilla pneumoniae*; *proteus mirabilis*; *Escherichia coli* » et un champignon pathogène « *Alternaria solani* »).**
- **15 à 16/05/2012** : Participation aux 5^{èmes} journées internationales de médecine vétérinaire à Constantine, Algérie (Titre : **Étude de la flore fongique et détection d'aflatoxine B1 dans l'aliment de bovin**).

Articles :

1. Titre : Isolement et identification des souches de moisissures toxino-gènes dans le blé tendre importé et détection des mycotoxines.

Auteur : MOGHTET Snoussi, MOUSSAOUI Abdellah et AMROUCHE Abd el illah.
Journal : PhytoChem & BioSub Journal Vol. 5 (1) 2011, ISSN 2170 - 1768.

2. Titre : Effet des paramètres physico-chimiques sur la contamination fongique et mycotoxique dans le blé tendre français commercialisé en Algérie.

Auteur : **MOGHTET Senouci**, KADI Hamid, NAHAL Boudierba Nora, MOUSSAOUI Abdallah, AMROUCHE Abdelilah, LAZOUNI Aderrahmane Hammadi.

Journal : Sciences du vivant > Biologie
ScienceLib Editions Mersenne : Volume 4, N ° 120802, ISSN 2111-4706. (2012)

3. Titre: Antibacterial Activity and phytochemical Screening of *Olea Europaea* Leaves from Algeria.

Auteur: Nahal Boudierba Nora*, Kadi Hamid, Moghtet Snoussi, Meddah Boumediene and Moussaoui Abdellah

Journal: The Open Conference Proceedings Journal, 2012, 3, (Suppl 1-M11), 66–69

4. Titre: The Antibacterial Activity of *Lactococcus Lactis* Sbsp Cremoris against *Salmonella* Sp

Auteur: Menad N, Cheriguene A, Belarbi F, Hammouni R and Moghtet S.

Journal: J Med Microb Diagn 2014, 3:1

5. Titre: The antibacterial activity expressed *in-vitro* and *in-vivo* by *Lactococcus lactis* subsp. *lactis* CNRZ 1427 against *Salmonella* sp.

Auteur : Menad Najett, Chougrani Fadela, Moghtet Snoussi, Cheriguene Abderrahim.

Journal: South Asian Journal Of Experimental Biology. Vol. 4, Issue 5, ISSN: 2230–9799. (2014).

6. Titre: Phytochemical and antibacterial screening of *Citrullus colocynthis* of South-west Algeria.

Auteur: Nahal Boudierba Nora, Kadi Hamid, Moghtet Snouci, Meddah Boumediene and Moussaoui Abdellah.

Journal: J. Chem. Pharm. Res., 2015, 7 (5) : 1344-1348.

7. Titre : Propriétés anti radicalaires d'une plante saharienne *Anastaticahierochuntica*L. Issue d'une région de l'extrême Sud-Ouest algérien.

Auteur : Elhassan BENYAGOUB, Nouria NABBOU et Snoussi MOGHTET.

Journal : Revue des BioRessources Vol 5 N° 2 décembre 2015

8. Titre: Antifungal effect of *Asphodelus tenuifolius* extracts on mycotoxigenic fungi isolates from the imported France soft wheat marketed in the North and southern Owest of Algeria.

Auteur : Moghtet Snoussi, Menad Najett, Meddah Boumediene, Moussaoui Abdallah.

Journal: South Asian J Exp Biol; 6 (1): 01-06; 2016.

9. Titre: *Anvillea radiata* (Aerial Parts): Antifungal Effect on Mycotoxigenic Fungi

Auteur : Moghtet Snoussi, Menad Najett, Meddah Boumediene, Moussaoui Abdellah

Journal : Int. J. Pharm. Sci. Rev. Res., 43 (1), March - April 2017; Article No. 09, Pages: 32–34.

10. Titre: Phytochemical composition of *Anastatica hierochuntica* L., can it fight the toxigenic bacterial agents responsible for food poisoning?

Auteur : Elhassan BENYAGOUB, Dalila RAZNI, Snoussi MOGHTET.

Journal: Microbes and Health, June 2017, 6 (1): 5–8

11. Titre: Antibacterial Activity of *Anastatica hierochuntica* L. Against Some Bacterial Strains.

Auteur : Elhassan BENYAGOUB, Snoussi MOGHTET, Nouria NABBOU, Dalila RAZNI.

Journal: *Algerian Journal of Natural Products* 5:3 (2017) 573–584.

12. Titre: Effect of *Salsola vermiculata* on fungi of French soft wheat and test of grain storage by the coating method.

Auteur : S. Moghtet, N. Menad, B. Meddah, A. Moussaoui.

Journal: J Fundam Appl Sci. 2018, 10 (1), 226–234.

13. Titre: *In-vivo* antifungal activity of the aerial part of *Anvillea radiata* by using a new method of storage by coating grain.

Auteur: Moghtet Snoussi, Menad Najett, Meddah Boumediene and Moussaoui Abdelallah.

Journal: IJPSR, 2018; Vol. 9 (3) : 1297-1300.

DEDICACES.....	
REMERCIEMENTS.....	
RESUME	
ABSTRACT	
الملخص	
LISTE DES ABREVIATIONS	
LISTE DES FIGURES ET PLANCHES	
LISTE DES TABLEAUX	
PODUCTION SCIENTIFIQUES	
SOMMAIRE.....	
INTRODUCTION.....	01
CHAPITRE1 : La situation des céréales en Algérie	05
I.1. Port de Mostaganem et la situation des céréales en Algérie	06
I.2. Structure et Composition histologique et chimique des grains de blé.....	08
I.3. le stockage de blé	11
I.3.1. Stockage en atmosphère modifiée	11
I.3.1.1. Stockage en atmosphère confinée	11
I.3.1.2. Stockage en atmosphère inerte	12
I.3.1.3. Stockage sous vide	12
I.3.2. Stockage en aérobiose	12
I.3.2.1. Le transilage	12
I.3.2.2. La ventilation	13
I.4. les paramètres d'altération de blé	13
CHAPITRE II Moisissures et mycotoxines dans le blé tendre.....	17
II .1. Moisissures dans les céréales	18
II .1.1. <i>Aspergillus spp</i>	18
II .1.1.1. Caractères cultureux généraux	18
II .1.1.2. Morphologie microscopique	19
II .1.2. <i>Penicillium spp</i>	20
II .1.2.1. Caractères cultureux généraux	20
II .1.2.2. Morphologie microscopique	21
II .1.3. <i>Fusarium spp</i>	23
II .1.3.1. Caractères cultureux généraux	23
II .1.3.2. Morphologie microscopique	23
II .2. Contamination des céréales par les mycotoxines	25
II .2.1. Les aflatoxines	28
II .2.2. Ochratoxine A	29
II .2.3. Mycotoxinogénèse	30
II .2.3.1. Activité de l'eau (Aw), la température et le pH	30
II .2.3.2. Endommagement des graines	31
II .2.3.3. Composition gazeuse	31
II .2.3.4. Traitements agricoles	31
II .2.3.5. Nature du substrat	32
II .2.3.6. Champignons toxigènes	32
II .2.3.7. Interactions entre organismes	32
II .3. Réglementation sur les mycotoxines	33
CHAPITRE III Plantes médicinales	36

III .1. Les plantes médicinales et la phytothérapie	37
III. 1.1. Aperçu historique sur l'utilisation des plantes médicinales	37
III. 1. 2. Définition des plantes médicinales	38
III. 1.3. De la plante au médicament	39
III. 1.4. le principe actif	40
III. 1.5. Métabolites secondaires des plantes médicinales	40
III. 1.5.1. Composés phénoliques	41
III. 1.5.1.1. Les acides phénoliques et phénols	42
III. 1.5.1.2. Les flavonoïdes	42
III. 1.5.1.3. Les tannins	43
III. 1.5.1.4. Les stilbènes Hydroxylés	43
III. 1.5.1.5. les lignanes	43
III. 1.5.1.6. Saponosides	44
III. 1.5.2. Autres composés	45
III. 1.5.2.1. Les coumarines	45
III. 1.5.2.2. Anthocyanosides	46
III. 1.5.2.3. Quinones	46
III. 1.5.2.4. Alcaloïdes	46
III. 1.5.2.5. Terpènes	47
III. 2. Monographie des plantes étudiées	47
III. 2.1. <i>Salsola vermiculata</i>	47
III. 2.1.1. Données botaniques	48
III. 2.1.1.1. Description	48
III. 2.1.1.2. Habitat	48
III. 2.1.1.3. Classification	48
III. 2.1.2. Données phytochimiques et pharmacologiques	49
III. 2.2. <i>Bobonium (Anvillea radiata)</i>	49
III. 2.2.1. Données botaniques	50
III. 2.2.1.1. Famille des asteraceae	50
III. 2.2.1.2. Caractéristiques de l'espèce <i>Anvillea radiata</i>	50
III. 2.2.1.3. Classification	51
III. 2.2.2. Données phytochimiques et pharmacologiques	51
III. 2.2.2.2. Chimiques	51
III. 2.3. <i>Asphodelus tenuifolius</i>	52
III. 2.3.1. Données botaniques	53
III. 2.3.1.1. Classification	53
III. 2.3.1.2. Description morphologique	53
III. 2.3.1.3. Habitat et distribution	54
III. 2.3.1.4. Description du microscopique	54
III. 2.3.2. Données phytochimiques et pharmacologiques	55
III. 2.3.2.1. Traditionnel et usages médicaux	55
III. 2.3.2.2. Constituants chimiques	55
III. 2.4. <i>Capparis spinosa</i> (Caprier commun. Kobar)	56
III. 2.4.1. Données botaniques	56
III. 2.4.1.1. Habitat de <i>Capparis spinosa</i>	56
III. 2.4.1.2. Classification de la plante	57
III. 2.4.1.3. Aspect botanique	58

III. 2.4.2. Données phytochimiques et pharmacologiques	58
III. 2.4.2.1. Composition chimique de la plante	58
III. 2.4.2.2. Usage traditionnel du câprier	59
III. 2.4.2.3. Activités biologiques du câprier	60
III. 2.5. <i>Artemisia herba alba</i>	61
III. 2.5.1. Données botaniques	62
III. 2.5.1.1. Nomenclature et taxonomie	62
III. 2.5.1.2. Description botanique	62
III. 2.5.1.3. Habitat	62
III. 2.5.1.4. Biologie	63
III. 2.5.1.5. Écologie	63
III. 2.5.2. Données phytochimiques et pharmacologiques	64
III. 2.5.2.1. Pharmacopée traditionnelle	64
III. 2.5.2.2. Composition chimique	64
III. 2.6. <i>Aristida pungens</i>	65
III. 2.6.1. Données botaniques	65
III. 2.6.1.1. Nomenclature et taxonomie	65
III. 2.6.1.2. Description	65
III. 2.6.1.3. Habitat	66
III. 2.6.2. Données phytochimiques et pharmacologiques	66
CHAPITRE IV Matériels et méthodes	67
IV. 1. Analyses mycologiques	68
IV. 1.1. Collecte des échantillons de blé	68
IV. 1.2. Analyse physico-chimique	71
IV. 1.2.1. Taux d'humidité	71
IV. 1.2.2. Mesure du pH	71
IV. 1.2.3. Grains cassés	72
IV. 1.3. Analyse mycologique	72
IV. 1.3.1. Isolement et dénombrement	72
IV. 1.3.1.1. Méthode directe	73
IV. 1.3.1.2. Méthode de dilution	74
IV. 1.3.2. Purification et identification des souches	74
IV. 1.3.2.1. Identification du genre	74
IV. 1.3.2.1.1. Microculture (culture sur lame)	74
IV. 1.3.2.1.2. Conservation des souches	75
IV. 1.3.2.2. Identification des souches d' <i>Aspergillus</i> et <i>Penicillium</i>	75
IV. 1.3.2.2.1. Milieux d'inoculation et régime d'ensemencement	75
IV. 1.3.2.2.2. Identification des espèces d' <i>Aspergillus</i>	76
IV. 1.3.2.2.3. Identification des espèces de <i>Penicillium</i>	76
IV. 1.3.2.3. Examen des cultures	76
IV. 1.3.2.3.1. Diamètre de colonie	77
IV. 1.3.2.3.2. Caractères de colonie.....	77
IV. 2. Analyse mycotoxicologique	77
IV. 2.1. Teste de mycotoxicogénèse des espèces d' <i>A. Flavus</i> et <i>A. parasiticus</i>	77
IV. 2.1.1. Ensemencement dans le milieu YES.....	77
IV. 2.1.2. Extraction des aflatoxines	77
IV. 2.1.3. Séparation chromatographique	78

IV. 3. Évaluation effet antifongique	79
IV. 3.1. Collecte des échantillons des plantes	79
IV. 3.2. Criblage phytochimiques	81
IV. 3.2.1. Épuisement du matériel végétal avec de l'eau à chaud	81
IV. 3.2.1.1. Alcaloïdes sels	82
IV. 3.2.1.2. Composés réducteurs	82
IV. 3.2.1.3. Les tanins	82
IV. 3.2.1.4. Saponosides	82
IV. 3.2.1.5. Amidon	83
IV. 3.2.2. Épuisement du matériel végétal avec l'éther diéthylique	83
IV. 3.2.2.1. Les alcaloïdes bases	83
IV. 3.2.2.2. Emodols	83
IV. 3.2.2.3. Coumarines	83
IV. 3.2.2.4. Les stérols ou tri terpènes	84
IV. 3.2.2.5. Les terpénoïdes	84
IV. 3.2.2.6. Les quinones libres	84
IV. 3.2.2.7. Les acides gras	84
IV. 3.2.3. Épuisement du matériel végétal avec de méthanol	85
IV. 3.2.3.1. Les alcaloïdes sels	85
IV. 3.2.3.2. Les tanins	85
IV. 3.2.3.3. Les composés réducteurs	85
IV. 3.2.3.4. Les flavonoïdes	86
IV. 3.2.3.5. Les coumarines et anthocyanosides	86
IV. 3.2.3.6. Les coumarines	86
IV. 3.2.3.7. Les anthocyanosides	86
IV. 3.2.3.8. Les stérols et Stéroïdes	86
IV. 4. Préparation des extraits	87
IV. 5. Matériel mycologique	88
IV. 5.1. Les souches utilisées	88
IV. 5.2. Évaluation effet antifongique	88
IV. 6. Essais de Conservation des blé tendre par enrobage	89
IV. 6.1. Analyses mycologiques	90
IV. 6.1.1. Méthode directe (méthode d'Ulster)	90
IV. 6.1.2. Méthode de dilution	90
CHAPITRE V Résultats	92
V.1. État physico- chimique des échantillons	93
V.1.1. Humidité relative (HR)	93
V.1.2. pH	93
V.1.3. Taux des grains cassés (GC)	93
V.1.4. Corrélation entre les paramètres physicochimiques et FC.....	94
V.2. État mycologique et biologique des échantillons	94
V.2.1. Fréquence de contamination (TC)	94
V.2.1.1. Par la méthode d'Ulster (GI)	94
V.2.1.2. Estimation de population fongique des échantillons par méthode de dilution (FC)	98
V.3. Teste de mycotoxicogénèse des <i>A. Flavus</i> et <i>A. parasiticus</i>	102
V.4. Criblage phytochimique	103

V.5. Rendements d'extraction	104
V.6. Évaluation effet antifongique	105
V.7. Essais de Conservation des blés tendres par enrobage avec de l'extrait aqueux des plantes étudiées	113
CHAPITRE VI Discussions	118
VI.1. État physico-chimique des échantillons	119
VI.1.1. Humidité relative (HR)	119
VI.1.2. pH	119
VI.1.3. Taux des grains cassés (GC)	120
VI.2.1. Identification des moisissures	120
VI.2.1. Fréquence de contamination (TC) par la méthode d'Ulster	122
VI.2.2. Estimation de population fongique par méthode de dilution	123
VI.1.4. Corrélation entre les paramètres physicochimiques et FC	124
VI.3. État mycotoxologique des échantillons	125
VI.4. Criblage phytochimique	126
VI.5. Rendements d'extraction	129
VI.6. Evaluation effet antifongique	129
CONCLUSION	134
PERSPECTIVES ET PROPOSITIONS	137
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	140
ANNEXE	168
ARTICLE	188

INTRODUCTION

Les maladies d'origine alimentaire constituent à l'heure actuelle l'un des problèmes de santé publique les plus répandus à l'échelle internationale. Ces maladies sont causées par divers agents en particulier les microorganismes pathogènes.

En plus des virus et des bactéries pathogènes, les champignons toxinogènes constituent un danger réel pour la santé de l'homme et de l'animal par la sécrétion de substances hautement toxiques au cours de leur prolifération sur ou dans les aliments d'origine végétale ou animale. **(Zineddine,2004)**

Les céréales sont, sans doute, les denrées alimentaires les plus fréquemment contaminées par les moisissures, ils contiennent des moisissures toxiques produisant un certain nombre de métabolites secondaires nocifs en se développant sur les aliments. Les mycotoxines sont très toxiques pour l'homme et les animaux. Leur présence est fortement dépendante de nombreux facteurs. Toutefois, il n'existe pas de relation directe entre espèce fongique et mycotoxine. En effet, une molécule peut-être produite par plusieurs espèces fongiques et, au sein d'une espèce toxinogène, toutes les souches n'ont pas forcément la capacité de produire les mycotoxines **(Castegnaro et Pfohl-Leszkovicz, 2002)**. Par conséquent, l'évaluation du risque lié à la contamination fongique des aliments de l'homme et des animaux nécessite, d'une part, d'identifier les espèces susceptibles de contaminer ce substrat et de déterminer si les conditions environnementales peuvent entraîner la synthèse et l'accumulation de toxines dans l'aliment. La contamination par moisissures et/ou par mycotoxines peut avoir lieu avant la récolte, au champ, au cours du séchage, du stockage et après la transformation des graines et elle peut provoquer des modifications physiques (aspect, goût, odeur) et des modifications chimiques (modification des qualités nutritives). **(Castegnaro et Pfohl-Leszkovicz, 2002)**

La présence des moisissures et des toxines dans les aliments est devenue un sujet des préoccupations pour les professionnels de la santé. En effet, si la toxine est en quantité suffisante dans l'aliment, elle peut provoquer une intoxication chez les consommateurs qui peut aboutir à la mort après diverses manifestations

(nausées, léthargie, etc.). Une intoxication chronique est à l'origine des cancers hépatiques et d'autres organes humains **(Nguyen, 2007)**.

Enfin, c'est l'intérêt économique comme le développement, non souhaité, des moisissures sur une denrée est associé à de multiples nuisances dont la modification de l'aspect d'aliment et ses caractéristiques organoleptiques et chimiques. Ces défauts conduisent, généralement, à l'élimination des produits. Cette situation sera responsable, à l'échelle mondiale, d'une perte de la production alimentaire estimée de 5 à 10 % **(Berthier et Valla, 2001)**.

Grâce à sa situation géographique particulière, sa surface et son climat très varié, l'Algérie constituée d'une gamme d'espèces végétales très diversifiée et riche en matières actives. La population algérienne a une tradition riche et ancienne dans le domaine de la phytothérapie. En effet, c'est un héritage de la civilisation arabo-berbère largement influencée par la religion islamique et juive, ce qui rend l'utilisation d'un certain nombre de plantes médicinales, dans le traitement de plusieurs maladies, une partie intégrante de la culture marocaine. Cette culture a besoin d'une vaste étude scientifique afin de rationaliser l'utilisation de ces plantes médicinales et d'éliminer toute utilisation non fondée, voire même dangereuse.

Dans cette optique d'évaluation scientifique du potentiel médicinal des plantes, nous avons choisi d'étudier cinq plantes de la région du sud d'Algérie.

L'objectif de ce travail est, donc, de caractériser la flore fongique de différents échantillons de blé tendre importé, de caractériser le potentiel toxigène des souches fongiques isolées.

Donc, notre travail vise à :

- Faire une enquête sur l'importation du blé tendre au niveau du port de Mostaganem.
- Collecter des échantillons du blé tendre importé.
- Identifier et caractériser la microflore fongique mycotoxinogène qui contamine les blés tendres importés.

- Déterminer le pouvoir producteur des espèces isolées vis-à-vis des mycotoxines qu'elles produisent.
- Estimer le taux des mycotoxines dans les échantillons collectés.
- Caractérisation phytochimique des plantes par d'un screening phytochimique,
- Évaluation du potentiel antifongique des extraits,
- Essai de conservation des grains de blé tendre par la méthode d'enrobage.

Les résultats du présent travail seront présentés comme suivant:

1. La première partie consiste en une étude descriptive et caractéristique mycologique des échantillons de blé tendre importés.
2. La deuxième partie consiste en une étude descriptive et caractéristique des plantes étudiées. Le screening phytochimique et l'extraction.
3. La troisième partie portant sur l'étude analytique et comparative de l'effet antifongique.
4. De six plantes étudiées. Ces derniers traitent de l'activité antifongique des extraits,
5. La dernière partie consiste l'évaluation de l'efficacité de la méthode de conservation se fait après le lavage des grains par des extraits aqueux des plantes.

CHAPITRE 01

La situation des céréales en Algérie

I.1. Port de Mostaganem et la situation des céréales en Algérie :

L'Algérie est le troisième importateur mondial de céréales après le Brésil et l'Égypte. Dans l'année 2005/2006, la quantité des blés importée atteint 5,5 millions de tonnes pour une facture de 510 millions de dollars US (**Statistiques de l'association France Export Céréales, 2006**).

Selon le ministre de l'Agriculture, du Développement rural et de la Pêche, **Abdelkader Bouazghi**. L'Algérie connaît ces jours-ci le lancement de la saison moisson-battage et les données initiales indiquent que la production nationale en 2018 dépassera les taux enregistrés durant les années passées, ce qui confirme que la filière céréalière, outre le renforcement de sa place dans l'économie nationale, contribuera à la réduction de la facture des importations.

La production nationale de blé devrait connaître une excellente hausse en 2018. Dans son rapport mensuel sur les produits agricoles dans le monde, le service agricole de l'étranger du ministère américain de l'Agriculture (USDA), a anticipé une production record de blé en Afrique du Nord-Ouest notamment pour l'Algérie, la Tunisie et le Maroc, pour la campagne 2018/2019, qui serait de l'ordre de 12,5 millions de tonnes métriques (mmt) avec une hausse de 17% par rapport à 2017 et de 30% au-dessus de la moyenne quinquennale.

D'après le rapport, la pluviométrie est le principal facteur de rendement dans le nord-ouest de l'Afrique où la superficie récoltée est de 5,3 millions d'hectares, en baisse de 4 % par rapport à l'année dernière avec un rendement estimé à 2,37 tonnes métriques par hectare, en hausse de 22%.

Ainsi, pour l'Algérie, la production de blé pour la saison 2018/19 est estimée à 3,0 mmt, en hausse de 0,6 million par rapport à 2017/18. Cette perspective favorable est due principalement aux précipitations abondantes au niveau des régions de l'Est, l'Ouest et le Centre du pays. (**Dani, 2018**)

Selon **Chehat (2007)** ; la consommation algérienne des produits céréaliers se situe à un niveau d'environ 205 kg/habitant/an, on peut facilement prédire que celle-ci ne pourra pas satisfaire la demande d'une population qui dépasse actuellement 32 millions d'habitants et qui est potentiellement et traditionnellement

consommatrice de ce produit. Donc notre pays, d'après l'OAIC responsable de la collecte, le stockage, la distribution et surtout l'importation des grains et graines de céréales et de légumes secs, importe le blé à travers 5 principaux ports céréaliers (Oran, Mostaganem, Alger, Bejaia et Skikda) (**figure 1**). Parmi eux il y a le port de Mostaganem qui est la région de prélèvement nos échantillons (**figure 2**) elle contient deux bassins séparés ; avec des silos à céréales d'une capacité de stockage de 30 000 tonnes (**figure 3**) et deux portiques pour le déchargement avec une cadence de 300 tonnes par heure. (**Ayache, 2008**)

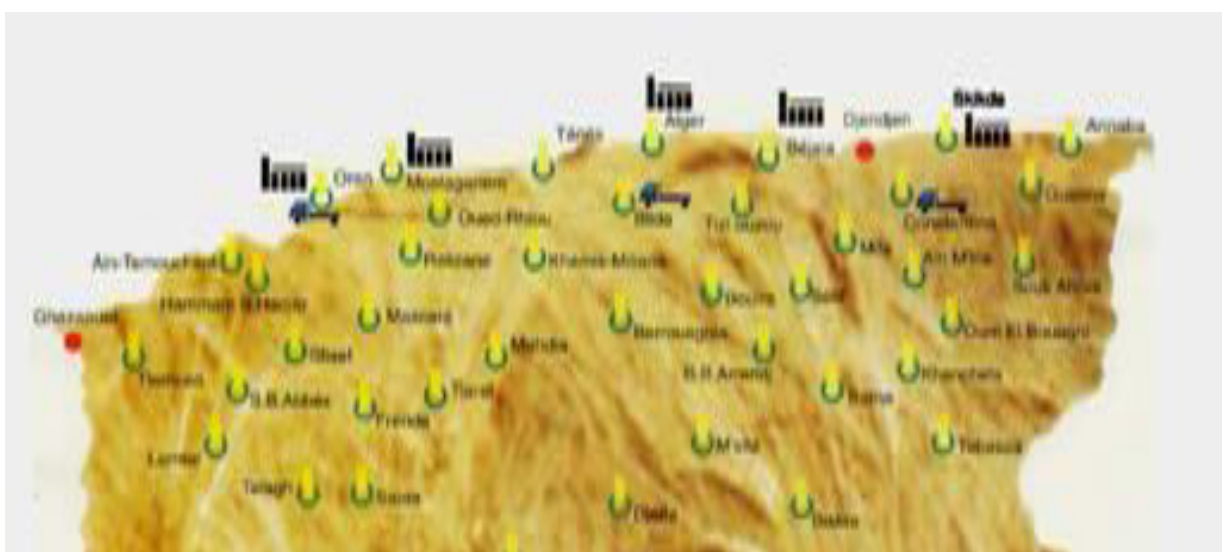


Figure 1 : principaux ports céréaliers d'Algérie.

Source : documents internes OAIC, 2007



Figure 2 : Vue satellitaire du port de Mostaganem

1^{er} bassin : 14 ha dont 12 ha de 7 à 7,5 m de profondeur. **2^{ème} bassin** : 16 ha dont 10 ha de 8 à 8,5 m de profondeur. Source 2010 : (http://algeriaearth.blogspot.com/2007/06/blog-post_857.html)



Figure 3 : Port de Mostaganem (silos de l'OAIC)
Source : www.skyscrapercity.com/showthread.php?p=50399991

L'évolution des quantités et des valeurs des importations de blé tendre durant les 5 dernières années (Port de Mostaganem) est présentée dans la **figure 4**.

Tonnage de blé tendre importé

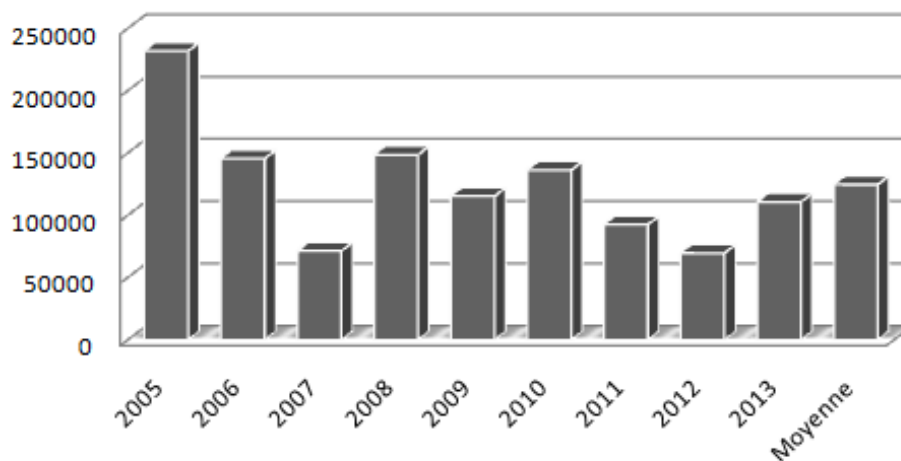


Figure 4 : Évolution de l'importation de blé tendre au niveau de port de Mostaganem. Source : Document interne des archives OIAC.

I.2. Structure et Composition histologique et chimique des grains de blé

Le grain de blé est obtenu après le battage, c'est-à-dire une fois que les balles enveloppant le grain ont été supprimées. La couleur des grains de blé varie

généralement du roux au blanc et pourpre à l'occasion, la longueur de 0,48 à 0,95 centimètre et le poids est d'environ 35 milligrammes selon les variétés et le degré de maturité. (Armand *et al.*, 1996)

Le grain de blé est caractérisé par une brosse, et est parcouru en surface par un sillon longitudinal dont le repli atteint parfois le quartier médian du grain. Ce caryopse comprend trois parties :

- L'albumen, constitué de l'albumen amylicé (au sein duquel subsistent des cellules remplies de granules d'amidon dispersés au milieu d'une matrice protéique et dont les parois celluloses sont peu visibles) et de la couche à aleurone (80-85 % du grain) ;
- Les enveloppes de la graine et du fruit, formées de six tissus différents : épiderme du nucelle, tégument séminal ou testa (enveloppe de la graine), cellules tubulaires, cellules croisées, mésocarpe et épicarpe ;
- Le germe (3 %), composé d'un embryon (lui-même formé du coléoptile, de la gemmule, de la radicule, du coléorhize et de la coiffe) et du scutellum. (Armand *et al.*, 1996)

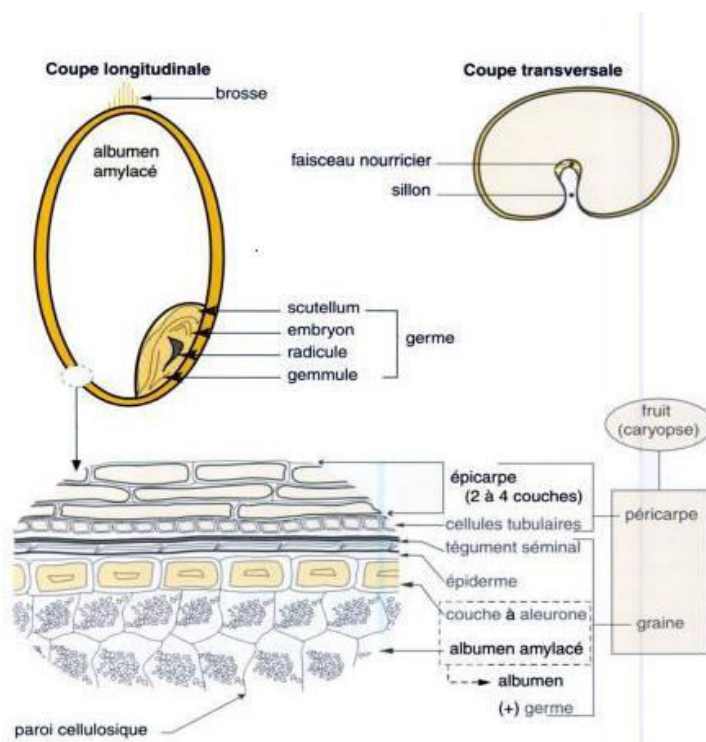


Figure 5 : Coupe d'un grain de blé et Origine histologique. (Feillet, 2000)

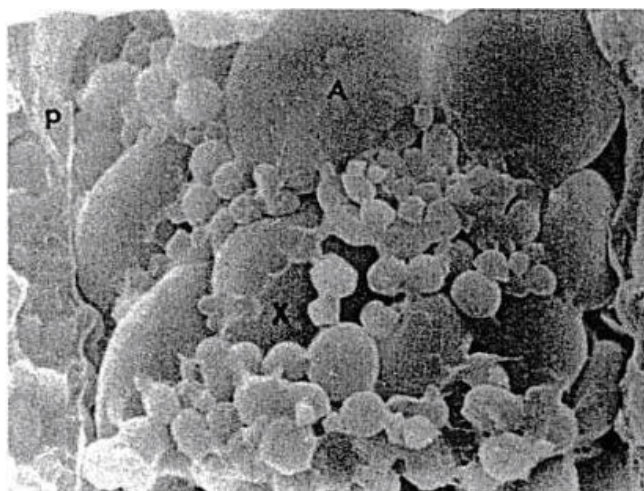


Figure6 : Microphotographie électronique à balayage d'une coupe transversale du grain de blé Neepawa (grossissement X2000). On distingue la surface arrondie de granules d'amidon (A) et des filaments protéiques (P) dont certains (X) relient les granules entre eux. (Armand *et al.*, 1996)

Tableau 1 : Composition chimique du grain de blé sèche. (Feillet 2000 et Armand *et al.*, 1996)

Nature des composants	Teneur (%)
Protéines	10-15
Amidon	67-71
Pentosanes	8-10
Cellulose	2-4
Sucres libres	2-3
Lipides	2-3
Matières minérales	1.5-2.5

I.3. le stockage de blé

Dans les stratégies des nations, le stockage du blé est obligatoirement nécessaire contre les dégâts des natures ou des guerres... et aussi pour la nutrition.

Plusieurs méthodes sont utilisées pour le stockage des grains :

Des méthodes traditionnelles comme le stockage à l'air libre et le stockage souterrain, mais ces deux modes présentent beaucoup de risque d'altération **(Delucia et al., 1999)**.

Des méthodes modernes qui se font dans les coopératives et les entrepôts. Les silos construits autrefois en bois sont maintenant, généralement en béton armé, parfois en métal. Le blé à l'intérieur est à l'abri du froid, de la chaleur et de l'humidité. Ils sont divisés en cellules à parois lisses, parfaitement étanches. De nombreux systèmes de séchage, par ventilation d'air chaud, ont été mis au point et permettent d'assurer la conservation du grain de blé dans de bonnes conditions **(Derache, 1986)**.

Parmi les méthodes modernes de stockage, on cite :

I.3.1. Stockage en atmosphère modifiée (en anaérobiose)

Ce mode de stockage s'appuie sur le principe d'éviter toute activité des organismes aérobies par une réduction suffisante de la pression d'oxygène dans l'atmosphère intergranulaire.

I.3.1.1. Stockage en atmosphère confinée :

L'atmosphère des silos s'appauvrit en O₂ et s'enrichit en CO₂ du fait de la respiration de l'écosystème (grains, insectes, moisissures...) **(Cotty, 1994)**.

D'après **Lam et al., (2018)**, l'augmentation de CO₂ au-dessus de 14 % dans l'atmosphère intergranulaire ainsi que l'accumulation de produits de la fermentation anaérobie inhibe la croissance des moisissures.

I.3.1.2. Stockage en atmosphère inerte :

Dans ce type de stockage, l'atmosphère des silos peut être rapidement modifiée et enrichie en CO₂ par l'introduction de nuage carbonique avant fermeture ou par remplacement de l'air par du gaz carbonique . Tout comme en atmosphère confinée le développement de fungi est freiné ou stoppé suivant les teneurs en CO₂ et O₂.

De nombreux essais de stockage de blé et de maïs sous azote ont été effectués. En présence de 0,3 % d'O₂, les moisissures se développeraient encore, mais très lentement ; dans l'azote pur (anoxie) non seulement il n'y a plus accroissement, mais régression, cette régression est plus lente qu'en atmosphère confinée et la flore reste plus diversifiée

I.3.1.3. Stockage sous vide :

L'application du vide est une autre voie pour modifier l'atmosphère intergranulaire. Elle permet de tuer les prédateurs présents à tous leurs stades de développement et d'arrêter le développement de la microflore.

I.3.2. Stockage en aérobiose :

L'aération est réalisée soit par des transvasements périodiques de silo à silo (transilage), soit par une installation de ventilation dispose à l'intérieur même du silo, cette dernière constitue le meilleur moyen de protection naturelle (**Cotty, 1994**).

I.3.2.1. Le transilage :

Il consiste donc à déplacer le produit en transportant les grains d'une cellule pleine vers une cellule vide afin d'abaisser la température et maintenir l'humidité entre 11 et 14 % (**Derache, 1989**).

I.3.2.2. La ventilation :

Dans une installation moderne de stockage, la ventilation est un élément essentiel pour la conservation des grains. Elle a pour fonction de refroidir le grain afin de permettre sa conservation dans les meilleures conditions possible. En abaissant la température des stocks, on contribue à :

- Maintenir les caractéristiques technologiques des productions à un niveau proche de l'état initial, par exemple la valeur boulangère et le pouvoir germinatif ;
- Limiter le développement de la microflore de stockage, surtout dans les zones des silos sujettes à réhumidifications ;
- Minimiser les pertes de matière sèche en bloquant la respiration du grain et des microorganismes ;
- Éviter les transferts d'eau et de chaleur à l'intérieur des cellules ;
- Réduire ou arrêter la prolifération des insectes, et même à les détruire, rendant ainsi sans objet les traitements chimiques insecticides à effet rémanent. (**Douglas et al., 1994 ; Dragacci et al., 2005**)

I.4. les paramètres d'altération de blé

Généralement le blé est un être vivant et il est stocké dans l'atmosphère ambiante, donc il respire, entraînant un dégagement de gaz carbonique, d'eau et de chaleur. Un grain à 30 % d'humidité a une intensité respiratoire 400 fois plus élevée qu'à 15 %. Il faut noter que la respiration est un processus qui s'accélère de lui-même : l'humidité dégagée augmente la teneur en eau dans les grains, ce qui accélère la respiration. La chaleur dégagée par cette respiration va aussi accélérer les autres manifestations vitales du grain c'est-à-dire la germination. (**Armand et al., 1996**) Cette germination modifie la composition chimique des grains. (**Come, 1984**) Ce blé altéré sera destiné à l'alimentation animale. (**Armand et al., 1996**)

La quantité de matière verte végétale (feuilles, tige, fragments des végétaux) doit être réduite au minimum. La teneur en humidité élevée de ces corps étrangers

augmente la teneur en eau des grains, ce qui accélère la respiration et favorise la germination du grain. **(Armand et al., 1996)**

Les moisissures constituent la cause essentielle des altérations d'origine microbienne dans les grains stockés. **(Armand et al., 1996)** Les moisissures selon **Pr A. MOUSSAOUI (2012)**, spécialiste en mycologie université de Bechar ; produisent les mycotoxines sur leur environnement sous forme des substances toxiques et sous forme des spores, ces dernières sont aussi forme de reproduction et de résistance.

Ces spores atteignent les tiges, les feuilles et les épis grâce au vent et aux éclaboussures de pluie.

Les céréales sont sensibles pendant la floraison (risque d'infection particulièrement élevé par temps chaud et humide – température 18 °C/24 h et 5 mm pluie). **(figure 7)**

Un temps chaud et humide persistant après la floraison et une maturation lente favorisent l'augmentation de la contamination de la récolte (grains et paille).

Et dans les moments de la moisson, il est très important de ne couper que la paille sèche. Selon **Dr David Miller (1994)**, chercheur à l'université de Carleton et spécialistes des champignons, la paille humide ou mouillée peut abriter d'autres champignons qui produisent des toxines encore plus puissantes et nocives que celles qui sont produites par les moisissures.

L'altération des céréales durant le stockage a été largement étudiée dans la littérature. La contamination fongique compte parmi les principales causes de détérioration des grains de céréales. L'étude de l'évolution de la contamination fongique de blé stocké à température ambiante, montre qu'au bout de 9 mois de stockage, le taux de contamination de certains blé analysés est très élevé peut atteindre 95 % des grains. Le genre *Aspergillus* représenté avec des espèces différentes a été retrouvé dans les cinq échantillons analysés avec une fréquence et une abondance allant de 31 à plus de 60 % des grains contaminés. Les genres

Penicillium et *Alternaria* peu fréquent sont respectivement présents avec des pourcentages ne dépassant guère les 22 % et 15 % de grains contaminés. Enfin, les genres *Geotrichum* et *Rhizopus* sont les moins fréquents et les moins abondants dans les échantillons de blé tendre analysés. Parmi ces moisissures au moins trois genres sont potentiellement toxigènes. **(Tahani et al., 2008)**

Les coléoptères (exemple : *Tribolium spp*) et les lépidoptères (exemple : *Plodia spp*) sont les principaux ordres d'insectes parasites des stocks de grains. **(Armand et al., 1996)**

Les insectes se multiplient très rapidement, dans les conditions idéales de température 20 °C et l'humidité relative 80 %. **(Appert et al., 1988)**

Les acariens sont un ordre de très petits arachnides. Ils constituent un danger économique non seulement pour le dégagement de mauvaises odeurs, mais aussi pour l'altération des grains : ces bestioles respirent, donc élèvent la température des lots et dégagent du gaz carbonique ainsi que de la vapeur d'eau.

Les rongeurs consomment une certaine quantité de blé et souillent de leurs excréments des quantités encore plus grandes. Ils ne peuvent venir s'alimenter dans les silos en béton armé ou de métal. **(Armand et al., 1996)**

Les altérations d'origine mécanique sont dues à des chocs entraînant la fissure, voir la cassure des grains. Lorsque la structure granulaire est détruite, les constituants peuvent entrer plus facilement en contact avec les microorganismes et ces substances sécrétées. Les surfaces de contact sont nettement plus grandes, ce qui accroît d'autant la vitesse des phénomènes. **(Armand et al., 1996)**

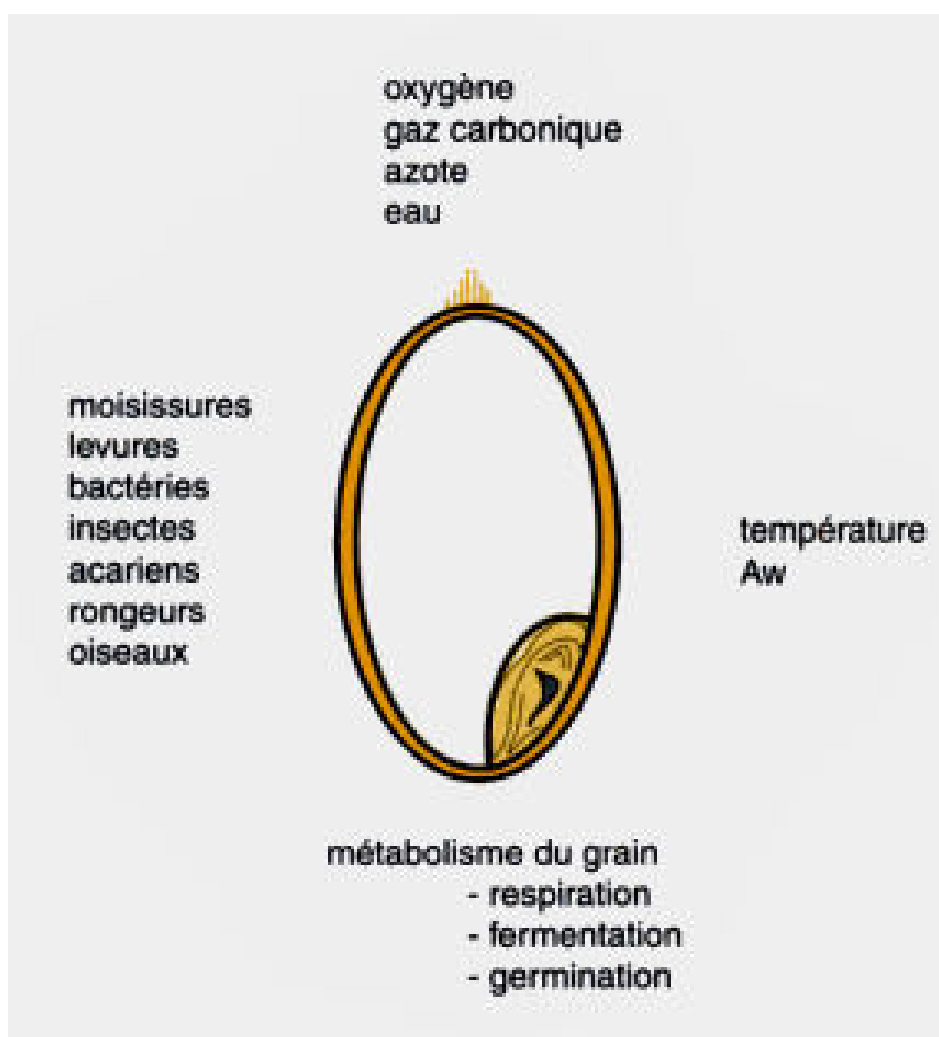


Figure7 : Agents d'altération et changements importants sur le blé. (Feillet, 2000)

CHAPITRE 02

Moisissures et mycotoxines dans le blé tendre

II .1. Moisissures dans les céréales :

Les aliments sont généralement des milieux très favorables à leur développement. Les céréales sont naturellement en contact avec des spores fongiques avant, pendant et après la récolte, durant le transport et le stockage. Plusieurs moisissures notamment les genres *Aspergillus*, *Penicillium* et *Fusarium* sont connus pour être des contaminants des produits agricoles et/ou pour leur capacité à produire des métabolites secondaires potentiellement toxiques (**Cahagnier et al., 1998 ; Doyle et al., 1998 ; Meyer et al., 2004**).

II .1.1. *Aspergillus spp* :

Les *Aspergillus* ont une large répartition géographique, mais sont plus souvent associés aux régions à climat chaud (**Castegnaro et Pfohl-Leszkowicz, 2002**) ; qui comprend environ 180 espèces, réparties en 18 sections (**Gam et al., 1986**). capables de se développer dans le sol et les détritrus, dans les composts et sur les végétaux malades, la plupart des *Aspergillus* sont saprophytes. Ils colonisent les végétaux déjà abîmés par des blessures, des piqûres d'insectes ou des attaques d'autres champignons. Mais ils sont aussi présents sur la surface des graines. Dans les mauvaises conditions de stockage, ces champignons peuvent évoluer et devenir des parasites. De nombreuses espèces d'*Aspergillus* sont présentes dans l'environnement humain, notamment dans la poussière et l'air (**Morin, 1994**). Certaines espèces sont responsables des maladies chez l'homme et les animaux (**Morin, 1994**). Cependant ils sont aussi capables de produire des acides organiques et des pigments utiles en alimentation et en industrie (**Schuster et al., 2002, Botton et al., 1990**).

II .1.1.1. Caractères cultureux généraux :

La majorité des *Aspergillus* poussent à 22-25 °C sur les milieux de culture classiques additionnés d'un agent bactéricide ; après 96 heures d'incubation, les colonies vont prendre leur teinte caractéristique, brune, verte, jaune ou noire selon les espèces. Les *Aspergillus* forment des colonies souvent poudreuses

ou granuleuses. La couleur des colonies permet une orientation rapide dans l'identification d'espèces : gris vert pour *A. fumigatus*, vert jaune pour *A. flavus* et les espèces du groupe *A. glaucus*, vert foncé à chamois pour *A. nidulans*, brun cannelle pour *A. terreus*, chamois clair, jaune et rose pour *A. versicolore*, jaune puis noir pour *A. niger* et blanche pour *A. candidus*. Le revers de la colonie est incolore ou jaune, mais il peut brunir ou rougir avec l'âge (**Chermette et Bussieras, 1993**).

II.1.1.2. Morphologie microscopique :

Les *Aspergillus* sont caractérisés par des filaments mycéliens hyalins, de diamètre fin et régulier, septés et ramifiés. Sur les filaments végétatifs prennent naissance des filaments dressés, non cloisonnés (conidiophores) qui se terminent par une vésicule de forme variable sur laquelle sont disposées les phialides. Ces phialides peuvent être insérées directement sur la vésicule (têtes unisériées) ou portées par des petites structures insérées sur la vésicule (têtes bisériées) nommées métules ou stérigmates. (**Badillet et al., 1987 ; Raper et Fennell, 1965**). L'ensemble vésicule (\pm métules) + phialides + conidies constitue la tête aspergillaire caractéristique du genre *Aspergillus*. (**Figure 8**)

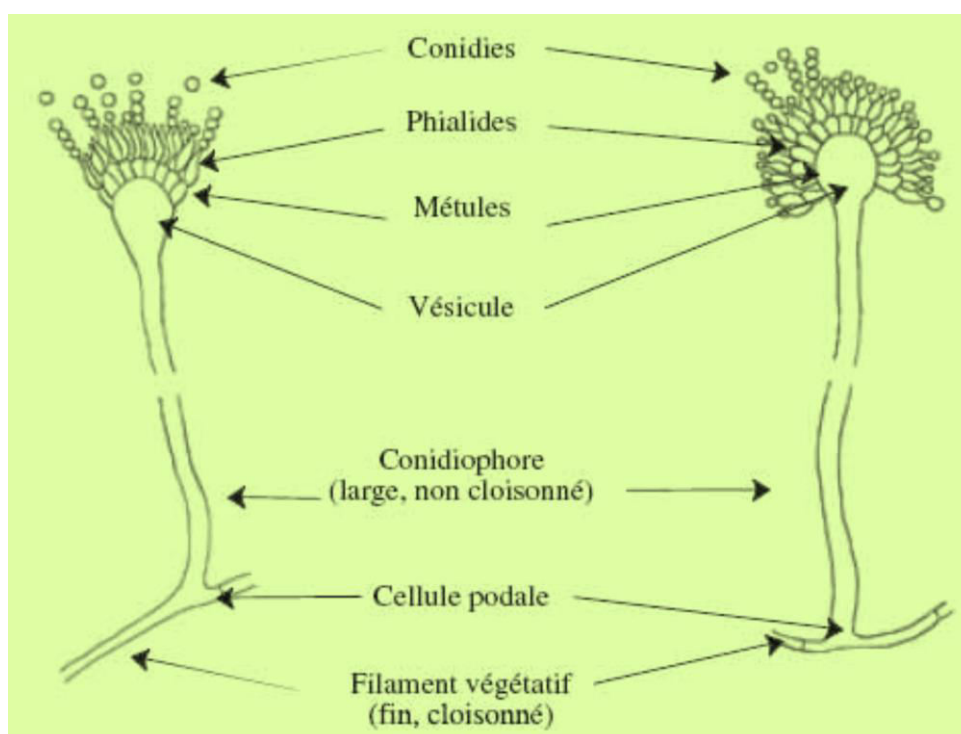


Figure 8 : Principaux caractères morphologiques des *Aspergillus*.

II .1.2. *Penicillium spp* :

Ce genre réunit des champignons filamenteux, appartenant au phylum des *ascomycètes*. Ce genre comprend environ 227 espèces définies essentiellement d'après les caractères du thalle, des pénicilles et des spores (Pitt, 1988).

Ses espèces produisent un certain nombre de mycotoxines telles que la patuline, l'acide pénicillique, la citrinine, la roquefortine C, la toxine PR, l'isofumigaclavine et l'acide mycophénolique et l'Ochratoxine A. (Pitt, 1988)

II .1.2.1. Caractères cultureux généraux :

Les *Penicilliums* se développent rapidement et facilement sur les milieux de culture utilisés en routine. Ils se développent à des températures modérées de l'ordre de 20-27 ° C. Après 3-4 jours d'incubation, la sporulation va conférer aux colonies leur teinte, le plus souvent dans les tons vert, vert bleu, vert-gris, vert-jaune, gris-bleu, mais aussi, pour certaines espèces, jaune, orange, chamois,

rose, ou rouge. Cette couleur permet une première orientation dans l'identification d'espèces :

Vert gris pour *P. citrinum*, *P. cyclopium*, *P. italicum*, vert jaune pour *P. chrysogenum*, vert sombre pour *P. roquefortii*, *P. fellutatum*, jaune pâle, chamois pour *P. nalgiovense*, jaune vif à rouge pour *P. purpurogenum*, mélange d'oranges et verdâtre pour *P. islandicum*, et blanche pour *P. camembertii*. Le revers de colonies peut être incolore, jaune, rouge, brun ou noir et parfois le pigment diffuse dans le milieu de culture (**Chermette et Bussieras, 1993**).

Les *Penicillium* peuvent former des colonies floconneuses (*P. camembertii*, *P. nalgiovense*), funiculeuses (*P. funiculosum*), granuleuses (*P. expansum*, *P. griseofulvum*), veloutées (*P. chrysogenum*, *P. citrinum*, *P. roquefortii*...) (**Botton et al., 1990**).

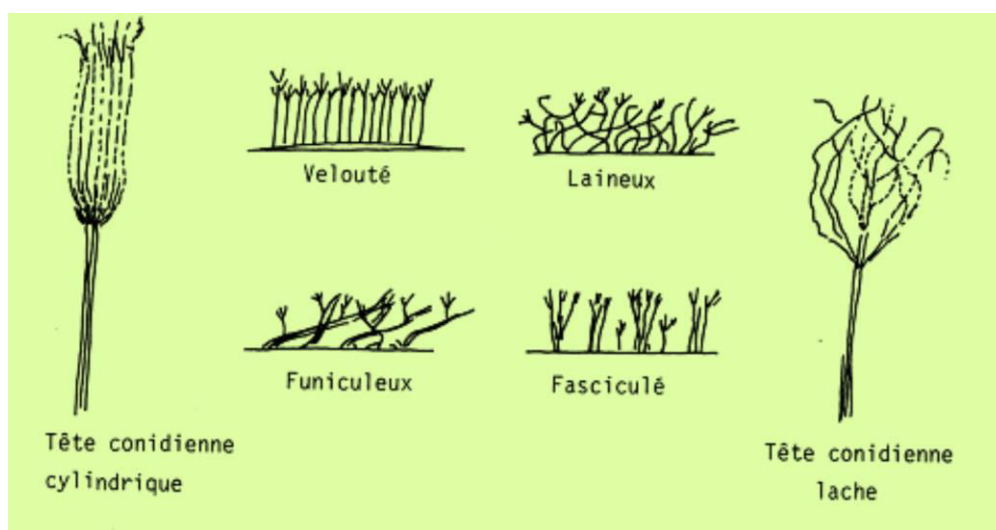


Figure 9 : Caractères du thalle de genre *Penicillium* (**Botton et al., 1990**).

II .1.2.2. Morphologie microscopique :

Le thalle, formé de filaments mycéliens septés et hyalins, porte des conidiophores lisses ou granuleux, simples ou ramifiés qui se terminent par un

pénicille. Les conidiophores peuvent être isolés, groupés en faisceaux lâches ou agrégés en corémies bien individualisés (**Figure 10**).

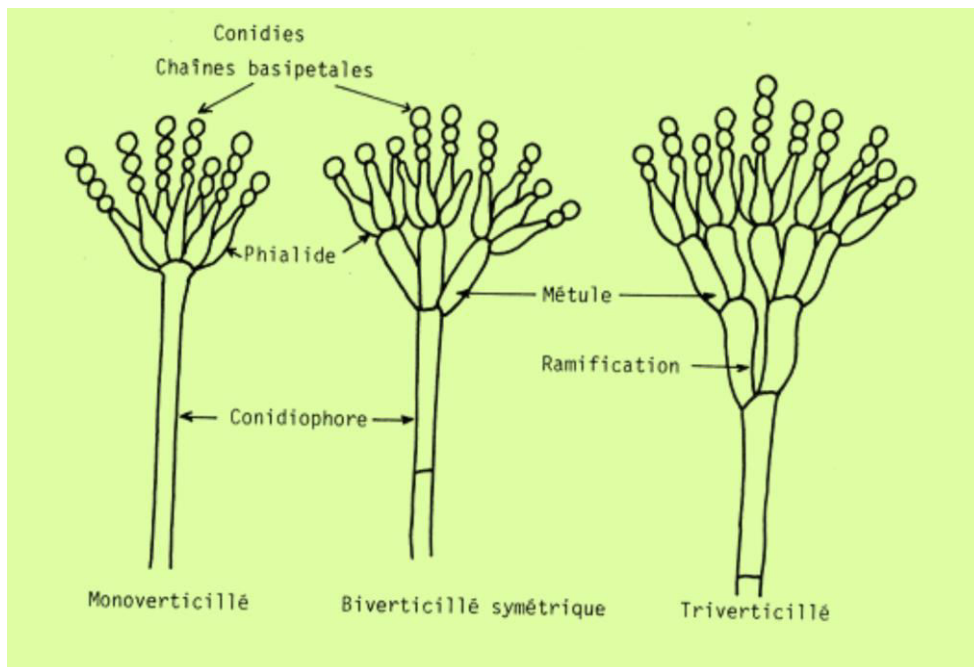


Figure 10 : Caractères morphologiques des *Penicillium*.

Les phialides sont disposées en verticilles à l'extrémité des conidiophores. Les phialides peuvent être insérées directement (*Penicillium* mono-verticillé) ou par l'intermédiaire d'une rangée de métules (*Penicillium* bi-verticillé); de deux rangées successives de métules (*Penicillium* tri-verticillé); parfois de trois rangées de métules (*Penicillium* quadri-verticillé) sur les conidiophores. Les phialides, ampulliformes ou lancéolées, sont serrées les unes contre les autres donnant à l'ensemble un aspect de pinceau. Les phialides (cellules conidiogènes) donnent naissance à des conidies disposées en longues chaînes. (**Botton et al., 1990**)

Les conidies sont des spores unicellulaires, globuleuses, elliptiques, cylindriques ou fusiformes, lisses ou rugueuses, hyalines, grisâtres ou verdâtres (**Botton et al., 1990**). Les caractères des pénicilles servent à la différenciation des groupes et des espèces. Certaines espèces peuvent présenter une reproduction sexuée avec la formation d'ascocarpes.

II .1.3. *Fusarium* spp :

Ce genre inclue des champignons imparfaits appartenant à la classe des *Deutéromycètes*. Le genre comprend près de 40 espèces souvent largement répandues (**Nelson et al., 1983**).

Sur le plan économique, le genre *Fusarium* est très important parce qu'il regroupe beaucoup d'espèces phytopathogènes, susceptibles d'induire des fusarioses des plantes (*Fusarium oxysporium* chez les palmiers). Les espèces du genre *Fusarium* peuvent ainsi attaquer les céréales (maïs, blé, orge, avoine), des légumes, les plantes ornementales et beaucoup d'arbres fruitiers. La majorité des espèces de *Fusarium* sont susceptibles de produire des mycotoxines et sont ainsi impliquées dans des intoxications chez les animaux d'élevage. (**Botton et al., 1990**)

II .1.3.1. Caractères cultureux généraux :

Les *Fusariums* poussent sur un milieu Sabouraud, mais se développent mieux sur la gélose au malt ou sur un milieu PDA. Leur température optimale de croissance est comprise entre 22 et 37 °C. Sur les milieux de culture, les *Fusarium* forment des colonies duveteuses ou cotonneuses d'une couleur variable (blanche, crème, jaune, rose, rouge, violette ou lilas) selon les espèces. Le revers peut être crème, rouge à pourpre, lilas ou violet. Les pigments diffusent souvent dans la gélose (**Chermette et Bussieras, 1993**).

II.1.3.2. Morphologie microscopique :

Le principal caractère morphologique des *Fusarium* est la présence de macroconidies fusiformes et cloisonnées. Dans la **figure 11** sont présentés les principaux caractères morphologiques de genre *Fusarium*. Les conidiophores, parfois très ramifiés, forment sur le thalle des coussinets (sporodochies) et portent des masses de spores.

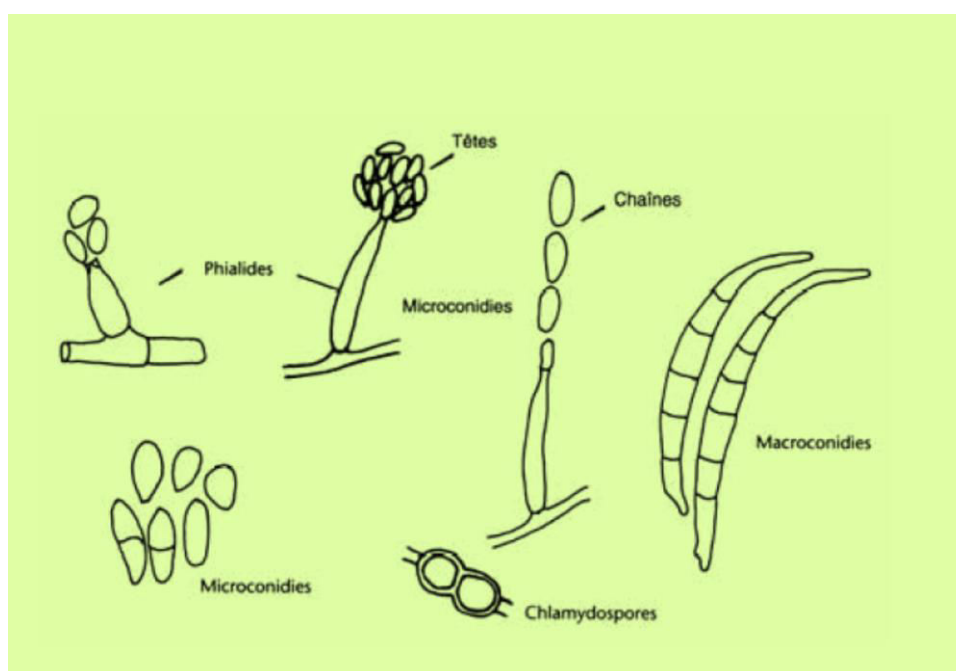


Figure 11 : Caractères morphologiques des *Fusarium*.

Les phialides, plus ou moins allongées, présentent, le plus souvent, un site de bourgeonnement unique (mono-phialide) situé à l'extrémité d'un col allongé (*F. solani*) ou court et trapu (*F. oxysporium*). Chez d'autres espèces comme *F. proliferatum*, les phialides présentent plusieurs sites de bourgeonnement (poly-phialides).

Les phialides produisent deux types de conidies :

- *Micro-conidies*, uni — ou bicellulaires, piriformes, fusiformes, cylindriques ou ovoïdes, isolées, solitaires ou groupées, disposées en verticille ou plus rarement en chaînettes (*F. verticilloides*);
- *Macro-conidies*, conidies pluricellulaires à cloisons seulement transversales, souvent groupées en paquets. Les macro-conidies sont fusiformes, souvent courbées, avec une cellule basale pédicellée, formant un sort de talon plus ou moins visible.
- *Les chlamydoconidies*, sont parfois présentes, en position terminale ou intercalaire (**Roquebert, 1998**).

II .2. Contamination des céréales par les mycotoxines :

Les céréales sont des vecteurs de mycotoxines très importants, car elles sont universellement consommées par l'homme et par les animaux. Elles peuvent être contaminées à plusieurs moments (en plein champ et/ou lors de stockage). Environ 55 millions de tonnes de céréales sont perdus chaque année dans le monde (**Pfohl-Leszkowicz, 1999**). L'enquête réalisée par **Pittet (1998)** à l'échelle mondiale montre que 25 % à 40 % des céréales sont contaminées par des mycotoxines. Ce sont surtout dans les pays aux conditions climatiques chaudes et humides que la croissance des champignons toxigènes est plus favorisée. (**El Khoury, 2007**)

Les mycotoxines sont des métabolites secondaires (**Yiannikouris et Jouany, 2002**) qui sont souvent synthétisés lorsque la phase stationnaire de croissance du microorganisme producteur est atteinte (**Perry et al., 2004**), de faibles poids moléculaires, présents dans plusieurs produits de l'alimentation humaine et animale et qui provoquent de nombreuses maladies chez l'homme et l'animal (**Mayer, 1953; Coker, 1997**). Plusieurs milliers de molécules toxiques ont été identifiées chez les champignons, mais seule une vingtaine de familles posent des problèmes en nutrition humaine ou animale (**Cahagnier et al., 1998**).

Les mycotoxines sont produites par cinq genres de champignons : *Aspergillus*, *Penicillium*, *Fusarium*, *Claviceps* et *Alternaria* (**Miller et Trenholm, 1994**). Plusieurs sortes de mycotoxines sont retrouvées dans les aliments, seulement certaines contaminent l'alimentation humaine et elles sont assez toxiques pour la santé humaine. Les plus importantes sont : les aflatoxines, les Ochratoxine, les trichothécènes, la stérigmatocystine, la zéaralénone, la citrinine, la patuline, l'acide pénicillique, les fumonisines (**D'Mello et McDonald, 1997 ; Scudamore et Livesey, 1998**).

Tableau 2 : Mycotoxines et champignons responsables de leur production

Genres	Toxines
<i>Aspergillus</i>	Aflatoxines, Stérigmatocystine, Ochratoxine A
<i>Penicillium</i>	Patuline, Citrinine, Pénitrem A, Acide cyclopiazonique, Ochratoxine A
<i>Fusarium</i>	Trichothécènes, Zéaralénone, Fumonisines, Fusarine, Moniliformine
<i>Alternaria</i>	Alternariol, Acide Ténuazonique
<i>Claviceps</i>	Alcaloïdes de l'Ergot

Les champignons majeurs connus comme précurseurs de l'Ochratoxine et de l'Aflatoxines qui sont impliquées dans la chaîne alimentaire humaine et animale appartiennent principalement aux genres : *Aspergillus* et *Penicillium* (**Delage et al., 2003** ; **Lopez De Cerain et al., 2002** ; **Filali et al., 2001** ; **Otteneder et Majerus, 2000**). Sa production n'est pas liée à la croissance cellulaire, mais répond généralement à des signaux issus de l'environnement du champignon. (**Yiannikouris et Jouany, 2002**) Quelques moisissures sont capables de produire plusieurs mycotoxines et quelques mycotoxines sont produites par différentes espèces fongiques (**Hussein et Brasel, 2001**).

Les mycotoxines sont, pour la plupart, des composés hétérocycliques insaturés. La présence de doubles liaisons C=C joue souvent un rôle dans la toxicité et les propriétés cancérigènes (**Richard, 2007**). C'est notamment le cas des aflatoxines dont la double liaison à l'extrémité des groupements furanes permet l'addition d'O₂ et la formation d'un cycle triangulaire époxyde extrêmement toxique. (**Bennett et Klich, 2003**). Un certain nombre de ces molécules sont fluorescentes sous la lumière UV (Aflatoxines B₁, B₂, G₁ et G₂, Ochratoxine A). Cette caractéristique est importante dans l'élaboration des méthodes de détection et dosage. (**Tabuc, 2007**).

Tableau 3 : Effets mutagènes, tératogènes et cancérigènes des mycotoxines (Dérache, 1989)

Champignons	Mycotoxines produits	Mutagénicité	Tératogénicité	Cancérogénicité
<i>A. flavus</i> <i>A. parasiticus</i>	Aflatoxines	+	+	+
<i>P. urticae</i>	Patuline	+	?	?
<i>P. rubrum</i>	Rubratoxine	+	+	
<i>Penicillium sp</i>	Ac. Pénicillique	+		
	Ac. Mycophénolique	+		
<i>A. versicolor</i>	Stérigmatocystine			+
<i>P. poae</i>	Trichothécène	+	+	
<i>P. verdicatum</i> <i>A. ochraceus</i>	Ochratoxine A		+	
<i>P. islandicum</i>	Lutéoskirine		+	+

D'après **Steyn (1998)**, les aflatoxines sont formées à partir des polyacétoacides selon un processus complexe, l'ergotamine est formée à partir des peptides et des acides aminés. L'ochratoxine A est bio synthétisée à partir de la phénylalanine et le dihydroisocoumarine. Les trichothécènes sont produites à partir du mévalonate.

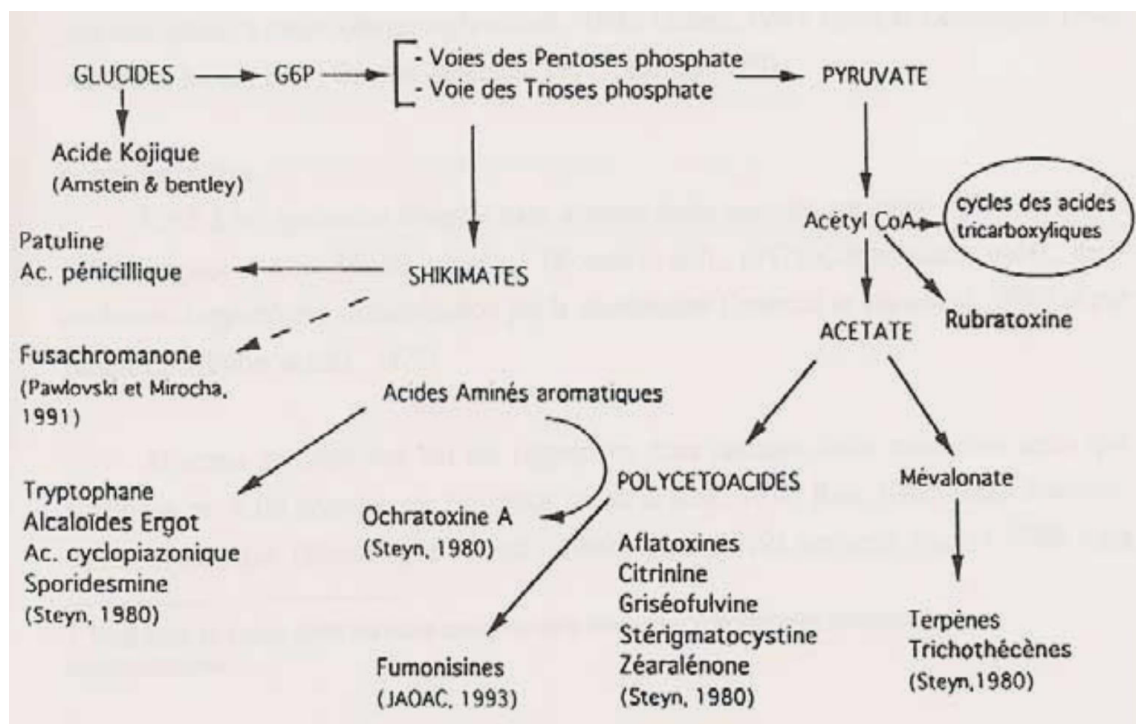


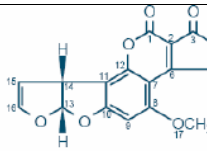
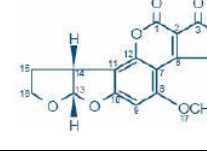
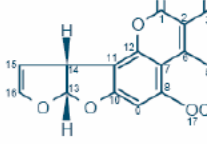
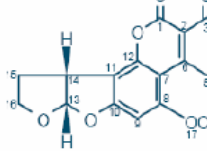
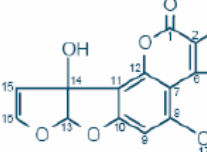
Figure 13 : Voies de biosynthèse des mycotoxines. (Confirmé par Leyral et vierling, 2001)

II .2.1. Les aflatoxines :

Les aflatoxines sont des métabolites secondaires synthétisés par des espèces d'aspergillus (**Wild et Hall, 2000 ; Wild et Turner, 2002**) comme d'*Aspergillus flavus*, *A. parasiticus* et *A. nomius* (**Kurtzman et al., 1987**). Ce sont les Anglais qui ont isolé une des molécules responsables. (**Adams et al., 2002 ; Chapeland-Leclerc et al., 2005**)

Les conditions les plus favorables à la production d'aflatoxines sont une activité en eau relativement faible (0,84 - 0,86) et une température élevée, comprise entre 25 et 40°C (**Pfohl-Leszkowicz, 2001 ; Castegnaro et Pfohl-Leszkowicz, 2002**). La famille des aflatoxines compte 13 substances. Les principales aflatoxines sont présentées dans le Tableau suivant ;

Tableau 4:Les principaux représentants de famille d'aflatoxines.

Dénomination	Formule brute	Structure	Masse moléculaire g/mol
Aflatoxine B1	C ₁₇ H ₁₂ O ₆		312,3
Aflatoxine B2	C ₁₇ H ₁₄ O ₆		314,3
Aflatoxine G1	C ₁₇ H ₁₂ O ₇		328,3
Aflatoxine G2	C ₁₇ H ₁₄ O ₇		330,3
Aflatoxine M1	C ₁₇ H ₁₂ O ₇		328,3

II .2.2. Ochratoxine A :

L'OTA est un métabolite secondaire élaboré par diverses moisissures des genres *Aspergillus* et *Penicillium* : *Aspergillus* (*A. ochraceus*, *A. carbonarius*, *A. niger*, etc.) et *Penicillium* (*P. verrucosum*, *P. nordicum*, etc.) (**Figure 14**). Le genre *Aspergillus* est bien adapté pour les climats chauds alors que *Penicillium* se développe bien dans climats tempérés. C'est pour cette raison que la présence d'OTA a été démontrée dans de nombreux produits agricoles de différentes régions du monde (**Smith et al., 1994**). Par exemple l'OTA et ses champignons producteurs ont été trouvés dans les céréales et les produits dérivés, le café, le raisin, etc. (**Frisvad et Viuf, 1986 ; Pohland et al., 1992 ; Wolff, 2000 ; Wolff et al., 2000 ; Studer-Rohr et al., 1995 ; Fazekas et al., 2002**). La production d'OTA est liée aux conditions de température, d'humidité ambiante, et de teneur en eau du support contaminé (*Aw*) (**Pitt, 1987**). Les valeurs minimales d'*Aw* pour la production d'OTA oscillent entre 0,83 et 0,90 en fonction de la moisissure étudiée (**Northolt et al., 1979**). La température optimale de production de l'OTA par *Aspergillus ochraceus* est de 28 °C, cette production est moins importante à 15 ou 37 °C (**Trenk et al., 1991**). Au contraire, *Penicillium viridicatum* croît dans une gamme de température qui varie de 4 à 30 °C en présence d'une humidité de 22 % (**Mislivec & Tuite, 1970**).

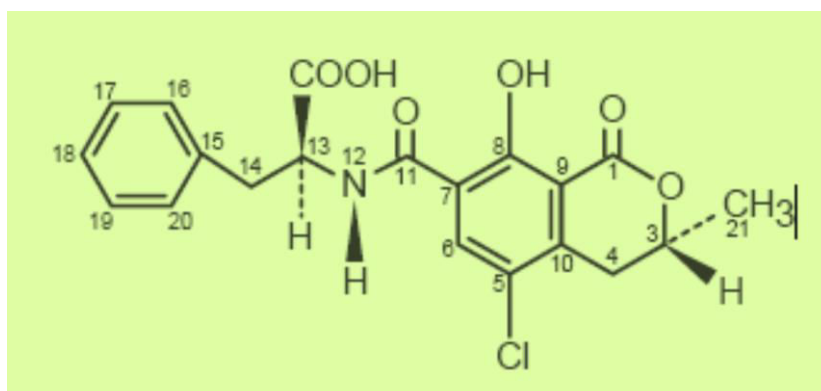


Figure 14 : Structure chimique de l'OTA

L'OTA est constituée de deux parties importantes : une isocoumarine chlorée (3-méthyl-5-chloro-8-hydroxy-3, 4 — dihydroisocoumarine) liée par une liaison amide à la Lphénylalanine. De plus, l'OTA est un solide blanc de masse molaire 403,8 g/mole, ayant un point de fusion de 90 °C lorsqu'elle est cristallisée dans le xylène. Son spectre d'absorption UV varie avec le pH et la polarité du solvant. L'OTA possède un maximum d'absorption à 333 nm avec un coefficient d'extinction molaire de 5 500 mol⁻¹.cm⁻¹ dans le méthanol. L'OTA présente un maximum d'émission de fluorescence à 467 nm dans l'éthanol à 96 % et à 428 dans l'éthanol absolu. L'OTA est toxique pour l'homme et l'animal. Il a été impliqué dans plusieurs mécanismes toxiques, incluant des effets néphrotoxiques, mutagènes, tératogènes, neurotoxiques, hépatotoxiques, immunotoxiques et cancérigènes. La toxicité aiguë de l'OTA varie en fonction de l'espèce, du sexe, mais également en fonction de la voie d'administration de la toxine. **(Pfohl-Leszkowicz & Castegnaro, 1999)**.

II .2.3. Mycotoxinogénèse :

Les facteurs qui affectent la formation de mycotoxines incluent la teneur en eau, la température, le temps de stockage, les dommages aux enveloppes des graines, la présence d'oxygène et de dioxyde de carbone, la composition du substrat, la prédominance d'espèces toxinogènes, la dispersion des spores, les interactions microbiennes et la présence d'insectes **(Pfohl-Leszkowicz, 1999)**. Ces facteurs sont d'ordres physiques, chimiques et biologiques **(Mitchell et al., 2004)**.

II .2.3.1. Activité de l'eau (Aw), la température et le pH :

Les deux facteurs physiques essentiels qui influencent la croissance et la production de mycotoxine sont la température et l'humidité **(Mitchell et al., 2004)**. En général, la température optimale de croissance pour la plupart des champignons se situe vers 25 °C **(Botton et al., 1990)**. Le pH du milieu est un facteur important aussi dans la croissance des moisissures et la production des mycotoxines. La plupart des moisissures croissent dans des pH acides et peuvent tolérer des valeurs des pH très basses. Et l'activité hydrique

nécessaire à la toxinogénèse est supérieure à celle permettant la croissance fongique (**Pfohl-Leszczowicz, 2001**).

En effet, les champignons de champs exigent typiquement une haute teneur en humidité dans le substrat (22-25 %) par rapport aux champignons de stockage (13-18 %) (**Samson et al., 2004**). Chaque espèce ou isolat a son niveau optimal d'humidité (ou activité de l'eau, aw) et de température pour la production de mycotoxine. Ces optima peuvent différer sensiblement de leurs optima pour la croissance. A côté de l'Aw et la température, le pH peut avoir un effet critique pour la croissance fongique et la production de mycotoxine. La plupart des moisissures se développent sur une gamme de pH de 5,5 à 9 avec une Aw entre 0,85 à 0,98, à une température optimale comprise entre 20 °C et 30 °C (**Reboux, 2006**).

II.2.3.2. Endommagement des graines :

Les graines cassées ou fissurées ou attaquées par les rongeurs constituent des foyers favorables pour le développement des moisissures qui libèrent les toxines après leur envahissement. Leur altération par les insectes et les acariens fournit également les conditions favorables pour la croissance et le développement des moisissures (**Feillet ,2000**).

II .2.3.3. Composition gazeuse :

Généralement la production des mycotoxines est plus sensible à la variation de composition de l'air que la croissance fongique. Une concentration en oxygène inférieure à 1 % et des concentrations élevées de CO₂ empêchent l'élaboration de mycotoxines (**Cairns-Fuller et al., 2005 ; Keller et al., 1997**).

II .2.3.4. Traitements agricoles :

Plusieurs facteurs additionnels peuvent influencer la production des mycotoxines dans le champ. Ils peut s'agir des pratiques agricoles comme le labourage et la rotation de récolte (**Lipps et Deep 1991**), les fongicides utilisés,

la variété de la plante (**Golinski et al., 1996**) et les différences géographiques (**Langseth et al., 1995**).

II .2.3.5. Nature du substrat :

La nature du substrat peut influencer l'expression du pouvoir de sécrétion des toxines (**Andersen et Thrane, 1996 ; Chapeland et al., 2005 ; Reboux, 2006**). La composition qualitative et quantitative en certains nutriments (notamment la source de carbone) influe sur la contamination en mycotoxines.

II .2.3.6. Champignons toxigènes :

Le type et la quantité de mycotoxine dépendent des espèces fongiques qui les produisent (**Lacey, 1986**). Elles diffèrent dans leur caractère morphologique, génétique et dans leurs places écologiques (**Cast, 2003**). Les champignons toxigènes peuvent être classés en deux groupes principaux (**Christensen, 1974**).

a— *Les champignons de champs* qui contaminent les produits agricoles avant ou pendant la récolte, principalement *Fusarium* et *Alternaria*, mais aussi des *Aspergillus* dans le cas des raisins.

b— *Les champignons de stockage* (par exemple les *Penicillium* et *Aspergillus*) qui tendent à contaminer les denrées alimentaires pendant leur stockage.

II .2.3.7. Interactions entre organismes :

La présence de plusieurs espèces fongiques sur la même denrée a généralement un effet dépressif sur la production de toxine. Cela s'explique d'une part, par la compétition pour le substrat et d'autre part, par le fait que certaines souches peuvent dégrader la toxine. La présence simultanée de plusieurs espèces de microorganismes dans le même milieu entraîne une diminution de la production de mycotoxines par chacun des microorganismes producteurs.

Ainsi, la quantité d'aflatoxine B1 produite est réduite quand une souche d'*Aspergillus flavus* est introduite dans une culture en même temps qu'une

souche d'*Aspergillus parasiticus*, et ce, même si la souche d'*Aspergillus parasiticus* est une souche non toxigène (Pfohl — Leszkowicz, 2001). Et la présence de *Fusarium verticilloides* sur les épis protège le maïs d'une contamination ultérieure avec l'*Aspergillus flavus* et réduit la quantité d'aflatoxine produite (Zummo et Scott, 1992).

En 1988 Mislivec a démontré expérimentalement que la culture simultanée d'*Aspergillus parasiticus* et d'*A. flavus* ne modifie pas la production d'aflatoxines par ce dernier, alors que la présence d'espèces de *Penicillium* diminue la production de cette mycotoxine (Mislivec et al., 1988). Dans le même esprit, la production d'aflatoxines par *Aspergillus flavus* est inhibée par la présence d'*Aspergillus niger* (Horn et Wicklow, 1983).

II .3. Réglementation sur les mycotoxines :

Jusqu'à l'an 2002, seule la teneur des produits agricoles et aliments en aflatoxines était réglementée en Europe (Quillien, 2002). Actuellement la réglementation s'est élargie à d'autres mycotoxines (tableau 6) comme désoxynivalénol, zéaralénone, fumonisine, etc. Mais l'absence d'une bonne connaissance sur les nouvelles mycotoxines limite l'établissement d'une législation.

Par contre en Afrique plusieurs pays ne disposent d'aucune législation en la matière (Anonyme, 2004). L'Afrique du Sud, les pays où fut décrit pour la première fois l'Ochratoxine A, la législation sur les mycotoxines fixe une limite de 5 ppb pour l'aflatoxine B1 dans les aliments destinés à la consommation humaine, 10 ppb comme teneur totale d'aflatoxines, 50 ppb pour la patuline dans le jus de pomme et 15 ppb seuil limite d'aflatoxines dans les arachides destinées à une transformation ultérieure (Anonyme, 2009).

L'Algérie a réglementé (tableau 6) et fixé les teneurs maximales des aflatoxines dans les arachides, les fruits à coque et les céréales pour l'alimentation humaine et animale. (FAO, 2003)

Tableau 5 : Teneurs maximales en aflatoxines exprimées en µg/kg (AFSSA, 2006)

Alimentation	Toxine	Matrice	Teneur maximale en µg/kg	
Humaine	Aflatoxine B1	Arachides (cacahuètes) +autres graines+fruits secs	De 2,5 ou 8 selon le produit et son stade de transformation	
		Céréales	2 ou 5 selon le produit et son stade de transformation	
		Certaines épices	5	
		Alimentation à base de céréales infantile.	0,1	
	Aflatoxines (B1+B2+G1+G2)	Arachides (cacahuètes) +autres graines+fruits secs	De 4, 10 ou 15 selon le produit et son stade de transformation	
		Céréales	De 4 ou 10 selon le produit et son stade de transformation	
		Certaines épices	10	
	Aflatoxine M1	Lait	0,05	
		Préparation pour nourrissons et enfants en bas âge	0,025	
	Ochratoxine		Grains de céréales brutes (y compris le riz brut et le sarrasin).	5
			Produits dérivés des céréales (y compris les produits de céréales transformés et les grains de céréales destinés à la consommation directe).	3
			Alimentation à base de céréales infantile et aliments diététiques destinés à des fin médiales spéciales spécifiquement pour les nourrissons.	0,5
			Raisins sec (Corinthe, sultanines et raisins sec).	10
			Grains de café torréfié et café torréfié moulu.	5
			Café soluble (instantané).	10
			Vin (Rouge, blanc et rosé et boissons à base de vin).	2
			Jus de raisin, ingrédients à base de jus de raisin dans autres boissons, y compris le nectar de raisin et le jus de raisin concentré reconstitué.	2
Animale	Aflatoxine B1	Matières premières des aliments pour animaux	20	
		Aliments complets/complémentaires	De 5 à 20 selon les espèces animales	

Tableau 6 : Réglementation algérienne des teneurs maximales en aflatoxines
(FAO, 2003)

Produit alimentaire	Aflatoxines	Teneur maximale (µg/kg)
Arachides, Fruits à coque.	Aflatoxine B1	10
Céréales	Aflatoxines (B1+B2+G1+G2)	20
Aliment pour bétail	Aflatoxine B1	20

CHAPITRE 03

Plantes médicinales

III .1. Les plantes médicinales et la phytothérapie

La phytothérapie est l'art de se soigner par les plantes, c'est se soigner de manière naturelle, en respectant son corps et surtout son cerveau; parce que cela est plus doux et plus profond à la fois mais pas n'importe quelles plantes, les plantes médicinales.

III. 1.1. Aperçu historique sur l'utilisation des plantes médicinales

Les végétaux peuplaient la planète bien avant l'homme et ont d'abord servi à le nourrir *via* la cueillette puis la culture (**Lorrain, 2013**). Leur emploi a rapidement évolué en constatant leurs propriétés thérapeutiques pour traiter les blessures et les maladies. L'utilisation des arômes était également connue des civilisations de l'antiquité pour des usages religieux, cosmétiques, mais aussi thérapeutiques (**Lardry et Haberkorn, 2007**). Ce sont les égyptiens, 3150-1085 avant Jésus-Christ, de l'époque pharaonique, qui furent les premiers à avoir recours aux plantes aromatiques pour embaumer les morts, avec notamment un mélange d'huiles essentielles comme l'huile de cèdre, de basilic (**Lardry et Haberkorn, 2007 ; Francomme et al., 1990**), et en utilisant des plantes aux propriétés antiseptiques connues comme le nard de l'Himalaya, la cannelle, le ciste, des produits de sécrétion aromatique comme l'encens ou la myrrhe (**Abrassart, 1997**). En Grèce antique, Hyppocrate indiquait les bains aromatiques dans le traitement des maladies de la femme (**Lardry et Haberkorn, 2007**). Et dans les grandes épidémies, on faisait brûler de la lavande, sarriette, romaine et de l'hysope (**Lardry et Haberkorn, 2007**). En Inde, à l'âge d'or de la médecine ayurvédique coïncidant avec l'apogée du bouddhisme (de 327 av. J-C. à 750 apr. J-C.), on conseillait couramment les plantes médicinales et aromatiques pour différentes indications : massages, bains, hygiène, santé et diététique (**Lardry et Haberkorn, 2007 ; Couic-Marinier et Lobstein, 2013**). Au 1er siècle apr. J-C., apparut le traité intitulé « De materia medica » écrit par Dioscoride, médecin et grand voyageur, dressant l'inventaire de 519 espèces de plantes et qui servira de référence dans la société Romaine et Arabe. Les Arabes ont ainsi poursuivi les recherches sur les plantes médicinales en devenant les premiers à mettre au point la distillation des plantes, permettant d'en extraire l'huile essentielle, il y a de cela plus de mille ans (**Roulier, 1990**).

Partout dans le monde, les plantes médicinales furent utilisées : en 1692 paraissait la première « Pharmacopée royale galénique et chimique » rédigée par **M.CHARAS**, véritable recueil de préparations médicamenteuses. En 1778 le premier diplôme d'herboriste était décerné par la faculté de Médecine de Paris...

Aujourd'hui, l'usage des plantes médicinales totales tombe peu à peu en des études au profit du principe actif isolé.

III. 1. 2. Définition des plantes médicinales

Définie par la pharmacopée par une plante dont au moins une partie possède des propriétés médicamenteuses. Également appelée « drogue végétale » (**Gazengel et Orecchioni, 2013**).

Dans le code de la Santé publique, il n'existe pas de définition légale d'une plante médicinale au sens juridique, mais en France « une plante » est dite médicinale lorsqu'elle est inscrite à la pharmacopée et que son usage est exclusivement médicinal. C'est-à-dire qu'elles sont présentées pour leurs propriétés préventives ou curatives à l'égard des maladies humaines ou animales (**Ghabrier, 2010**).

Ce sont des plantes utilisées en médecine traditionnelle dont au moins une partie possède des propriétés médicamenteuses. Leur action provient de leurs composés chimiques (métabolites primaires ou secondaires) ou de la synergie entre les différents composés présents (**Sanago, 2006**). Une telle définition devrait inclure, d'après **Sofowora (2010)**, les cas suivants :

- Plantes ou parties de plantes à usage médicinal dans des préparations galéniques (décoctions, infusions, etc.), comme l'écorce de bourdaine ;
- Plantes utilisées pour l'extraction des substances pures soit pour usage médicinal direct ou pour l'hémisynthèse de composés médicinaux ;
- Aliments, épices et plantes de parfumerie à usage médicinal, comme le gingembre ;
- Plantes microscopiques employées pour l'isolement de produits pharmaceutiques ;
- Plante a fibres utilisées pour la préparation de pansements chirurgicaux.

III. 1.3. De la plante au médicament,

les plantes synthétisent de nombreux composés appelés métabolites primaires et secondaires ; ces molécules sont caractérisées par des structures complexes et variées que les chimistes auraient bien du mal à synthétiser dans leurs laboratoires (**Graham et Depovere, 2002**). Les plantes médicinales sont utilisées comme des usines des productions des molécules ; après la sélection des plantes, les scientifiques vérifient ces usages à soigner par des études et ont conduit à l'isolement de nouveaux principes actifs et/ou à la mise sur le marché de médicaments à base de plantes ou d'extraits standardisés. De la plante entière ou partie de plante utilisée au départ, on a ensuite utilisé des extraits totaux liquides ou secs pour faciliter la prise et standardiser les traitements. Les recherches bio guidées pharmacologiques et chimiques menées pour identifier les effets de ces extraits et en isoler et en purifier les molécules actives.

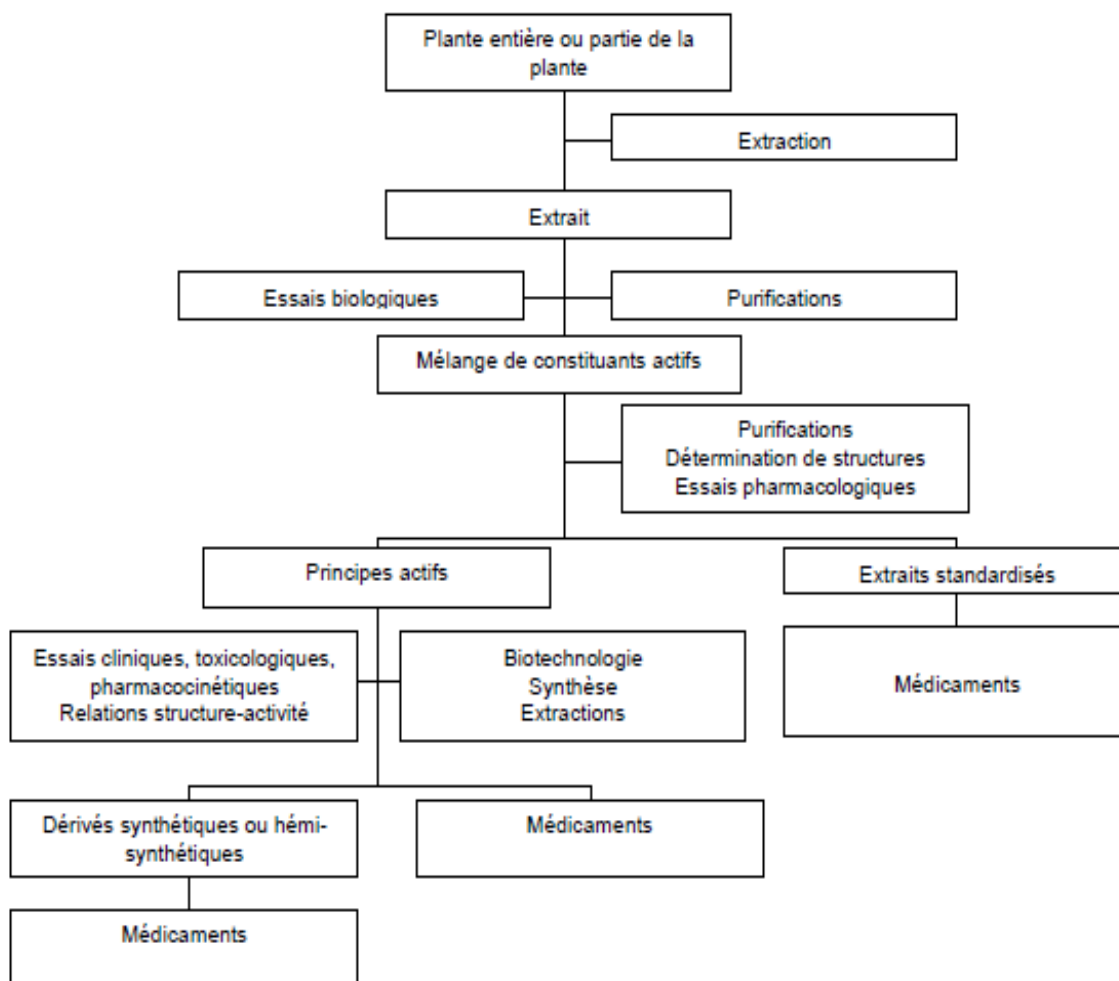


Figure 15 : De la plante au médicament (Quetin-Leclercq, 2002)

III. 1.4. le principe actif

Le principe actif c'est une molécule contenue dans une drogue végétale ou dans une préparation à base de drogue végétale et utilisée pour la fabrication des médicaments (**Pelt, 1980**). Cette molécule présentant un intérêt thérapeutique curatif ou préventif pour l'homme ou l'animale, elle est issue de plantes fraîches ou des séchées, nous pouvons citer comme des parties utilisées : les racines, écorces, sommités fleuries, feuilles, fleurs, fruits, ou encore les graines (**Benghanou, 2012**).

Les plantes contiennent des métabolites secondaires peuvent être considérées comme des substances indirectement essentielles à la vie des plantes par contre aux métabolites primaires qu'ils sont les principales dans le développement et la croissance de la plante, les métabolites secondaires participent à l'adaptation de la plante avec l'environnement, ainsi à la tolérance contre les chocs (lumière UV, les insectes nocifs, variation de la température...) (**Sarni-manchado et Veronique, 2006**). Ces composés sont des composés phénoliques, des terpènes et stéroïdes et des composés azotés dont les alcaloïdes.

III. 1.5. Métabolites secondaires des plantes médicinales

les plantes contiennent une grande variété de composés secondaires dont la fonction est loin de faire l'unanimité (**Small et Catling, 2000**). Leurs rôles sont encore mal connus, mais il est clair qu'ils interviennent de manière interactive dans les relations entre la plante et son environnement : molécules servant à la défense contre prédateurs ou des agents pathogènes, à la prédation, à l'adaptation de la plante. Un nombre de structures connues ; ils peuvent être classés en plusieurs grandes familles de structures connues est les composés phénoliques (tanins, flavonoïdes...), les composés azotés, avec en particulier les alcaloïdes, et les composés terpéniques.

III. 1.5.1. Composés phénoliques

Comme la majorité des métabolites secondaires, les polyphénols et essentiellement les flavonoïdes sont synthétisés pour accomplir certaines fonctions lors du développement de la plante. En termes de fonction protectrice, ils défendent la plante contre les pathogènes tels que les moisissures, les champignons et les bactéries. Ils assurent sa protection contre le rayonnement ultraviolet. Certains d'entre eux sont des répulsifs qui inhibent la croissance d'autres espèces. Les polyphénols jouent un rôle structural comme la lignine constituant la rigidité du bois (Buchanan *et al.*, 2000 ; Druyne, 1999). Ils participent à la coloration des fleurs et des fruits à fin d'attirer les insectes pollinisateurs qui transportent les graines dans les fruits (Buchanan *et al.*, 2000).

Selon Corona (2011) les polyphénols peuvent être répartis en deux classes majeures : les flavonoïdes et les non-flavonoïdes.

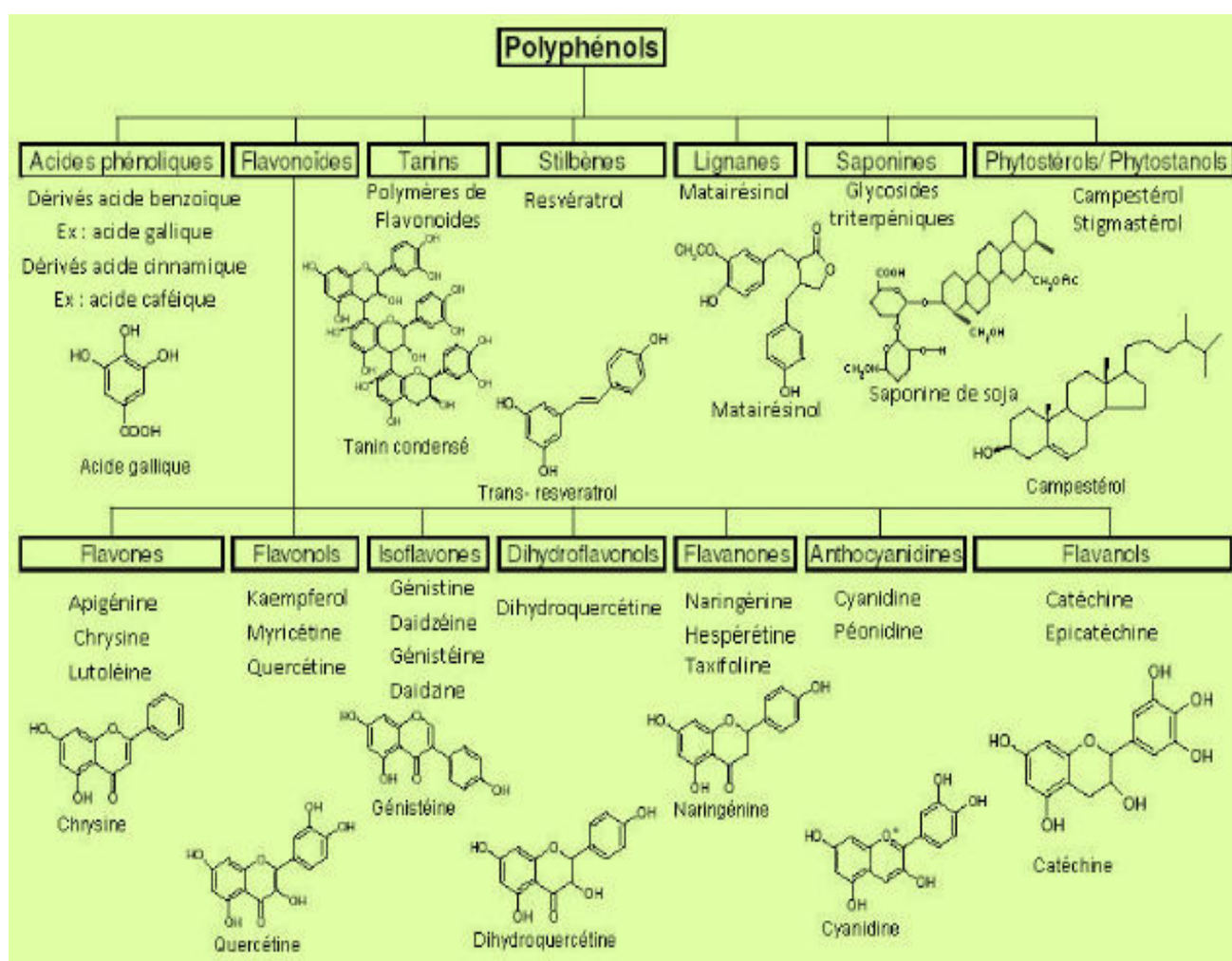


Figure 16 : Classes majeures des polyphénols (Corona, 2011)

III. 1.5.1.1. Les acides phénoliques et phénols

Les acides phénoliques sont rares dans la nature. Ces composés sont formés de deux catégories : la première catégorie contient les acides phénoliques dérivés de l'acide benzoïque qui par monohydroxylation et/ou polyhydroxylation forme des acides phénoliques et des acides polyphénoliques respectivement l'acide gallique et l'acide protocatéchiq ue .

La deuxième catégorie regroupe les acides phénoliques dérivés de l'acide cinnamique. De même avec l'acide cinnamique, l'hydroxylation conduit à l'acide p-coumarique et à l'acide caféique (Haslam, 1994).

III. 1.5.1.2. Les flavonoïdes

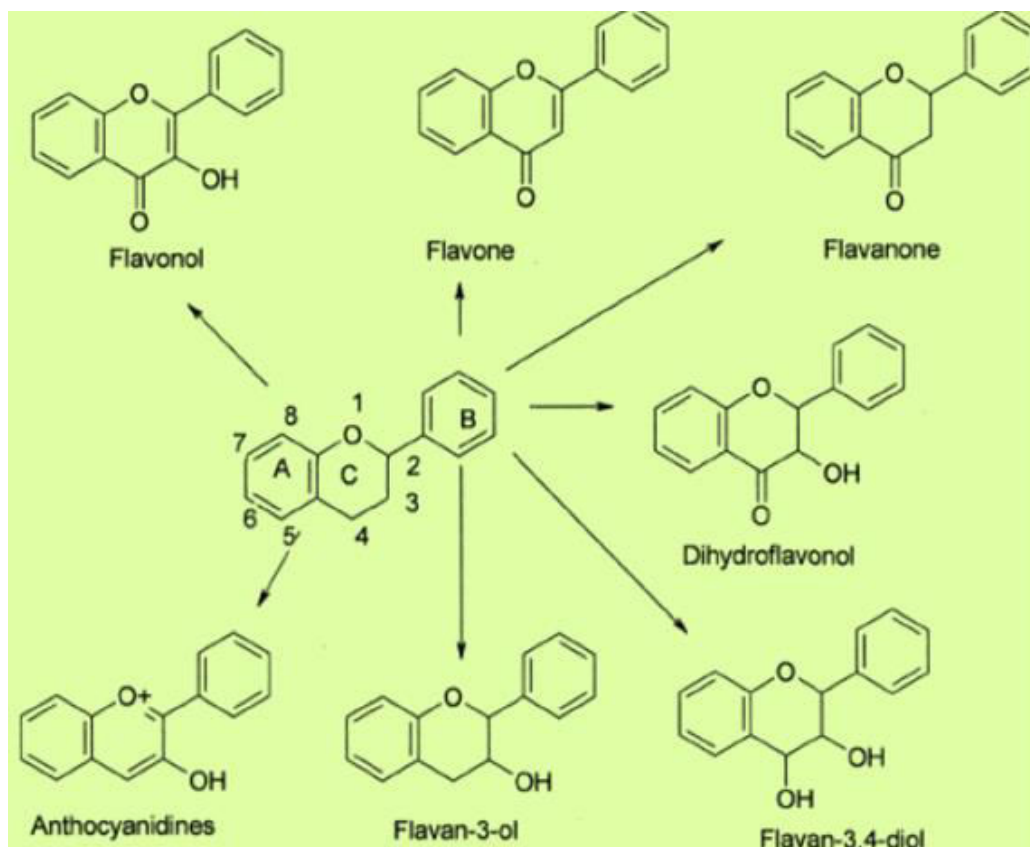


Figure 17 : Familles des flavonoïdes

Occupant une place prépondérante dans le groupe des phénols, les flavonoïdes sont des métabolites secondaires ubiquistes des plantes. Plus de 4000 flavonoïdes

naturels ont été décrits. On estime que 2 % environ du carbone organique photosynthétisé par les plantes, soit quelques 109 tonnes par an, sont convertis en flavonoïdes (**Markham et Mabry, 1975**).

Les flavonoïdes constituent la plus vaste classe de composés phénoliques. À présent plus de 4000 composés ont été identifiés soit environ 50 % des polyphénols. Ces composés ont une structure de base formée de 2 noyaux benzéniques A et B reliés par un noyau C qui est un hétérocycle pyranique (**Lobstein, 2010**).

Parmi les nombreuses classes de flavonoïdes présentées (figure 16), nous citerons les principales : anthocyanes, flavanols, flavones, flavanones, isoflavones et proanthocyanidols (**Sang et al., 2002**).

III. 1.5.1.3. Les tannins

Les tannins (ou tanins) sont des composés polyphénoliques de structures variées, utilisés pour tanner les peaux. Les tannins ont plusieurs activités biologiques. Des études ont montré que des nombreux tannins présentent des propriétés antioxydantes (**Catier et Roux, 2007**). Ces composés présentent une grande capacité de piégeage des radicaux libres et aussi dans l'inactivation des ions prooxydants (**Bruneton, 1999**).

D'autres tannins présentent une activité antiseptique importante. En effet, ils présentent des activités antibactériennes, antifongiques et antivirales assez spectaculaires (**Chung et al., 1998**).

III. 1.5.1.4. Les stilbènes Hydroxylés

Ces dérivés hydroxylés sont des composés formés de deux noyaux aromatiques liés par un groupe éthylique (C6-C2-C6) (**Lobstein, 2010**). Le resvératrol un des stilbènes les plus connus se trouve dans le raisin (**Cornwell et al., 2004**).

III. 1.5.1.5. les lignanes

Un autre groupe de polyphénols simples est constitué par les lignanes, formés de deux unités phénylpropane liées entre elles de différentes manières (**figure 18**). Quelques-uns d'entre eux forment des structures dimères également présents dans les molécules de lignine. Les lignanes ont été isolés aussi bien à partir des extraits

d'essences résineuses que d'essences feuillues. Parmi les lignanes de *Quercus*, *Alnus* et *Ulmus*, le syringarésinol est le plus abondant.

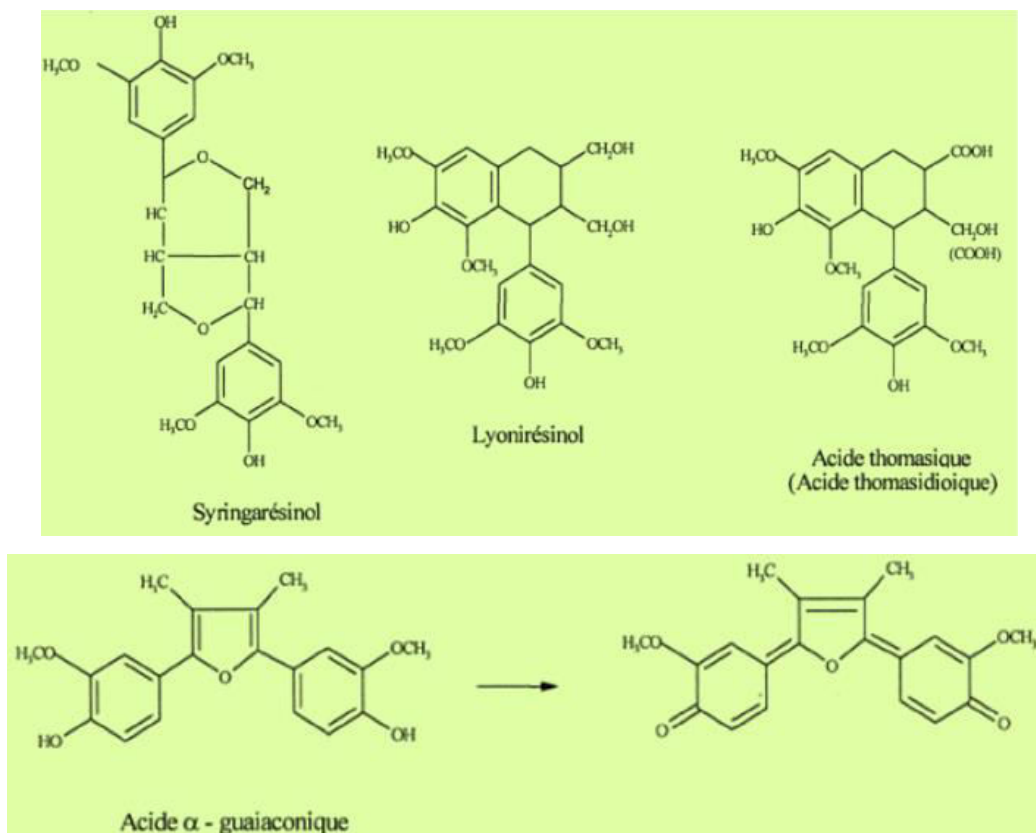


Figure 18 : Lignanes

Un autre groupe de constituants aromatiques est représenté par les stilbènes présents aussi bien chez les feuillus que chez les résineux. Les stilbènes sont produits par addition de 1 à 3 molécules de malonyl CoA sur les acides cinnamiques qui dérivent de la voie de biosynthèse des phénylpropanes. Ces composés seraient responsables du noircissement des bois lors de leur exposition à la lumière et des difficultés rencontrées lors de la fabrication de la pâte à papier en milieu acide. On attribue aux stilbènes les rôles de fongicides et la protection contre les insectes (Stevanovic, 2005).

III. 1.5.1.6. Saponosides

Les saponines sont des métabolites secondaires hétérosidiques, fréquemment rencontrés chez les végétaux supérieurs en particulier chez les Dicotylédones

(racines, fruits, écorces, tiges, feuilles ou graines), mais sont synthétisés également par certains animaux marins tels que les concombres de mer ou les étoiles de mer.

Le nom saponoside est dérivé du mot latin *sapo* qui veut dire savon, qui évoque le caractère moussant de leur solution aqueuse. Ce pouvoir tensio-actif est dû au caractère amphiphile des molécules, à la fois lipophile (la partie aglycone ou génine) et hydrophile (la partie osidique).

Les saponosides sont des composés, pour la plupart, très polaires et sont souvent retrouvés sous forme de mélanges complexes dans la plante. Ils possèdent en outre un large spectre de propriétés biologiques et pharmacologiques notamment des propriétés immunomodulatrice, immunoadjuvante, cytotoxique, antitumorale et hypocholestérolémiant (Lacaille-Dubois, 2000). Les chaînes oligosaccharidiques greffées sur l'aglycone sont soit linéaires, soit branchées et peuvent renfermer jusqu'à 11 monosaccharides.

La partie osidique est le plus souvent inactive, tout en exerçant un effet favorable sur la solubilité du glucoside et son absorption, voire son transport vers tel ou tel organe. L'effet thérapeutique est déterminé par la seconde partie. La partie sucre et l'aglycone sont normalement liées par une fonction éther ou ester.

III. 1.5.2. Autres composés

III. 1.5.2.1. Les coumarines :

Les coumarines sont des substances naturelles connues, Il s'agit de composés à neuf atomes de carbone possédant le noyau benzol (2 H)-1 pyranone-2. Ce composé dériverait de la cyclisation de l'acide cis cinnamique oxygéné en C-2 (Gray et Waterman, 1978). Les coumarines tirent son nom de *kumarú*, nom vernaculaire de la fève tonka *Coumarouna odorata* encore appelée *Disteryx odorata Willd.* Elles sont très largement distribuées dans le règne végétal. La coumarine et ses dérivés dont plus de 300 structures sont connues se répartissent dans 9 familles de Monocotylédones et plus 70 familles Dicotylédones. Ils participent dans les racines des plantes symbiotiques hébergeant *Rhizobium*, à la formation des nodules. Elles sont responsables de l'odeur caractéristique de l'aspérule odorante et du mélilot desséché. Présentes dans de nombreux végétaux, les coumarines sont des 2H-1 — benzopyran -2 — ones que l'on peut considérer, en première approximation, comme étant les lactones des acides 2 — hydroxy-Z cinnamiques (Bruneton, 2009). Elles

sont produites en grand quantité en réponse à une attaque biotique ou abiotique et semblent constituer un moyen de défense de type phytoalexine (**Vivas de Gaulejac, 2001**).

III. 1.5.2.2. Anthocyanosides

les anthocyanes ou pigments anthocyaniques sont des composés hydrosolubles, de teinte rouge, violette ou bleue, qui colorent les fleurs, les fruits et parfois les feuilles. Les anthocyanes sont présentes dans la nature uniquement sous forme d'hétérosides appelés anthocyanosides. ces pigments sont très répandus dans le règne végétal et proche des flavonoïdes sur le plan d'origine, de la structure et des propriétés pharmacologiques (**Catier et Roux, 2007**).

III. 1.5.2.3. Quinones

les quinones sont des composés oxygénés qui résultent de l'oxydation de dirivés aromatiques caractérisés par un motif 1,4 — dicétocyclohexa-2, 5 — diénique (para-quinones) ou par un motif 1,2 — dicétocyclohexa-3, 5 — diénique (ortho-quinones). La dione peut être conjuguée aux doubles liaisons d'un noyau benzénique (benzoquinones) ou à celles d'un système aromatique polycyclique condensé : naphthalène, anthracène, naphtodianthrene (**Krief, 2003; Bruneton , 2009**).

III. 1.5.2.4. Alcaloïdes

Ce sont des substances organiques azotées d'origine végétale, de caractère alcalin et de structure complexe (noyau hétérocyclique), on les trouve dans plusieurs familles des plantes, la plupart des alcaloïdes sont solubles dans l'eau et l'alcool et ont un gout amer et certains sont fortement toxiques (**Wichtl et Anton, 1999**). Certains alcaloïdes sont utilisés comme moyen de défense contre les infections microbiennes (nicotine, caféine, morphine, lupinine) (**Hopkins, 2003**). Représentant un groupe fascinant de produits naturels, ils constituent un des plus grands groupes de métabolites secondaires avec près de 10 000 à 12 000 différentes structures (**Stöckigt et al, 2002**).

III. 1.5.2.5. Terpènes

Dans le règne végétal, les terpènes sont classés dans la catégorie des métabolites secondaires. Leur classification est basée sur le nombre de répétitions de l'unité de base isoprène (à 5 atomes de carbone) (Wang *et al.*, 2007 ; Bruneton, 1999 ; Dey et Harborne, 1991). À ce jour, avec plus de 30 000 molécules identifiées, les terpènes constituent l'une des plus polymorphes et des plus grandes familles de composés naturels : hémiterpènes (C5), monoterpènes (C10), sesquiterpènes (C15), diterpènes (C20), sesterpènes (C25), triterpènes (C30), tetraterpènes, (C40) et polyterpènes.

III. 2. Monographie des plantes étudiées

III. 2.1. *Salsola vermiculata*

Le genre *Salsola* est l'un des meilleurs genres connus de la famille Chaenopodiaceae, et plusieurs espèces ont été écrites, y compris *Salsola pestifer*, *Salsola vermiculata* et *Salsola oppositifolia*. *S. vermiculata* est une plante typique des sols salés. (Karawya *et al.*, 1972).



Figure 19 : Photo de la plante *Salsola vermiculata* (source: prise de la région de knadssa- Bechar)

III. 2.1.1. Données botaniques

III. 2.1.1.1. Description :

Arbrisseau à tiges dressées ou décombantes, très rameuses. Feuilles linéaires, élargies à la base, généralement pubescentes ou velues, d'un vert pâle ou jaunâtre, les florales subulées ou vermiculaires, souvent glabres ; fleurs solitaires, en grappes étroitement paniculées ; ailes calicinales grandes, mais bien moins que dans l'espèce précédente, généralement pâles.

III. 2.1.1.2. Habitat :

Salsola spp trouvés sur les Lieux secs et un peu salés ; le long de la côte du nord-est du West. (**Beatley 1973**) ; *S. vermiculata* est l'une des espèces dominantes dans des zones arides du sud d'Europe, du nord d'Afrique et il est également très fréquent dans les zones côtières de la mer Baltique à la côte méditerranéenne . (**Guma, et al., 2010**).

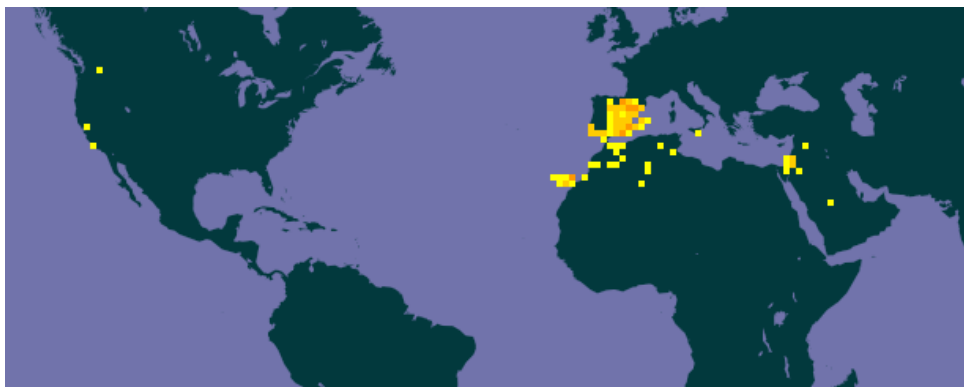


Figure 20: distribution *s. vermiculata* (<http://www.gbif.org/species/3083954>)

III .2.1.1.3. Classification

on classe salsola vermiculata Selon **Cannon (1913)** ;

Règne :	Plantae
Embranchement:	Tracheophyta
Classe :	Magnoliopsida
Ordre :	Caryophyllales
Famille :	Amaranthaceae
Genre :	<i>Salsola</i>
espèce :	<i>S. vermiculata</i>

III. 2.1.2. Données phytochimiques et pharmacologiques

Cette Salsola comme les Salsolacées ont pour caractère commun, de produire par une combustion de la soude, employée à la fabrication du savon utilisé par les populations rurales, nomades et même par les touaregs.

l'étude d'Inventaire, catégorie, symptômes traités et parties utilisées des espèces spontanées médicinales inventoriées au Sahara septentrionalalgérien les feuilles Salsola vermiculata » Kebeira » utilisées sous forme Cataplasme pour le traitement des boutons et des teignes (**Chahma et Djebbar 2008**). La plantation d'arbustes est connue pour contribuer à la révégétation de pâturages dégradés. *S.vermiculata* est particulièrement considérée utile pour ce but. il a aussi rapporté son utilisation comme un fourrage pour les chèvres, moutons et chameaux dans les régions arides. (**Osman et al., 2006**).

III. 2.2. Bobonium (*Anvillea radiata*)

Sous-arbrisseau ligneux atteignant 50 cm de haut, à rameaux étalés et portant des inflorescences en forme de grands capitules jaunes d'or entourés par les feuilles supérieures. Reconnaissable à maturité par les capitules ouverts libérant leurs fruits (akènes) un peu arqués. Commune dans tout le Sahara où elle colonise surtout les cuvettes sablo-argileuses des regs et des hamadas.



Figure 21 : Photo de la plante *Anvillea radiata*(source: prise de la région de boussemghon- El bayadh)

III. 2.2.1. Données botaniques

III. 2.2.1.1. Famille des asteraceae :

Les plantes de la famille des astéracées ou composées et dont le terme botanique est asteraceae ou composite, est l'une des plus grandes familles puisqu'elles rassemblent entre treize milles à vingt mille plantes dicotylédones principalement installées dans les climats tempérés de la planète.

Les plantes de la famille des astéracées comprennent surtout des herbacées, mais on y recense quelques arbres et arbustes, et même des lianes en tout petit nombre, cette famille doit sa particularité commune à avoir une inflorescence en capitules et dépourvue de pédoncules.

Les plantes de la famille des astéracées sont soit annuelles, bisannuelles ou vivaces avec des feuilles alternées et simples et possédants pour la plupart un latex au sein de leur tige.

Les plantes de la famille des astéracées ont des fleurs hermaphrodites ou unisexuées avec une corolle actinomorphe qui se présente sous forme de fleurs tubulées, et donnant un fruit que l'on nomme akène qui se trouve muni d'un papou (sorte de soie dure). **(Barkely et al., 2006)**

III. 2.2.1.2. Caractéristiques de l'espèce *Anvillea radiata*

Plante endémique saharienne, cette espèce à port ligneux (20 à 50 cm) est largement répandue dans l'ensemble du Sahara où elle colonise les dépressions sablo-argileuse. Reconnaisable à ses feuilles vertes bleutées en forme de triangle allongé et à bord denté, cette plante se remarque par ses inflorescences disposées en larges capitules jaune orangé et entourées de feuilles rayonnantes qui passent progressivement aux bractées coriaces et piquantes. Dégageant, comme la plupart des plantes de la famille des Asteraceae (composées), une odeur une légère odeur aromatisée, cette espèce constitue un excellent pâturage pour les chameaux et les chèvres. Selon la tradition locale, l'infusion des feuilles est utilisée dans le traitement du diabète. **(Boullard, 2001)**

III. 2.2.1.3. Classification

D'après **Guignard et Dupont (2007)**, La classification qu'occupe *Anvillea radiata* Coss. & Dur. est la suivante :

Regne : Plantae

Embranchement : Spermatophytes

Sous-Embranchement : Angiospermes

Classe : Eudicots

Ordre : Asterales

Famille : Asteraceae

Genre : *Anvillea*

Especes: *Anvillea radiata* Coss.&Dur.

Nom arabe : NOUGD

III. 2.2.2. Données phytochimiques et pharmacologiques

III. 2.2.2.1. Utilisation en médecine traditionnelle :

Selon la tradition algérienne, l'infusion des feuilles et des tiges est utilisée dans le traitement des pathologies broncho-pulmonaires (**Mazia et al., 1993**) et digestives (**Mazia et al., 1993 ; Chehma 2006**). Les pousses d'*A. radiata*, en infusion à froid ou à chaud, sont utilisés comme remède contre le diabète (**Mazia et al., 1993 ; Chehma, 2006**).

III. 2.2.2.2. Chimiques

El Hassany et al., (2004) ont isolé à partir de la partie aérienne d'*Anvillea radiata* de Maroc un nouveau parthenolides , avec deux autres germacranolides déjà connues (9- α -hydroxyparthénolide et pathénolid -9 — one.

le 9- α -hydroxyparthénolide a été testé pour ces activités biologiques. il a été démontré que ce composé possède une activité cytotoxique significative contre cinq lignées de cellules cancéreuses humaines et un pouvoir antimicrobien contre *Bacillus cereus*, *Escherichia coli*, *Proteus vulgaris*, et *Streptococcus sp.* (**El Hassany et al., 2004**)

En 2006 ; **Dendougui et al.**, ont focalisé leurs travaux sur la recherche des flavonoïdes dans la fraction Butanolique de la partie aeriene d'*Anvillea radiata* ou ils sont identifiés 13 composés dont quatre aglycones et neuf flavonol glycosides.

Autres quatre germacranolides (9- α -hydroxy-1- β , 10- α -époxyparthénolide ; 9- β -hydroxyparthénolide ; 9- β -hydroxy-1- β , 10- α -époxyparthénolide; cis-parthénolide-9-one) (**Rustaivan et al., 1986 ; Sattar et al., 1996 ; Sattar et Mc Phali, 2000**), des flavonols : quercétine 3 — rhamnoglucoside3', 4' — diméthyléther, 6 — méthoxykaempférol 3 — rhamnoglucoside, 6 — méthoxykaempférol 3 — galactoside 7,4 — diméthyléther, kaempférol 3 — rhamnoglucoside, spinacétin 3 — rhamnoglucoside ont été isolé d '*Anvillea garcini* (**Ulubelen et al., 1979**).

Selon **El Hanbali et al., (2007)** rapportent que les huiles essentielles possèdent une excellente activité antibactérienne vis-à-vis des microorganismes testés.

III. 2.3. *Asphodelus tenuifolius*

C'est une plante annuelle mesurant entre 20 et 30 cm. Les feuilles creuses, cylindriques, prennent naissance à la base (**figure 22**). Les longues hampes ramifiées et dressées portent les inflorescences qui sont de très jolies fleurs blanches à pédoncule redressé, regroupées en grappes lâches. Les fruits en capsules renferment de minuscules graines noires.



Figure n° 22 : Photos d'*Asphodelus tenuifolius*.(source: prise de la région de tafagoumt- Tindouf)

Cette espèce méditerranéenne est largement répandue dans l'ensemble du Sahara. Elle affectionne les terrains rocailloux, lits d'oueds d'altitude, rigoles ou dépressions

plus ou moins ensablées, qui retiennent un peu d'eau après la pluie. Elle forme parfois de véritables petites « prairies » sur le tassili.

Les animaux broutent l'asphodèle, qui n'est pas cependant considéré comme un pâturage d'une grande qualité.

Autrefois, cette plante était largement employée dans l'alimentation : les feuilles bouillies ou cuites dans l'huile, les graines pilées en farine. Dans ce dernier cas, on la mélange à d'autres farines pour galettes ou bouillies : la forte odeur des graines s'en trouve alors atténuée. On cueille les jeunes pousses que l'on ajoute aux préparations culinaires.

Au point de vue médicinal, cet asphodèle serait fébrifuge. S'il est consommé en trop grande quantité, il peut s'avérer indigeste (**Gurbuz et al., 2002**).

III. 2.3.1. Données botaniques

III. 2.3.1.1. Classification :

L'*Asphodelus tenuifolius* est classée comme suivant :

Règne : *Plantes (Végétal)*

Embranchement : *Spermatophytes*

Sous-Embranchement : *Angiospermes*

Classe : *Equisetopsida*

Ordre : *Asparagales*

Famille : *Xanthorrhoeaceae*

Genre : *Asphodelus*

Espèce : *Asphodelus tenuifolius*

III. 2.3.1.2. Description morphologique :

Plante annuelle aux feuilles cylindriques creuses, prenante naissance à la base. Les inflorescences sont portées par de longues hampes ramifiées. Les fleurs blanches sont regroupées en grappes lâches. Les fruits forment des capsules qui contiennent de minuscules graines noires. Les feuilles fraîches sont recherchées et elles sont ajoutées aux préparations culinaires. (**Gurbuz et al., 2002**).

III. 2.3.1.3. Habitat et distribution :

Espèce méditerranéenne assez commune dans tout le Sahara. aussi Répandue dans de nombreuses régions, chaude ou tempérée de l'eau world. La plante est espaces communs dans les pentes sèches et humides des montagnes dans les émirats du Nord et Al-Ain, et dans les champs cultivés, il fleurit au printemps. Partie(s) occasion : Ampoule et grains (**Gurbuz et al., 2002**).

III. 2.3.1.4. Description du microscopique :

Une section transversale d'une feuille montre une cuticule épaisse couvrant à paroi mince sensiblement cellules épidermiques allongées un peu carrées aux extrémités étroites ; ainsi le parenchyme semble être agencé sous une forme parallèle. Les stomates sont grands, ovoïdes et se trouvent entre les extrémités au carré des cellules épidermiques adjacentes. Les cellules ont palissadé différentes tailles et semblent être en deux couches, mais ils sont plus ou moins organisés. Les spongieuses cellules du mésophylle sont pour la plupart rondes, mais aussi qu'ils varient en taille et sont plus ou moins organisés.

Le mésophylle intégrer brins vasculaires, y compris en spirale et annulaire épaissi vaisseaux, cellules du parenchyme associé allongé et des fibres. Ils ont également intégré dispersés tour à ellipsoïdes idioblastes contenant des cristaux aciculaires d'oxalate de calcium qui se produisent en bottes et en collaboration avec des structures allongées qui semblent être conduits coniques à deux extrémités et remplies de jaune à l'orange contenu.

Cellules souches épidermiques sont grand parenchyme allongé. Les parties intérieures de la tige allongée comprennent parenchyme, compacte disposés brins de fibrovasculaires, y compris trachéides dénoyautées, grandes annulaire, en spirale ou réticulée épaissie navires. Certaines des grandes cellules du parenchyme sont presque remplies avec le contenu de couleur brun-orangé (**figure 23**) (**Gurbuz et al., 2002**).

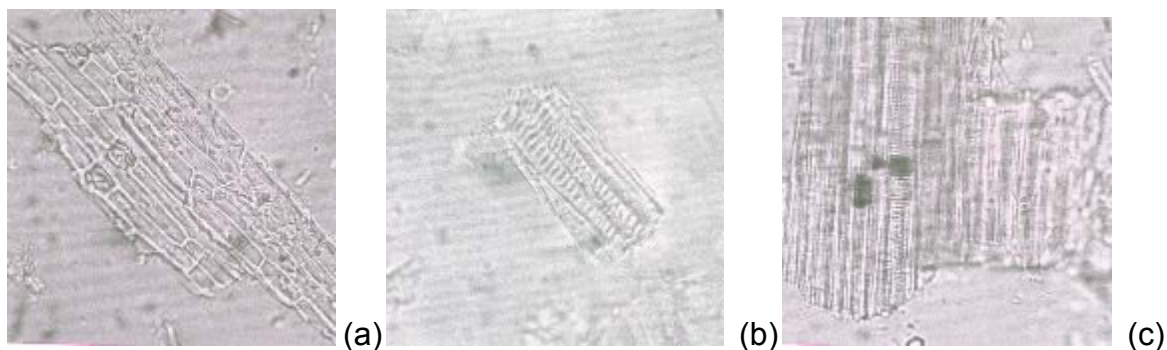


Figure 23 : Représente des fragments microscopiques de la plante.

(a). Vue de face d'un fragment de feuille indiquant l'épiderme sensiblement allongée cellules disposées de manière parallèle avec les stomates ovales existant entre le carré les extrémités terminales des cellules adjacentes. (b). Un fragment de tissus vasculaires des feuilles montrant navires annulaires et en spirale épaissie adjacente avec leur accompagnement à court fibres. (c). Un fragment de la tige indiquant le fibrovasculaire disposée de façon compacte brins dont trachéides dénoyautés et les grands navires qui sont soit annulaire, en spirale ou réticulée épaissie.

(Grossissements : x 250 x 400 et x 250, respectivement) (**Gurbuz et al., 2002**).

III. 2.3.2. Données phytochimiques et pharmacologiques

III. 2.3.2.1. Traditionnel et usages médicaux :

Toute la plante est spasmogène, stimulant, laxatif, diurétique et plante écrasée utilisée pour le traitement des ulcères ; utilisé pour faire des gâteaux de lait caillé bouilli ; les graines bonnes pour les maux de dents. (**Shahina, 1994**).

III. 2.3.2.2. Constituants chimiques :

Les feuilles et les graines contiennent des anthraquinones (aloémodine, chrysophanol), des stérols, et les terpénoïdes, les flavonoïdes, les sucres, les acides gras et les huiles (**Shahina, 1994**).

Les études pharmacologiques et toxicologiques : L'extrait de plante a montré une protection significative contre l'estomac de ce modèle d'ulcerogenesis (**Gurbuz et al., 2002**). La plante a montré une activité antifongique, le *Trichophyton violaceum* a été le plus susceptible d'être complètement inhibé de 50 % de l'extrait (**Ali-Shtayeh et Abu Ghdeib, 1999**).

III. 2.4. *Capparis spinosa* (Caprier commun. Kobar)

Capparis spinosa ; est une plante de la famille des Capparidaceae communément appelée le câprier le Kabbar en Algérie. C'est un petit arbuste épineux, prosterné, largement réparti dans le bassin méditerranéen, et dans les milieux secs le long du littoral d'Europe, d'Afrique du Nord sur le partout du bassin méditerranéen jusqu'au sud de l'Asie et dans Australie. Le câprier est traditionnellement employé pour des raisons pharmacologiques, comme il est utilisé en cuisine méditerranéenne diverses préparations.



Figure 24 : Photographies de la plante *Capparis spinosa*. Les feuilles, la fleur et les fruits et les câpres (bourgeons floraux). (source: prise de la région de Knadssa-Bechar)

III. 2.4.1. Données botaniques

III. 2.4.1.1. Habitat de *Capparis spinosa* :

En Algérie, le câprier couvre de vastes surfaces, mais de manière éparse. Il a été redécouvert depuis peu par les forestiers qui ont alors engagé l'étude de son développement. Celui-ci pourrait, il est vrai, être planté dans les espaces inaptes à l'agriculture, pour la reconstitution végétale des zones où on ne saurait faire pousser des espèces délicates. En effet, le câprier est doté d'un système racinaire très puissant qui mobilise des volumes importants de sous-sol . Cette caractéristique lui confère une forte tolérance à la sécheresse. Il a donc la particularité de se développer sur les sols les plus ingrats et sur de fortes pentes, d'où son intérêt

écologique contre l'érosion dans les zones arides et semi-arides. Il est signalé dans les stations les plus xérophiles (**Maire, 1965 ; Kadik, 1986**).

Le câprier s'accommode donc bien des sols les plus mauvais. D'un point de vue climatique, on le rencontre souvent dans les secteurs semi-arides et en second lieu dans le subhumide. Son cycle végétatif et son développement floral exigent un climat sec et chaud (**Gorini, 1984**).

Les espèces végétales accompagnatrices les plus fréquentes dans les relevés sont le jujubier sauvage, l'olivier, le pistachier lentisque et quelques fois le pin d'Alep. On remarque surtout qu'il y a une constante écologique correspondant à un décor minéral toujours ensoleillé : gorges, falaises, pentes rocailleuses, éboulis, ravins et vieux murs de pierres en zones urbaines. En effet, les baies, très appréciées des oiseaux (**Maire et Monod, 1950**).

Explique la forte relation entretenue avec l'habitat des oiseaux. Des stocks de graines enrobées de matières fécales ont été trouvés, en bas de falaises, dans les gorges de Palestro et de Midès. Par ailleurs, les oiseaux semblent être les disséminateurs potentiels de la graine, ce qui explique son extension dispersée. En effet, on pense que le passage des graines par le suc gastrique des oiseaux facilite la régénération naturelle. Cette observation rejoindrait l'hypothèse confirmée par les travaux relatifs à l'effet positif de l'acide sulfurique sur la dormance des graines de câprier (**Benseghir et al., 1978**).

Le secteur du Tell méridional, dans le domaine mauritanien méditerranéen, est la zone biogéographique de prédilection du câprier. C'est une espèce de moyenne et basse altitude. Les adaptations remarquables du câprier, face aux effets de l'érosion combinés à ceux de la chaleur et de la xéricité du climat, peuvent lui conférer une certaine importance dans des régions climatiques et édaphiques où d'autres espèces semblent ne pas s'adapter.

III. 2.4.1.2. Classification de la plante :

Règne : *Plantes (Végétal)*

Sous règne : Tracheobionta

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Sous-classe : Dilleniidae

Ordre : Capparales

Famille : Capparidaceae

Genre : Capparis

Espèce : *Capparis spinosa*

III. 2.4.1.3. Aspect botanique :

Capparis spinosa ; est un arbrisseau dressant avec des tiges flexueuses, épineuses portant des feuilles alternes, pétiolées, ovales arrondies, lisses, vertes, et souvent un peu rougeâtres, avec des épines à la base. Les fleurs sont axillaires, solitaires, composées de quatre grands sépales verts et de quatre pétales blancs veinés de rose et de nombreuses étamines très longues, et d'un étrange pistil, très long qui sort de la fleur. Le fruit est ovoïde oblong, rougeâtre, s'ouvre à la fin de la maturité. Les graines sont noires, matées, lisses en forme de rein de 3 mm de longueur (**Satyanarayana et al., 2008**).

III. 2.4.2. Données phytochimiques et pharmacologiques

III. 2.4.2.1. Composition chimique de la plante :

Plusieurs études phytochimiques ont montré que *Capparis spinosa* comporte un amalgame de composés actifs dans ses diverses parties. Les polyphénols et les flavonoïdes sont également présents dans le câprier (**Panico et al., 2005 ; Satyanarayana et al., 2008**).

Il a été montré que les bourgeons floraux du câprier renferment les flavonoïdes suivants : la quercétine, la rutine, la quercétine -3 — rutinosides, la quercétine -7 — O-glucorhamnoside, le kaempférole-3 — rutinosides, le kaempférole 3 — O — rhamnosyl-rutinoside (**Bonina et al., 2002 ; Panico et al., 2005**).

La partie aérienne de la plante contient aussi la quercétine 3 — O-glucoside, la quercétine 3 — O-glucoside-7-O-rhamnoside, la quercétine 3-O-[6''— α -L-rhamnosyl-6'' — β -D-glucosyl] — β -D-glucoside et la quercétine-7-O-D-glucopyranoside- β -L-rhamnopyranoside. Le câprier est également riche en acides hydroxycinnamiques y compris l'acide caféique, l'acide férulique, acide p-coumarique et l'acide cinnamique. (**Panico et al., 2005 ; Satyanarayana et al., 2008**).

Des composés homologues aux composés polyphénoliques en particulier : le cappaprenole-12, le cappaprenole-13 et le cappaprenole-14 ont été isolés de la plante (**Satyanarayana et al., 2008**).

Les alcaloïdes sont aussi présents dans le câprier, ils sont distribués principalement dans les racines et les graines (**Panico et al., 2005 ; Satyanarayana et al., 2008**). La teneur élevée en alcaloïdes a été trouvée dans les racines de la plante où la stachydrine représente 87,43 % des alcaloïdes totaux. Trois alcaloïdes spermidines (la capparispine, la capparispine-26-O-β-D-glucoside et la cadabicine 26-O-β-D-glucoside hydrochloride) ont été identifiés dans les racines de la plante (**Fu et al., 2008**). La cadadicine, un nouvel alcaloïde a été isolé du câprier (**Satyanarayana et al., 2008**).

Les composés volatils des fruits mûrs et des racines de la plante sont présentés principalement par le méthyle isothiocyanate, l'isopropyle isothiocyanate et le sec-butyl isothiocyanate (**Satyanarayana et al., 2008**).

Le glucocapperine (90 %) représente le glucosinolate majeur des bourgeons floraux du câprier (**Panico et al., 2005**).

D'autres glucosinolates comme la sinigrine, la glucoiberine et la glucocleomine ont été également isolées à partir des graines et des feuilles de la plante. En outre, les mêmes auteurs ont rapporté que les indoles glucosinates comme le glucobrassicine, le neoglucobrassicine et le 4 — methoxyglucobrassicine sont présents dans les racines de la plante (**Satyanarayana et al., 2008**).

Des triterpenoïdes (α-amyrin), des stérols, des saponines et des faibles quantités de la vitamine E, de —carotène et de la vitamine C ont été détectées dans la plante (**Tesoriere et al., 2007 ; Satyanarayana et al., 2008**).

En plus, les câpres contiennent quelques composés minéraux tels que le sodium, le potassium et le phosphore (**Tlili et al., 2011**).

III. 2.4.2.2. Usage traditionnel du câprier :

Le câprier est utilisé depuis l'antiquité dans plusieurs pays soit en cuisine, soit en médecine folklorique. En effet, les câpres sont généralement utilisées en cuisine méditerranéenne comme épice, apéritive avec les olives et le fromage ou comme complément à la viande, aux salades, aux pâtes, et à d'autres nourritures. Indépendamment de son utilisation comme condiments, le câprier a été utilisé depuis

des siècles dans la phytothérapie traditionnelle, comme antifongique (**Ali-Shtayeh et Abu Ghdeib, 1999 ; Lemhadri et al., 2008**), antileishmaniose (**Lemhadri et al., 2008**), antihépatotoxique (**Gadgoli et Mishra, 1999.**), anti-inflammatoire (**Satyanarayana et al., 2008**), anti-hyperlipidémique et hypoglycémiant (**Eddouks et al., 2005**).

Les câpres sont connues dans différents pays méditerranéens pour leurs propriétés curatives, expectorantes, diurétiques, anti-hypertensives, cataplasmiques et toniques (**Satyanarayana et al., 2008**).

III. 2.4.2.3. Activités biologiques du câprier :

Le câprier est doué de plusieurs activités biologiques. Il est connu comme un agent analgésique, antirhumatismal, comme il est impliqué dans le traitement de la goutte.

L'extrait méthanolique des bourgeons floraux du câprier représente un effet protecteur sur les chondrocytes via leur activité inhibitrice sur la production des prostaglandines, le monoxyde d'azote et des espèces réactives de l'oxygène qui provoquent la biodégradation du cartilage (**Panico et al., 2005**). Le câprier possède un effet anti-inflammatoire, du fait que, le capparénole-13 isolé à partir du câprier a inhibé considérablement l'œdème de l'oreille des rats induit par la carragénane (**Satyanarayana et al., 2008**).

Les substances naturelles extraites du câprier sont également d'importants agents antioxydants. En effet, l'extrait méthanolique des bourgeons floraux cru de la plante a montré une activité antioxydant dans divers modèles *in vitro*, d'où il est suggéré leur utilisation potentielle dans les conditions pathologiques du stress oxydant (**Tesoriere et al., 2007**).

L'extrait aqueux de la plante a révélé, *in vivo*, une activité anti-hyperglycémiant sans affecter la concentration sanguine de l'insuline. En effet, l'administration orale de l'extrait aqueux de la plante, 20 mg/kg pendant 14 jours, a produit une diminution significative du taux de glucose sanguin chez les rats diabétiques. Le taux du glucose sanguin a été presque normalisé après 2 semaines d'administration orale et d'une façon quotidienne de 20 mg/kg de l'extrait aqueux de câprier. En plus, ce traitement provoque ainsi une diminution de taux plasmatique des triglycérides après 1 à 2 semaines et du cholestérol après 4 à 7 jours (**Eddouks et al., 2005 ; Lemhadri et al., 2008**).

III. 2.5. *Artemisia herba alba*

Connue depuis des millénaires, l'*Artemisia herba-alba* (armoise herbe blanche) a été décrite par l'historien grec Xénophon, dès le début du IV^e siècle av. J.-C., dans les steppes de la Mésopotamie (Francis Joannès, 2001). Elle a été répertoriée en 1779 par le botaniste espagnol Ignacio Jordán Claudio de Assoy del. C'est une plante essentiellement fourragère, très appréciée par le bétail comme pâturage d'hiver. Elle présente une odeur caractéristique d'huiles de thymol et un goût amer d'où son caractère astringent (Nabli, 1989). Plusieurs noms sont attribués à l'*Artemisia herba-alba* ; thym des steppes, absinthe du désert. En Afrique du Nord et au Moyen-Orient, on l'appelle, en communément (Elchih) selon les régions. Au Maroc occidental elle porte aussi le nom de EL GUAISSOUM). L'*Artemisia herba-alba* est bien connue depuis l'Antiquité. Le nom anglais Worm Wood (attribué à toutes les armoises) fait allusion à son pouvoir vermifuge bénéfique pour l'homme et le bétail.



Figure25 : Photos de la plante d'*Artemisia herba alba* dans son milieu naturel au début de la saison de fleuraison. (source: prise de la région de brizina- El bayadh)

III. 2.5.1. Données botaniques

III. 2.5.1.1. Nomenclature et taxonomie :

Artemisia est le nom de genre des armoises, il provient de celui de la déesse grecque de la chasse Artémis ; herba-alba signifie herbe blanche.

Phylum : Angiospermeae.

Sous Phylum : Dicotylédones

Ordre : Gampanulatae

Famille : Asteraceae.

Sous-famille : Asteroideae.

Tribu : Anthemideae.

Sous-tribu : Artemisiinae.

Genre : *Artemisia*.

Espèce : *Artemisia herba-alba* asso.

III. 2.5.1.2. Description botanique :

Artemisia herba-alba asso est une plante herbacée à tiges ligneuses et ramifiées, de 30 à 50 cm, très feuillées avec une souche épaisse. Les feuilles sont petites, sessiles, pubescentes et à aspect argenté. Les fleurs sont groupées en grappes, à capitules très petites (3/1,5 mm) et ovoïdes. L'involucre est à bractées imbriquées, les externes orbiculaires et pubescentes. Le réceptacle floral est nu avec 2 à 5 fleurs jaunâtres par capitule toutes hermaphrodites (**Pottier, 1981**).

III. 2.5.1.3. Habitat :

Artemisia herba-alba asso est largement répandue depuis les îles Canaries et le sud-Est de l'Espagne jusqu'aux steppes d'Asie centrale (Iran, Turkménistan, Ouzbékistan) et à travers l'Afrique du Nord, l'Arabie et le Proche-Orient. En Afrique du Nord, cette espèce couvre d'immenses territoires évalués à plus de dix millions d'hectares, l'*Artemisia herba-alba* asso est absente des zones littorales nord. Cependant, l'espèce se raréfie dans l'extrême sud (**Nabli, 1989**).

III. 2.5.1.4. Biologie :

L'*Artemisia herba-alba asso* est une plante ligneuse basse et toujours verte. Ses caractéristiques morphologiques et physiologiques font d'elle une espèce bien adaptée aux conditions climatiques arides. Le dimorphisme saisonnier de son feuillage lui permet de réduire la surface transpirante et d'éviter ainsi les pertes d'eau (**Ourcival, 1992**). Grâce à son système racinaire très dense à la surface, l'*Artemisia herba-alba* est capable de valoriser toute humidité superficielle occasionnée par des petites pluies. Cette espèce est également capable d'exploiter l'humidité du sol jusqu'à 50 cm de profondeur (**Floret et Pontannier, 1982**) et peut profiter des fractures de la croûte, pour atteindre les poches d'humidité, notamment dans les sols à encroûtement calcaire (**Ourcival, 1992**). **Evenari et coll. (1980)** ont rapporté que chez les plantes âgées d'*Artemisia herba-alba asso*, la tige principale se divise en « branches » physiologiquement indépendantes les unes des autres et susceptibles de mourir sans entraîner la mort de la plante. La floraison de cette espèce débute le plus souvent en juin, mais les fleurs se développent essentiellement à la fin de l'été. Lors des années pluvieuses et dans les sols qui lui conviennent, l'*Artemisia herba-alba asso* présente une forte production de graines et un pouvoir de régénération élevé (**Nabli, 1989**).

III. 2.5.1.5. Écologie :

L'*Artemisia herba-alba* 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 drainés (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 biome steppique type, les groupements d'*Artemisia 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, 1989**).

III. 2.5.2. Données phytochimiques et pharmacologiques

III. 2.5.2.1. Pharmacopée traditionnelle :

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

Friedman et coll. (1986) ont rapporté que l'infusion de l'armoise est assez employée par les Bédouins du Néguev (Palestine) pour soulager les maux gastro-intestinaux (**Saleh et al., 1985**)

En Irak également, l'armoise préparée avec le thé constitue l'une des formes d'automédication contre le DNID (**Al-Wailins, 1986**).

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 et Lafi, 2003**).

III. 2.5.2.2. Composition chimique :

Au Maghreb, l'*Artemisia 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 apporte entre 6 et 11 % de matière protéique brute dont 72 % sont constituées d'acides aminés. Le taux de α -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, 1989**). Les plantes de la famille des Astéracées, auquel appartient l'*Artemisia herba-alba*, ont fait l'objet de plusieurs études phytochimiques par intérêt économique surtout pour leurs huiles essentielles. Les molécules identifiées sont les sesquiterpènes lactones, les coumarines et les hydrocarbures acétyléniques (**Da Silva, 2004**).

III. 2.6. *Aristida pungens*



Figure 26 : Caractéristiques morphologiques d'*Aristida pungens*

III. 2.6.1. Données botaniques

III. 2.6.1.1. Nomenclature et taxonomie :

Cette graminée est largement utilisée dans la fixation biologique des dunes continentales. *Stipagrostis pungens* « Drinn » Plante appréciée et broutée entière. **FAO, 1977.**

Règne : *Plantae*

Division : *Magnoliophyta*

Classe : *Liliopsida*

Ordre : *Cyperales*

Famille : *Poaceae*

Sous-famille : *Aristidoideae*

Genre : *Aristida*

Espèce : *A. pungens*

III. 2.6.1.2. Description

Les espèces de ce genre sont souvent pérennes, plus rarement annuelles. Les tiges sont érigées, et présentent parfois, en plus des feuilles basales, des feuilles caulinaires. Le limbe des feuilles peut être plat ou enroulé, et les feuilles basales peuvent être en touffe. **(Lu et al., 1753)**

Plante cespiteuse vivace, robuste (50 cm à 1 m), à long rhizome, reconnaissable aux inflorescences composées d'épillets, en panicules lâches et aérées. Commune dans l'ensemble du Sahara, le drinn est parfaitement adapté aux habitats sableux, représentés par les amas sableux profonds (dunes, ergs). La steppe à drinn constitue un pâturage essentiel pour les dromadaires.

III. 2.6.1.3. Habitat

Les espèces de ce genre sont présentes sur tous les continents, en climat tempéré chaud ou tropical sec. Elles poussent sur des sols secs et pauvres, dans des zones arides, mais ne colonisent généralement pas les déserts.

III. 2.6.2. Données phytochimiques et pharmacologiques

La composition chimique de *S. pungens* a montré qu'il contient une quantité assez élevée d'extraits, de lignine (environ 12 %) et de polysaccharides (71 %). Les quantités d'a-cellulose sont acceptables (44 %). Enfin, la teneur en cendres était d'environ 4,65 %. **(Faten et al., 2014)**

Utilisation traditionnelle locale —En tisane, cette plante traite les constipations et maux d'estomac. – En décoction, elle est utilisée contre lithiase. **(ADOUANE, 2016)**

Il est utile de traiter l'indigestion ; aussi utile comme astringent et stimulant. **(Ould El hadj et al., 2003)** ils trouvent qu'il peut être utilisé contre la constipation, la douleur à l'estomac, l'indigestion.

CHAPITRE 04

Matériels et méthodes

IV. 1. Analyses mycologiques

IV. 1.1. Collecte des échantillons de blé :

Pour une bonne analyse, il faut un bon échantillonnage.

L'échantillonnage est effectué conformément à l'**ISO 13690**, **Journal officiel de l'Union européenne**, et un **guide pratique pour le contrôle de la qualité des céréales et protéagineux**.

L'échantillonnage a été effectué comme suivant ;

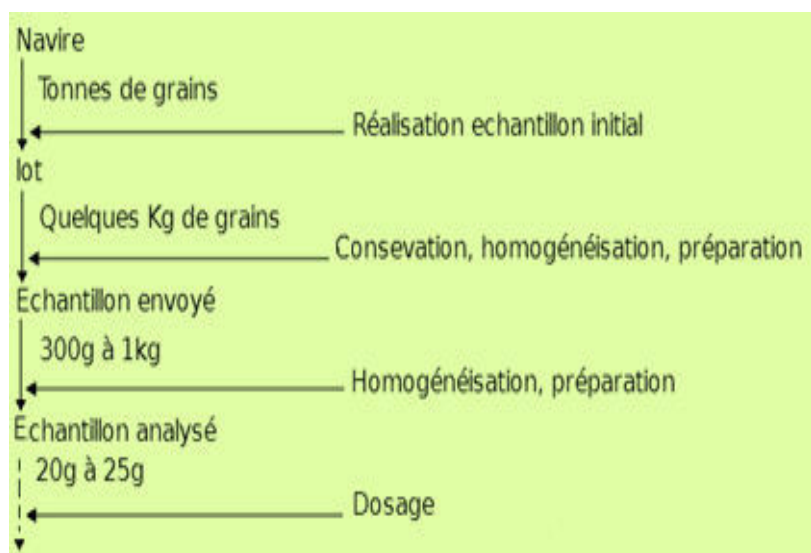


Figure 27: Plan d'échantillonnage selon la norme **ISO 13690**.



Figure 28: Echantillons de blé tendre.



Figure 29 : Les prélèvements élémentaires du blé tendre sur un navire de transport.

50 échantillons de blé tendre importé (**tableau 7**) ont été alors transportés aux laboratoires des ressources végétales et sécurité alimentaire des zones semi-arides du Sud- Ouest algérien au niveau de l'université de BECHAR et au Grand Moulin du DAHRA -MOSTAGANEM- et ils ont été stockés dans une chambre à 25 °C avant d'être analysés.

Tableau 7 : Présentation des échantillons.

Nombre d'échantillons	Origine	Date de récolte	Date de prélèvement	Heure de prélèvement
1	France	2008	27/12/2008	10H15
2	France	2008	28/12/2008	10H30
3	France	2008	21/02/2009	9H45
4	France	2008	22/03/2009	8H55
5	France	2008	23/03/2009	13H05
6	France	2008	18/04/2009	11H35
7	France	2009	06/06/2009	10H00
8	France	2008	18/06/2009	8H30
9	France	2008	28/07/2009	12H40
10	France	2009	22/08/2009	8H40
11	France	2009	06/10/2009	12H30
12	France	2008	08/10/2009	8H45
13	France	2009	04/11/2009	10H30
14	France	2008	15/11/2009	9H00
15	France	2009	16/02/2010	11H10
16	France	2009	18/02/2010	11H25
17	France	2009	03/03/2010	9H35
18	France	2009	11/03/2010	13H20
19	France	2009	23/03/2010	11H00
20	France	2009	25/04/2010	8H30
21	France	2008	27/09/2010	12H35
22	France	2009	19/10/2010	16H00
23	France	2010	13/03/2011	08H45
24	France	2010	13/03/2011	09H00
25	France	2010	22/03/2011	10H30
26	France	2010	31/03/2011	8H55
27	France	2010	22/05/2011	8H40
28	France	2010	06/06/2011	13H05
29	France	2010	21/06/2011	10H30
30	France	2010	13/07/2011	11H25
31	France	2010	07/08/2011	8H40
32	France	2010	17/09/2011	12H40
33	France	2011	05/10/2011	16H00
34	France	2011	07/02/2012	10H30
35	France	2011	15/02/2012	10H30
36	France	2011	24/02/2012	13H05
37	France	2011	25/02/2012	11H25
38	France	2011	06/04/2012	8H40
39	France	2012	17/06/2012	12H40
40	France	2012	15/09/2012	9H00
41	France	2011	21/09/2012	14H00
42	France	2011	15/02/2013	16H00
43	France	2012	25/02/2013	8H55
44	France	2012	26/03/2013	13H05
45	France	2012	28/06/2013	11H35
46	France	2012	26/07/2013	9H00
47	France	2012	17/08/2013	14H00
48	France	2012	26/10/2013	10H30
49	France	2012	11/10/2013	13H05
50	France	2012	14/11/2013	16H00

Chaque échantillon est divisé en trois sous échantillons ; sachant que pour chaque sous-échantillon nous avons réalisé trois essais (03 répétitions).

IV. 1.2. Analyse physico-chimique :

IV. 1.2.1. Taux d'humidité :

Les mesures de l'humidité des échantillons ont été effectuées par un appareil « infra tec » au niveau du laboratoire des grands moulins -DAHRA -Mostaganem.



Figure 30: Infracotec -appareil utilisé pour la mesure d'humidité

IV. 1.2.2. Mesure du pH :

On mélange 5 g d'échantillon broyé à 45 ml d'eau distillée stérile. Après une agitation et un repos de une heure, la mesure du pH est réalisée à l'aide d'un pH-mètre.



Figure 31: pH mètre.

IV. 1.2.3. Grains cassés :

D'après le schéma suivant, on a mesuré seulement le pourcentage de m_6 .

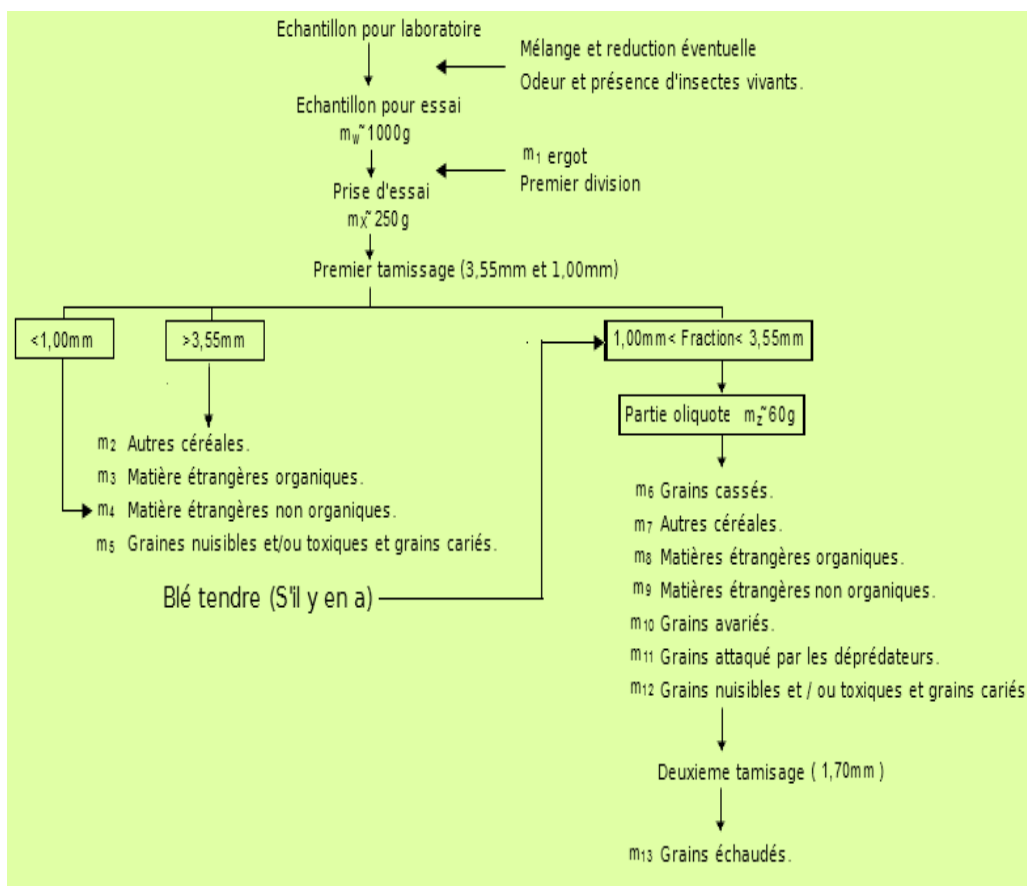


Figure 32: Schéma du mode opératoire d'agrégage selon la norme internationale ISO 7970 : 2000.

IV. 1.3. Analyse mycologique :

Cette partie décrit les techniques et les milieux appropriés pour l'isolement et l'identification des mycètes.

IV. 1.3.1. Isolement et dénombrement :

La quantification de la croissance des mycètes filamenteux est plus difficile que celle des bactéries ou des levures. L'évaluation de la croissance ou de la biomasse fongique n'est pas facile, parce qu'une norme n'existe, contrairement aux levures et bactéries. (Moreau, 1996)

Toutes ces analyses ont été réalisées en triplicata pour chaque échantillon.

IV. 1.3.1.1. Méthode directe :

C'est la méthode préférée pour détecter, évaluer et isoler des mycètes des nourritures telles que des noix et des grains. Dans cette méthode, les nourritures sont placées directement sur une enceinte humide. Elle permet éventuellement de localiser les éléments actifs de la microflore qui donne des colonies visibles sur des grains et détermine, dans un lot de grains donné, le pourcentage de grains contaminés par tel ou tel genre et espèce de moisissures. **(Cahagnier, 1988)**

L'isolement fongique à partir des échantillons de blé tendre a été effectué selon la méthode proposée par **Mills et al., (1978)** avec quelques modifications. Ainsi, 100 grains de blé sélectionnés au hasard de chaque échantillon ont été mis dans 10 boîtes de Pétri stériles contenant du papier filtre stérile, imbibé avec 5 ml d'une solution aqueuse de chlorure de sodium à 7.5 % stérile **(Mills et al., 1978)**. Les boîtes ainsi préparées sont incubées à 25 ± 2 °C à l'obscurité pendant 5 à 7 jours. Toutes ces analyses ont été réalisées en triplicata pour chaque échantillon.

Mais au-delà d'une certaine densité de population, ces méthodes manquent de sensibilité : à la lecture des résultats, on différencie un grain contaminé d'un grain non contaminé, mais pas un grain peu contaminé d'un grain très contaminé **(Multon, 1992)**.



Figure 33: Méthode directe d'Ulster

IV. 1.3.1.2. Méthode de dilution :

L'isolement des moisissures à partir des échantillons de blé a été réalisé selon la méthode de suspension-dilution largement utilisée dans la littérature (**Weidenbörner et al., 2000 ; Lana et al., 2003**). La mise en suspension des micro-organismes peut être effectuée par l'agitation d'un poids connu d'échantillon broyé aseptiquement dans le diluant additionné de Tween 80 (**Lam et al., 2018**) c'est-à-dire on mélange 5 g de grains broyés et quelques gouttes de Tween 80 dans 45 ml d'eau physiologique stériles puis la suspension est énergétiquement agitée.

Une fois la phase de préparation des suspensions est terminée. Par la suite, 100 µl de chaque dilution sont déposés puis étalés sur un milieu PDA (**Weidenbörner et al., 2000 ; Lana et al., 2003**). Après incubation à 25 °C pendant 7 à 10 jours à l'obscurité, les colonies de moisissures sont dénombrées et identifiées.

Elle consiste à transférer aseptiquement les différentes souches de moisissures obtenues lors de l'isolement sur un milieu de culture (PDAac) pour l'isoler ou le maintenir en culture pure.

IV. 1.3.2. Purification et identification des souches:

IV. 1.3.2.1. Identification du genre :

Elle repose essentiellement sur l'observation des caractères morphologiques révélés par un examen microscopique soigneux aux divers stades de développement ; technique microculture, complétée par une description des caractères cultureux.

IV. 1.3.2.1.1. Microculture (culture sur lame) :

Cette technique décrite par **Harris, 1989** ; on place des petits carrés de PDAac sur des lames stériles, les spores sontensemencées sur les limites périphériques des carrés avant les recouvrir par des lamelles. L'ensemble est incubé dans une chambre stérile et humide sous 25- 27 °C pendant 3 à 5 jours.

Après l'incubation, les lamelles auxquelles s'adhère le mycélium sont transférées sur d'autres lames stériles contenant quelques gouttes de Lactophénol d'AMANN pour l'observation microscopique qui est réalisée successivement aux différents grossissements du microscope jusqu'à l'immersion.

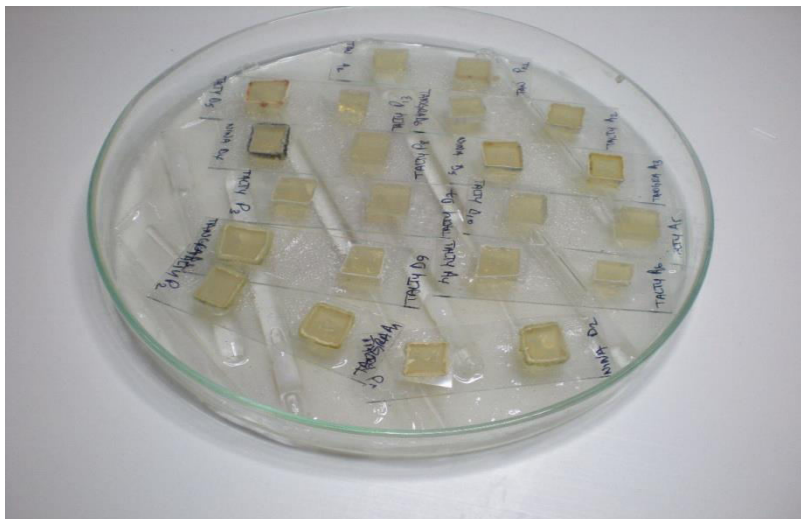


Figure 34: Méthode culture sur lame

Les genres de moisissures sont ainsi identifiés en référant à **(Botton et al, 1990)** .

IV. 1.3.2.1.2. Conservation des souches :

La méthode de conservation et de stockage des souches, qui se fait sur des Agar de pente, est satisfaisante; dans notre travail nous avons repiqué les champignons dans des tubes contenant un milieu PDAac incliné. Après l'incubation de 5 à 7 jours sous 25 °C, les tubes sont stockés dans un réfrigérateur à 4 – 7 °C.

IV. 1.3.2.2. Identification des souches d'*Aspergillus* et *Penicillium* :

L'identification des espèces d'*Aspergillus* et *Penicillium* est réalisée par la méthode de **Pitt (1973)** et **Ramirez (1982)**.

IV. 1.3.2.2.1. Milieux d'inoculation et régime d'ensemencement :

Les quatre milieux utilisés sont CYA, MEA, G25N et CDA.

Cette méthode dite « Single spore » basée sur la relation entre l'activité de l'eau du milieu de culture et la température d'incubation. Elle consiste à l'inoculation de quelques spores d'une culture jeune dans des tubes à hémolyse contenant une suspension semi-solide à base de 0,2 % d'Agar et quelques gouttes de tween 80.

IV. 1.3.2.2.2. Identification des espèces d'*Aspergillus* :

Elle se fait sur trois milieux qui sont MEA, G25N et CYA selon le schéma suivant :

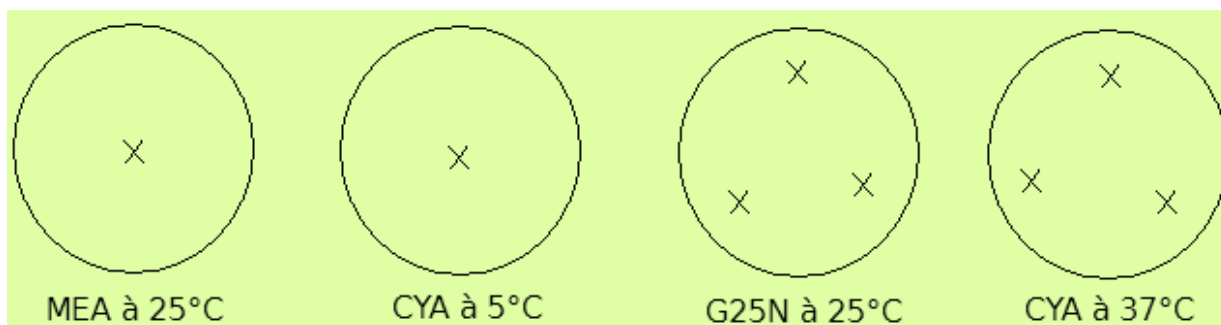


Figure 35: Type d'inoculation des différents isolats d'*Aspergillus*.

IV. 1.3.2.2.3. Identification des espèces de *Penicillium* :

Elle se fait sur quatre milieux qui sont MEA, G25N, CYA et CDA selon le schéma suivant :

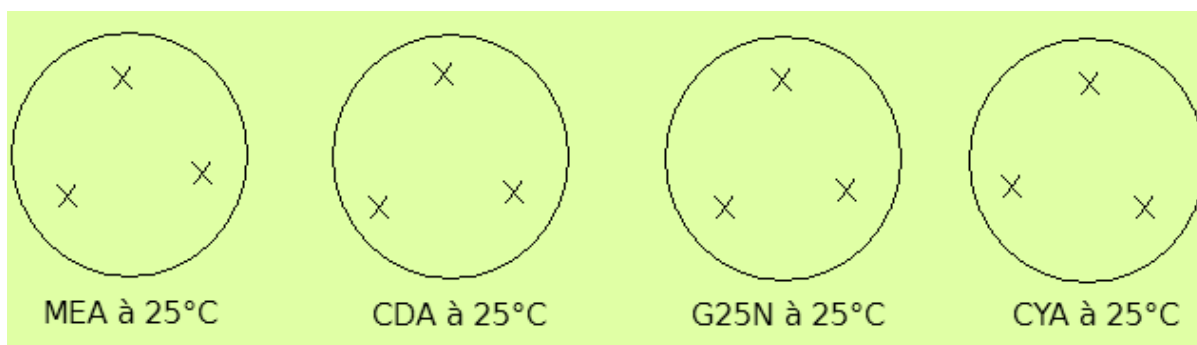


Figure 36: Type d'inoculation des différents isolats de *Penicillium*.

La lecture se fait après 7 et 14 jours en se référant aux clefs d'identification de **Pitt (1973)** et **Ramirez (1982)**.

IV. 3.2.3. Examen des cultures :

Pour toutes les cultures obtenues après 7 jours, l'identification est fondée sur la technique de **Pitt** selon les caractéristiques suivantes (**Pitt et Hoking, 1997**).

IV. 1.3.2.3. Diamètre de colonie:

On mesure les diamètres des colonies macroscopiques en millimètres sur le fond de la boîte. La croissance ou la germination microscopique à 5 °C est évaluée par l'analyse en microscopie à faible grossissement (60-100x), en mettant la boîte de pétri de 5 °C sur-le-champ optique du microscope et en examinant la lumière transmise (Nguyen, 2007).

IV. 1.3.2.3.2. Caractères de colonie:

L'aspect de la colonie est examiné à l'œil nu ou sous une loupe. Pour déterminer la couleur du mycélium et celle du reverse, dans quelques cas on les examine à la lumière du jour (Nguyen, 2007).

IV. 2. Analyse mycotoxicologique :

IV. 2.1. Teste de mycotoxicogénèse des espèces d'*A. Flavus* et *A. parasiticus* :

IV. 2.1.1. Ensemencement dans le milieu YES:

Les 9 souches d'*Aspergillus parasiticus* et *Aspergillus flavus* sont ensemencées dans des flacons contenant 50 ml de milieu YES, ce milieu est riche en vitamine B complexe, il favorise la métabolisation secondaire. L'incubation se fait à 30 ±2 °C pendant 14 jours.

IV. 2.1.2. Extraction des aflatoxines :

Après l'incubation (14 jours), on se débarrasse de la biomasse formée en filtrant le milieu YES à travers du papier filtre.

Les filtrats obtenus sont additionnés à 180 ml de chloroforme ; après une agitation vigoureuse, on laisse le mélange décanté en utilisant une ampoule à décantation.

Les 3 phases chloroformiques ainsi obtenues sont mélangées et filtrées, puis concentrées dans un rota vapeur jusqu'à l'obtention de 2 à 3 ml (Nguyen, 2007)



Figure 37: Extraction des mycotoxines.

IV. 2.1.3. Séparation chromatographique:

La chromatographie sur couche mince permet une séparation efficace des produits, leur identification et leur quantification avec une bonne précision. **(Frayssinet et Cahagnier, 1982)**

On dépose deux spots de 20 μ l et 40 μ l sur une plaque de sélicagel de chaque extrait à analyser et 5 μ l de solution standard de mycotoxines (AFs et OTA...). La plaque CCM est ensuite placée dans une cuve qui contient un solvant de Toluène, Acétate d'éthyle et Acide formique de (5v/4v/v) respectivement.

Après la migration et l'évaporation du produit d'éluion à sec, la plaque est examinée sous une lampe d'UV à 365 nm.

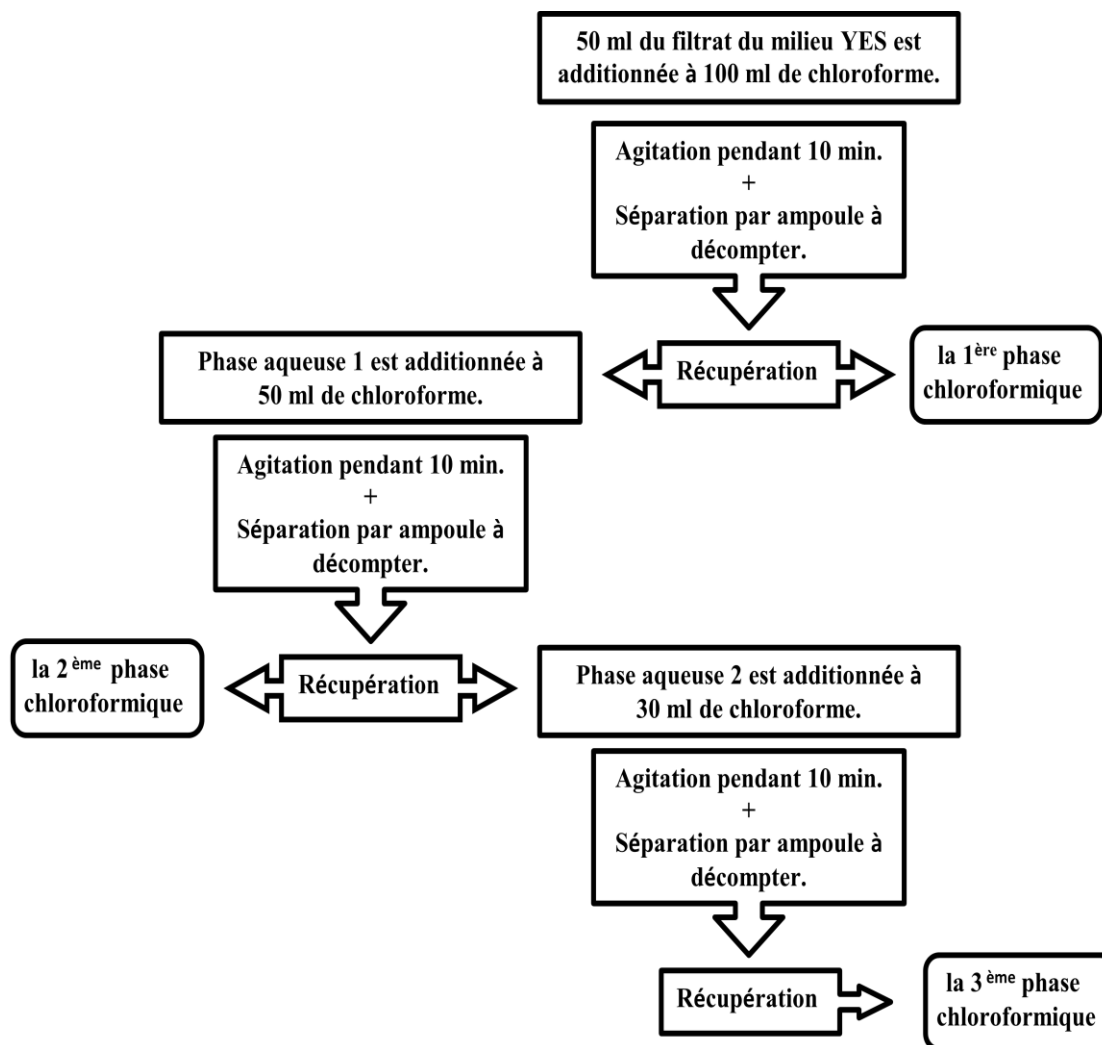


Figure 38: Schéma explicatif des extractions chloroformiques.

IV. 3. Évaluation effet antifongique:

IV. 3.1. Collecte des échantillons des plantes :

Les échantillons des cinq plantes (*Anvillea radiata*, *Aristida pungens*, *Artemisia herba alba*, *Asphodelus tenuifolius*, *Capparis spinosa* et *Salsola vermiculata*) ; ont été récoltées sur les sites différents de sud ouest d'Algérie (**tableau8**). Ils ont été identifiés à *Laboratoire de ressources végétales et sécurité alimentaire des zones semi-arides du Sud- Ouest de l'Algérie*, de l'Université de Bechar. Ces plantes ont été nettoyées à l'eau courante, séchée dans une salle bien aérée puis pulvérisée avec un broyeur électrique pour donner de fines poudres.

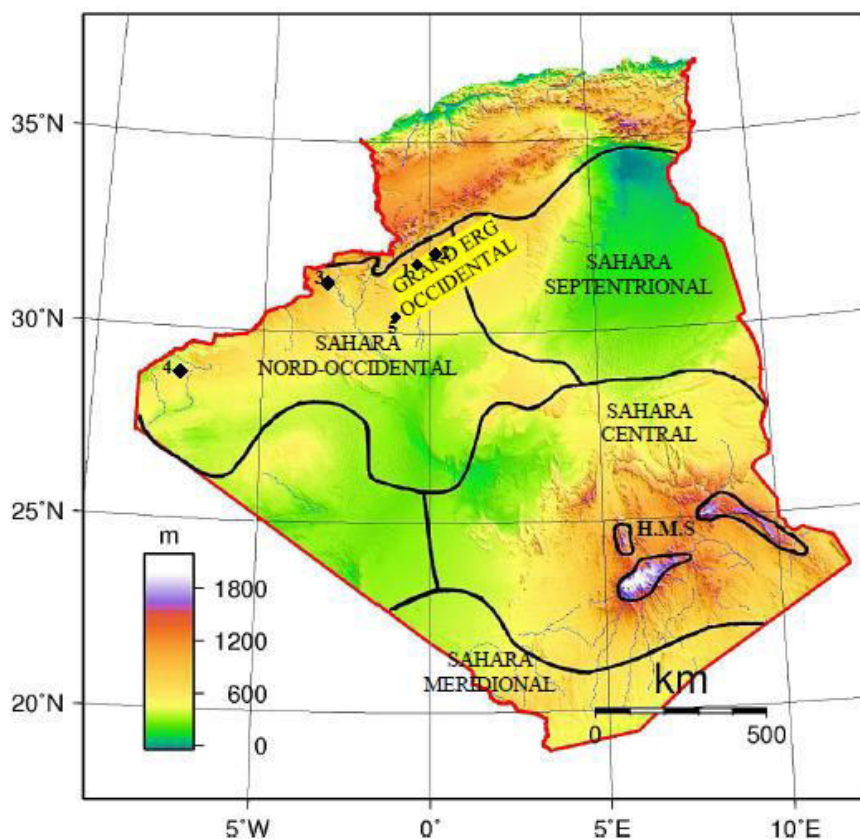


Figure39 : Sites de récolte les échantillons de plantes.

Tableau 8: L'échantillonnage et sites de récolte des plantes obtenus à l'aide de GPS modèle GARMIN e-trex

Sites	plantes	stations	Période de récolte	Parties étudiées	Cordonné géologique	Subdivision phytogéographique
1	<i>Anvillea radiata</i>	Boussemgnon W. El bayadh	Mars 2014	Partie aérienne	32°50' 43.6"N, 0°00' 21.0"E	SAHARA NORD- OCCIDENTAL
2	<i>Artemisia herba alba.</i>	Brizina w. El bayadh	Avril 2014		33°00' 15.8"N, 1°14' 49.3"E	
3	<i>Cappari spinosa</i>	Kanadsa w. bechar	Mars 2013		31°35'19.4"N, 2°26'55.8"W	
	<i>Salsola vermiculata.</i>	Kanadsa w.bechar	Avril 2013			
4	<i>Asphodelus tenuifolius.</i>	Tafagoumt w.tindouf	Avril 2012		29°04' 58.7"N, 7°04' 35.8"W	
5	<i>Aristida pungens</i>	Benoud w. El bayadh	Mars 2014	32°17' 52.4"N, 0°19' 38.1"W		

IV. 3.2. Criblage phytochimiques

Les plantes collectées ont subi à une série d'étude phytochimique qui consiste à identifier les différents composés chimiques présents dans ces plantes.

Les groupes phytochimiques sont nombreux, mais on peut focaliser sur les principaux composants à savoir: les alcaloïdes, polyphénols (flavonoïdes, anthocyanes, tannins), saponosides, stéroïdes, coumarines, stérols et les terpènes.

Trois solvants de polarités différentes (eau, éthanol, éther diéthylique) ont été utilisés, au cours de ces tests qui sont basés sur des essais de solubilité, réactions de coloration et de précipitation ainsi que des examens en lumière ultraviolette.

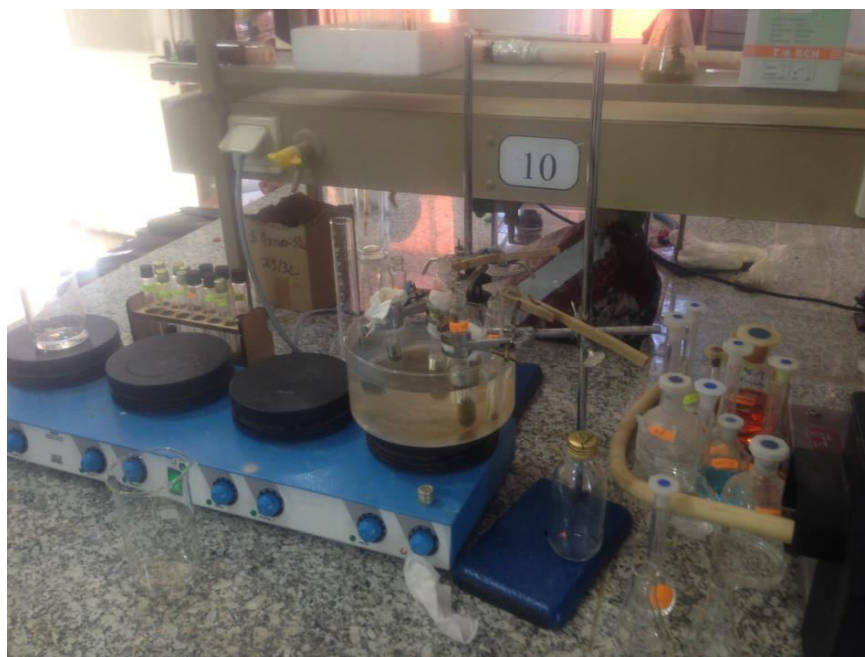


Figure 40: Étapes de criblage phytochimique

IV. 3.2.1. Épuisement du matériel végétal avec de l'eau à chaud (Extrait aqueux)

Une quantité de 50 g de matériel végétal sont mis en contact avec 300 ml d'eau distillée dans un ballon monocol surmonté d'un réfrigérant. L'ensemble est porté à

reflux pendant 15 minutes. Le mélange est filtré dont l'extrait aqueux obtenu est soumis aux différents tests ci-dessous. (**Kassi et al. , 2008**).

IV. 3.2.1.1. Alcaloïdes sels

Un volume de 15 ml d'extrait aqueux est traité avec du NH₄OH concentré jusqu'à que le pH soit varie de 8 et 9. Extraire le mélange par 3× 10ml d'éther chloroformique. Cette dernière solution est traitée (deux fois) avec 3 ml d'HCL (10 %).

La solution aqueuse acide est divisée dans trois tubes, un servant de témoin. Les deux autres servent au test en ajoutant 2 à 3 gouttes de réactif de Mayer et Wagner. Le test est révélé positif lorsque des précipités blanc jaunâtre et brun sont formés respectivement.

IV. 3.2.1.2. Composés réducteurs

A un volume de 1 ml de la solution aqueuse, 5 à 8 gouttes de liqueur de Fehling sont ajoutées, ensuite la solution est chauffée. L'apparition d'un précipité rouge brique indique la présence des composés réducteurs.

IV. 3.2.1.3. Les tanins

La présence des tanins est mise en évidence en ajoutant à 1 ml de l'extrait aqueux, 1 ml d'eau distillée et 1 à 2 gouttes de solution de FeCl₃ (10 %). L'apparition d'une coloration verte foncée ou bleu vert indique la présence des tanins (**Trease et Evans, 1987**).

IV. 3.2.1.4. Saponosides

Dans une fiole jaugée à 250 ml, on met 2 g de poudre (plante à analyser) et 100 ml d'eau. Le mélange est porté à l'ébullition modérée pendant 30 min. On filtre le mélange puis ajuster le volume de filtrat avec l'eau distillée à 100 ml. À partir de cette solution mère qu'on prépare 10 tubes avec 1, 2, 3,4,5,6,7,8,9 et 10 ml. Le volume final étant réajusté à 10 ml avec de l'eau distillée. Chacun des tubes est agité avec énergie en position horizontale pendant 15 secs. Après un repos de 15 min en position verticale, on fait mesurer la hauteur de la mousse persistante en centimètre. La formation d'une mousse persistante après 15 min confirme la présence des saponosides (**Bruneton, 1999**).

IV. 3.2.1.5. Amidon

Traiter un volume de l'extrait aqueux avec le réactif d'amidon. L'apparition d'une coloration bleue violacée indique la présence d'amidon (**Guignard, 1979**).

IV. 3.2.2. Épuisement du matériel végétal avec l'éther diéthylique (Extrait étherique)

Dans un erlenmeyer a été introduit 20 g du matériel végétal additionné de 60 ml d'éther diéthylique. L'ensemble est homogénéisé par agitation manuelle pendant 30 min. Après filtration du mélange, le filtrat obtenu est nommé filtrat étheré 1.

Le marc résiduel est extrait encore avec 60 ml d'éther diéthylique, et après 30 min d'agitation, le mélange est filtré, et conduit au filtrat étheré 2. La même opération a permis d'obtenir le filtrat étheré 3.

Ces trois filtrats ont été regroupés et concentrés sous vide à 50 ml. L'extrait obtenu est appelé extrait étherique. Après épuisement à l'éther diéthylique, le marc résiduel est séché et servant à la préparation de l'extrait méthanolique.

IV. 3.2.2.1. Les alcaloïdes bases

Évaporer à sec 10 ml de l'extrait étherique. Le résidu obtenu est acidifié avec 1,5 ml d'HCl (2 %). A la solution aqueuse acide, ajouter 1 à 2 gouttes de réactif de Mayer.

La formation d'un précipité blanc jaunâtre indique la présence des alcaloïdes bases.

IV. 3.2.2.2. Emodols

Évaporer à sec 3 ml de l'extrait étherique. Un volume de 1 ml de NH_4OH est ajouté au résidu. L'apparition d'une teinte vive variant de l'orangé rouge au violet pourpre, indique la présence des emodols.

IV. 3.2.2.3. Coumarines

Évaporer à sec 3 ml de l'extrait étherique, le résidu est traité avec 1 ml d'eau chaude. Diviser le volume sur deux tubes à essai. Un est traité avec 0,5 ml de NH_4OH (10 %), et l'autre sert comme un témoin.

La présence des coumarines est indiquée par une fluorescence intense sous la lampe UV (**Bruneton, 1999**).

IV. 3.2.2.4. Les stérols ou tri terpènes

Évaporer à sec 5 ml l'extrait éthérique, le résidu est dissout dans 1 ml d'anhydride acétique, et puis, 1 ml de chloroforme. Le mélange est partagé dans deux tubes à essai. L'un servant de témoin, et dans le fond du second et à l'aide d'une pipette, 1 à 2 ml d'acide sulfurique concentré est rajouté.

À la zone de contact des deux liquides, il y a formation d'un anneau rouge brunâtre ou violet, la couche surnageant devenant vert ou violette révèle la présence de stérols ou triterpène.

IV. 3.2.2.5. Les terpénoïdes

Un volume de 5 ml l'extrait éthérique est mélangé avec 2 ml de chloroforme et 3 ml d'acide sulfurique concentré.

L'apparition d'une coloration rouge-marronne à la couche d'interface indique la présence des triterpènes hétérosidique.

IV. 3.2.2.6. Les quinones libres

A 10 ml de l'extrait éthérique sont rajoutées quelques gouttes de NaOH 0,1 N. La présence des quinones libre est confirmée si la phase aqueuse vire au jaune, rouge ou violet.

IV. 3.2.2.7. Les acides gras

Évaporer 14 ml de la solution éthérique. Le résidu obtenu est dissout dans 3 ml d'éthanol. La solution éthanolique obtenue est ensuite concentrée à sec. Le résidu est saponifié à reflux en ajoutant 10 ml de potasse (KOH) 2 N.

Extraire le mélange avec de l'éther diéthylique. Après évaporation à sec. L'obtention d'un résidu gras indique la présence des acides gras.

IV. 3.2.3. Épuisement du matériel végétal avec de méthanol (Extrait méthanolique)

Le marc séché issue de l'extraction avec éther diéthylique, est épuisée avec 60 ml de méthanol. Après 30 min d'agitation à température ambiante, le mélange est filtré et conduit au filtrat méthanolique 1. La même opération a été reprise, et donne le filtrat méthanolique 2.

Les 2 filtrats méthanolique réunis ont été filtrés et concentrés sous vide à 50 ml. L'extrait récupéré est nommé extrait méthanolique.

IV. 3.2.3.1. Les alcaloïdes sels

Évaporer à sec 20 ml de l'extrait méthanolique. Un volume de 5 ml d'HCl (10 %) est ajouté au résidu, et chauffé dans un bain marie. Filtrer le mélange et l'alcaliniser avec quelques gouttes d'une solution de NH₄OH (10 %) jusqu'à un pH est égale à 9.

Extraire la solution avec l'éther diéthylique, ensuite concentrer à sec. Dissoudre le résidu dans 2 ml de HCl (2 %). Ce volume est réparti dans trois tubes à essai, comme un témoin. Caractériser les alcaloïdes avec les réactifs de Mayer et Wagner.

Dans le cas de réactif de Mayer, on obtient un aspect turbide + précipité blanc-jaunâtre, et pour celui de Wagner, encore un aspect turbide + précipité brun (**Memelink et al., 2001**).

IV. 3.2.3.2. Les tanins

La présence des tanins est mise en évidence en ajoutant à 1 ml de l'extrait éthanolique 2 ml d'eau distillée et 2 à 3 gouttes de solution de FeCl₃ (2 %). Un test positif est révélé par l'apparition d'une coloration bleu-noir (tanins galliques), vert ou bleu-vert (tanins catéchiques).

IV. 3.2.3.3. Les composés réducteurs

La recherche des composés réducteurs consiste à traiter 1 ml de l'extrait éthanolique avec 2 ml d'eau distillée et 20 gouttes de la liqueur de Fehling. Ensuite la solution est chauffée. Un test positif est révélé par la formation d'un précipité rouge brique (**Trease et Evans, 1987**).

IV. 3.2.3.4. Les flavonoïdes

La mise en évidence des flavonoïdes consiste à traiter 5 ml de l'extrait éthanolique avec 1 ml d'HCl concentré et 0,5 g de tournure de magnésium.

La présence des flavonoïdes est considérée comme positive si une couleur rose ou rouge se développe après 3 minutes (**Bruneton, 1993**).

IV. 3.2.3.5. Les coumarines et anthocyanosides

Ce test est réalisé sur l'extrait méthanolique. En premier lieu, prendre 25 ml de l'extrait méthanolique, ajouter 15 ml d'HCl (10 %), l'ensemble est porté à reflux pendant 30 min, refroidir la solution et l'extraire 3 fois avec 15 ml d'éther diéthylique afin d'obtenir deux phases, aqueuse et éthérique.

Ensuite, chacune de ces familles est détectée séparément :

IV. 3.2.3.6. Les coumarines

Évaporer à sec 5 ml de l'extrait éthérique. Le résidu est traité avec 1 à 2 ml d'eau chaude. Diviser le volume en deux tubes à essai. Un est traité avec 0,5 ml de NH_4OH (10 %), et l'autre sert comme un témoin.

La présence des coumarines est révélée par une fluorescence intense sous la lampe UV (**Bruneton, 1999**).

IV. 3.2.3.7. Les anthocyanosides

Ce test consiste à doser la solution aqueuse obtenue auparavant, avec une solution NaOH 1N (Titration). Les anthocyanosides ont des colorations variant en fonction du pH.

L'apparition d'une couleur rouge à $\text{pH} < 3$, et bleue entre 4 et 6, caractérise les anthocyanosides.

IV. 3.2.3.8. Les stérols et Stéroïdes

Évaporer à sec 10 ml d'extrait méthanolique. Traiter le résidu obtenu avec 0,5 ml de chloroforme et 0,5 ml d'anhydride acétique. Le mélange est partagé dans deux tubes à essai, l'un sert de témoin, et dans le fond du second et à l'aide d'une pipette, 1 à 2 ml d'acide sulfurique concentré est rajouté.

A la zone de contact des deux liquides, il y a formation d'un anneau rouge brunâtre ou violet, la couche surnageant devenant verte, cela indique la présence des hétérosides stéroliques ou bien violets pour les hétérosides tri-terpéniques.

IV. 4. Préparation des extraits:

L'extraction sous reflux a été renouvelée trois fois toutes les 2 heures. Les extraits ont été filtrés par suite et évaporés à sec sous pression réduite. Le rendement d'extraction a été calculé par rapport au poids total de la poudre végétale.

On a choisi les solvants selon le gradient de polarité : « éther de pétrole, chloroforme, acétate d'éthyle et méthanol »

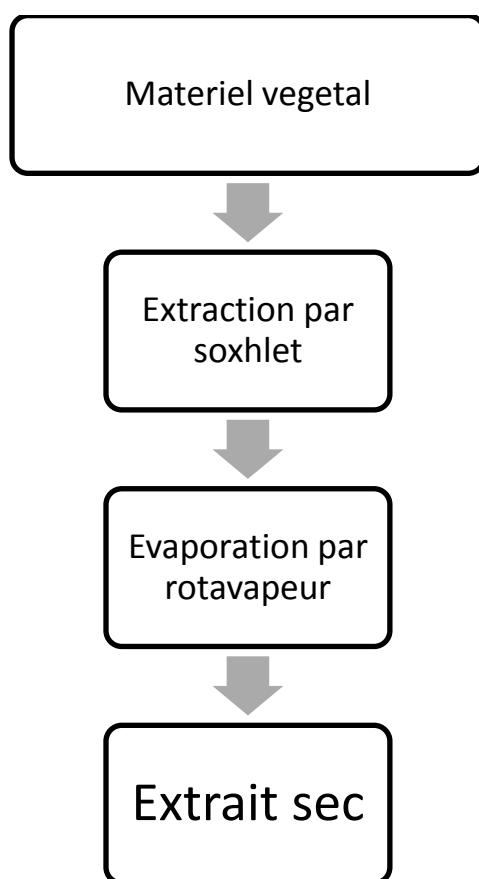


Figure 41: Étapes d'extractions.



Figure 42: Étapes d'extractions ; (1) plante (2) plante dans les cartouches d'extraction, (3) soxhlet multipostes (4) concentration par rotavapeur (5) extrait concentré (6) solvants d'extraction.

IV. 5. Matériel mycologique :

IV. 5.1. Les souches utilisées :

nous avons utilisées 08 souches fongiques qu'ont été isolées, purifiées et identifiées, pour tester l'activité biologique des extraits.

IV. 5.2. Évaluation effet antifongique:

Les tests antimicrobiens sont réalisés selon la méthode rapportée par **Remmal et al., (1993)**, **Farah et al., (2001)** **Satrani et al., (2007)**. L' extrait est émulsionné par une solution d'Agar à 0,2 % afin de disperser les composés et d'améliorer leur contact avec les germes testés. Des dilutions sont préparées au 1/10 , 1/25 , 1/50, 1/100, 1/500 dans cette solution d'Agar. Dans des tubes à essai contenant chacun 13,5 ml de milieu PDAac, on ajoute 1,5 ml de chacune des dilutions de façon à obtenir les concentrations finales de 1/100, 1/250, 1/500, 1/1000, 1/5000 . Puis on agite les tubes avant de les verser dans des boîtes de Pétri. Des témoins

contenant le milieu de culture et la solution d'Agar à 0,2 % seule sont également préparés. L'ensemencement se fait par touche à l'aide d'une anse de platine. La lecture s'effectue après 4 à 7 jours pour les champignons. Chaque essai est répété trois fois (**Bourkhiss et al., 2007**).



Figure 43: Mesure les diamètres des colonies de moisissures.

on calcule pourcentage d'inhibition qui est déterminé par la formule :

$$\text{Pourcentage d'inhibition} = (1 - Da/Db) * 100 \text{ (Wang et al., 2005)}$$

Da : le diamètre de la zone de croissance de l'essai.

Db : le diamètre de la zone de croissance du témoin.

IV. 6. Essais de Conservation des blé tendre par enrobage avec de l'extrait aqueux des plantes étudiées:

Le test est réalisé comme suivant ; on humidifie le blé par l'extrait aqueux des plantes utilisées pour enrober les grains par des substances de la plante. Le blé est ensuite séché et stocké dans les flacons ; chaque flacon contient 1 kg de blé tendre. L'efficacité de ces méthodes est évaluée par les analyses après le

séchage et les autres après une année de stockage suivante avec une période d'une année du mars 2015 jusqu'au mars 2016.



Figure 44: Echantillons enrobés par les extraits de plantes pendant le stockage.

IV. 6.1. Analyses mycologiques

les facteurs mycologiques ont été mesurés selon les protocoles précédemment décrits ; mais avec des certaines modifications ;

IV. 6.1.1. Méthode directe (méthode d'Ulster) :

100 grains de blé sélectionnés au hasard de chaque échantillon ont été mises dans 10 boîtes de Pétri stériles contenant du papier filtre stérile, imbibé avec 5 ml d'une solution aqueuse de chlorure de sodium à 7.5 % stérile (**Mills et al., 1978**). Les boîtes ainsi préparées sont incubées à 25 ± 2 °C à l'obscurité pendant 5 à 7 jours. Toutes ces analyses ont été réalisées en triplicata pour chaque échantillon.

IV. 6.1.2. Méthode de dilution :

on mélange 5 g de grains broyés et quelques gouttes de Tween 80 dans 45 ml d'eau physiologique stérile puis la suspension est énergétiquement agitée.

Une fois la phase de préparation des suspensions est terminée. Par la suite, 100 µl de chaque dilution sont déposés puis étalés sur un milieu PDA (**Weidenbörner et al., 2000 ; Lana et al., 2003**). Après incubation à 25 °C pendant 7 à 10 jours à l'obscurité, les colonies de moisissures sont dénombrées et identifiées.

Elle consiste à transférer aseptiquement les différentes souches de moisissures obtenues lors de l'isolement sur un milieu de culture (PDAac) pour l'isoler ou le maintenir en culture pure.

CHAPITRE 05

Résultats

Notre travail consiste de prélevé 50 échantillons de blé tendre importé dans la période de 27/12/2008 au 14/11/2013 ont été analysés : tout d'abord on a décrit l'état physicochimique de blé et la fréquence de contamination fongique ; puis la population fongique, et en fin c'était l'évaluation de l'effet antifongique de six plantes sahariennes.

V.1. État physico- chimique des échantillons :

V.1.1. Humidité relative (HR) :

L'histogramme d'HR révèle que tous nos échantillons sont peu hydratés, les moyennes de l'HR s'échelonnent généralement entre 13.61 %, et 14.9 % et la valeur moyenne globale égale 13.95 (**figure 45**).

V.1.2. pH :

Les résultats du pH des différents échantillons analysés illustrés dans la figure 35 indiquent que l'ensemble des échantillons sont légèrement acides avec de valeur de l'ordre 5.705

V.1.3. Taux des grains cassés (GC) :

La moyenne des taux de GC des échantillons est 2.604 % ; en remarquant que les échantillons des 2011 ont un taux de grains cassés le plus élevé 3.115 (**Figure 45**)

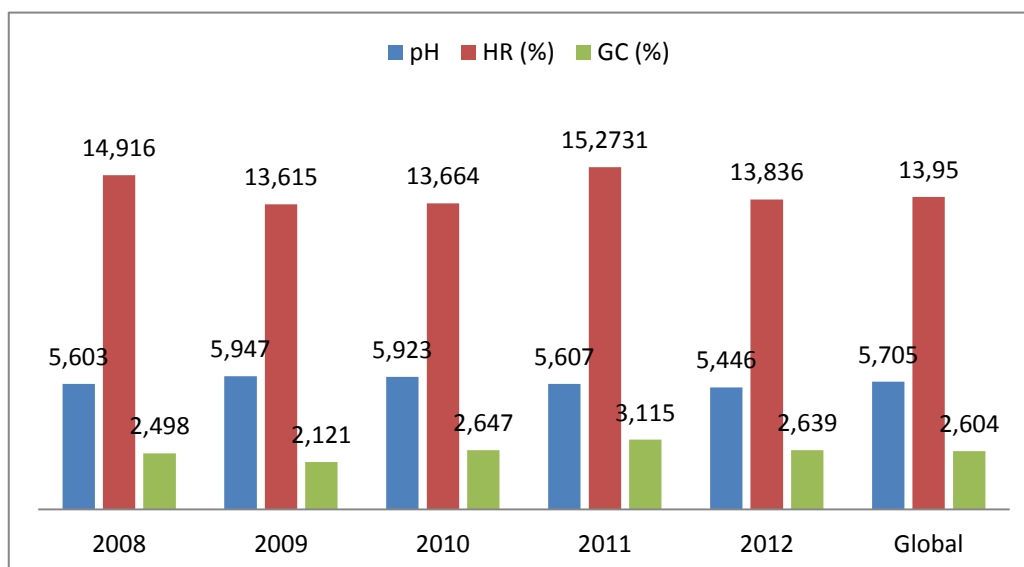


Figure 45 : L'histogramme de pH, HR% et GC%

V.1.4. Corrélation entre les paramètres physicochimiques et la fréquence de contamination :

L'analyse factorielle par le StatBox version 6.40 révèle que la GI varie en fonction des paramètres physicochimiques (**tableau 9**) ; elle s'augmente proportionnellement à la valeur de l'HR, ainsi qu'au taux de GC en revanche, elle se diminue avec du pH. De même que les GI, l'HR se diminue avec l'augmentation de la valeur de pH et s'augmente proportionnellement au taux du GC. Quant à ces deux derniers (GI et GC) ils sont inversement proportionnels.

Tableau 9 : Corrélation entre les facteurs

	GI	HR	pH	GC
GI	1	0,74	-0,73	0,76
HR	0,74	1	-0,91	0,86
pH	-0,73	-0,91	1	-0,85
GC	0,76	0,86	-0,85	1

En gras, valeurs significatives (hors diagonale) au seuil alpha=0,05 (test bilatéral)

V.2. État mycologique et biologique des échantillons :

V.2.1. Fréquence de contamination (TC) :

V.2.1.1. Par la méthode d'Ulster (GI) :

La proportion de grains contaminés par des moisissures dans les échantillons de la récolte 2011 (46.008 %) est plus élevée et les échantillons de récolte 2008 ont une proportion de grains contaminés de 38.937 %;et la moyenne globale de tous nos échantillons est de 42.368 %.

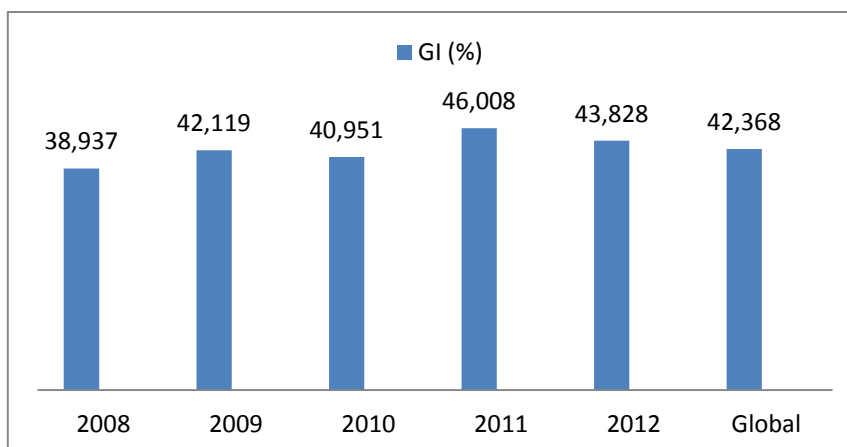


Figure 46 : Description de la population fongique par la méthode d'Ulster.

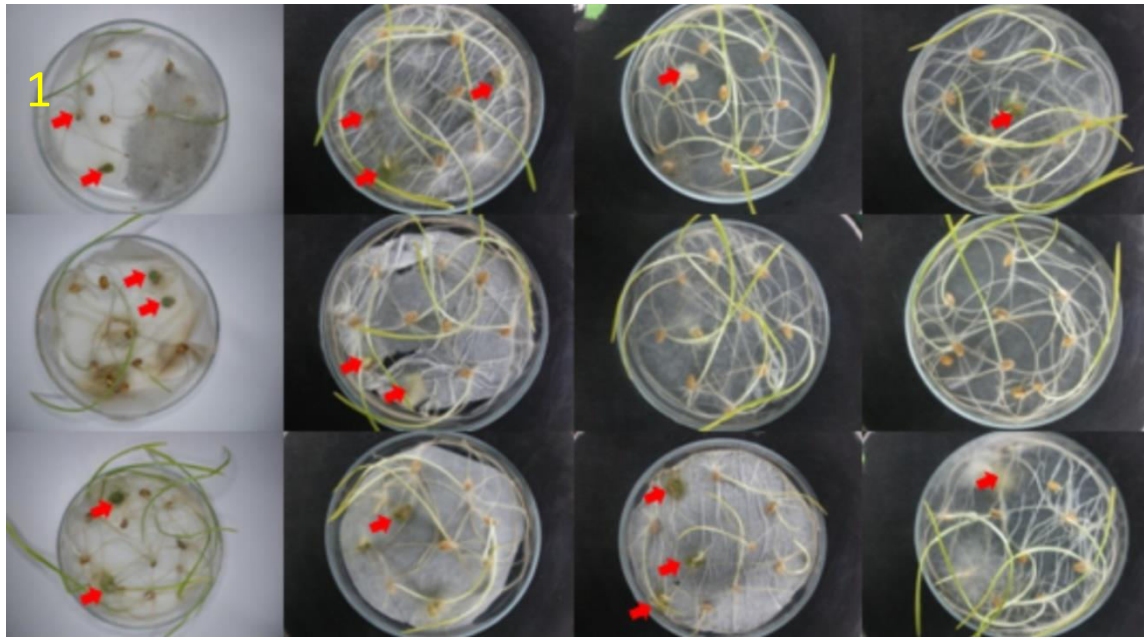


Figure 47 : (1) Planche de quelques boites pétries utilisée pour la méthode d'Ulster (flèches montrent les grains contaminés par des moisissures) et (2) Planche des quelques grains contaminés par des moisissures.

Plusieurs genres et espèces sont trouvés après l'identification des souches isolées, comme l'apparition d'*Aspergillus sp* varie entre 38.71 % et 51.23 % avec une moyenne de 46.10 %, l'apparition de *Penicillium sp* varie entre 14.09 % et 26.76 % avec une moyenne de 22.20 %, et la moyenne d'apparition *Monilia sp* et Mucorales sont 7.77 % et 27.44 respectivement. **(Figure 47)**

Dans nos échantillons de blé, la fréquence d'apparition des aspergillus est plus élevée ; cette fréquence est distribuée sur huit espèces ; *A. flavus* et *A. parasiticus* sont le plus dominants avec des proportions de 17.34 % et 13.57 % des grains contaminés. Le genre *Penicillium* (représenté par 4 espèces) contamine 22.20 % des grains. Les moisissures (*P.restrictum*, *A.versicolor*, *A.terreus*, *A.ochraceus*, *A.clavatus*) sont relativement moins fréquentes.

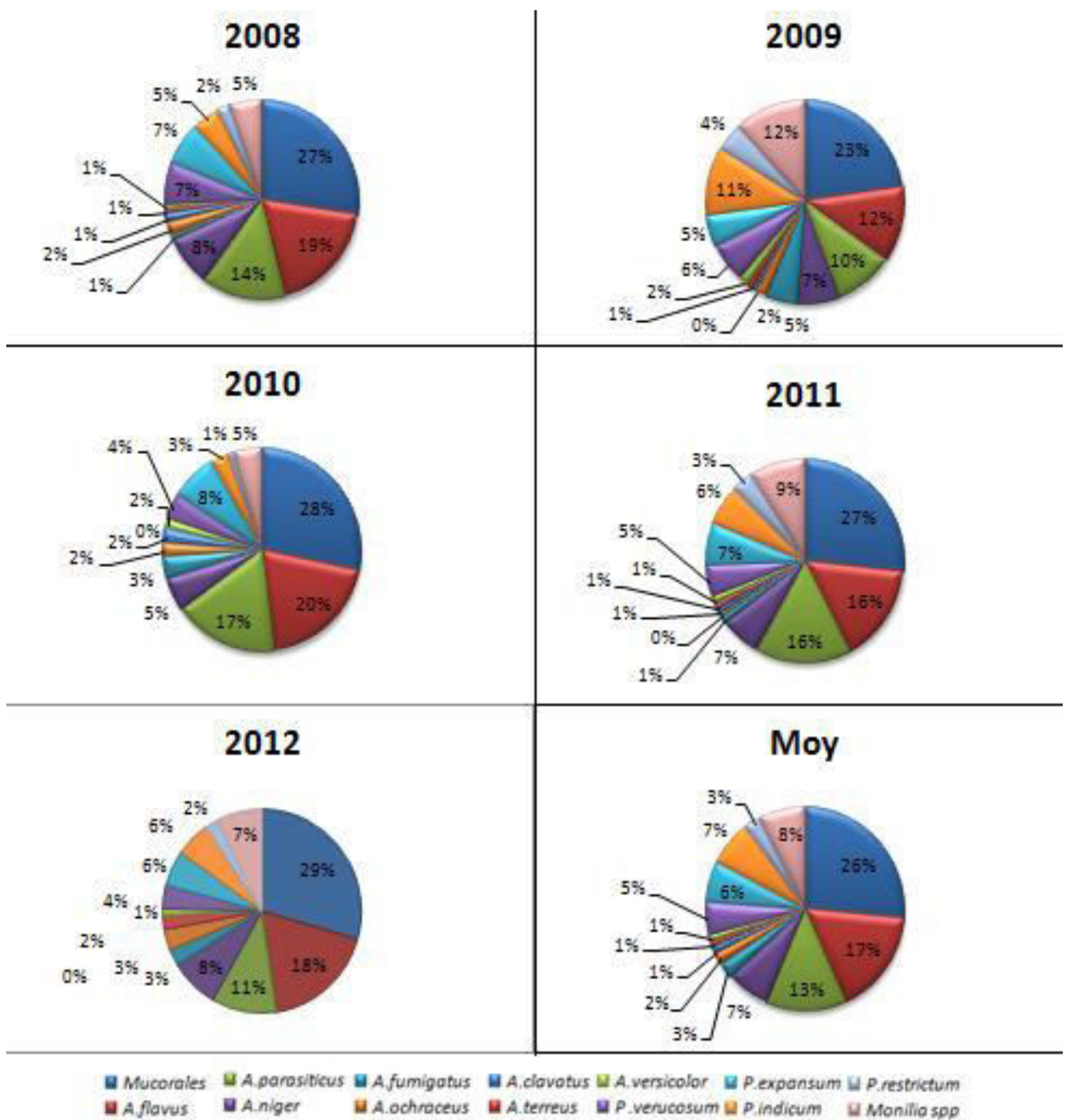


Figure 48 : Pourcentage des grains contaminés par diverses moisissures par la méthode d’Ulster.

V.2.1.2. Estimation de population fongique des échantillons par méthode de dilution (FC) :

On a utilisé deux milieux différents pour évaluer le taux de fréquence de contamination, mais dans les deux milieux, mais avec des valeurs peu différentes ; les échantillons sont révélés contaminé par 7 genres de moisissures différentes, dont l'Aspergillus (représenté par 9 espèces) est le plus dominant avec une fréquence d'apparition plus de 75 % pour DRBC et 49 % pour PDA genre Penicillium (représenté par 4 espèces) contamine 34.09 dans DRBC et 33,65 % dans PDA. Les genres des mucorales, *Monilia*, *Eurotium*, *Alternaria* et *Fusarium* contaminent des échantillons avec des proportions respectivement comme suivant : 5,53, 1,64, 6,38, 2,57 et 0,78 % dans PDA et 2.54, 0.98, 1.65, 1.17 et 0.85 % dans DRBC. La **figure 50** montre la fréquence de contamination de chaque genre ou espèce dans les échantillons analysés.

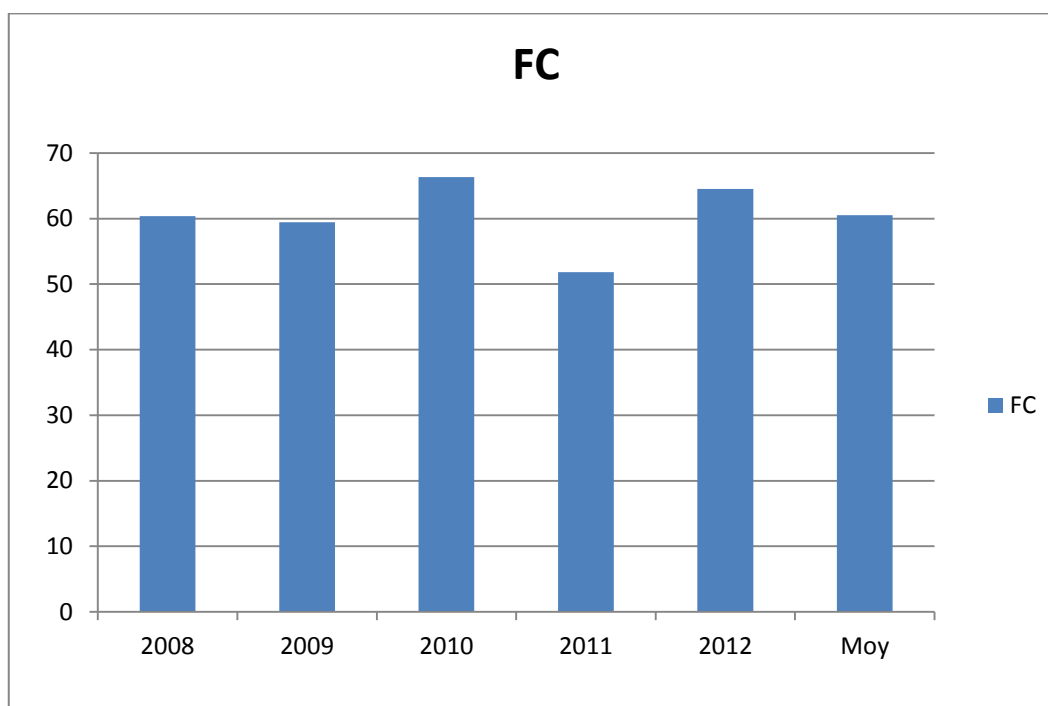


Figure 49 : Histogramme de fréquence de contamination

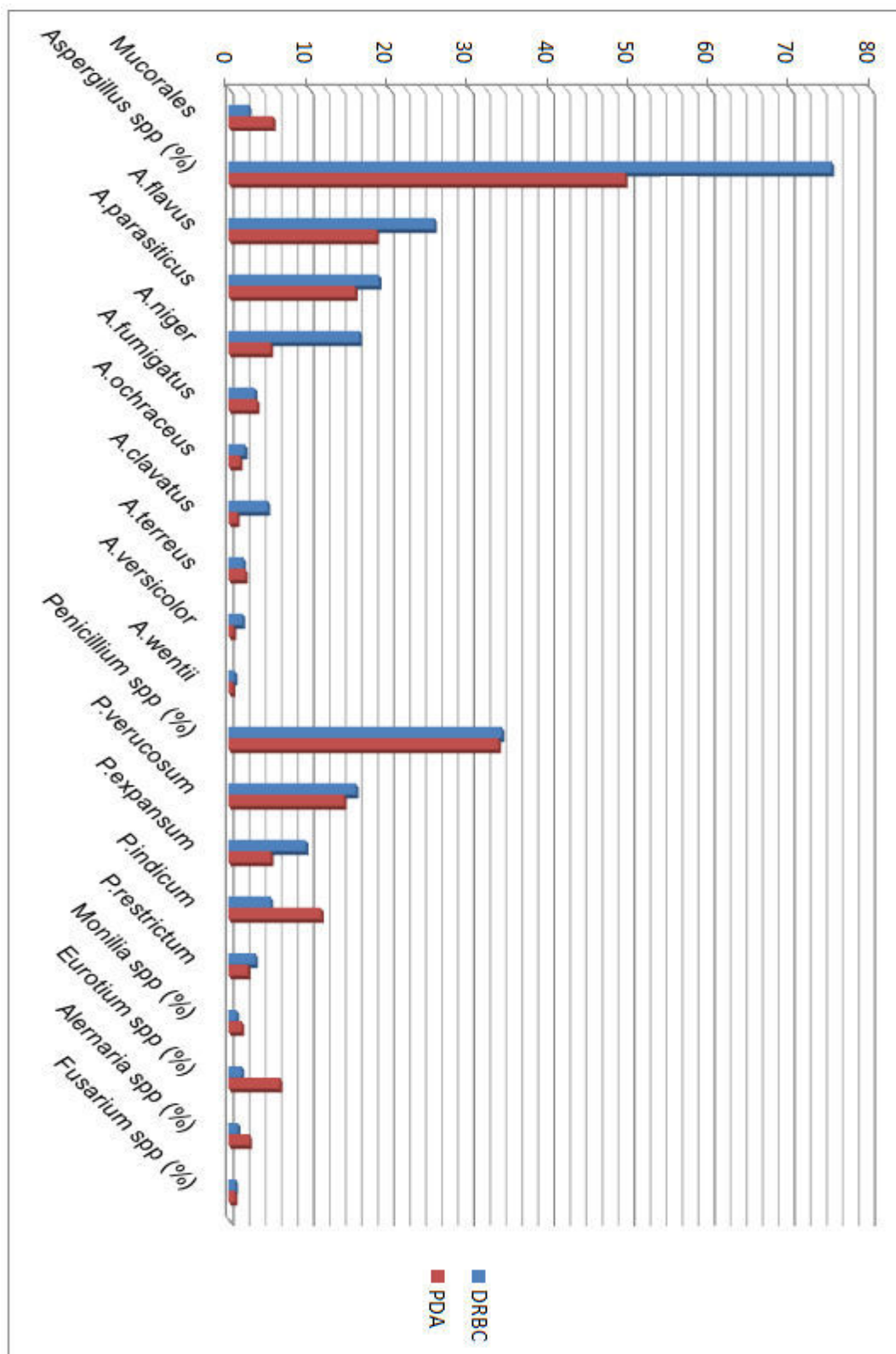
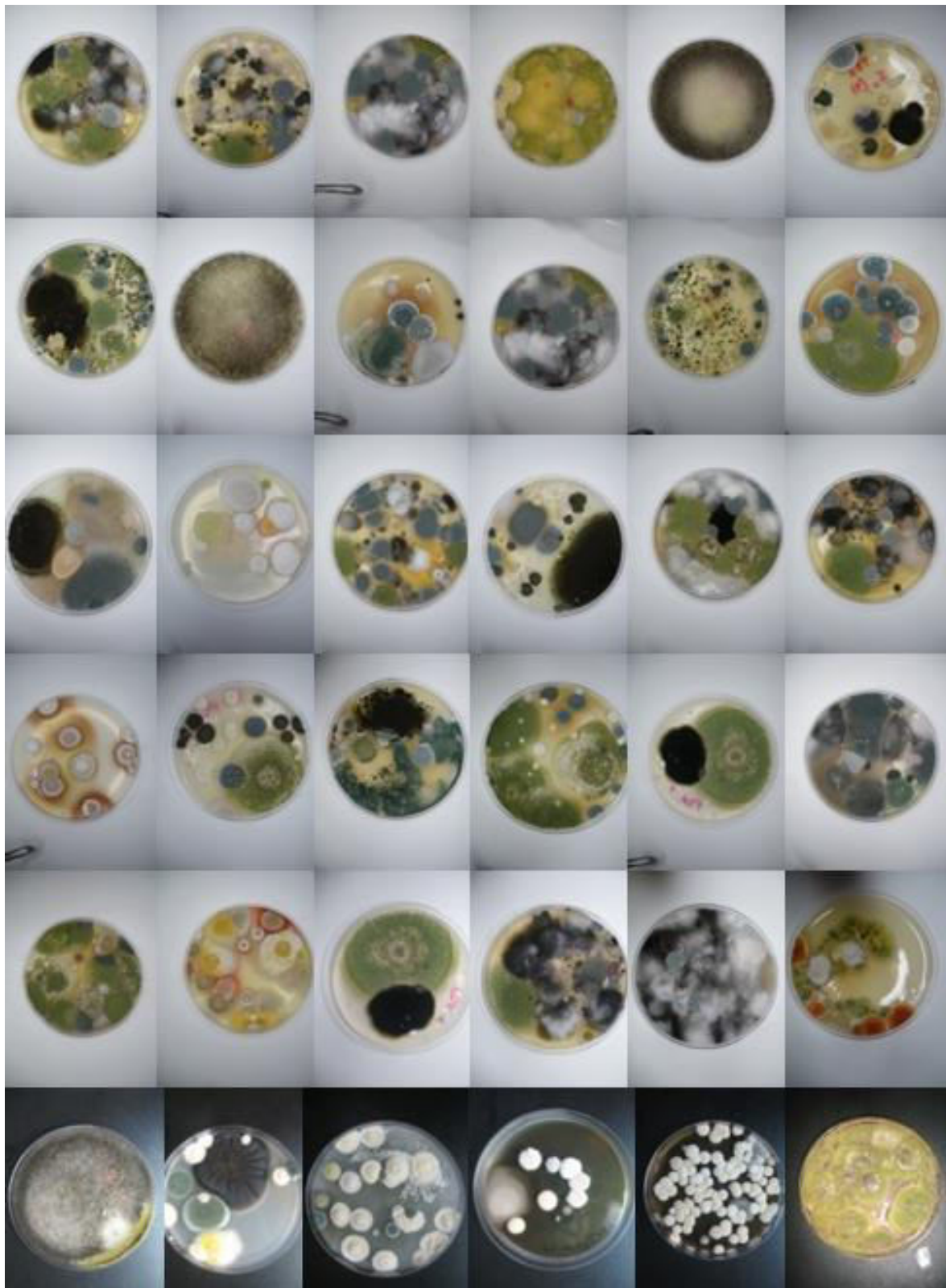


Figure 50 : Fréquence d'apparition des genres/espèces dans les échantillons par la méthode de dilution.

Figure 51 : Planches des quelques boîtes de Pétri (milieu PDA) utilisée pour la méthode de dilution.



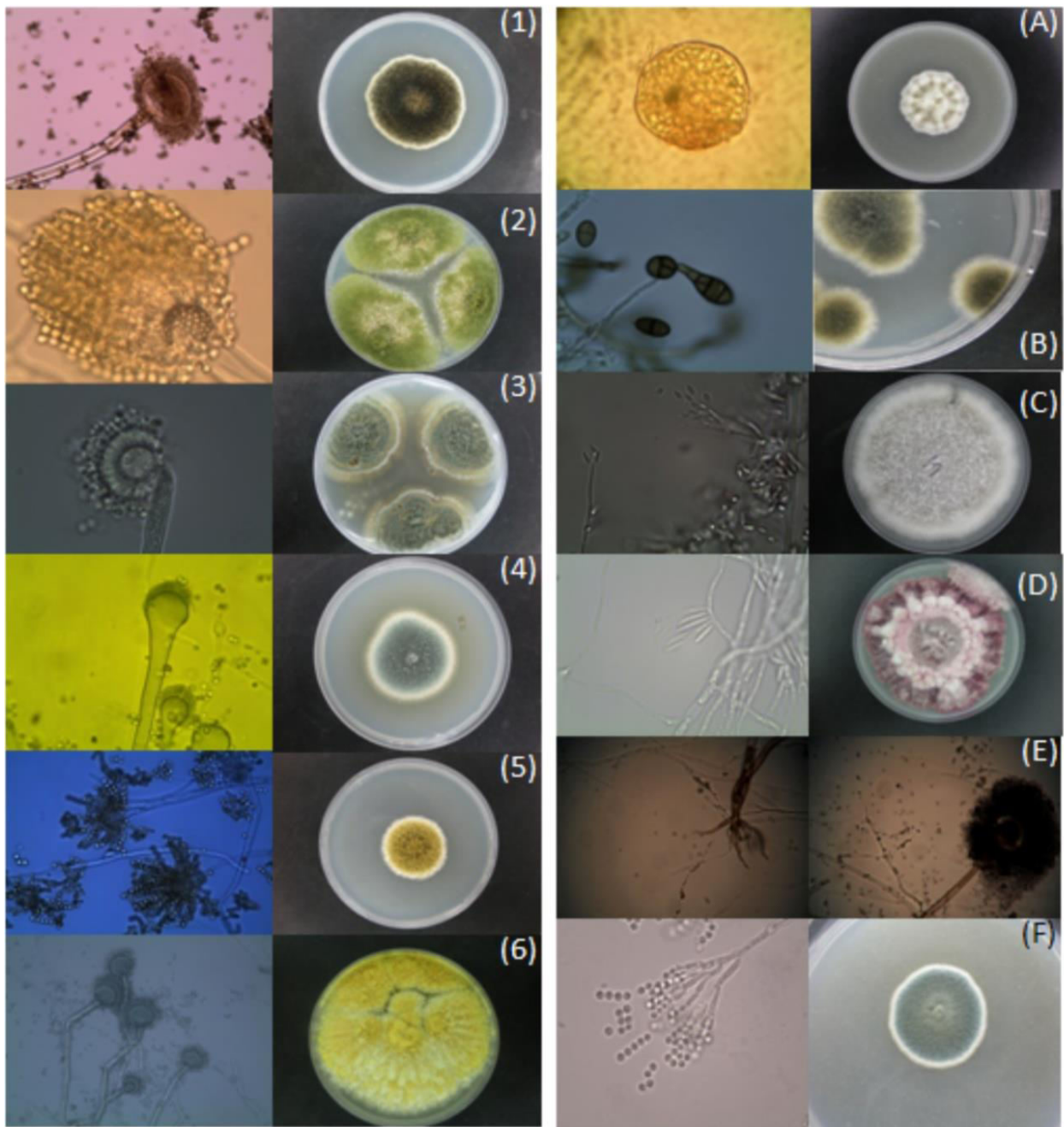


Figure 52 : Champignons isolés des échantillons de blé analysés observés au microscope optique au grossissement 40 et leurs caractères cultureux sur milieu PDA ; (A) :*Eurotium* sp, (B) :*Alternaria* sp, (C) :*Monilia* sp, (D) :*Fusarium* sp, (E) :Mucorales, (F) :*Penicillium* sp, et quelques especes *Aspergillus* dont ; (1) :*A. niger*, (2) :*A. flavus*, (3) :*A. clavatus*, (4) :*A. fumigatus*, (5) :*A. terreus* et (6) :*A. parasiticus*.

V.3. Teste de mycotoxigénèse des espèces d'*A. Flavus* et *A. parasiticus* :

D'un point de vue mycotoxicologique, 09 espèces d'*A. Flavus* et *A. parasiticus* isolés et identifiés sont potentiellement mycotoxinogènes. Les différents isolats d'*A. Flavus* et *A. parasiticus* réalisés sur un milieu YES ont révélé que 08 souches étaient productrices d'AF (figure 54).

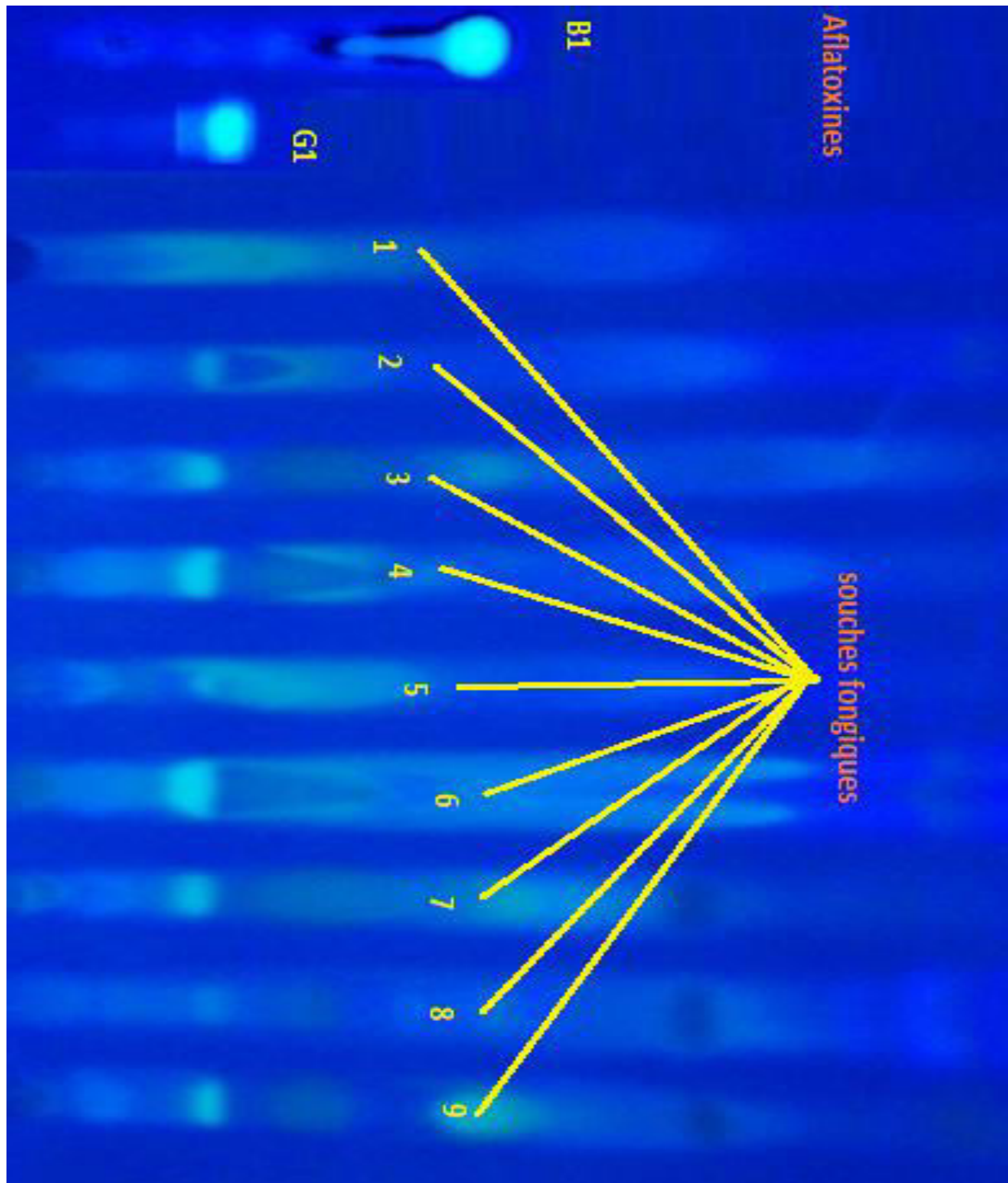


Figure 53 : Chromatographie sur une couche mince de 09 espèces d'*A. flavus* et *A. parasiticus* isolés et identifiés sont potentiellement mycotoxinogènes (G1 :AFG1,B1 : AFB1, et S : souche).

V.4. Criblage phytochimique

L'évaluation préliminaire de la composition phytochimique des différentes plantes sélectionnées pour cette étude a permis de mettre en évidence la présence de quelques groupes chimiques ; les résultats du criblage phytochimique sont transcrits dans le tableau 10, ce dernier indique la répartition des groupes chimiques dans les plantes.

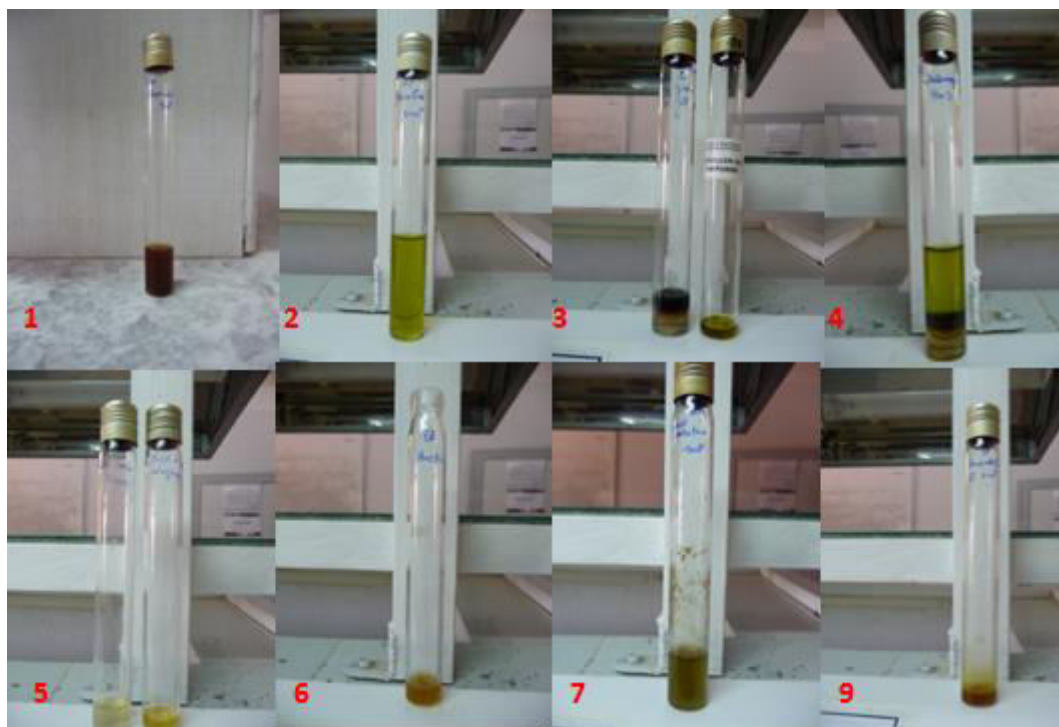


Figure 54 : Quelques résultats de criblage phytochimique (1: flavonoïdes, 2: Quinolone, 3: Stérol terpénique, 4: Terpanoïdes, 5: Alcaloïdes bases, 6: Amidon, 7: composé réducteurs, et 9: Emodol).

Tableau 10 : Résultats du criblage phytochimique réalisé sur les plantes sélectionnées.

Plante		<i>Asphodelus tenuifolius</i>	<i>Aristida pungens</i>	<i>Anvillea radiata</i>	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Capparis spinosa</i>	<i>Salsola vermiculata</i>
Compounds							
Quinones		Traces	-	-	+	+	+
Anthraquinones		+++	-	-	+++	+	++
Alcaloïdes	Dragendorff	+	+	+	+	+	+
	Iodoplatinate	+	+	+	+	+	+
	Mayer	+	-	-	+	+	+
Trapénoïdes		+	+	+	+	+	+
Saponosides	Triterpénics	++	+	+++	++	+	+++
	Stéroïdics	-	-	-	-	-	-
Coumarines		+	-	-	+	+	+
Flavonoïdes		++	+	++	+++	++	++
Tanins	Cathéchics	-	-	Traces	+	+	-
	Gallics	+	-	-	+	+	+

+ : présence ; - : non détecté

La nature des principes chimiques mis en évidence par le criblage phytochimique laisse prévoir des activités pharmacologiques intéressantes des plantes étudiées. Le criblage phytochimiques des plantes a montré la détection des Anthraquinones, des saponosides et des flavonoïdes, ces derniers sont en majorité retrouvés. Tous les plantes contiennent des Alcaloïdes, Trapénoïdes, Saponosides et Flavonoïdes. les Saponosides stéroïdiques sont non détectés pour toutes les plantes étudiées. Les Coumarines et les quinones sont présentes dans *Asphodelus tenuifolius*, *Artemisia herba alba*, *Capparis spinosa*, *Salsola vermiculata*. Seules *Anvillea radiata* et *Aristida pungens* ont montré l'absence des Tanins. le criblage de la plante *Aristida pungens* est moins des groupements chimiques détectés par rapport à l'autre 5 plantes étudiées. Les résultats de ce criblage permettent d'élaborer des hypothèses pour expliquer l'activité biologique d'un extrait par la présence d'une famille chimique particulière.

V.5. Rendements d'extraction

les rendements d'extraction (%) ont été calculés en fonction de la matière végétale sèche de la poudre végétale de la partie aérienne des deux plantes et présenté dans l'illustration suivante :

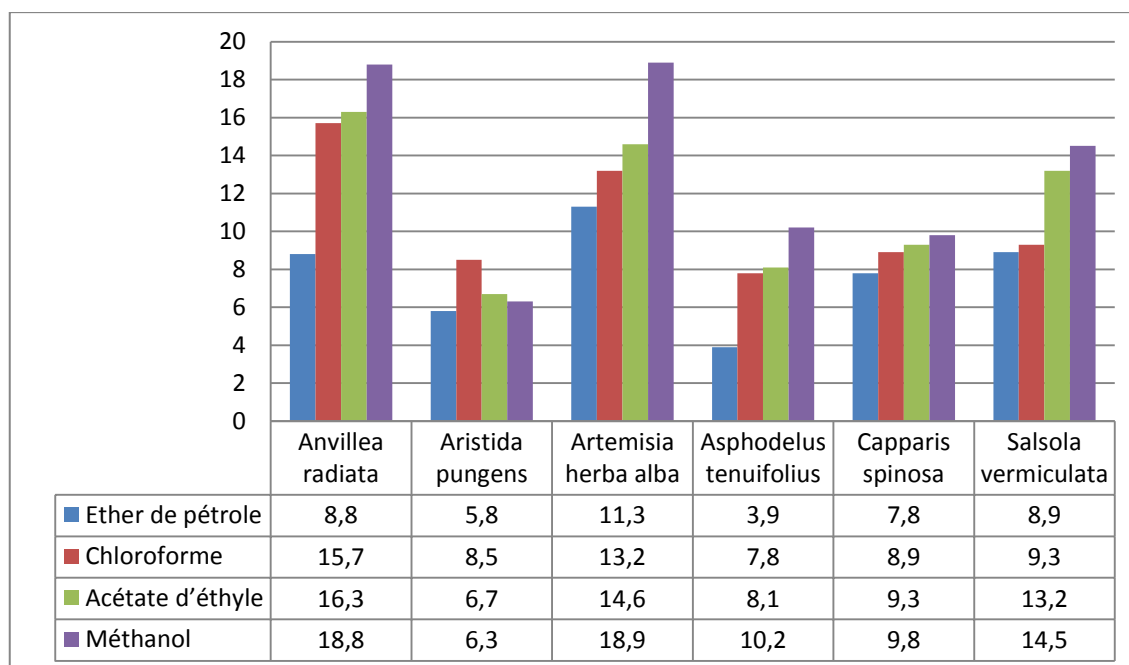


Figure 55 : Rendements d'extraction en (%) obtenus.

Les rendements d'extraction observés dépendent à la fois de l'espèce de la plante et aussi du solvant d'extraction. On constate que, quelle que soit la plante utilisée, le rendement d'extraction obtenu avec le méthanol est toujours plus élevé.

Il peut être observé que les meilleurs rendements d'extractions à l'éther de pétrole et méthanol ont été obtenus pour la plante *Artemisia herba alba*. Quant à l'extraction au chloroforme et à l'acétate d'éthyle, les meilleurs rendements ont été obtenus pour la plante *Anvillea radiata* ; et les faibles rendements de la plante *Aristida pungens* ont été enregistrés.

V.6. Évaluation effet antifongique :

L'activité antifongique des extraits des plantes obtenus a été évaluée par la méthode de diffusion en milieu gélosé. Dans l'ensemble, les six plantes utilisées (*Anvillea radiata*, *Artemisia herba alba*, *Asphodelus tenuifolius*, *Capparis spinosa* et *Salsola vermiculata*.) présentent des activités antifongiques sur toutes les souches de moisissures testées (*Aspergillus flavus*, *Aspergillus parasiticus*, *Aspergillus ochraceus*, *Aspergillus fumigatus*, *Aspergillus niger*, *Penicillium expansum*, *Fusarium oxysporum* et *Alternaria sp*).

Les extraits purs sont extrêmement actifs, quels que soient la plante et le solvant d'extraction. Par contre, nos résultats montrent une corrélation entre le solvant d'extraction des dilutions et l'effet antifongique. De façon générale, toutes les courbes de sensibilités présentent une allure croissante avec des pentes plus ou moins fortes selon les extraits, les souches de moisissures et la concentration. Les résultats présentés dans les figures (56, 57, 58, 59, 60 et 61).

La plupart des extraits donnent leur effet à partir des dilutions (1/5000 et 1/1000) sur l'ensemble des souches testées. Seuls, les extraits *d'Aristida pungens* à l'acétate d'éthyle présentent une activité à partir de la dilution 1/250 de dilutions sur les 2 souches (*A. parasiticus* et *A.ochraceus*) et l'extrait *d'Artemisia herba alba* au chloroforme donne leur effet à partir de la dilution 1/500 .

L'extrait *d'Anvillea radiata* au méthanol à un effet inhibiteur atteint 100 % sur *A. parasiticus* à la dilution 1/100.

L'activité antifongique de deux *Aristida pungens* et *Salsola vermiculata* est moins actifs que les autres plantes *F. oxysporium* , *A. ochraceus* et *Alternaria sp* sont les souches les plus résistantes.

On a marqué un pourcentage d'inhibition supérieur à 80 % à la dilution 1/250 dans les cas *A. flavus* à l'extrait méthanolique d'*Anvillea radiata* ; *A. parasiticus* à deux extraits méthanolique d'*Artemisia herba alba* et d'éther de pétrole d'*Anvillea radiata* ; *A. ochraceus* à deux extraits chloroformique d'*Artemisia herba alba* et d'*Anvillea radiata* ; *A. niger* aux extraits méthanolique d'*Artemisia herba alba* et d'acétate d'éthyle de *Salsola vermiculata* ; *P. expansum* aux trois extraits d'éther de pétrole et d'acétate d'éthyle de la plante d'*Anvillea radiata* et extrait d'acétate d'éthyle de *Salsola vermiculata* ; et *Alternaria sp* aux extraits chloroformique d'*Anvillea radiata*. Alors que les extraits d'*Artemisia herba alba* ont présenté un taux d'inhibition supérieur à 80 % à la dilution 1/250 sur *A. fumigatus* et *A. niger*.

Seuls les extraits de la plante d'*Aristida pungens* ont une activité antifongique plus ou moins importante, car tous les extraits de concentration 1/100 ne dépassent pas 80 %.

En comparant les effets des extraits, on constate une différence; les essais pratiqués ont démontré que souches étaient plus ou moins résistantes aux effets des extraits d'acétyle éthyle que les autres. Par contre L'activité antifongique la plus élevée a été obtenue avec les extraits méthanolique des plantes.

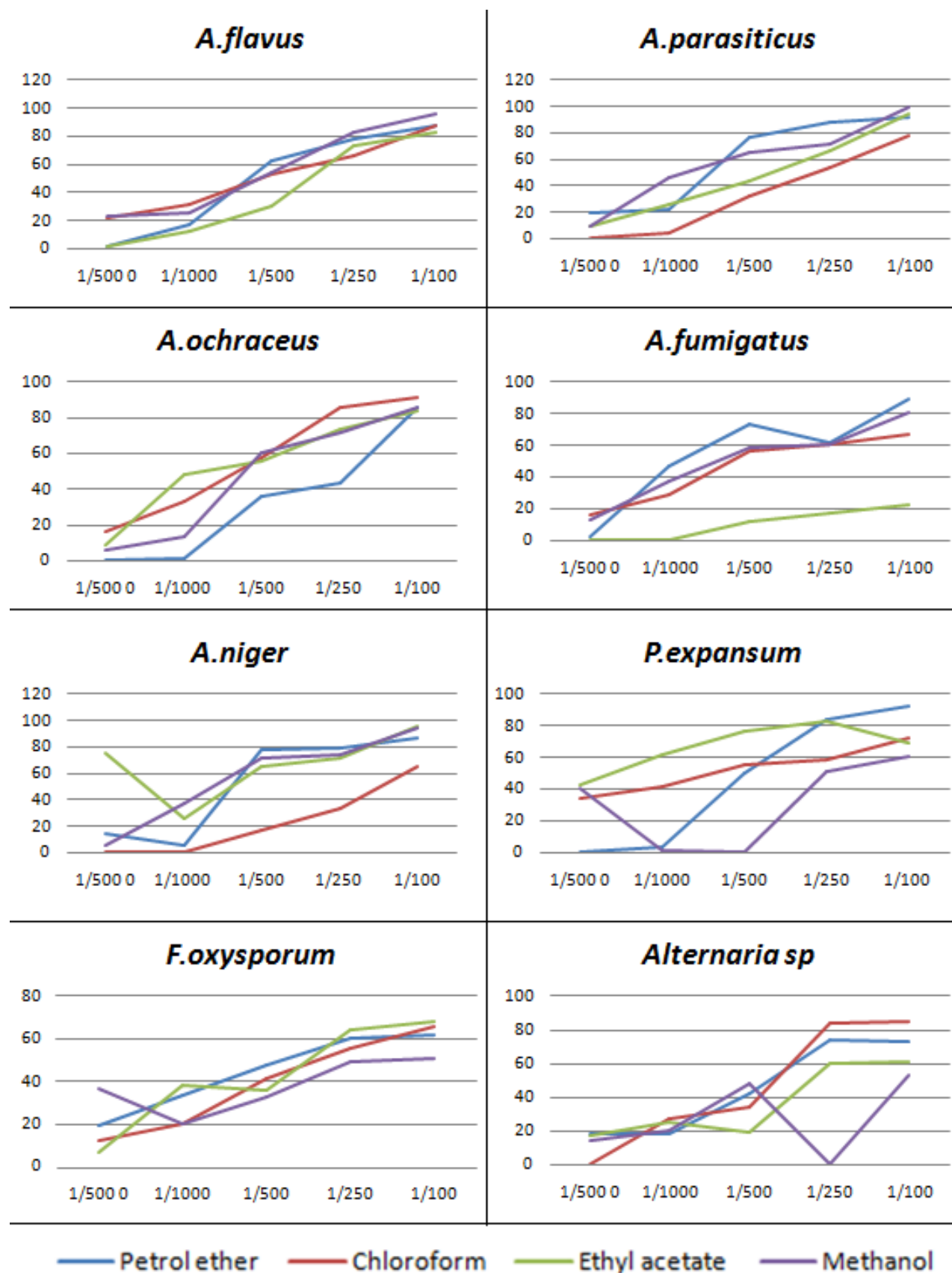


Figure 56: Les résultats relatifs à la croissance des moisissures étudiées soumises à l'action des différentes concentrations des extraits testées *Anvillea radiata* sont illustrés dans huit graphes.

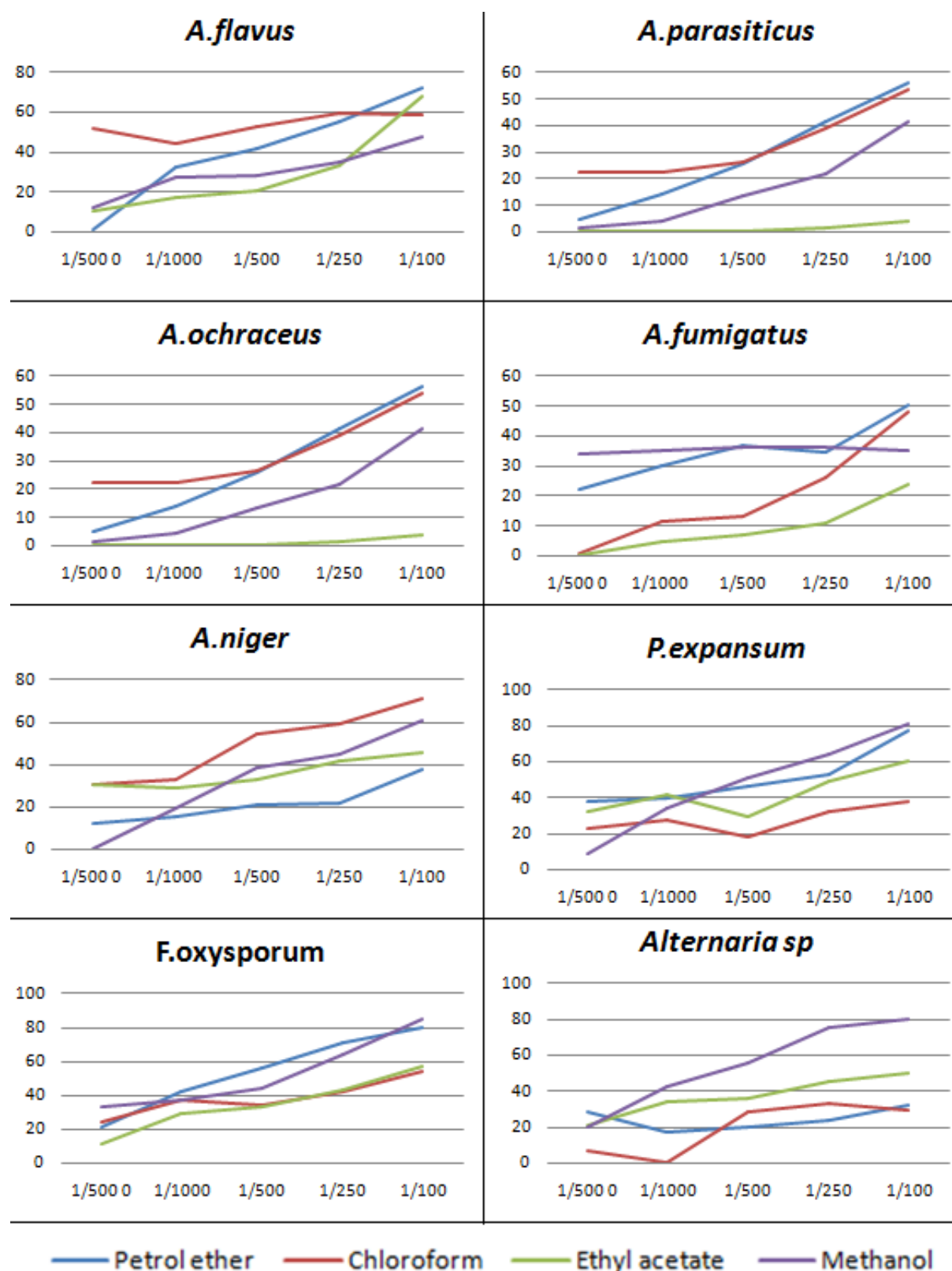


Figure 57: Les résultats relatifs à la croissance des moisissures étudiées soumises à l'action des différentes concentrations des extraits testés *Aristida pungens* sont illustrés dans huit graphes.

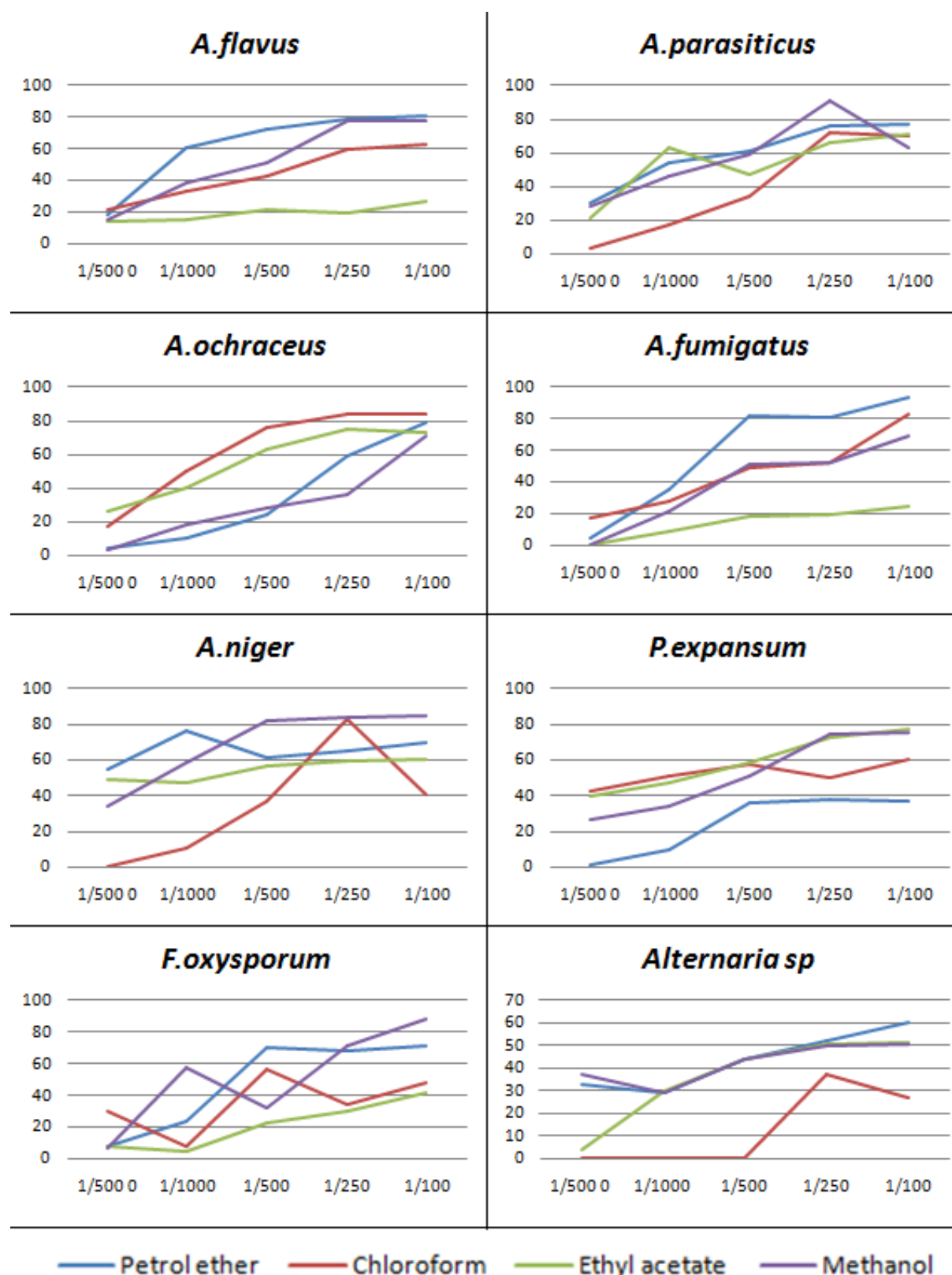


Figure 58: Les résultats relatifs à la croissance des moisissures étudiées soumises à l'action des différentes concentrations des extraits testées d'*Artemisia herba alba* sont illustrés dans huit graphes.

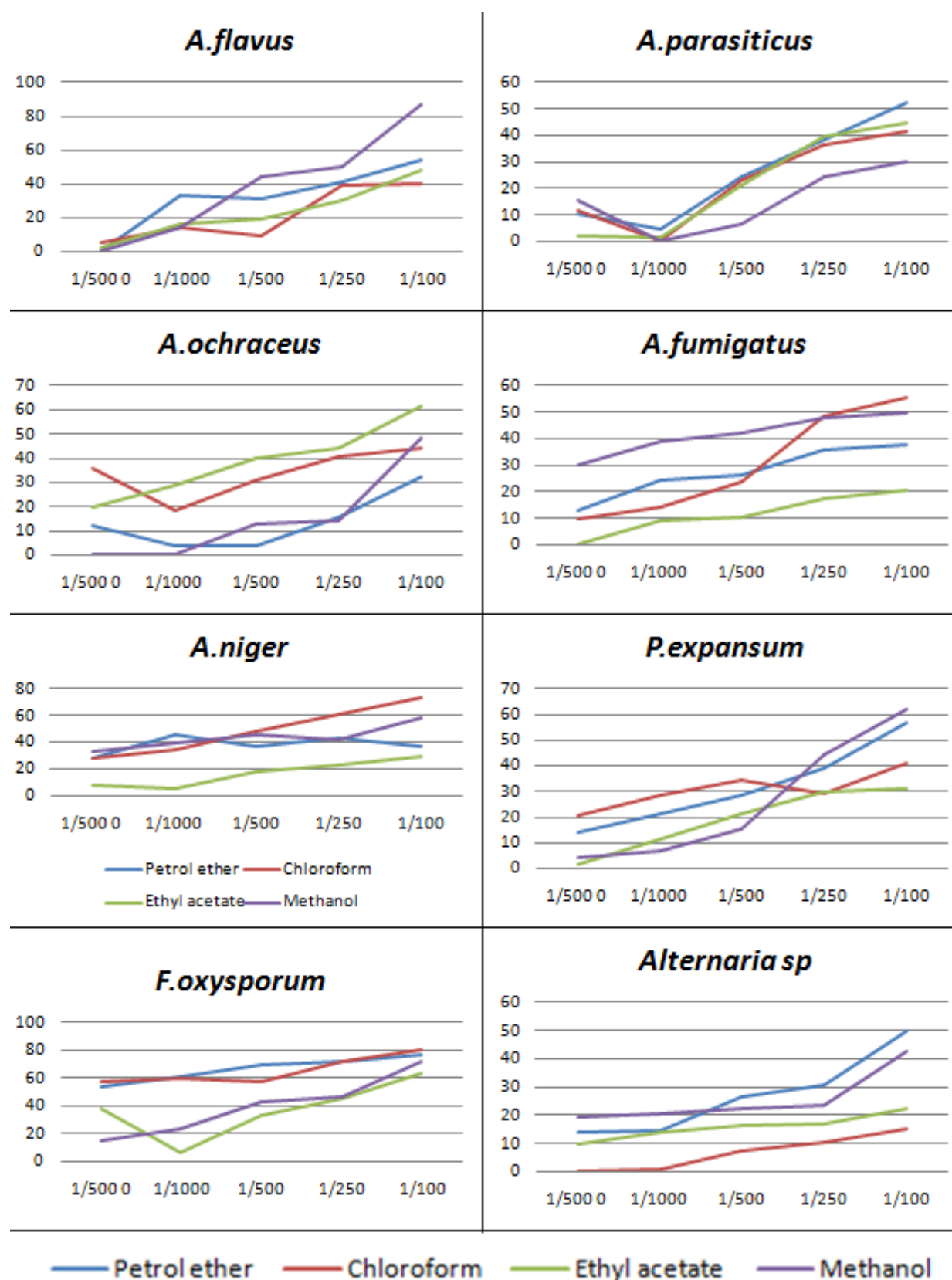


Figure 59 : Résultats relatifs à la croissance des moisissures étudiées soumises à l'action des différentes concentrations des extraits testées d'*Asphodelus tenuifolius* sont illustrés dans huit graphes.

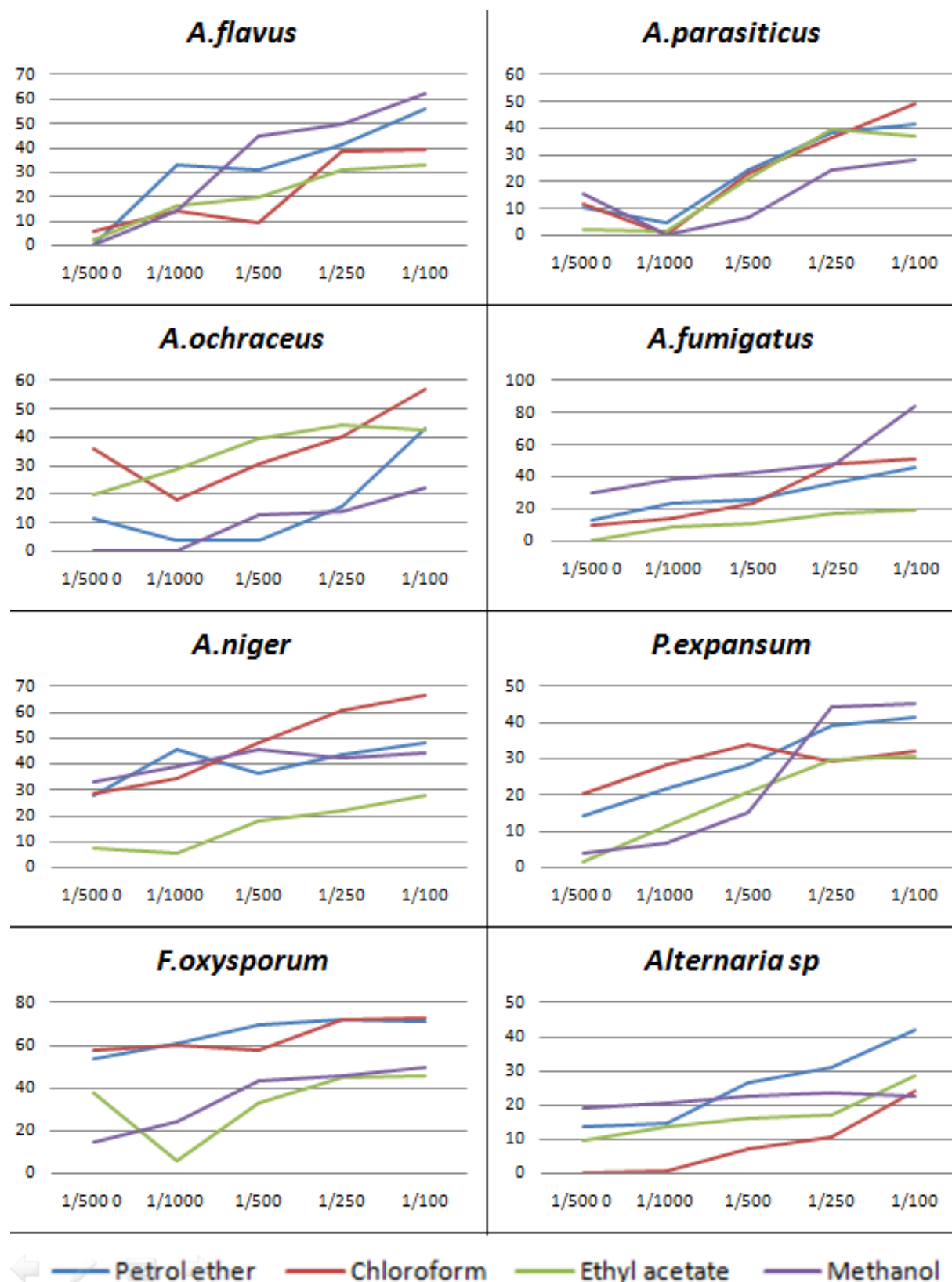


Figure 60: Résultats relatifs à la croissance des moisissures étudiées soumises à l'action des différentes concentrations des extraits testées de *Capparid spinosa* sont illustrés dans huit graphes.

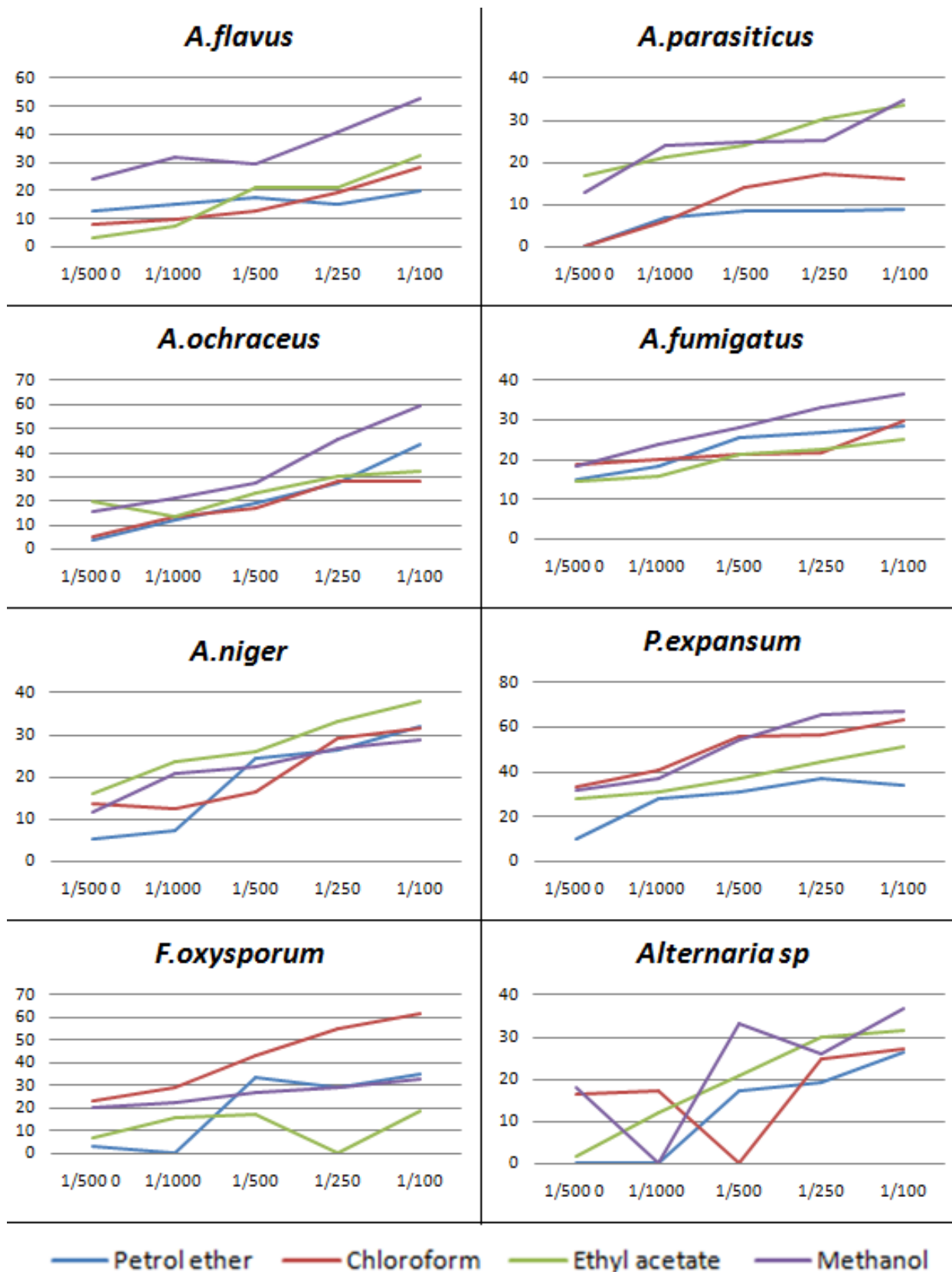


Figure 61: Les résultats relatifs à la croissance des moisissures étudiées soumises à l'action des différentes concentrations des extraits testées de *Salsola vermiculata* sont illustrés dans huit graphes.

V.7. Essais de Conservation des blés tendres par enrobage avec de l'extrait aqueux des plantes étudiées

Après la durée de stockage on a observée des réductions de la fréquence de contamination d'une manière excellente dans tous les échantillons soit enrobée par la méthode directe ou soit par la méthode de dilution, et pour tous les extraits aqueux des plantes étudiées. La diminution du taux de moisissures observé dans les échantillons de blé tendre démontre l'efficacité de cette méthode de conservation.

Les résultats d'isolement et dénombrement de la flore fongique contaminante sont présentés dans deux figures 52 et 53, pour le blé tendre importé. Lorsque l'on compare les fréquences de contaminations des plantes avec la fréquence sans l'ajout des extraits ; on a marqué la fréquence de contamination des blés enrobés par les plantes (*d'Artemisia herba alba et d'Anvillea radiata*) ont présenté des valeurs les plus inférieure que la fréquence de contamination (témoin).

D'après les résultats obtenus, la diminution de la fréquence de contamination se fait au cours de la période de conservation. Une forte réduction de 45,96 % des moisissures est marquée pour l'échantillon de 2010 par l'extrait de plante *d'Artemisia herba alba* .

Les taux de contaminations deux échantillons de 2009 et 2012 avec ou sans d'enrobage par les extraits *d'Aristida pungens* sont moyennement identiques.

Si on compare les résultats de deux méthodes de dénombrement des champignons des blés enrobés avec les extraits, on observe qu'il y a une différence du taux de réduction dans les mêmes périodes de conservation. Ce taux est plus élevé dans les échantillons rincés par l'eau que celui observé pour celles qui sont conservées par enrobage.(figure 62)

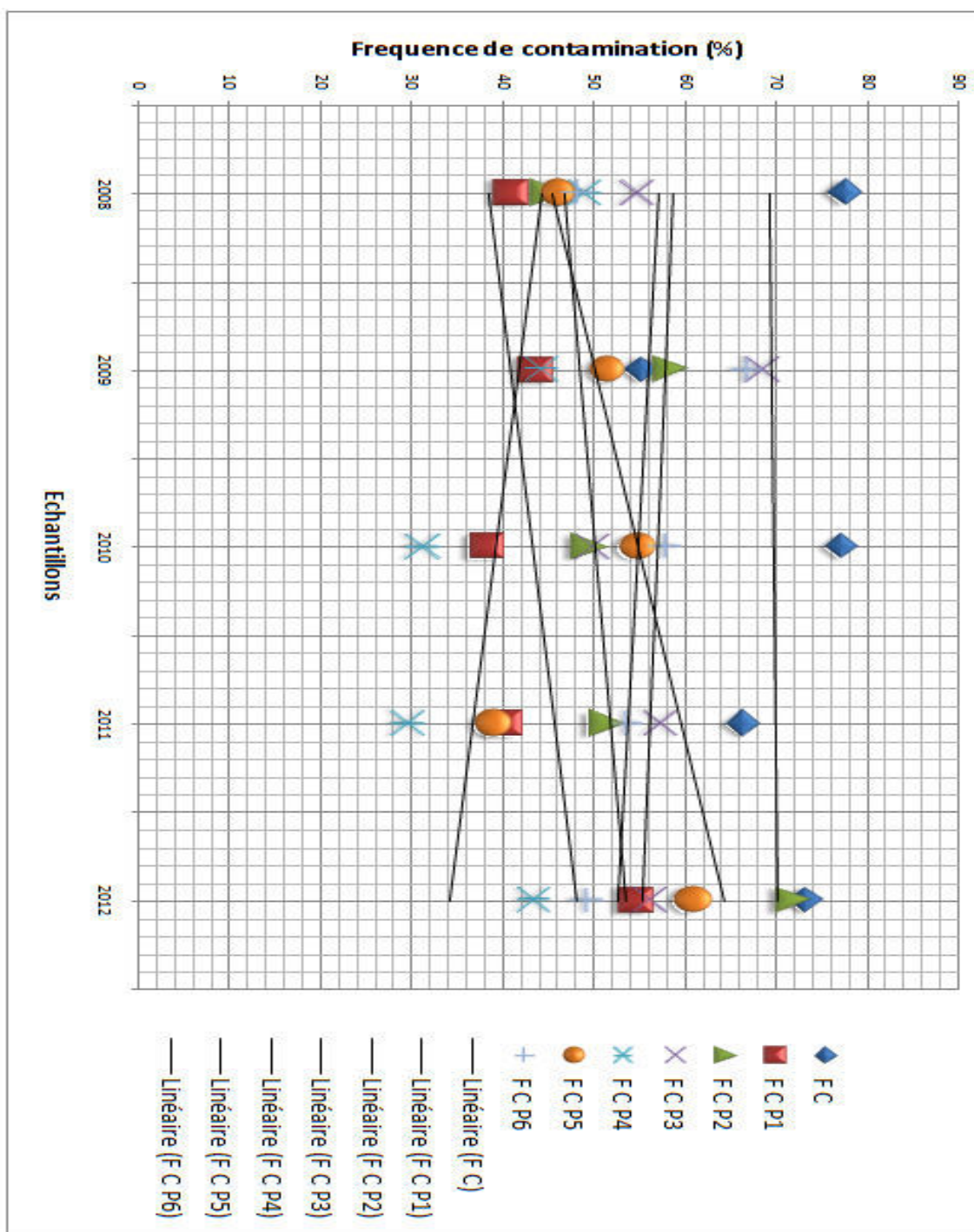


Figure 62 : Les résultats relatifs à la fréquence de contamination des moisissures étudiées soumises à l'action des extraits aqueux des différentes plantes par la Méthode directe (FC : fréquence de contamination sans l'ajout de l'extrait-Témoin, FCP1: fréquence de contamination avec l'ajout de l'extrait d'*Anvillea radiata*, FCP2 : fréquence de contamination avec l'ajout de l'extrait d'*Aristida pungens*, FCP3 : fréquence de contamination avec l'ajout de l'extrait d'*Asphodelus tenuifolius*, FCP4: fréquence de contamination avec l'ajout de l'extrait d'*Artemisia herba alba*, FCP5 : fréquence de contamination avec l'ajout de l'extrait de *Capparis spinosa*, FCP6 : fréquence de contamination avec l'ajout de l'extrait de *Salsola vermiculata*).

La méthode d'ULSTER a permis éventuellement de localiser les éléments actifs de la microflore qui donne des colonies visibles sur des grains et détermine, dans un lot de grains donné, le pourcentage de grains contaminés par tel ou tel genre et espèce de moisissures. La liste de la mycoflore totale isolée est donnée dans **la figure 64**. Les *Aspergillus* et *Penicillium* sont des champignons de conservation ou "storage fungi" selon la dénomination Anglo-saxonne. Ils provoquent la moisissure des semences mal stockées. Une humidité élevée est favorable à leur développement. La pollution ou contamination peut avoir lieu au champ dès les premiers stades de maturation des graines.

Pour palier à de tels dégâts, il importe de récolter des semences mures et de les conserver dans de bonnes conditions. Dans notre cas ; Il s'agit de tester la germination des spores sur des grains enrobés par la poudre de plante dans des boîtes de pétri avec le papier filtre et de l'eau.

La figure 51 montre l'évolution de la fréquence d'apparition des moisissures des grains enrobés avec la poudre des différentes plantes et le témoin. À part le témoin qui a des taux de germination des spores de moisissures élevés par rapport aux autres échantillons, les semences enrobées ont donné globalement un taux de contamination inférieur à celui obtenu au témoin et il varie selon l'espèce de plante.

En comparaison avec le témoin ; le rinçage de grain de blé avec l'eau diminue la fréquence de contamination d'une manière plus ou moins importante et pour l'ensemble les plantes présentent des activités antifongiques différentes, on a marqué excellent effet d'*Artemisia herba alba* sur les mucorales avec une réduction de 7.93 % , la plante d'*Anvillea radiata* a montré plus efficace pour les *Aspergillus* avec une différence de 9.48 %, et *Salsola vermiculata* a donné un excellent effet pour les *Penicillium* avec une différence de 4.43 %.

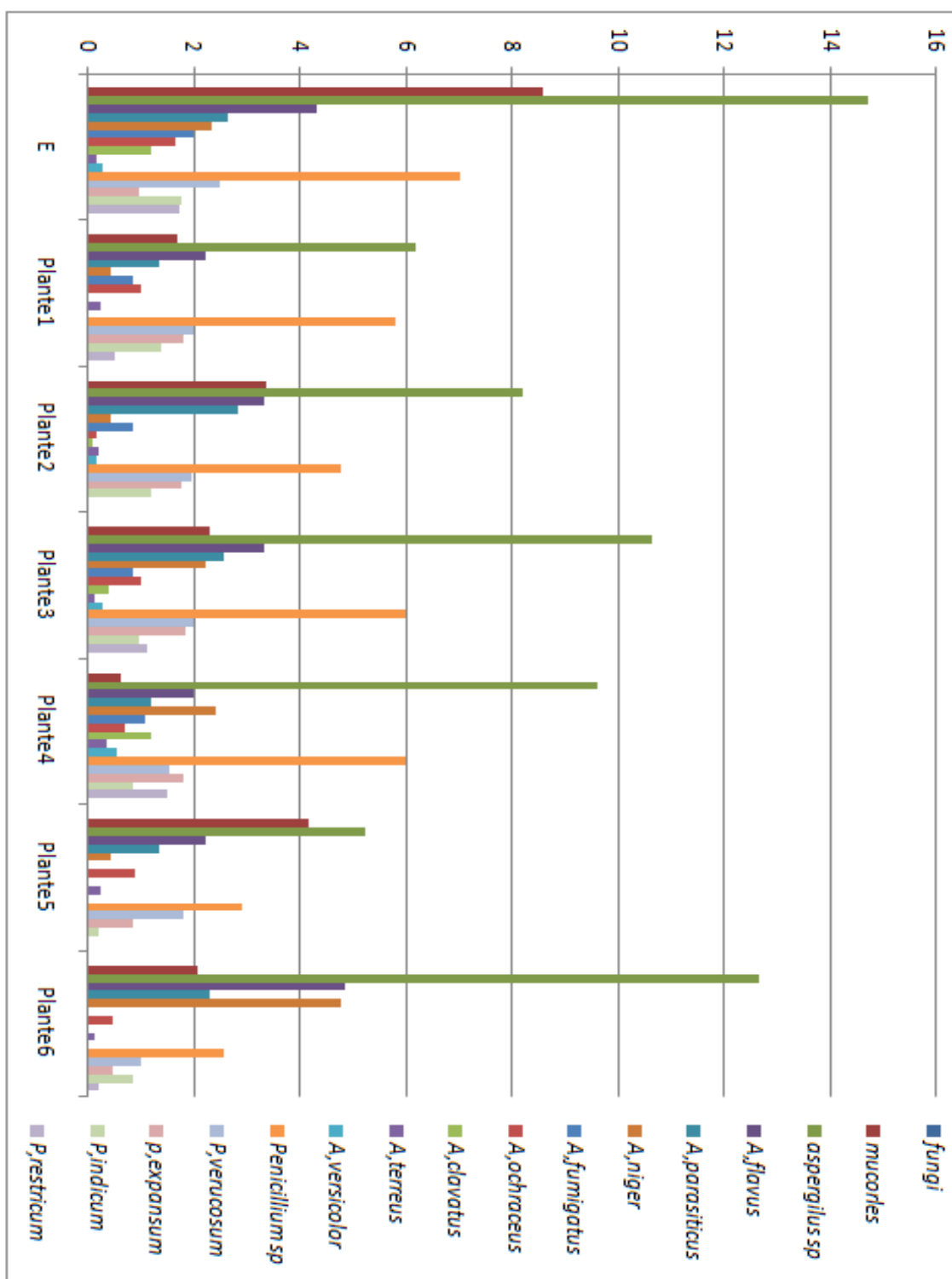


Figure 63 : Les résultats relatifs à la fréquence d'apparition des moisissures des grains étudiés soumises à l'action des extraits des différentes plantes par la Méthode de dilution (E : Échantillon sans ajout des extraits -Temoin, eau : Échantillon rincé par l'eau, Plante 1 : Échantillon enrobé par la poudre de *Capparis spinosa*, Plante 2 : Échantillon enrobé par la poudre d'*Aristida pungens*, Plante 3 : Échantillon enrobé par la poudre d'*Asphodelus tenuifolius*, Plante 4 : Échantillon enrobé par la poudre d'*Artemisia herba alba*, Plante 5 : enrobé par la poudre d'*Anvillea radiata*, Plante 6 : Échantillon enrobé par la poudre de *Salsola vermiculata*).

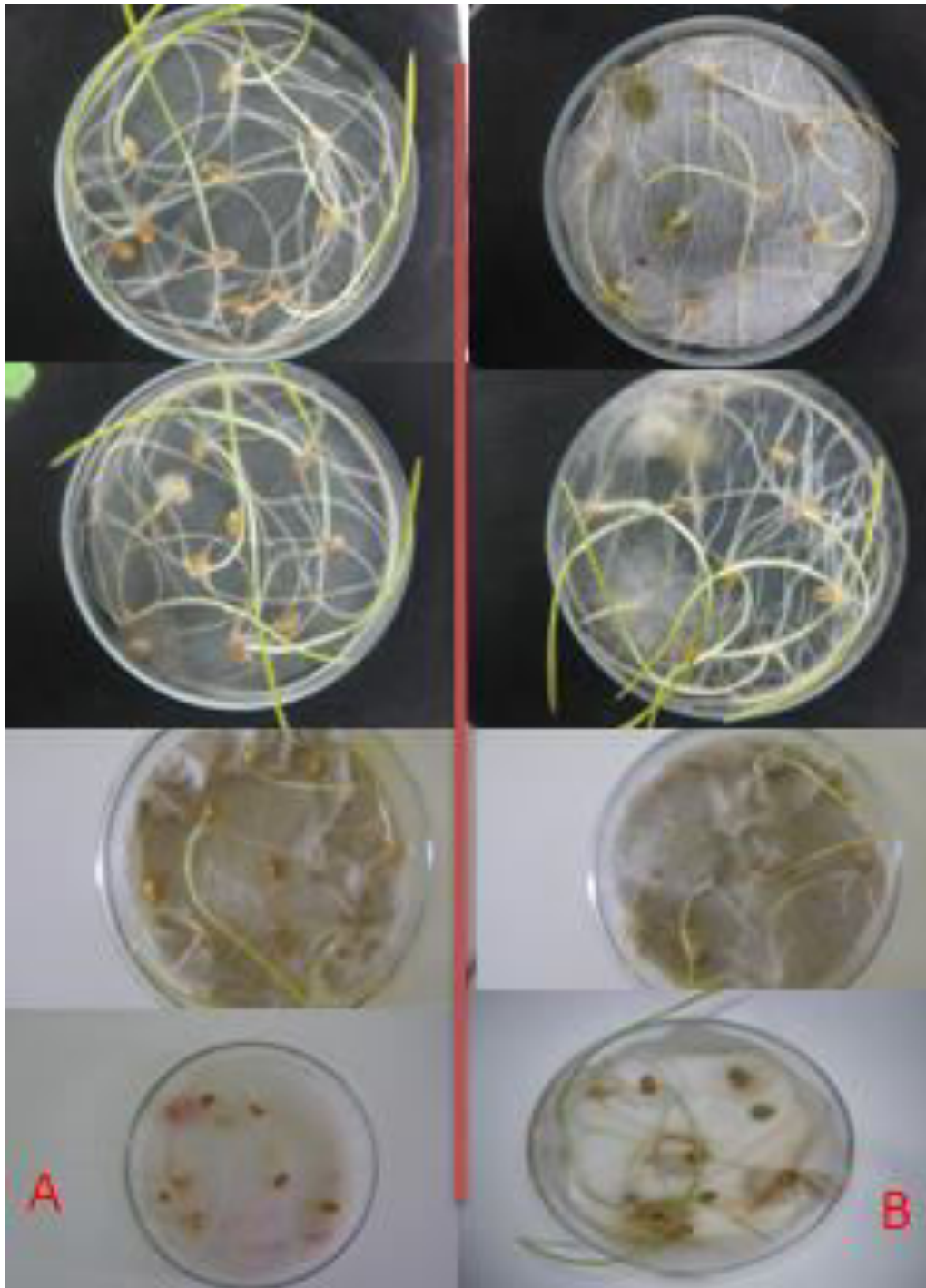


Figure 64 : Quelques résultats de l'efficacité de la méthode d'enrobage. (A: les grains avec l'extrait d'enrobage. B: les grains sans l'enrobage.)

CHAPITRE 06

Discussions

Les céréales sont des substrats naturellement favorables au développement fongique. Cette croissance des micromycètes peut avoir plusieurs conséquences néfastes : une altération de l'aspect et des propriétés technologiques des matières premières, le développement des mycoses ou d'allergies (**Bennett et Klich, 2003**) et la production et l'accumulation de mycotoxines.

VI.1. État physico-chimique des échantillons :

VI.1.1. Humidité relative (HR) :

Nos résultats de HR obtenus révèlent que tous nos échantillons sont peu hydratés ; une grande caractéristique commune des espèces fongiques des denrées peu hydratées est la sporulation ou la dissémination à grande vitesse (**Wicklow, 1998**). La moyenne du taux d'HR des échantillons 2008 et 2011 sont supérieures par rapport au taux d'HR des autres échantillons, cette différence montre que le blé (2008 et 2011) ont une grande susceptibilité d'être contaminé par des moisissures. Dans les denrées peu hydratées telles que les céréales, la disponibilité en eau a une influence considérable, car pour la plupart des moisissures, la toxinogénèse est proportionnelle à l'activité de l'eau (**Gwladly et Tap, 2004**). Plus un aliment aura une activité de l'eau proche de 1, plus qu'il sera sensible aux altérations par les moisissures toxinogènes. Les moisissures sont capables de croître sur des substrats contenant de 10 à 18 % d'humidité, avec un optimum de croissance compris entre 11 à 13 %. Dans quelques échantillons nous avons remarqué des taux très élevés, cette élévation selon **Duron (1989)** est peut-être due aux transports maritimes du blé tendre d'importation. De plus, une augmentation du taux d'humidité favorise le développement des moisissures et la biosynthèse des toxines.

VI.1.2. pH :

Les résultats du pH des différents échantillons sont légèrement acides, ce qui nous a conduits à dire que le blé importé analysé permet aux moisissures de proliférer et par conséquent d'acidifier le substrat. Selon **Jemmali (1975)**, les moisissures sont capables de se développer normalement à des pH compris entre 3 et 8 et une production en mycotoxines à des pH entre 5 et 6, donc le pH influe

directement sur la production des toxines par les moisissures. Le pH optimal de la mycotoxinogénèse est, contrairement à la température, différent du pH optimal de croissance. La prolifération des moisissures acidifie, décolore, fait fermenter et rend ces produits désagréables, voire dangereux (**Pitt and Hoking, 1997**). Donc cette acidité est hautement corrélée à la prolifération des moisissures. (**Kouadio et al., 2012**).

les moisissures aussi provoquent une dégradation physico-chimique des substrats, notamment une modification du pH pouvant entraîner une acidification (**Armand et Germain ; 1992**).

VI.1.3. Taux des grains cassés (GC) :

D'autre part, les moyennes de taux des grains cassés sont inférieures à la norme nationale (4 %) et internationale (3 %) sauf la moyenne des échantillons de 2011 ; elle est supérieure à la 3 %, ces résultats sont adoptés aux travaux de **Molinie et PFohl-leszkowics (2003)**. D'après **Hasseltine et al., (1981)** ; les cassures des grains peuvent engendrer une augmentation des teneurs en eaux pouvant favoriser la contamination fongique et la production des mycotoxines. Lorsque la structure granulaire est détruite, les constituants peuvent entrer plus facilement en contact avec les microorganismes et ces substances sécrétés, car les surfaces de contact sont nettement plus grandes. (**Armand, et al., 1996**).

VI.2.1. Identification des moisissures :

L'identification de très nombreuses espèces fongiques susceptibles de coloniser les aliments et d'en altérer les qualités, voire de produire des mycotoxines est une étape indispensable à l'évaluation du risque mycologique. Cette identification a pendant longtemps été exclusivement basée sur l'observation des caractères cultureux et morphologiques de l'espèce. Les progrès récents de la biologie moléculaire ont permis de proposer des outils d'aide à l'identification (**Tabuc, 2007**).

L'identification d'une espèce fongique repose sur l'analyse des critères cultureux (température et vitesse de croissance, milieux favorables) et morphologiques. Ces

derniers constituent des paramètres macroscopiques (aspect des colonies, de leur revers, etc.) et microscopiques (aspect du mycélium, des spores, des phialides, etc.) (**Cahagnier et Molard, 1998**).

Les champignons filamenteux forment des colonies duveteuses, laineuses, cotonneuses, veloutées, poudreuses ou granuleuses ; parfois peuvent avoir une apparence glabre, de relief plat ou plissé et dont la consistance et la taille sont variables. Les couleurs des colonies les plus fréquentes sont le blanc, le crème, le jaune, l'orange, le rouge allant jusqu'au violet ou le bleue, le vert, le brun allant jusqu'au noir. Les pigments peuvent être localisés au niveau du mycélium (*Aspergillus*, *Penicillium*) ou diffusés dans le milieu de culture (*Fusarium*) (**Botton et al., 1990**).

L'examen microscopique d'une colonie fongique se fait après réalisation d'un étalement entre lame et lamelle. Généralement, un examen à l'objectif 40 est suffisant pour mettre en évidence la plupart des éléments importants de diagnose (**Cahagnier et Mollard, 1998**).

D'après la forme et les modalités de septation, on distingue cinq groupes de spores :

Amérospores (*Penicillium* et *Aspergillus*), Didymospores (*Trichothecium*), Phragmospores (*Curvularia*), Dictyospores (*Alternaria*), Scolécospores (*Fusarium*), regroupées à l'extrémité de la cellule conidiogène en grappe (*Beauveria*, *Trichothecium*), en masse (*Botrytis*), en têtes (*Acremonium*, *Trichoderma*), en chaînes basipètes (*Scopulariopsis*, *Aspergillus*, *Penicillium*) ou en chaînes acropètes (*Cladosporium*, *Alternaria*) (**Botton et al., 1990**).

Les cellules conidiogènes peuvent naître de structures plus ou moins élaborées issues du mycélium végétatif. Ceci est utilisé pour l'identification des genres et des espèces. Elles peuvent être directement insérées sur les filaments végétatifs (*Acremonium*, *Fusarium*) ; bien distinctes des filaments végétatifs portés par des conidiophores dispersés sur le thalle végétatif ; bien distinctes des filaments végétatifs portés par des conidiophores groupés (**Tabuc, 2007**).

La présence de structures protectrices issues de la reproduction asexuée ou sexuée et la présence des chlamydo-spores constituent un autre élément d'identification microscopique (**Tabuc, 2007**).

L'identification des espèces fongiques traditionnellement fondée sur les caractéristiques culturales et morphologiques macroscopiques et microscopiques nécessite, en général, plusieurs jours de culture (7 à 10 jours le plus souvent). La culture sur des milieux spécifiques peut être nécessaire pour obtenir la formation de conidies et, dans certains cas, l'absence d'apparition de conidies rendra impossible l'identification du mycélium. Par conséquent, de nombreuses études

ont visé à développer des méthodes outils d'identification reposant sur l'étude des acides nucléiques (ADN et ARN) et ne nécessitant plus obligatoirement un examen morphologique (**Hughes et al., 2009**).

VI.2.1. Fréquence de contamination (TC) par la méthode d'Ulster :

La proportion de grains contaminés par des moisissures dans les échantillons de la récolte 2010 et 2012 sont plus élevée que les autres échantillons de la récolte 2008, 2009 et 2011 cette dernière, selon **Wicklów (1998)**, montre que la sporulation ou la dissémination des spores à grande vitesse sont la grande caractéristique commune des espèces fongiques des denrées peu hydratées. Ces résultats sont en accord avec plusieurs travaux qui ont trouvé des résultats semblables dans les ensilages de maïs et de sorgho. (**Reyes-Velázquez et al., 2008 ; da Silva et al., 2000**).

Point de vue de la diversité des souches isolées, il n'y avait pas de différence significative entre les lots de blé tendre analysés. Les résultats de l'analyse mycologique ont montré, quelle que soit l'année de la récolte, une nette dominance du genre *Aspergillus*. Cette dominance semble être favorisée par une humidité élevée du grain, une légère acidité, un taux des grains cassés bien déterminé. La dominance du genre *Aspergillus* dans la flore contaminée des céréales a été reportée dans plusieurs travaux (**Pitt et Christian 1968 ; Pitt et**

Miscamble 1995 ; Riba et al., 2005). Ainsi, les espèces du genre *Aspergillus* sont considérées comme des moisissures de stockage (**Christensen et al., 1977**), *Aspergillus flavus* est l'espèce la plus fréquente suivie de *A. parasiticus* et *A. Niger*.

Le taux de contamination par le genre *Penicillium* s'est révélé inversement proportionnel à la forte humidité et la durée de stockage. Cependant, comme l'ont reporté **Pitt et Miscamble (1995)**, le pourcentage des grains infectés par des *Penicillium* de la récolte 2010 et de la récolte 2012 sont inférieurs que les autres (2008, 2009 et 2011), cette différence est due à la forte humidité qui défavorise la croissance des *Penicillium* en faveur de celle des *Aspergillus* qui les dominent. Ces résultats concordent avec ceux obtenus par **Weindenbörner et al., (2000)** qui ont travaillé sur la mycologie de la farine du blé entier.

Les autres genres de mucorales et *Monilia sp* isolés sont naturellement présents sur les cultures au niveau des champs et dans le sol (**Christensen et al., 1977**). **Cahagnier (1996)** rapporte que la présence des mucorales dans les stocks des céréales est un signe de mauvaises conditions de stockage.

VI.2.2. Estimation de population fongique des échantillons par méthode de dilution :

En ce qui concerne les résultats de l'analyse mycologique par la méthode de dilution, tous les échantillons analysés sont contaminés par des moisissures. Malgré l'apparence saine des lots de blé tendre (récoltes : 2008, 2009, 2010, 2011 et 2012) analysés, leurs taux de contamination se sont révélés très élevés. Ces résultats concordent avec ceux obtenus par **Asadzadeh et al., (2014)**.

Par contre ces résultats diffèrent des résultats rapportés par un autre auteur qui ont constaté la diversité fongique dans 150 échantillons de blés récoltés fraîchement récoltés dans trois régions du Brésil (Sao Paulo, Parana et Rio Grande do Sul). L'analyse du mycobiose a montré une prédominance d'*Alternaria sp.*, *Fusarium sp.* (**Tralamazza et al., 2016**).

Plusieurs genres sont trouvés du point de vue diversité des souches isolées ; il n'y a pas une différence significative entre les lots de blé tendre analysés. En effet, les mêmes genres ont été retrouvés dans les deux échantillons avec des proportions différentes. Les genres dominants dans les deux échantillons sont *Aspergillus* et *Penicillium*.

Cette mycologie s'est révélée très similaire à celle des lots de blé tendre. La différence des pourcentages de contamination des grains par les genres isolés. **Hajjaji et al., (2005)** ont rapporté la dominance des souches appartenant à ces deux genres dans 17 échantillons de blé issus d'un stockage traditionnel au Maroc. Selon **Riba et al., (2005)**, le manque de ventilation couplée à une température élevée, favorise la croissance des champignons dits : xérotolérantes, comme les *Aspergillus* et *Penicillium*. Ces deux genres prolifèrent principalement pendant le stockage sur des substrats dont l'humidité est assez basse (10 à 18 %) (**Pitt et Miscamble, 1995**). Il a été rapporté que l'écrasement d'un lot de blé tendre de mauvaise qualité sanitaire et technologique aboutit à des produits finis de faible valeur boulangère et dont la charge en contaminants microbiologiques est trop élevée (**Lana et al., 2003**).

Les autres souches isolées des échantillons analysés appartiennent aux genres *Rhizopus*, *Alternaria* et *Fusarium* qui sont naturellement présents sur les cultures au niveau des champs et dans le sol (**Christensen et al., 1977**). La forte fréquence du genre *Alternaria* dans les échantillons (récolte 2008) semble être due à l'humidité élevée de ces échantillons. Ces résultats concordent avec ceux obtenus par **Tahani et al., (2008)** dans ces travaux « Mycologie du blé tendre : la qualité technologique du grain et conséquences sur les produits finis ».

VI.1.4. Corrélation entre les paramètres physicochimiques et la fréquence de contamination :

La fréquence de contamination s'est révélée proportionnelle aux taux des grains cassés. Cependant, comme l'ont reporté **Berthier et Valla (1998)**, les blessures et les cassures de la structure de grain de blé favorisent la pénétration des hyphes dans les grains, donc les grains présentant des blessures ou des cassures sont

les plus susceptibles d'être contaminés par des moisissures d'une part. elles favorisent aussi l'absorption d'humidité c'est à dire augmentation l'activité de l'eau ; l'activité de l'eau (aw) est un concept physico-chimique, introduit par

Scott (1957). Il a été montré qu'il y a une relation entre l'humidité dans l'aliment et la capacité de croissance microbienne d'autre part.

En outre, les substrats présents dans une denrée alimentaire favorisent le développement des moisissures particulières. Mais pour pouvoir utiliser ces substrats, il faut qu'on puisse les atteindre. Pour cela, il faut qu'il y ait eu au préalable une rupture des défenses naturelles des grains pour permettre la pénétration et le développement rapide des moisissures qui va entraîner une augmentation d'acidité. **Sinha et Sinha (1990)** ont établi une corrélation positive entre les dégâts des insectes et l'augmentation de l'aflatoxine dans les denrées alimentaires.

Et pour cela la fréquence de contamination varie en fonction des paramètres physicochimiques ; elle s'augmente proportionnellement à la valeur de l'humidité relative, ainsi qu'au taux de grains cassés en revanche, elle se diminue avec du pH. De même que la fréquence de contamination, l'humidité relative se diminue avec l'augmentation de la valeur de pH et s'augmente proportionnellement au taux des grains cassés. Quant à ces deux derniers (GI et GC) ils sont inversement proportionnels.

VI.3. État mycotoxique des échantillons :

Les moisissures nuisibles toxigènes peuvent se développer dans différents substrats tels que les céréales (**Mills, 1990**) et y produire dans certaines conditions de température et d'humidité des molécules toxiques dénommées mycotoxines ou métabolites secondaires.

Du point de vue mycotoxique, les différents isolats d'*A. Flavus* et *A. parasiticus* réalisés sur milieu YES révèlent 88,88 % des genres isolés et identifiés sont potentiellement mycotoxigènes. Ces résultats concordent avec ceux obtenus par **Abdarrahim (1997)** qui a trouvé plus de 85 %, alors que **Tahani et**

al., 2008 ont trouvé que 60 % des genres isolés et identifiés sont potentiellement mycotoxinogènes et **Lebars (1982)** et **Brix-Gormat (2005)** qui ont trouvé un pourcentage de 40 %. Ces résultats mettent en évidence l'importance du taux initial de la pollution par une espèce toxino-gène, car il reflète le risque d'imprégnation toxique c'est-à-dire plus le taux sera élevé, plus le risque de trouver les mycotoxines dans un aliment à des niveaux élevés sera important (**Gwladu et Tap, 2004**).

Le dosage qualitatif par CCM des aflatoxines et ochratoxines sur les échantillons de blé analysés s'est révélé positif pour 9 échantillons et négatif pour 13 échantillons. Cette absence peut être expliquée soit par la possibilité que les souches de moisissures isolées de ces échantillons ne soient pas toxino-gènes, soit elles sont toxino-gènes et les conditions de température et d'humidité n'étaient pas favorables à l'aflatoxino-génèse, soit les taux d'aflatoxine sont inférieurs au seuil de détection de cette méthode qui est de 0.5 ppb (**Zakaria et Majerus, 1992**) ou ils sont inférieurs à la limite de détection est 100 mg/kg (**Czerwiecki, 1989**). Selon **Nguyen (2007)**, la présence de plusieurs espèces fongiques sur la même denrée a généralement un effet inhibiteur sur la production des toxines. Cela s'expliquera d'une part par la compétition pour le substrat et d'autre part, par le fait que certaines souches peuvent dégrader la toxine. Et **Anonyme (2003 et 2009)** rapporte que la plupart des mycotoxines sont fortement adsorbées ou fixées au niveau de la paroi des conidies. D'autres sont uniquement excrétées dans le milieu extérieur. Dans un aliment, la distribution des mycotoxines n'est pas homogène, elles sont souvent formées au niveau des poches de condensation telles que les coques ou la peau de certains produits.

VI.4.Criblage phytochimique

Les données obtenues lors du criblage phytochimique par une méthodologie se basent sur la détection des composés par le biais de protocoles orientés selon les résultats obtenus lors du criblage biologique. Elles sont souvent conformes à celles de la littérature (**Adomi and Umukoro 2010; Mujovo 2008; Krasniewski et al., 2006; Djouossi et al., 2015**).

Les propriétés pharmacologiques et la nature des différents groupes chimiques mis en évidence sont nombreuses et variées. il s'agit :

- **Les alcaloïdes** constituent une classe de produits naturels présentant une grande diversité structurale. Leurs propriétés biologiques, aussi variées que leurs structures, continuent à être bénéfiques dans les traitements de différentes maladies ou des dysfonctionnements de l'organisme humain. Il y a une quinzaine d'années, les propriétés antimicrobiennes, antifongiques et amoebicides de certains alcaloïdes indoliques quasi dimériques ont été démontrées (ochrolifuanines, cinchophyllines, dérivés de l'usambarensine). (**Caron et al., 1988 ; Keene et al., 1987**). les alcaloïdes selon **Hadjimi, (2011)** ; affectent l'aspect de la colonie fongique et causant une diminution et / ou une inhibition de la croissance mycélienne qui est variable selon les concentrations testées.

- **Les terpènes** et leurs dérivés sont prometteuses en générale utilisée dans les thérapies antifongiques. Ces substances peuvent néanmoins servir comme agents complémentaires lors de thérapies conventionnelles par leur pouvoir pénétrant de la peau, et ainsi être utilisées en application cutanée. Le pouvoir hautement lipophile de la plupart de ces composés laisse à supposer que leurs cibles principales soient les membranes cellulaires et que leur toxicité est causée par une perte du contrôle de la pression osmotique (**Cox et al., 2000 ; Inoue et al., 2004**). Il a également été établi que les terpènes sont réputés pour leurs propriétés désinfectantes et antiseptiques et s'opposent à la prolifération des germes pathogènes (**Lacoste et al., 1996 ; Caillard, 2003**). selon **Belaiche et al., 1996** ; L'activité antifongique simultanée de trois terpènes (citronellol, menthol et terpinéol) est testée sur trois moisissures (*Aspergillus parasiticus*, *A. flavus* et *A. niger*) a montré un effet varie selon l'espèce de moisissures et la nature de terpènes.

- **Des Saponosides** : In vivo, bon nombre de saponosides assurent la défense du végétal contre l'attaque microbienne ou fongique. quasiment dépourvus d'activité antibactérienne, les saponosides sont parfois actifs, in vitro, sur des virus (**Bruneton, 2009**). Selon **Traoré (2006)** ; dans le domaine de l'ophtalmologie, les

effets des saponosides portent sur l'activité antifongique, anticandidosique et antivirale. (Traoré, 2006).

- **Flavonoïdes** : Différents types de flavonoïdes ont la capacité de piéger les radicaux libres. On leur attribue, d'une manière générale, les activités anti-inflammatoire, anti-infectieuse, vasculo-protectrice, antihépatotoxique, antiallergique, antiulcéreuse, antitumorale et antispasmodique (Bruneton, 2009). Les plantes riches en flavonoïdes ont des propriétés analgésiques, antifongiques, antimicrobiennes, hémostatiques, aphrodisiaques et astringentes. Bruneton (1999) et Kurkin (2003) ont montré que les phénols simples, les acides phénoliques et les flavonoïdes possèdent des propriétés anti-inflammatoires et antihémorragiques, des propriétés antibactériennes et antifongiques, en particulier à l'égard des organismes phytopathogènes.

- **Les tanins** : sont hydrosolubles et leur intérêt médicinal réside essentiellement dans leur caractère astringent. Leurs propriétés tannantes, en créant une couche isolante et protectrice, ont pour effet de réduire l'irritabilité et la douleur, d'arrêter les petits saignements. L'activité vasculo-protectrice des tanins peut justifier l'emploi des drogues qui en contiennent dans la prise en charge des conjonctivites.

Ainsi, en France, certaines plantes indiquées dans le traitement des irritations oculaires et conjonctivites sont des plantes anti-inflammatoires, astringentes ou adoucissantes riches en tanins ou en mucilages, telles *Plantago lanceolata* (plantain), *Centaurea cyanus* (bleuet), *Calendula officinalis* (souci), *Euphrasia officinalis* (casse-lunette), *Matricaria recutita* (camomille) et *Vitis vinifera* (vigne rouge) (Goetz and Dugan 2006).

- **Coumarines** :

Les coumarines sont connues par leurs activités cytotoxiques, antivirales, immunostimulantes, tranquillisantes, vasodilatatrices, anticoagulantes (au niveau du cœur), hypotensives ; elles sont également bénéfiques en cas d'affections cutanées (Gonzalez et Estevez-Braun, 1997).

- Beaucoup de **quinones** sont antibactériennes et fongicides (**Riffel et al., 2002**).

V.5.Rendements d'extraction

Les rendements d'extraction ont varié en fonction des solvants et d'une espèce végétale à une autre ; l'analyse des différents résultats montre que les rendements d'extraction varient non seulement en fonction des plantes et aussi de la famille botanique. Les rendements varient aussi en fonction du type de solvant utilisé pour l'extraction.

- La différence de rendement observée entre les extraits pourrait s'expliquer par le fait que la polarité des solvants donc le solvant le plus polaire fixerait plus de composés par rapport les autres solvants et augmenterait par conséquent le rendement d'extraction (**Ciulei, 1980 ; Muhammad et al., 2013**).

- Cette différence peut être attribuée d'une part aux facteurs extrinsèques de la plante et d'autre part à l'espèce végétale et/ou à l'organe considéré. En effet, **Svoboda et Hampson (1999) et Smallfield (2001)** rapportent que les conditions environnementales, la période de récolte et l'âge du matériel végétal peuvent influencer sur les rendements d'extraction. De plus, les espèces végétales n'ont pas toutes le même potentiel ; certaines familles botaniques offrant des rendements plus élevés que d'autres (**Valnet, 1980**).

VI.6.Evaluation effet antifongique :

Quelque soit les tests antifongiques (soit par méthode directe ou soit par la méthode de dilution) ont révélé que tous les extraits de plantes utilisés possèdent une activité antifongique, dont l'intensité varie en fonction de l'espèce végétale, du type d'échantillons, mais aussi de la souche fongique testée. En effet, presque tous les extraits des plantes ont exercé une activité antifongique prononcée sur les souches fongiques testées avec un Taux d'Inhibition plus ou moins important qui s'est traduit soit par l'absence, soit par ralentissement de croissance mycélienne sur les grains contenant ces différents extraits de plante. L'activité antifongique prononcée de ces espèces végétales serait due à la composition chimique. L'efficacité des extraits des plantes sur les souches fongiques testées, ce qui

confirme que les substances bioactives des plantes sont considérées comme des composés potentiellement efficaces contre les moisissures. Cette activité antifongique est due probablement à la richesse des extraits de ces plantes en composés actifs révélés par le criblage phytochimique, qui confirme la présence des flavonoïdes, des saponosides, des stérols, des stéroïdes et les tanins, ces composées ont des actions antifongiques selon plusieurs auteurs (**Scalbert, 1991 ; Nacoulma, 1996 ; Nuh et al., 2005**).

En effet grâce à la composition qui est très diversifiée des extraits des plantes peut-être agir à plusieurs niveaux sur la moisissure sensible.

Le mécanisme d'action des extraits sur la flore fongique n'est pas clair, mais la majorité des rapports indiquent que leur activité se fait d'une part par :

- Des modifications morphologiques des hyphes (**Bergkvist, 2007**) ;
- Perturbation directe de la membrane cellulaire fongique (**Achterman et al., 2011**).

Et d'autre part ; la nature de principe actif ; les flavonoïdes, connus pour leurs multiples propriétés biologiques telles que l'activité antifongique (**Cushnie and Lamb, 2005 ; Pavithra et al., 2009 ; Akroum et al., 2009 ; Ilboudo et al., 2016 et Wang et al., 2015**) ont décrit, les effets antifongiques de flavonoïdes contre les moisissures de céréales. **José et al., (2017)** ont montré L'activité antifongique de quatre saponines triterpénoïdes et le manque d'effets génotoxiques. **James Bound et al., (2016)** ont montré les activités antifongiques des nouveaux Terpènes phénols et alcools contre *Aspergillus flavus*, *Aspergillus ochraceus*, *Fusarium oxysporum*, *Saccharomyces cerevisiae* et *Candida albicans*.

La majorité des polyphénols ont une activité antifongique très puissante. **Orturno (2005)** a démontré l'activité des flavanones glycosides et des polyméthoxyflavones de *Citrus parasidi*, et de *Citrus sinensis* sur *Penicillium digitatum*. Aussi, les flavonoïdes de *Conyza aegyptica L.* ont une action fongicide et fongistatique sur différents agents de mycoses : *Microsporum canis*,

M.gypseum, *Trichophyton mentagrophytes*, *Candida zeylanoïdes* (**Batawita, 2002**).

Selon **Huang et Chung (2003)**, les composés phénoliques ont causé un gonflement des hyphes et l'inhibition de perméabilité de plasma autour des hyphes. cette l'imperméabilité provoque la destruction des parois cellulaires.

***Anvillea radiata*;**

Le criblage phytochimique d'*A.radiata* est révélé la présence de constituants comme les tanins, les flavonoïdes, les saponines, et les alcaloïdes... La présence de ces composés bioactifs indique la Valeur médicinale de cette plante. (**Parekh et Chanda, 2008 ; Brunet et al., 2010**).

Shalini et Srivastava, 2009 ont montré divers extraits d'*A. radiata* ont effets inhibiteurs in vitro contre Champignons phytopathogènes.

Par contre une très faible activité a été observée contre les levures et aucune activité contre les moisissures. (**Beddou et al., 2014**).

Bammou et al., (2015) ont démontré que l'extrait aqueux de *A. radiata* a montré une activité antifongique, et ils peuvent donc être utilisés comme naturel Alternative potentielle aux fongicides synthétiques pour les champignons phytopathogènes.

***Artemisia herba alba* ;**

Est une plante médicinale et fortement aromatique largement utilisée dans la médecine traditionnelle par de nombreuses cultures depuis l'Antiquité. Il est utilisé pour traiter les troubles inflammatoires et des maladies infectieuses. (**Tan, et al., 1998 ; Kordali et al., 2005**).

la plante a une activité antifongique. Ces résultats ajoutent des informations importantes à l'activité pharmacologique des extraits sur un nombre important des moisissures de stockage, ce qui justifie et renforce l'utilisation de cette plante en médecine traditionnelle. (**Abu-Darwish et al.,2015**). Travaux de **Mahboubi (2017)**

ont confirmé l'utilisation autres espèces d'*Artemisia* dans l'amélioration des signes cliniques de maladies superficielles fongiques.

Sur l'ensemble de ces résultats, il ressort de cela que l'activité inhibitrice dépend de l'extrait, l'espèce fongique et la plante utilisée, ces plantes possèdent une activité contre les microorganismes étudiés selon l'espèce ;

***Asphodelus tenuifolius* ;**

utilisé pour les rhumes et les hémorroïdes et également utilisé pour la douleur rhumatismale. Les semences sont également utilisées comme agent diurétique, cicatrisant la plaie et ils sont appliqué extérieurement aux ulcères et aux parties enflammées. (**Salah Eddine et al.,2015**).

Le rôle d'*Asphodelus tenuifolius* comme agent antibactérien est tout à fait évident Et il devrait être évalué plus loin en tant qu'agent thérapeutique à utiliser dans le futur. (**Dangi, 2013**).

***Capparis spinosa* ;**

Le câprier est doué de plusieurs activités biologiques. Cette plante a été utilisée depuis des siècles dans la phytothérapie traditionnelle, comme antifongique (**Ali-Shtayeh et Abu Ghdeib, 1999 ; Lemhadri et al., 2007**), les câpres sont connues dans différents pays méditerranéens pour leurs propriétés curatives, expectorantes, diurétiques, anti-hypertensives, cataplasmiques et toniques (**Satyanarayana et al., 2008**).

***Salsola vermiculata et Aristida pungens* ;**

L'activité antifongique des extraits de *Salsola vermiculata* et *Aristida pungens* reste très limité par rapport aux autres plantes étudiées. Cependant, les travaux réalisés sur l'activité antifongique de quelques plantes du sud de la Tunisie par **Bouaziz et ces collègues en 2009** concluent que l'extrait méthanolique de *S.vermiculata* n'a pas inhibé la croissance d'*A. niger*. Alors que **Mughal** dans ces travaux en **2008** a montré que l'extrait méthanolique de *Salsola kali* a présenté une activité importante vis-à-vis *A.flavus*. Cependant, **Shahidi et al., en 2004** ont

montré que les extraits de *Salsola kali* n'ont induit aucune activité vis-à-vis de deux souches de *Candida*. La richesse de cette plante en saponosides lui donne des activités biologiques très variables par exemple l'effet antimicrobien (**Drissa, 2003 ; Harikrishna et al., 2004**). Par contre **Bouhadjera et al., en 2005** ont prouvé que les extraits d'*Aristida pungens* ont des activités antibiotiques antifongiques, car ils étaient actifs contre les levures, les champignons et les bactéries Gram (**Bouhadjera et al., 2005**).

Le dénombrement de la flore fongique est d'un grand intérêt pour évaluer la qualité des blés. Les échantillons de blé étudiés montrent une présence des moisissures. Ceci peut être dû aux caractéristiques physicochimiques de blé et les conditions de stockage. Nous avons, procédé à l'identification des genres de moisissures par la technique de microculture, et la single spore pour l'identification de l'espèce. On observe une réduction de la flore fongique pour les échantillons enrobés par des extraits, et aussi pour le témoin rincé avec l'eau après une année de conservation. La diminution du taux de microorganismes observé dans les échantillons de blé démontre l'efficacité de cette méthode de conservation, il nous reste à expliquer les facteurs en coordination qui influent sur la réduction la flore fongique. Il vient en premier lieu l'activité antifongique des composants actifs des extraits (aqueux, éther de pétrole, chloroforme, acétate d'éthyle et méthanolique). Une partie de cette activité est due à la présence de composés antifongique.

La diminution de la fréquence dans l'échantillon rincé par l'eau peut être due à l'élimination des spores de l'enveloppe des grains et/ou par l'effet antifongique de plantes. Ces résultats ont été retrouvés aussi par **Laca et al., (2006)** qui ont travaillé sur la distribution des contaminants microbiologiques au niveau des grains de céréales. Selon ces auteurs, les spores des moisissures sont concentrées sur la partie externe du grain où elles y sont étroitement liées à l'enveloppe. Par conséquent, l'élimination des enveloppes des grains de blé par broyage abrasif réduit le taux de contamination d'environ 87 % (**Laca et al., 2006**). Enfin, selon les mêmes auteurs, le simple rinçage des grains baisse la contamination fongique de 8000 à 500 UFC/g de blé.

CONCLUSION

Au cours du stockage et sous de mauvaises conditions de conservation, les grains de blé peuvent subir diverses altérations causées par le développement fongique. Les moisissures peuvent produire des toxines pouvant avoir un impact sur la santé du consommateur. On peut dire que les céréales sont, sans doute, les matières premières les plus exposées à la contamination fongique. Le développement fongique sur ces substrats dans des conditions adéquates (température, humidité, pH...) peut avoir plusieurs conséquences : altération des propriétés organoleptiques, diminution des qualités nutritives, apparitions de maladies (allergies et mycoses) et la conséquence la plus possible d'un développement fongique incontrôlé est la production et l'accumulation des mycotoxines dans les aliments.

La flore saharienne connue par sa biorésistance au climat aride est riche en espèces qui poussent à l'état sauvage. A cette richesse naturelle s'oppose cependant une rareté des stratégies adoptées pour sa valorisation. En effet, la majorité des espèces sont encore mal connues et largement sous-exploitées.

Dans ce travail nous avons évalué la contamination par certaines moisissures et par certaines mycotoxines de blé importé français commercialisé à l'Algérie. Nos travaux ont permis de mettre en évidence l'état physicochimique de blé et la fréquence de contamination fongique ; puis la description de la population fongique, la détection des AFB1, AFG1 et OTA et la quantification des AFs, AFB1 et OTA de plusieurs échantillons.

Ce travail s'intéresse à la valorisation de plantes ; Notre objectif aussi avait pour but l'étude phytochimique et biologique de deux plantes médicinales sahariennes algériennes *Anvillea radiata*, *Artemisia herba alba*, *Asphodelus tenuifolius*, *Capparis spinosa* et *Salsola vermiculata* choisies sur le base de leurs usages traditionnels.

En effet, les espèces les plus fréquentes appartiennent aux genres *Aspergillus*, *Penicillium*, et *Fusarium* et leur proportion respective peut grandement varier en fonction des conditions climatiques dans lesquelles ces végétaux sont cultivés et récoltés ainsi que des conditions hydrothermiques observées pendant le stockage. Les autres souches isolées des échantillons analysés appartiennent aux genres Mucorales, *Alternaria*, *Monilia*, et *Eurotium* qui sont naturellement présents sur les cultures au niveau des champs et dans le sol.

Les résultats de l'analyse mycologique ont montré une nette dominance du genre *Aspergillus*. Cette dominance semble favorisée par une humidité élevée et le pH du grain, un taux élevé des grains cassés et un stockage de longue période. Ainsi, les espèces du genre *Aspergillus* et *penicillium* sont considérées comme des moisissures de stockage.

On outre, l'étude de l'effet de certains facteurs extérieurs comme l'humidité, taux des grains cassés et le pH a montré que la fréquence de contamination des grains a une corrélation significative avec ces facteurs. Cette étude a montré que la contamination fongique d'un lot donné est fortement influencée par l'état sanitaire initial du grain récolté et surtout par son taux d'humidité. Cette étude a montré aussi que le risque de contamination fongique est présent même au cours du transport maritime. Ainsi, la charge initiale en contaminants fongiques est reflétée sur la qualité du produit (la farine).

La différence des pourcentages de contamination des grains par les genres isolés peut être due aux provenances différentes des tous échantillons. La mycologie de la méthode de dilution de blé entier s'est révélée très similaire à celle de la méthode Ulster. Ainsi, à l'exception d'apparition d'autres genres (*Alternaria*, *Fusarium* et *Eurotium*) dans la méthode de dilution.

La proportion de grains contaminés par les moisissures varie selon l'année de récolte ; on a marqué des proportions élève dans les années les plus anciennes. Des moisissures de stockage des genres *Penicillium* et *Aspergillus* sont dominantes dans tous les échantillons examinés. Ces résultats justifient un taux élevé des grains contaminés, quelle que soit l'année de récolte.

Cette étude a montré aussi que le risque de contamination fongique est présent même dans les régions tempérées. Ainsi, la charge initiale des contaminants fongiques est reflétée sur la qualité du produit fini. Mais, le nettoyage, le brossage et l'élimination des enveloppes externes des grains de blé réduisent considérablement le taux de contamination fongique de la farine.

Enfin, le test de la recherche des souches toxigènes a révélé que toutes les souches sont productrices d'AFs. La conséquence possible d'un développement

fongique incontrôlé est la production et l'accumulation de mycotoxines dans le blé importé. Nous avons montré que les céréales peuvent être contaminées par certaines mycotoxines, parfois à des teneurs élevées, supérieures aux normes réglementaires en vigueur en Europe.

Après l'identification botanique ; nous avons effectué un criblage préliminaire des différentes familles de métabolites secondaires contenues dans les espèces en question. La nature des principes chimiques mis en évidence des activités pharmacologiques intéressantes. Il s'agit essentiellement des flavonoïdes, Alcaloïdes, saponosides, terpènes, stérols et stéroïdes..

Puis nous avons abordé des tests antifongiques ; huit souches de moisissures isolées à partir de blé tendre importé ont été testées par les extraits, les résultats montrent un effet antifongique remarquable par les plus part des extraits testés.

Les extraits d'*Artemisia herba alba* et d'*Anivilla radiata* ont montré biologiquement un effet plus efficace que les autres plantes. De ce fait, les composés responsables de ces propriétés biologiques pourraient servir de principes actifs dans la formulation des conservateurs naturels dans les industries alimentaires et des biopesticides.

En fin ; les extraits aqueux des plantes sont testés sous technique : conservation par enrobage. On a observé une diminution du taux de moisissures dans les échantillons avant et après la durée de stockage donc ces résultats démontrent l'efficacité de cette méthode de conservation.

PERSPECTIVES ET PROPOSITIONS

L'ensemble des résultats obtenus constitue une justification scientifique de l'usage traditionnel des plantes étudiées et confirme encore une fois la pertinence des remèdes traditionnels dans le traitement de nombreux maux et infections. Mais ces résultats ne constituent qu'une ébauche dans le domaine de valorisation des plantes et de recherche des antifongiques, il serait intéressant d'étayer ce travail par :

- Il est nécessaire de mettre au point des méthodes d'analyse pour les mycotoxines et de faire des études plus poussées de la contamination par ces mycotoxines dans le blé tendre au cours du stockage, ainsi que la contamination par les mycotoxines avant et pendant la récolte.
- L'identification confirmative par méthodes génétiques (la PCR) des espèces fongiques ;
- La purification et l'identification des principes actifs ;
- L'étude de la toxicité, afin de déterminer les doses thérapeutiques et des doses létales, car les remèdes traditionnels souffrent beaucoup du problème de dosages ;
- L'étude des modes d'action de ces composés sur les différents microorganismes s'impose à fin de les utiliser comme des agents de prévention et à intérêt alimentaire ;
- Il serait intéressant d'approfondir les investigations phytochimiques et biologiques sur ces espèces afin d'isoler les molécules responsables des activités observées, ce qui permettra d'élargir l'arsenal thérapeutique des médicaments à base de plantes ;
- Cette étude est en partie de l'usage traditionnel des plantes, mais aujourd'hui, avec la rapide dégradation de l'environnement suivie de la disparition de nombreuses espèces végétales, les études de pharmacognosie ne doivent plus se contenter uniquement des espèces qui font l'objet d'un usage traditionnel, mais de toutes les espèces disponibles au risque de laisser des molécules qui resteront à jamais inconnues.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

A

- **Abdarrahim Ribat Allah J., (1997).** دراسات على إنتاج الافلاتوكسينات في المكسرات المصابة بفطر اسبرجيليس فلافس. thèse de magistère, l'Arabie Saoudite, institut de biologie- Faculté des sciences, Univ. El Aziz de JADAH.
- **Abrassart J.L., (1997).** Aromathérapie essentielle : huiles essentielles ; parfums pour le corps et l'âme. Editions Guy trédaniel, 271p.
- **Abu-Darwish M.S., Cabral C., Gonçalves M.J., Cavaleiro C., Cruz M.T., Efferth T. and Salgueiro L., (2015).** *Artemisia herba-alba* essential oil from Buseirah (South Jordan): Chemical characterization and assessment of safe antifungal and anti-inflammatory doses. *Journal of Ethnopharmacology*. 174: 153–160.
- **Achterman R.R., Smith A.R., Oliver B.G. and White T.C.,(2011).** Sequenced dermatophyte strains: Growth rate, conidiation, drug susceptibilities, and virulence in an invertebrate model. *Fungal Genetics and Biology*. 48 (3): 335–341.
- **Adams M.R., Moss M.O., (2002).** Toxingenic fungi. In 'Food microbiology'. RSC, UK, 282-30.
- **Adomi P.O., Umukoro G.E., (2010).** Antibacterial activity of aqueous and ethanolic Crude extracts of the root barks of *Alstonia boonei* and preliminary phytochemical test of *Morinda lucida*. *J. Med. Plants Res*. 4 (8): 644–648.
- **Adouane S. (2016).** Etude ethnobotaniques des plantes médicinales dans la région méridionale des Aurès. Thèse de magistère. Univ. Biskra.
- **AFSSA, (2003).** Evaluation nutritionnelle et sanitaire des aliments issus de l'agriculture biologique. juillet 2003. Pp : 89-94.
- **Aidoud A., (1989).** Les écosystèmes Armoise blanche (*Artemisia herba-alba* Asso). II : Phytomasse et productivité primaire. *Biocénoses*, 1-2: 70-90.
- **Akroum S., Satta D., Lalaoui K., (2009).** Antimicrobial, antioxidant, cytotoxic activities and phytochemical screening of some Algerian plants. *Eur. J. Sci. Res.*, 3 (2): 289 - 295.
- **Ali-Shtayeh M.S., Abu Ghdeib S.I., (1999).** Antifungal activity of plant extracts against dermatophytes. *Mycoses*. 42 (11–12): 665-72.
- **Al-Wailins, (1986).** *Clin Exp Pharmacol Physiol*. (7):569-73.

- **Andersen B., Thrane U., (1996).** Secondary metabolites produced by *Alternaria*.
- **Anonyme, (1999).** Rapport de la troisième conférence internationale mixte FAO/OMS/PNUJ sur les mycotoxines. Tunisie.
- **Anonyme, (2003).** Risk in plant, animal and human systems. Council for agricultural science and technology. Ames, Iowa, USA.
- **Anonyme, (2004).** Réglementations relatives aux mycotoxines en vigueur en 2003 et évolution récente de la situation. www.fao.org.
- **Anonyme, (2009).** Application du cadre d'analyse des risques pour traiter des problèmes liés à la présence des mycotoxines dans les aliments. Atelier FAO/OMS. Accra.
- **Appert J., Deuse, J., (1988).** Le technicien d'agriculture tropicale : Insectes nuisibles aux cultures vivrières et maraichères. 2^e e d. Paris : Ed G.-P. Maisonneuve et Larose ; A.C.C.T.
- **Armand B., Germain M., (1992).** Le Blé: éléments fondamentaux et transformation, Presses Université Laval, pages : 9-188.
- **Armand J., Olivier E., Edgley S.A., Lemon R.N., (1996).** The postnatal development of corticospinal projections from motor cortex to the cervical enlargement in the macaque monkey. *J Neurosci* 17:251–266.
- **Asadzadeh J. Teymori R., Ghazanfarirad N., Fakhernia M., Haghghat-Afshar N., Blouki M., Kheiri A., Hassanzadazar H. and Bahmani M., (2014).** Fungal contamination of produced wheat flour in West Azerbaijan, northwest of Iran, *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*. 4 (2): 836–839.
- **Ayache D., (2008).** Mostaganem : Intense activité au port, *Le Quotidien d'Oran* in <http://www.mostagri.com/spip.php?Article66> Le dimanche 8 juin 2008.

B

- **Badillet G., Briève C., Guého E., (1987).** Champignons contaminants des cultures, champignons opportunistes, *Atlas clinique et biologique*, vol II, Ed VARIA, Paris.
- **Batawita K., Kokou K., Akpagona K., Koumaglo K., Bouchet P., (2002).** Activité antifongique d'une espèce en voie de disparition de la flore togolaise :

- Conyza aegyptiaca* (L.). Ait.var.lineariloba (DC) O.Hoffm. (Asteraceae). *acta botanica gallica*. 146 (01): 41-48. ISSN1253-8078.
- **Beatley J.C., Russian-thistle (1973).** (Salsola) species in western United States. *J Range Manage.* 26: 6-225.
 - **Beddou F., Bekhechi C., Chabane Sari D. and Atik Bekkara F. (2014).** Evaluation of natural antimicrobial phenolic compounds from *anvillea radiata* *coss. & dur.* *IJPRBS.* 3 (1): 172- 187. ISSN: 2277–8713.
 - **Belaiche T., Rutledge D., Ducauze C., Tantaoui-Elaraki A., (1996).** Etude comparative des effets simultanés de trois terpènes sur trois moisissures = Comparative study of the simultaneous action of three terpenes on three moulds. *Science des aliments ;* 16 (5) : 537-543.
 - **Benghanou M., (2012).** La phytothérapie entre la confiance et mefiance. Mémoire professionnel infirmier de la sante publique, institut de formation paramédical CHETTIA (Alger): 56.
 - **Benmansour Brixi Gormat N., (2005).** Étude microbiologique et mycotoxicologique des blés stockés dans la région de Tlemcen et l'influence des facteurs physiques sur l'aflatoxinogenese, Thèse de magister, Algérie, Inst., De biologie — faculté des sciences, Univ. Djillali liabes de Sidi Bel Abbés. 106 p.
 - **Bennett J.W., Klich M., (2003).** Mycotoxins, *Clin. Microbiol. Rev.*, 16, 497-516.
 - **Benseghir N., Medjaji A., Benammer M., (1978).** Fungal metabolites. Academic Press Inc., London. *Biotechnol.* 20 (5): 200-206.
 - **Bergkvist T.P., (2007).** Antimicrobial activity of four volatile essential oils, M.Sc. Thesis, School of Biomedical Science, Charles Sturt University, Dubbo.
 - **Berthier J., Valla G., (1998).** Moisissures —mycotoxines et aliments : du risque à la prévention. p.16-28.
 - **Bonina F., Puglia C., Ventura D., Aquino R., Tortora S., Sacchi A., Saija A., Tomaino A., Pellegrino M. and de Capariis P., (2002).** In vitro antioxidant and in vivo photoprotective effects of a lyophilized extract of *Capparis spinosa L. buds.* *J. Cosmet. Sci.* 53 : 321–336.

- **Botton B., Breton A., Fevre M., Gauthier S., Guy PH., Larpent J.P., Reymond P., Sanglier J.J., Vayssier Y., Veau P., (1990).** Moisissures utiles et nuisibles, importance industrielle, 2^e Ed. Masson (Paris), P : 442.
- **Bouaziz M., Dhouib A., Loukil S., Boukhris M. and Sayadi S., (2009).** Polyphenols content, antioxidant and antimicro-bial activities of extracts of some wild plants collected from the south of Tunisia. *Afric. J. Biotechn.* 8 (24): 7017-7027.
- **Bouhadjera K., Bendahou M. and Tabti B., (2005).** Anti-microbial activity of extracts from Algerian *Aristida pungens* L. *Pakistan journal of Biological Sciences.* 8 (2): 206–210.
- **Boullard B., (2001).** Plante médicinales du monde: réalités et croyance. Paris: ESTEM.
- **Bouraoui N., et Lafi B., (2003).** Mémoire de fin d'études supérieures section nutrition humaine, Tunis.
- **Bourkhiss B., Ouhssine M., Hnach M., Amechrouq A., Chaouch A. and Satrani B., (2007).** Composition chimique de l'huile essentielle de *Tetraclinis articulata* (vahl) du Maroc *Physical & Chemical News (PCN).* Vol. 35.
- **Brunet J., Fritz Ö. and Richnau G., (2010).** Biodiversity in European beech forests. *Ecological Bulletins*, No. 53, Broadleaved Forests in southern Sweden: management for multiple goals pp. 77–94.
- **Bruneton J., (1993).** Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. Techniques et Documentation. 2^{ème} Ed. Paris : Lavoisier, p. 274-285.
- **Bruneton J., (1999).** *Pharmacognosie — Phytochimie, Plantes Médicinales*, 3^{ème} édition, Ed. Tec et Doc Lavoisier, 1120 p., Paris.
- **Bruneton J., (2009).** Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. 4^{ème} ed. Paris: Tec and Doc Lavoisier.
- **Buchanan B., Gruissem W., Jones R., (2000).** American Society of Plant Physiologists, chapitre 24, pp 1250–1318.

C

- **Cahagnier B. and Poisson J., (1982).** Analyse microbiologiques qualitatives et quantitatives (bactéries, levures, moisissures). In Multon J.L. Conservation et

- stockage des grains et graines et produits dérivés : céréales oléagineux, protéagineux, aliments pour animaux. Partie IV. Paris. Tec et doc. 503-519.
- **Cahagnier B., (1988).** Qualité microbiologique des grains et teneur en ergostérol. Cahier scientifique et technique, Janvier-Février, p5-8.
 - **Cahagnier B., (1996).** Céréales et produits dérivés, In Microbiologie alimentaire, aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments (Tome 1). Paris: Tec et Doc. (Lavoisier). Partie IV, Chapitre 9, 9.392-413.
 - **Cahagnier B. and Richard-Molard D., (1998).** Analyse mycologique in *Moisissures des aliments peu hydratés*, Ed. Tec & Doc, p 140-158.
 - **Cahagnier B., Dragacc S., Frayssinet C., Frémy J.M., Hennebert G.L., Lesage-meessen L., Multon J.L., Richard-Molard D. & Roquebert M.F., (1998).** Moisissures des aliments peu hydrates. Lavoisier Tec & Doc, France.
 - **Caillard R., Petit A. & Subirade M., (2009).** Design and evaluation of succinylated soy protein tablets as delayed drug delivery systems. *International Journal of Biological Macromolecules*. 45: 414–420.
 - **Cairns-Fuller V., Aldred D. and Magan N., (2005).** Water, temperature and gas composition interactions affect growth and ochratoxin A production by isolates of *Penicillium verrucosum* on wheat grain. *Journal of Applied Microbiology*. 99:1215–1221.
 - **Cast, (2003).** Mycotoxins, Risks in Plant, Animal, and Human Systems, Task force report. Ames IOWA, USA. 139: 200. SBN N° 1-887383-22-0.
 - **Castegnaro M. and Pfohl-Leskowicz A., (2002).** Les mycotoxines : contaminants omniprésents dans l'alimentation animale et humaine, dans *La sécurité alimentaire du consommateur*, Lavoisier, Tec & Doc.
 - **Catier O. and Roux D., (2007).** Botanique, pharmacognosie, Pharmacognosie, Phytothérapie : Cahiers du préparateur en Pharmacie. 3^{ème} ed. France : Wolters Kluwer.
 - **Cannon W.A., (1913).** Botanical features of the Algerian Sahara, Carnegie Institution of Washington, Washington. P53.
 - **Caron C., Hoizey M.J., Men-Olivier L., Massiot G., Zeches M., Choisy C., Le Magrex E. and Verpoorte R., (1988).** *Planta Med.*54:409-412.

- **Chahma A., et Djebbar M.R., (2008).** Les espèces médicinales spontanées du Sahara septentrional algérien: distribution spatio-temporelle et étude ethnobotanique. 17: 36-45.
- **Chapeland-Leclerc F., Papon N., Noël T. et Villard J., (2005).** Moisissures et risques alimentaires (mycotoxicooses), Rev. Fr. Laboratoires. 373: 61-6.
- **Chehat F., (2007).** Analyse macroéconomique des filières, la filière blés en Algérie. Projet PAMLIM « Perspectives agricoles et agroalimentaires Maghrébines Libéralisation et Mondialisation » Alger: 7-9.
- **Chehma A., (2006).** Catalogue des plantes spontanées du Sahara septentrional algérien. Université d'Ouargla: Laboratoire de Protection des écosystèmes en zones arides et semi-arides. p.18.
- **Chermette R. et Bussieras J., (1993).** Parasitologie vétérinaire. Mycologie, Edité par le Service de Parasitologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Maisons-Alfort.
- **Christensen C.M., (1974).** Storage of cereal grains and their products, American Association of Cereal Chemists, St. Paul, Minnesota, USA.
- **Christensen C.M., Mirocha C.J. et Meronuck R.A., (1977).** *Molds, Mycotoxins and Mycotoxicooses*. Agricultural Experiment Station Miscellaneous Report 142. University of Minnesota, St. Paul, MN. In: Withlow L.W. et Hagler W.M., (2001), Mycotoxin contamination of feedstuffs-An additional stress factor for dairy cattle. North Carolina State University, Raleigh, NC. Symposium sur les bovins laitiers. CRAAQ Quebec.
- **Chung K.T., Wei C.I. and Johnson M.G., (1998).** Are tannins a double-edged sword in biology and health. *Trends Food Sci. Techn.* 9: 168-175.
- **Ciulei I., (1980).** Methodology for Analysis of Vegetable Drugs. Practical Manuals on the Industrial Utilization of Medicinal and Aromatic Plants (3rd edn). Arta Grafica: Romania.
- **Coker R.D., (1997).** Mycotoxins and their control: constraints and opportunities. NRI Bulletin, vol. 73. Natural Resources Institute, Chatham, UK.
- **Come, (1984).** la situazione dell'agricoltura nella comunita, Bruxelles.
- **Cornwell T., Cohick W., Raskin I., (2004).** Dietary phytoestrogens and health. *Phytochemistry*, 65, pp 995-1016.

- **Corona G., (2011).** Seaweed polyphenols: bioavailability and Healthy benefits. Bioactive from Seaweed, and Innovative Ingredients in Salt Reduction, p 5.
- **Cotty P.J.,(1994).** Influence of field application of an atoxigenic strain of *Aspergillus flavus* on the populations of *A. flavus* infecting cotton bolls and on the aflatoxin content of cottonseed. *Phytopathology*. 84: 1270–1277.
- **Couic-Marinier F. and Lobstein A., (2013).** Les huiles essentielles en pratique à l'officine Essential oils in practice at the community pharmacy. *Actualités Pharmaceutiques* 52 (525): 31-33. [https : //doi.org/10.1016/j.actpha.2013.02.008](https://doi.org/10.1016/j.actpha.2013.02.008).
- **Cox D.S., Mann M.C., Markham L.J., Bell C.H., Gustafson E.J., Warmington R.J. & Wyllie G.S., (2000).** The mode of antimicrobial action of the essential oil of *Melaleuca alternifolia* (tea tree oil). *J. Appl. Microbiol.* 88: 170–175.
- **Cushnie T.P. & Lamb A.J., (2005).** Detection of galangin-induced cytoplasmic membrane damage in *Staphylococcus aureus* by measuring potassium loss. *J Ethnopharmacol.*101: 243–8.
- **Czerwiecki L. and Giryn H., (1989).** Determination of trichothecenes in cereals – *Rocz Panstw Hig*, 40 (4–6): 284–290.

D

- **Dangi A.S., Sharma M.A., Yadav J.P., Arora D.R., Chaudhary U., (2013).** Antimicrobial potential of *Asphodelus Tunifolius* (CAV)'. *Journal of Evolution of Medical and Dental Sciences*. 12(30): 5663–5667.
- **Da Silva J.A., (2004).** Mining the essential oils of the Anthemideae. *African Journal of Biotechnology* December. 3 (12): 706–720.
- **Da Silva J., Pozzi C., Mallozzi M., Ortega E. & Correa B., (2000).** Mycoflora and occurrence of aflatoxin B1 and fumonisin B1 during storage of Brazilian sorghum. *J Agric Food Chem*. 48: 4352–4356.19.
- **Dani N., (2018).** Excellente production de blé pour l'Algérie en 2018. <https://www.express-dz.com/2018/05/17/excellente-production-de-ble-pour-lalgerie-en-2018/>
- **Delage N., d'Harlingue A., Colonna B., Ceccaldi, Bompeix G., (2003).** Occurrence of mycotoxins in fruit juices and wines. *Food control*. 14: 225–227.

- **DeLucia E.H., Hamilton J.G., Naidu S.L., Thomas R.B., Andrews J.A. et al., (1999).** Net primary production of a forest ecosystem with experimental CO₂ enrichment. *Science*. 284:1177–1179.
- **Dendougui H., Jay M., Benayache F. & Benyache S., (2006).** Flavonoids from *Anvillea radiata* Coss.& Dur. (Asteraceae). *Biochemical Systematics and Ecology*. 34 (9): 718–720.
- **Derache R., (1986).** Toxicologie et sécurité des aliments. Technique et documentation — Lavoisier, Aparaia, (Paris). 105 (126) : 299-321.
- **Dey P.M. & Harborne J.B., (1991).** *Methods in plant biochemistry*. Volume 7, Terpenoids. Academic press.
- **Dérache R., (1989).** Toxicité des champignons. In « Toxicité et Sécurité des Aliments » *Techniques et Documentations Lavoisier*. Paris pp : 199-231.
- **Djouossi M. G., Tamokou JD., Ngnokam D., Kuate JR., Tapondjou L.A., Harakat D. and Voutquenne-Nazabadiok L., (2015).** Antimicrobial and antioxidant flavonoids from the leaves of *Oncoba spinosa* Forssk. (Salicaceae) . *ISCMR*. 15:134.
- **Directives CEE/2001.** In : **Castegnaro M. et Pfohl-Leszkowicz A., (2002),** Les mycotoxines : contaminants omniprésents dans l'alimentation animale et humaine. Moll & Moll (eds) La sécurité alimentaire du consommateur Lavoisier, Tec & doc.
- **D'Mello J.P.F. & McDonald A.M.C. (1997).** Mycotoxins. *Animal Feed Science Technology*. 69:155–166.
- **Douglas C.M., Foor F., Marrinan J.A., Morin N., Nielsen J.B., Dahl A.M., Mazur P., Baginsky W., Liand W. & el-Sherbeini M., (1994).** The *Saccharomyces cerevisiae* FKS1 (ETG1) gene encodes an integral membrane protein which is a subunit of 1,3-beta-D-glucan synthase. *PNAS* (1994). 91 (26): 12907-12911.
- **Doyle M.P., Beuchat L.R. & Montville T.J., (1998).** Food microbiology: Fundamentals and frontiers. *ASM press*. Washington D.C.
- **Dragacci S., Grosso F. & Fremy J., (2005).** Analyse et détection des mycotoxines. Editions TI Sciences et Techniques, p 3330.

- **Drissa Sangare (2003)**. Etude de la prise en charge de la paludisme par les thérapeutes traditionnels dans les aires de sante de kendie (Bandiagara) et de Finkolo AC (Sikasso) ; Thèse pour obtenir une grade de Docteur en pharmacie ; Université de Bamako.
- **Druyne T., (1999)**. Condensed vegetable tannins: biodiversity in structure and biological activities. *Biochem. Syst. Ecol.* 27: 445-59.
- **Duron B.S., (1989)**. Le transport maritime des céréales. Mémoire pour le D.E.S.S. « transports maritimes et aériens » option : droit maritime et droit des transports. Faculté de droit et de science politique d'Aix – Marseille 81 p.

E

- **Eddouks M., Lemhadri A. & Michel J.B., (2005)**. Hypolipidemic activity of aqueous extract of *Capparis spinosa L* .in normal and diabetic rats. *Journal of Ethnopharmacology*. 98: 345–350.
- **El Hanbali F., EL Hakmaoui A., Mellouki F., El Rhaffari L. & Akssira M., (2007)**. Chemical composition and antibacterial activity of essential oil of *Anvillea radiata Coss.& Dur.* *Natural Product Communications*. 2 (5): 595–597.
- **El Hassany B., El Hanbali F., Akssira M., Mellouki F., EL Haidour A. & Barrero A.F., (2004)**. Germacranolides from *Anvillea radiata*. *Fitoterapia*. 75 (6): 573–576.
- **El khory A., (2007)**. Champignons mycotoxinogenes et Ochratoxine A (OTA) et les Aflatoxines B1 (AFB1) dans les vignobles libanais : occurrence et origine. Thèse de doctorat. INS polytechnique de Toulouse. 213 p.
- **Evenari M., Schulze ED., Lange OL., Kappen L. & Buschbom U., (1980)**. Long-term effects of drought on wild land cultivated plants in the Negev desert I Maximal rates of net photosynthesis. *Oecologia (Berl.)*. 45 (1): 11–18.

F

- **FAO, (1994)**. Fats and oils in human nutrition: report of a joint FAO/WHO expert consultation. *FAO technical papers* 57.
- **FAO, (2003)**. Réglementation relatives aux mycotoxines dans les produits d'alimentation humaine et animale, à l'échelle mondiale en 2003. 188 p.

- **Farah A., Satrani B., Fechtal M., Chaouch A. & Talbi M., (2001).** Chemical composition and antibacterial and antifungal activity of *Eucalyptus camaldulensis* essential oils and its natural hybrid. *Acta Bot Gall.*148 (3): 183–190.
- **Faten F., Satyajit D., Moussaoui Y., Elaloui E. and Yanez J.G., (2014).** Paper from *Stipagrostis pungens*. *Ind Crops Prod.* 59:109-114.
- **Fazekas B., Tar A.K. & Zomborszky-Kovács M., (2002).** Ochratoxin a contamination of cereal grains and coffee in Hungary in the year 2001, *Acta Vet Hung.* 50 (2): 177–188.
- **Feillet P.I., (2000).** Le grain de blé : Composition et utilisation, Editions Quae, pages 10-80.
- **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.
- **Filali A., Ouammi L., Betbeder A.M., Baudrimont I., Soulaymani R., Benayada A. & Creppy E.E., (2001).** Ochratoxin A in beverages from Morocco: a preliminary survey. *Food and Additives Contaminant.* 18: 565–568.
- **Floret C.H. & Pontannier R.R., (1982).** L'aridité en Tunisie présaharienne, climat, sol, végétation et aménagement. *Trav. Docum. ORSTOM* 155 : 544.
- **Franchomme P., Pénoël D. & Jollois R., (1990).** L'aromathérapie exactement- Encyclopédie de l'utilisation thérapeutique des huiles essentielles. Fondements, démonstration, illustration et applications d'une science médicale naturelle. Editions Jollois, 445p.
- **Francis J., (2001).** Dictionnaire de la civilisation mésopotamienne. Ed Robert Laffont, ISBN 2221092074..
- **Frayssinet C. & Cahagnier B., (1982).** Recherches et dosages des toxines dans les grains et graines In Multon J.L. Conservation et stockage des grains et graines et produits dérivés : Céréales oléagineux, protéagineux, aliments pour animaux. 3: 319-321.
- **Friedman J., Yaniv Z., Dafni A., Palewitch D. and Israel J., (1986).** *Ethnopharmacol.* 16 (2–3):275-87.

- **Frisvad J.C. & Viuf T.B., (1986).** Comparison of direct and dilution plating for detecting *Penicillium viridicatum* in barley containing ochratoxin. Dans King, A. D., Pitt, J. I., Beuchat, L. R. & Corry, J. E. L.
- **Fu X.P., Wu T., Abdurahim M., Su Z., Hou X.L., Aisa H.A. & Wu H., (2008).** New spermidine alkaloids from *Capparis spinosa*. *Journal of Ethnopharmacology*. 66: 187–192.

G

- **Gadgoli C., Mishra S.H., (1999).** Antihepatotoxic activity of p-methoxy benzoic acid from *Capparis spinosa*. *Journal of Ethnopharmacology*, 66, 187–192.
- **Gams, W., Christensen, M., Onions, A.H.S., Pitt, J.I., Samson, R.A. (1986).** Infrageneric taxa of *Aspergillus*. In R.A. Samson & J.I. Pitt (eds.), *Advances of Penicillium and Aspergillus systematics*. Plenum Publ., London & New-York, pp. 55-62.
- **Gazengel J.M. & Orecchioni A.M., (2013).** Le préparateur en pharmacie. 2^{ème} édition. Ed. Lavoisier, Paris.
- **Ghabrier J.Y., (2010).** Plantes médicinales et formes d'utilisation en phytothérapie.
- **Goetz J. and Dugan F.M., (2006).** *Alternaria malorum*: A mini-review with new records for hosts and pathogenicity. *Pacific Northwest Fungi*. 1 (3): 1–8.
- **Golinski P., KostECKI M., Lasocka I., Wisniewska H., Chelkowski J. & Kaczmarek Z., (1996).** Moniliformin accumulation and other effects of *Fusarium avenaceum* (Fr.) Sacc. on kernels of winter wheat cultivars. *Journal of Phytopathology*. 144: 495–499.
- **Gonzalez A.G and Estevez-Braun A., (1997).** Coumarins, *Nat. Prod. Reprod.*14: 465–475.
- **Gorini, (1984).** Anti-hyperglycaemic and Anti-obesity Effects of *Capparis spinosa* and *Cchamaemelum nobile* aqueous Extracts in HFD mice. *American Journal of Pharmacology and Toxicology*. 2: 106–110.
- **Graham L.P. & Depovere P., (2002).** *Chimie pharmaceutique*.ed. De Boeck, p. 154.
- **Gray A.I. & Waterman P.G., (1978).** *Phytochemistry*, 17: 845.

- **Guignard J-L., (1979).** Abrégé de biochimie végétale. 2^{ème} Ed. Paris : Masson, 84p.
- **Guignard J.L. & Dupont F., (2007).** Botanique: Systématique moléculaire. 14^{ème} ed. Paris: Masson, p.188.
- **Guma I.R., Padrón-Mederos M.A., Santos-Guerra A. & Reyes-Betancort J.A., (2010).** Journal of arid environments. 74 (6): 708–711.
- **Gurbuz I., Ustun O., Yesilada E., Sezik E. & Akyurek N., (2002).** *In vivo* gastroprotective effects of five Turkish folk remedies against ethanol-induced lesions. J Ethnopharmacol. 83 (3): 241-4.
- **Gwaldy R. & Tap J., (2004).** Les mycotoxines. Université Paris XII.

H

- **Hadjimi G., (2011).** Production d'alcaloïdes in vitro à partir de tissus de *Datura stramonium* L. et effet sur la croissance mycélienne de *Fusarium oxysporum*. thèse de magister. école nationale supérieure agronomique — El Harrach-Alger.
- **Hajjaji A., Bouya D., Bouseta A., Mathieu F., Collin S. et Lebrihi A., (2005).** Occurrence de mycotoxines (Ochratoxine A, Déoxinivalénol) et champignons toxigènes dans des céréales marocaines. Impact des facteurs écologiques sur la croissance et la production d'OTA. Symposium Euro-Maghrébin sur les contaminants biologiques, chimiques et la sécurité alimentaire, Fés, Maroc.
- **Harikrishna D., Appa-Rao A.V. & Prabhabar. M.C., (2004).** Pharmacological investigation of pruniun-6-o-p-coumarate, Flavonoïde glycoside, Indian Journal of Pharmacology. 36 (4): 244–250.
- **Haris C., (1989).** Introduction to modern microbiology black wall scientific publication, p. 179.
- **Haslam E., (1994).** Natural polyphenols (vegetable tannins): Gallic Acid metabolism. *Nat. Prod.* 11: 41–66.
- **Hesseltine C.W., Rogers R.F et Shotwell O., (1981).** Aflatoxin and mould flora in north carolina crop. *Mycologia*, 73: 216-278.
- **Hopkins W.G., (2003).** Physiologie végétale. 1^{ère}ed. Bruxelles: De Boeck & Larcier s.a.

- **Horn B.W. and Wicklow D.T., (1983).** Factors influencing the inhibition of aflatoxin production in corn by *Aspergillus niger*. *Can. J. Microbiol.* 29: 1087–1091.
- **Huang J.W. and Chung W.C., (2003).** Management of vegetable crops diseases with plant extracts. *Advances in plant disease management.* 197 (37): 153-63.
- **Hughes K.W., Petersen R.H., Lickey E.B., (2009).** Using heterozygosity to estimate a percentage DNA sequence similarity for environmental species' delimitation across basidiomycete fungi. *New Phytologist.* 182 (4):795–798. Doi: 10.1111/j.1469-8137.2009.02802.x.
- **Hussein S.H. & Brasel J.M., (2001).** Toxicity, metabolism and impact of mycotoxins on humans and animals. *Toxicology,* 167: 101–134.

I

- **Ilboudo O., Bonzi S., Tapsoba I., Somda I. & Bonzi-Coulibaly Y. L., (2016).** *In vitro* antifungal activity of flavonoid diglycosides of *Mentha piperita* and their oxime derivatives against two cereal fungi. *Comptes Rendus Chimie.* 19 (7) : 857-862.
- **Inoue T., Hisatsugu Y., Ishikawa R. and Suzuki M., (2004).** Solid–liquid phase behavior of binary fatty acid mixtures: 2. Mixtures of oleic acid with lauric acid, myristic acid, and palmitic acid. *Chemistry and Physics of Lipids,* pp161-173.
- **ISO 7970 : 2000.** Blé tendre (*Triticum aestivum* L.) – Spécifications (F) page 12.
- **ISO 13690:1999.** Céréales, légumineuses et produits de mouture- Échantillonnage des lots statiques.
- **ITCF, (1995).** Contrôle de la qualité des céréales et protéagineux : guide pratique/F-10-59.

J

- **James Bound D., Murthy P.S. and Srinivas P., (2016).** 2,3-Dideoxyglucosides of selected terpene phenols and alcohols as potent antifungal compounds. *Food Chemistry.* 210:371–380.

- **Jemmali M., (1975).** Les mycotoxines, problème d'actualités. La meunerie française, - Bull. Anc. el, E.F.M., 274: 3-7.

K

- **Kadik, (1986).** Mining the essential oils of the Anthemideae. African Journal of Biotechnology. 3 (12): 706–720.
- **Karawya M.S., Wassel G.M., Baghdadi H.H. & Ahmed Z., (1972).** Phytochemical study of certain Salsola species. Planta Med. 21: 173-6.
- **Kassi Y., Aka K. J., Abo K.J-C., Méa A., Néné Bi S.A. & Ehilé E.E., (2008).** Effet antihypertensif d'un extrait aqueux d'écorce de tronc de parkia biglobosa (mimosaceae) sur la pression artérielle de lapin. Sciences & Nature. 5 (2): 133 - 143.
- **Keene A.T., Phillipson J.D., Warhurst D.C., Koch M. & Seguin E., (1987).** *Planta Med.* 53,201-206.
- **Keller S.E., Sullivan T.M. & Chirtel S., (1997).** Factors affeting the growth of *Fusarium proliferatum* and the production of fumonisin B1: oxygen and pH, *Indust. Microbiol, Biotechnology.*19: 305–309.
- **Kordali S., Kotan R., Mavi A., et al., (2005).** Determination of the chemical composition and antioxidant activity of the essential oil of *Artemisia dracunculus* and of the antifungal and antibacterial activities of Turkish *Artemisia absinthium*, *A. dracunculus*, *Artemisia santonicum*, and *Artemisia spicigera* essential oils. *Agric J Food Chem.* 23: 9452–58.
- **Kouadio I.A., Koffi L.B., Nemlin J.G. and Dosso M.B., (2012).** Effect of Robusta (*Coffea canephora* P.) coffee cherries quantity put out for sun drying on contamination by fungi and Ochratoxin A (OTA) under tropical humid zone (Côte d'Ivoire). *Food and Chemical Toxicology.* 50 (6): 1969–1979.
- **Krasniewski I., Molimard P., Feron G., Vergoignan C., Durand A., Cavin J.F. et al., (2006).** Impact of solid medium composition on the conidiation in *Penicillium camemberti*. *Process Biochemistry.* 41:1318–1324.
- **Krief S., (2003).** Métabolites secondaires des plantes et comportement animal : Surveillance sanitaire et observations de l'alimentation de chimpanzés (*Pan troglodytes schweinfurthii*) en Ouganda. Activités biologiques et étude chimique de plantes consommées. Thèse de Doctorat. Gif-sur-Yvette : MNHN.

- **Kurkin V.A., (2003).** Phenylpropanoids from Medicinal Plants: Distribution, Classification, Structural Analysis, and Biological Activity; Chemistry of Natural Compounds. 39: 123–153. doi: 10.1023/A: 1024876810579.
- **Kutrzman C.P., Horn B.W., Hesseltine C.W., (1987).** *Aspergillus nominus*, a new aflatoxin-producing species related to *Aspergillus flavus* and *Aspergillus tamarii*. Antonie Van Leeuwenhoek. 53: 147–158.

L

- **Laca A., Mousia Z., Diaz M., Webb C., Pandiella S.S., (2006).** Distribution of microbial contamination within cereal grains. Journal of Food Engineering 72: 332–338.
- **Lacaille-Dubois M.A., (2000).** Biologically and Pharmacologically active saponins from plants: recent advances in Saponins in Food, Feedstuffs and Medicinal plants. Marston A. and Oleszek W., Ed. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, pp 205.
- **Lacey J., (1986).** Factors affecting mycotoxin production. In: Mycotoxins and phycotoxins (edited by Steyn, P.S. and Vleggaar, R.), 6th International IUPAC symposium on mycotoxins and phycotoxins, Pretoria, South Africa.
- **Lacoste E., Chaumont J.P., Mandin D., Plumel M.M. & Matos F.J., (1996).** Antiseptic properties of essential oil of *Lippia sidoides* Cham. Application to the cutaneous microflora. Ann Pharm Fr. 54:228–230.
- **Lam T.P., Lee T.M., Chen C.Y. & Chang J.S. (2018).** Strategies to control biological contaminants during microalgal cultivation in open ponds. Bioresource Technology.252:180–187
- **Lemhadri M., Battace A., Zair T., Doucet H. and Santelli M. (2007).** Heck arylations of pent-4-enoates or allylmalonate using a palladium/tetraphosphine catalyst. Journal of Organometallic Chemistr. 692 (11): 2270–2281.
- **Lana K., Berghofer Ailsa D., Hocking Di., Miskelly et Edward J., (2003).** Microbiology of wheat and flour milling in Australia. International Journal of microbiology 85:1237-149.
- **Langseth W., Hoie R. and Gullord M., (1995).** The influence of cultivars, location and climate on deoxynivalenol contamination in Norwegian oats 1985–

1990. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B: Soil and Plant Science*. 45: 63–67.
- **Lardry J.M. and Haberkorn V., (2007)**. L'aromathérapie et les huiles essentielles. *Kinesither Rev.* 61: 14-7.
 - **Le Bars J., (1982)**. Toxinogénèse en fonction des conditions écologique du système grain, microorganisme. In Multon JL conservation et stockage des grain et graines et produits dérivés : céréales, oléagineux, protéagineux, aliments pour animaux. Partie111: biologie des grains et graines dans l'écosystème Post-Récolte. Paris. Tec et Doc Lavoisier. pp.376-385.
 - **Lemhadri A., Eddouks M.O., Sulpice T. and Burcelin R. (2008)**. Fungal keratitis due *Fusarium sp* and other fungi, *J. Mycol. Med.* 2: 121–131.
 - **Leyral G., et Vierling E., (2001)**. Microbiologie et Toxicologie des aliments. 3ème Edition. Lavoisier, Paris, France.
 - **Lipps P.E. and Deep I.W., (1991)**. Influence of tillage and crop rotation on yield, stalk rot and recovery of *Fusarium* and *Trichoderma* spp. from corn. *Plant Disease*, 75, 828–833.
 - **Lobstein A., (2010)**. Substances naturelles et pharmacognosie, les alcaloïdes, pp 3-25.
 - **Lopez de Cerain A., Gonzalez-Penas E., Jimenez A.M., Bello J., (2002)**. Contribution to the study of ochratoxin A in Spanish wines. *Food and Additives Contaminants*. 19: 1058–1064.
 - **Lorrain E., (2013)**. 100 questions sur la phytothérapie. Ed. La boétie, Italie.
 - **Lu S., Chen S. & Phillips S. M., (1753)**. *Aristida Linnaeus*, Sp. flora of china Pl. 1: 82.

M

- **Mahboubi M.,(2017)**. *Artemisia sieberi* Besser essential oil and treatment of fungal infections. *Biomedicine & Pharmacotherapy*. 89: 1422–1430.
- **Maire et Monod, (1950)**. Structure and chemical properties of the condensed tannins. In plant Polyphénols, Edited by R.W. Hemongway and P.E. Laks, Plenum Press, New York. p22-36.
- **Maire, (1965)**. Rapid evaluation of plant extracts and essential oils for antifungal activity against *Botrytis cinerea*. *Plant Dis.* 81:204–210.

- **Mayer C.F., (1953).** Endemic panmyelotoxicoses in the Russian gain belt. Part I. The clinical aspects of alimentary toxic aleukia (ATA), a comprehensive review. *Mil. Serg.* 113: 173-189.
- **Mazia K., Brac de la Perrière R.A. and Hammiche V., (1993).** Pharmacopée traditionnelle saharienne : Sahara septentrional. In: Schröder E., Balansard G., Cabalion P., Fleurentin J. and Mazars G., Médicaments et aliments: L'approche ethnopharmacologique. Actes du 2^{ème} Colloque Européen d'ethnopharmacologie et de la 11^{ème} Conférence internationale d'éthnomédecine. Heidelberg, pp.169-171.
- **Memelink J., Verpoort RandKijine J.W., (2001).** Organization of jasmonate responsive gene expression in alkaloid metabolism. *Trends in Plant Science.* 6: 212–221.
- **Meyer A., Deiana J. & Bernard A., (2004).** Cour de microbiologie générale. *Doin.* France.
- **Miller J D. & Trenholm H.L., (1994).** Mycotoxins In Grain/ Compounds Other Than Aflatoxin. 5: 261–263.
- **Mills J.T., Sinha R.N. et Wallace H.A.H., (1978).** Multivariate evaluation and isolation techniques for fungi associated with stored rapeseed. *Phytopathology.* 68: 1580-1525.
- **Mills J.T., (1990).** Mycotoxins and fungi on cereal grains in western Canada. *Can. J. Physiol. Pharmacol.* 68: 982–986.
- **Mislivec P.B. and Tuite J., (1970).** Temperature and relative humidity requirements of species of *Penicillium* isolated from yellow dent corn kernels. *Mycologia.* 62: 75–88.
- **Mislivec P.B., Trucksses M.W. & Stoloff L., (1988).** Effect of other toxigenic mold species on aflatoxin production by *Aspergillus flavus* in sterile broth shake culture, *J. Food Prot.* 51: 449–451.
- **Mitchell D., Parra R., Aldred D. & Magan N., (2004).** Water and temperature relations of growth and ochratoxin A production by *Aspergillus carbonarius* strains from grapes in Europe and Israel. *J. Appl. Microbiol.* 97: 439–445.
- **Mohamed B., Khalid S., Fatima J., Lhoussaine E., Ghizlane E., Jamal I. and Laila N., (2015).** Ethnopharmacological Study and Antifungal Activity of Three

Plants (Asteraceae Family). Asian Journal of Natural & Applied Sciences. 4 (3):13–24.

- **Mohammed D., Moussaoui A., Benmehdi H., Ziane L., Belabbes A., Badraoui M., Slimani N. & Hamidi N., (2013).** Ethnopharmacological study and phytochemical screening of three plants (Asteraceae family) from the region of south west Algeria. Asian journal of natural & applied sciences. 2 (2): 59–65.
- **Molinie A. et Pfohl-Leszkwicz A., (2003).** Les mycotoxines dans les céréales: les points importants de contrôle de la production au stockage, le devenir dans les produits dérivés. ENSAT, laboratoire de toxicologie et sécurité alimentaire.
- **Moreau C., (1996).** Les mycotoxines . In microbiologie alimentaire: aspect microbiologie de la sécurité et la qualité des aliments (Tome 1). Paris: Tec et Doc. (Lavoisier). Partie II, CHAPITRE 9 : 176-184.
- **Morin O., (1994).** *Aspergillus* et aspergilloses : biologie, Ed. Techniques Encyl. Med. Chir. (Elsevier, Paris), *Maladies infectieuses* 8-600- A-10.
- **Mughal T., Naeem I., Tahir M.A. & Ahsan A., (2010).** Antibacterial and synergistic studies of *Salsola kali*. J. App. Pharm. 1 (2): 18–26.
- **Mujovo S.F., Hussein A.A., Meyer J.J.M., Fourie B., Muthivhi T. & Lall N., (2008).** Bioactive compounds from *Lippia javanica* and *Hoslundia opposita*. Natural Products Research. 22: 1047–1054.
- **Multon J.L., (1982).** Conversion et stockage des grains et graines et produits dérivés : céréales, oléagineux, protéagineux, aliments pour animaux. Paris : technique et documentation (Lavoisier), 1216 p.

N

- **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 p.
- **Nacoulma O.G., (1996).** Plantes médicinales et pratiques médicales traditionnelles au Burkina Faso: cas du Plateau central, Thèse de Doctorat d'Etat. Université d'Ouagadougou, Burkina Faso. Tome 1 et 2, pp 581.
- **Nelson P.E., Toussoun T.A. & Marasas W.F.O., (1983).** *Fusarium* species: an illustrated manual for identification. Pennsylvania state Univ. editor.

- **Nguyen M.M., (2007).** Identification des espèces de moisissures potentiellement productrices de mycotoxines dans le riz commercialisé dans cinq provinces de la région centrale du Vietnam : étude de condition pouvant réduire la production de mycotoxines. Thèse de doctorat. INS polytechnique de Toulouse. 147p.
- **Northolt M.D., Van Egmond H.P., & Paulsch W.E., (1979).** Ochratoxin A production by some fungal species in relation to water activity and temperature. J.Food P. 42: 485–490.
- **Nuh Boyraz & Musa Ozcan, (2005).** Antifungal effect of some spice hydrosols. Elsevier. Fitoterapia. 76: 661-665.

O

- **OAIC (2003).** Le guide pratique de l'agrééur céréales et légumes secs. Document interne de la Direction du Laboratoire Nationale de l'OAIC.
- **Osman A.E., Bahhady F., Hassan N., Ghassali F. & Ibrahim T.A., (2006).** Livestock production and economic implications from augmenting degraded rangeland with *Atriplex halimus* and *Salsola vermiculata* in northwest Syria. Journal of arid environments. 65 (3): 474–490.
- **Otteneder H. & Majerus P., (2000).** Occurrence of ochratoxin A in wines: influence of the type of wine and its geographical origin. Food and Additives Contaminants. 17: 793–798.
- **Ould El hadj M.D., Hadj-Mahammed M. and Zabeirou H., (2003).** Place of the spontaneous plants samples in the traditional pharmacopoeia of the area of Ouargla (Septentrional east Sahara). Courrier du Savoir — N° 03. Univ. Biskra, pp : 47-51.
- **Ourcival J.M., (1992).** Réponse de deux chamaephytes de la Tunisie présaharienne à différentes contraintes et perturbations. Thèse Doc. USTL, Montpellier. pp167.

P

- **Panico A.M., Cardile T.V., Garufi F., Puglia C., Bonina F. & Ronsisvalle G., (2005).** Protective effect of *Capparis spinosa* on chondrocytes. Life sciences, Academia Press editor, London.

- **Parekh J. et Chanda S.V., (2007).** In vitro antimicrobial activity and phytochemical analysis of some Indian medicinal plant. *Turkish journal of biology.* 31: 53–58.
- **Pavithra P.S., Sreevidya N. and Verma R.S., (2009).** Antibacterial and antioxidant activity of methanol extract of *Evolvulus nummularius*. *Indian J Pharmacol.* 41 (5): 233–236. doi: 10.4103/0253-7613.58514.
- **Pelt J.M., (1980).** Les drogues, leur histoire et leurs effets. Édition Doin, Paris: 221.
- **Perry J.J., Staley J.T. & Lory S., (2004).** Microbiologie. *Dunod*, France.
- **Pfohl-Leszkowicz A., (1999).** Métabolisation des mycotoxines-Effets biologiques et pathologies-Ecotoxicogénèse. Dans « Les mycotoxines dans l'alimentation: évaluation et gestion du risque » de Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France. *Technique et Documentation*, Paris, pp. 18-35.
- **Pfohl-Leszkowicz A. and Castegnaro M., (1999).** L'ochratoxine A. *in*: Les mycotoxines dans l'alimentation: évaluation et gestion du risque, eds Technique et Documentation, chapitre 9: 249-277.
- **Pfohl-Leszkowicz A., (2001).** Définition et origines des mycotoxines *in Les mycotoxines dans l'alimentation: évaluation et gestion du risque*, Ed. Tec & Doc, 3–14.
- **Pitt J.I. & Christian J.H.B., (1968).** Water relations of xerophilic fungi isolated from prunes. *Appl. Microbiol.* 16: 1853–1858.
- **Pitt J.I., (1973).** An appraisal of identification methods for *Penicillium* species. Novel taxonomic criteria based on temperature and water relations. *Mycology.* 65: 1135–1157.
- **Pitt J.I., (1987).** *Penicillium viridicatum*, *Penicillium verrucosum*, and production of ochratoxin A. *Applied and Environmental Microbiology.* 53: 266– 269.
- **Pitt J.I., (1988).** Laboratory guide to common *Penicillium* species, Academia Press editor, London.
- **Pitt J.I. et Miscamble B.F., (1995),** Water relations of *Aspergillus flavus* and closely related species. *Journal of Food Protection.* 58: 86–90.
- **Pitt J.I. & Hoking A.D., (1997).** Fungi and Food Spoilage. *Blackie Academic & Profesional*, London – Weinheim- NewYork- Tokyo- Melbourne- Madras.

- **Pittet A., (1998).** Natural occurrence of mycotoxins in foods and feeds- an update review. *Rev Méd Vét.* 149: 479–492.
- **Pohland A.E., Nesheim S. & Friedman L., (1992).** Ochratoxin A, a review. *Pure and Applied Chemistry.* 64: 1029–1046.
- **Pottier G., (1981).** *Artemisia herba-alba*. Flore de la Tunisie : angiospermes–dicotylédones–gamopétales, p 1012.

Q

- **Quetin-Leclercq J. (2002).** Le voyage insolite de la plante au médicament. *Journal de Pharmacie de Belgique.* 57 (2): 11-20.
- **Quillien J.F., (2002).** Les mycotoxines, Institut national de la recherche agronomique. Paris.

R

- **Ramirez C., (1982).** Manual and Atlas of *Penicillia*. New York (USA): Elsevier biomedical press.
- **Raper K., Fennell D.J., (1965).** The genus *Aspergillus*, Williams and Wilkins editors, Baltimore.
- **Reboux G., (2006).** Mycotoxins: health effects and relationship to other organic compounds. *Revue française d'allergologie et d'immunologie clinique.* 46 : 208–212.
- **Remmal A., Bouchikhi T., Rhayour K., Ettayebi M. & Tantaoui-Elaraki A., (1993).** Improved method for determination of antimicrobial activity of essential oils in agar medium. *J Essent Oils Res.* 5 (2):179–184.
- **Reyes-Velázquez W, Espinoza V, Rojo F, et al., (2008).** Occurrence of fungi and mycotoxins in corn silage, Jalisco State, Mexico. *Rev Iberoam Micol.* 25:182–185.
- **Règlement d'exécution (UE) 2017/1328** de la Commission du 17 juillet 2017 modifiant le règlement (UE) n° 642/2010 portant modalités d'application du règlement (CE) n° 1234/2007 du Conseil en ce qui concerne les droits à l'importation dans le secteur des céréales.
- **Riba A., Sabaou N., Mathieu F. et Lebrihi A., (2005).** Premières investigations sur les champignons producteurs d'Ochratoxine A dans la filière céréale en

- Algérie. Symposium Euro-Maghrébin sur les contaminants biologiques, chimiques et la sécurité alimentaire, Fès.
- **Richard J.L., (2007).** Some major mycotoxins and their mycotoxicoses, an overview. *Int. J. Food Microbiol.* 119: 3–10.
 - **Riffel A., Medina L.F., Stefani V., Santos R.C., Bizani D. and Brandelli A., (2002).** *In vitro* antimicrobial activity of a new series of 1,4-naphthoquinones. *Braz J Med Biol Res.* 35 (7): 811–818.
 - **Roquebert M.F., (1998).** Taxonomie des moisissures ; Méthodes de culture et techniques d'observation ; Identification », in « *Moisissures des aliments peu hydratés* », Ed. Tec & Doc, 39-95.
 - **Roulier G., (1990).** Les huiles essentielles pour votre santé : traité pratique d'aromathérapie. Propriétés et indications thérapeutiques des essences de plantes. Editions Dangles. 2^{ème} édition. pp 18.
 - **Rustaivan A., Dabiri M. & Jakupovic J., (1986).** Germacranolides from *Anvillea garcini*. *Phytochemistry.* 25 (5): 1229–1230.

S

- **Salah Eddine L., Segni L. and Mohammed Ridha O., (2015).** Assays of the Antibacterial and Antioxidant Properties of Extracts from *Asphodelus tenuifolius* Cav and its Main Constituents: A Comparative study. *International Journal of Pharmaceutical and Clinical Research.* 7 (2): 119–125.
- **Saleh N., El- ougoumy S., Abd-Allah M., Abou-Zaid M., Dellmonica G. & Chopin J., (1985).** *Phytochemistry.* 24 (01) : 201-203.
- **Samson R.A., Houbraken J.Q.M.P., Kuijpers A.F.A., Frank J.M. & Frisvad J.C., (2004).** New ochratoxin A or sclerotium producing species in *Aspergillus* section *Nigri*. *Studies in Mycology.* 50: 45–61.
- **Sanago R., (2006).** Le rôle des plantes médicinales en médecine traditionnelle. Université Bamako (Mali): 53.
- **Sang S., Laspley K., Jeong W.S., Lachance P.A., Ho C.T. & Rosen R.T., (2002).** *Journal of Agricultural and Food Chemistry.* 50: 2459–2463.
- **Sarni-manchado P., Veronique C., (2006).** Les polyphénols en agroalimentaires. Collection sciences et techniques agroalimentaires, édition TEC et DOC, Paris (France) : pp 398.

- **Sattar E.A., Galal A.M. & Mossa G.S., (1996).** Antitumor germacranolides from *Anvillea gracinii*. Journal of Natral Products. 59 (4): 403–405.
- **Sattar E.A., Mc Phail A.T., (2000).** J. Nat. Prod. 63: 1587.
- **Satrani B., Farah A., Fechtal M., Talbi M., Blaghen M., Chaouch A., (2001).** Composition chimique et activité antimicrobienne des huiles essentielles de *Satureja calamintha* et *Satureja alpina* du Maroc. Ann Falsif Expert Chim Toxicol..956: 241-250.
- **Satyanarayana T., Mathews A.A. & Vijetha P., (2008).** phytochemical and pharmacological Review of some Indian *Capparis Species*. Pharmacognosy Reviews. 2: 36–45.
- **Scalbert A., (1991).** Antimicrobial properties of tannins. Phytochernistry. 30: 3875–3883.
- **Schuster E., Dunn-Coleman N., Frisvad J. C. & Van Dijck P.W., (2002).** On the safety of *Aspergillus niger*–a review. Applied Microbiology and Biotechnology. 59, 426–435.
- **Scott W.J., (1957).** Water relations of food spoilage microorganisms. Advances in Food Research. 7: 83–127.
- **Scudamore K.A., and Livesey C.T., (1998).** Occurrence and significance of mycotoxins in forage crops and silage: a review. J. Sci. Food Agric. 77: 1–17.
- **Shahidi M., Blair N.P., Mori M. & Zelkha R., (2004).** Optical section retinal imaging and wavefront sensing in diabetes. Optom Vis Sci. 81 (10): 778–784.
- **Shahina A.Z., (1994).** Handbook of Arabian Medicinal Plants. CRC Press, Boca Roton, Ann Arbor, London, Tokyo.
- **Shalini Srivastava R., (2009).** Antifungal activity screening and HPLC analysis of crude extracts from *Tectona grandis*, Shilajit, *Valeriana wallachi*. Electronic J. Environ. Agric. Food. Chem. 8 : 218-229.
- **Sinha A.K. and Sinha K.K., (1990).** Insect pest. *Aspergillus flavus* and aflatoxin contamination in stored wheat: a survey at North Bihan (India). Journal of Stored Products Research 27: 65 - 68.
- **Small E. & Catling P.M., (2000).** Les cultures médicinales canadiennes. Canada : Ottawa (Ontario), NRC Reserch Press.

- **Smallfield B., (2001).** Introduction to growing herbs for essential oils, medicinal and culinary purposes. *Crop & Food Research*. 45: 1–4.
- **Smith J.E., Lewis C.W., Anderson J.G. & Solomons G.L., (1994).** Mycotoxins in human nutrition and health. *Research and Development European Commission*.
- **Soberón J.R., Sgariglia M.A., Pastoriza A.C., Soruco E.M., Jäger S.N., Labadie G.R., Sampietro D. A. & Vattuone M.A., (2017).** Antifungal activity and cytotoxicity of extracts and triterpenoid saponins obtained from the aerial parts of *Anagallis arvensis* L. *Journal of Ethnopharmacology*. 203: 233–240.
- **Sofowora A., (2010).** Plantes médicinales et médecines traditionnelle d’Afrique. Academie suisse des sciences naturelles: Karthala.
- **Statistiques de l’association France Export Céréales, (2006).** <https://www.liberte-algerie.com/actualite/les-cerealiers-francais-courtisent-le-marche-algerien-46001/pprint/1>
- **Stevanovic T., Automne (2005).** *Chimie du bois*. CHM-22170. Université Laval. Québec. Canada, p 6.6-6.20.
- **Stöckigt J., Sheludk y., Unger M., Gerasimenko I., Warzecha H., Stöckigt D., (2002).** High-performance liquid chromatographic, capillary electrophoretic and capillary electrophoretic-electrospray ionisation mass spectrometric analysis of selected alkaloid groups. *Journal of Chromatography*. 967 (1): 85–113.
- **Studer-Rohr I., Dietrich D.R., Schlatter J., and Schlatter C., (1995).** The occurrence of Ochratoxin A in coffee, *Fd. Chem. Toxic*. 33: 341–355.
- **Svoboda K.P. et Hampson J.B., (1999).** Bioactivity of essential oils of selected temperate aromatic plants: antibacterial, antioxidant, anti-inflammatory and other related pharmacological activities. Plant Biology Department, SAC Auchincruive, Ayr, Scotland, UK., KA6 5HW.

T

- **Tabuc C., (2007).** Flore fongique de différents substrats et conditions optimales de production des mycotoxines. Thèse de doctorat. INS polytechnique de Toulouse.190p.

- **Tahani N., Elamrani A., Serghini-caid H., Ouzouline M. & Khalida, (2008).** Isolement et Identification de souches de moisissures réputées toxigènes, Rev. Microbiol. Ind. San et Environn. 2 (1) : 81-91.
- **Tan R.X., Zheng W.F. & Tang H.Q., (1998).** Biologically active substances from the genus *Artemisia*. *Planta Med* 64: 295–302.
- **Tesoriere L., Butera D., Gentile C. & Livrea M.A., (2007).** Bioactive components of caper (*Capparis spinosa L*) from Sicily and Antioxidant Effects in a Red Meat Simulated Gastric Digestion. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 55: 8465–8471.
- **Tlili N., Elfalleh W., Saadaoui E., Khaldi A., Triki S. and Nasri N.,(2011).** The caper (*Capparis L.*): Ethnopharmacology, phytochemical and pharmacological properties. *Fitoterapia*. 82: 93–101.
- **Tralamazza S.M., Bemvenuti R.H., Zorzete P., Garcia F-S. and Corrêa B., (2016).** Fungal diversity and natural occurrence of deoxynivalenol and zearalenone in freshly harvested wheat grains from Brazil. *Food Chemistry*. 196: 445–450. doi: 10.1016/j.foodchem. 2015.09.063.
- **Traoré A.C., (2006).** Lutte contre le trachome en Afrique subsaharienne IRD. Chapitre 5: 42-50.
- **Trease E. and Evans W.C., (1987).** *Pharmacognosy Billiaire*. London: Tindall. 13: 61–62.

U

- **Ulubelen A., Mabry T.J., Aynehchi Y., (1979).** Flavonoids from *Anvillea gracinii*. *Journal of Natral Products*. 42 (6): 624–626.

V

- **Valnet J., (1980).** *Aromathérapie : Traitement des Maladies par les Essences des Plantes* (9e edn). Vigot Maloine: Paris.
- **Vivas de Gaulejac N., (2001).** *Vin et Santé. Les bases scientifiques du Frensh Paradox*. Bordeaux: Féret.

W

- **Wang S.Y. Chen P.F. et Chang S.T., (2005).** Antifungal activities of essential oils and their constituents from indigenous cinnamon (*Cinnamomum osmophloeum*) leaves against wood decay fungi, bioresource technology. 96: 813–818.
- **Wang B., Li G. & Guan H., (2007).** Analysis of volatile oils and inorganic element of *Scorzonera mongolica maxim* by GC-MS and ICP-MS. Shizhen Guoyi Guoyao. 18 (10): 2364–2365.
- **Wang Q-H., Wu J., Wu R., Han N. and Dai N., (2015).** Two new flavonoids from *Artemisa sacrorum* Ledeb and their antifungal activity *Journal of Molecular Structure*. 1088: 34–37.
- **Weindenbörner Weiczoreck C., Appel S. et Kunz B., (2000).** Whole wheat and white wheat flour—the mycobiota and potential mycotoxins. Food Microbiology. 17: 103–107.
- **Wichtl M. & Anton R., (1999).** Plantes thérapeutiques : Traduction, pratique officinale, science et thérapeutique. 3^{ème} ed. Paris: Tec & Doc Lavoisier.
- **Wicklow D.T., (1998).** Epidemiology of *Aspergillus flavus* in corn: aflatoxin in corn news perspectives. North central research publication 329. Iowa state university, Ames, Iowa. 315 - 323.
- **Wild C.P., Hall A.J., (2000).** Primary prevention of hepatocellular carcinoma in developing countries. Mutat. Res. 462: 381–393.
- **Wild C.P., Turner P.C., (2002).** The toxicology of aflatoxins as a basis for public health decisions. Mutagenesis. 17: 471–481.
- **Wolff J., (2000).** Ochratoxin A in cereals and cereal products. Arch. Lebensmittelhyg. 51: 85–88.
- **Wolff J., Bresch H., Cholmakov-Bodechtel C., Engel G., Garais M., Majerus P., Rosner H., and Scheuer R., (2000).** Ochratoxin A: contamination of foods and consumer exposure. Arch. Lebensmittelhyg. 51: 81-128.

Y

- **Yiannikouris A. & Jouany J.P., (2002).** Mycotoxins in feeds and their fate in animals: a review. *Anim. Res*. 51: 81–99.

Z

- **Zakaria Z. et Majerus P., (1992).** A rapid, sensitive and economic method for the detection, quantification and confirmation of aflatoxins. *Zeitschrift fur Lebensmittel Untersuchung und Forshung* Spring-Verlag. 195 (4): 316–319.
- **Zineddine A., (2004).** Détermination des mycotoxines dans les aliments et étude de la réduction des aflatoxines par les bactéries lactiques isolées des ferments panaires traditionnels ; Thèse de doctorat. UFR de biologie cellulaire et moléculaire appliquée a l'environnement et la sante. université sidi mohammed ben abdellah Fès.162p.
- **Zummo N., & Scott G.E., (1992).** Interaction of *Fusarium moniliforme* and *Aspergillus flavus* on kernel infection and aflatoxin contamination in maize ears, *Plant. Dis.* 76: 771–773.

ANNEXES

1- Liste des produits utilisés

- 2,6-Dichloro-4-nitroaniline ($\text{Cl}_2\text{C}_6\text{H}_2(\text{NO}_3)\text{NH}_2$; Cat : D6,782-O)
- Agar (VWR-PROLABO-09C110007-1KG)
- Acide acétique (CHERMINOVA)
- Aflatoxine B1 (LIBIOS. Batch : AF20)
- Acide acétique (Cherminova, CH_3COOH)
- Chloroforme (SIGMA-ALDRICH-CHROMSLOV[®]- CHCl_3)
- Chloroforme (BIOCHEM- Chemopharma. $\rho \approx 1,060-1,1$)
- Dihydrogénophosphate de potassium (KH_2PO_4 -MERCK-100g, Crist, très pure.)
- Ethanol (LABORATORY Reagent- BIOCHEM CHEMOPHARMA- $\text{C}_2\text{H}_6\text{O}$)
- Extrait de malt (FLUKA analytical-Biochemika 70145-500G)
- PDA (SIGMA-ALDRICH-LIFE SCIENCE-P2182-250g)
- Magnesium sulfate (MgSO_4 – BIOCHEM Chemopharma -500g)
- Méthanol (SIGMA-ALDRICH[®])
- Glycérol (Riedel-deHaen-D-3016SeelZe1)
- Nitrate de sodium très pure (MERK)
- Extrait de levure (FLUKA, Biochemika-70161-500g)
- Phenol pure (Ridel-deHaen, 16016- $\text{C}_6\text{H}_6\text{O}$)
- Rose bengale (FLUKA-11950 , 50g)
- Toluène (RIDEL-deHaen[®]- 24526)
- Fer II sulfate (RECTAPUR[™] –code article: 24240295)
- Paquet d'ELISA (Celer AFLA cod.MA 211- Celer AFLA B1 cod.MA221- l'screen OCHRA cod.OR361)

2- Appareils

- pH-mètre (HANNA instruments modèle 211)
- Autoclave (PBInternational ANNO 2007 Serial n° 028526)
- Rotavapeur (BUCHI Rotavapor R_200 + chauffe Ballon Type ER BIBBY)
- Bain-marie (MEMMERT Type : WNB9 –max 96 °C)
- Incubateur (Incucell –MMM Group- LSIS- B2V /IC111, 55L)
- Balance de précision (SARTORIUS, TE214S)
- Balance de pesé: Sartorius B 610 S, (Mettler, type B6C 200, Mettere E Mettler)
- Microscope-photonique trinoculaire (Leica, Leitz DM 2000)
- Lampe d'UV (SPECTROLINE® SERIAL N° 1282998)
- Plaque CCM (FLUKA-Silica Gel\TLC-Cards 60778)
- Lecteur des plaques d'ELISA (TECNA model 6+)
- Infratec™ (1241 Grain Analyzer 220-240V/110-120V,50-60Hz)

3- Composition des milieux de culture

Milieu PDA (Potatoes Dextrose agar)

Pomme de terre (macération 500ml de filtrat)	200 g
Sucrose	10 g
Agar	15 g
Eau distillée	1000 ml

Milieu CDA (Czapek Dox Agar)

Sucrose	30 g
KH ₂ PO ₄	1 g
KCL	0.5 g
MgSO ₄	0.5 g
FeSO ₄	0.01 g

NaNO ₃	3 g
Agar	15 g
Eau distillée	1000 ml

(Czapek Concentre)

NaNO ₃	30 g
KCL	5 g
MgSO ₄	5 g
FeSO ₄	0.1 g
Eau distillée	100 ml

Milieu MEA (Malt Extract Agar)

Matière Sèche	50 g
Agar	5 g
Eau distillée	1000 ml

Milieu YES (Yeast Extract Sucrose)

Sucrose	40 g
Extrait de Levure	20 g
Eau distillée	1000 ml

Milieu CYA (Czapek Yeast Agar)

Czapek Concentre	10 ml
KH ₂ PO ₄	1 g
Extrait de levure	5 g
Sucrose	30 g
Agar	15 g
Eau distillée	1000 ml

Milieu G25N (25 % Glycérol Nitrate Agar)

KH ₂ PO ₄	0.75 g
Czapek Concentre	7.5 ml
Extrait de levure	3.7 g
glycerol	250 g
Agar	12 g
Eau distillée	750 ml

Milieu AFPA (Milieu Sélectif pour *A.flavus* et *A.parasiticus*)

Extrait de levure	20 g
peptone	10 g
Citrate ferrique ammoniacal	0.5 g
chloramphenicol	0.1 g
Dichloran solution ethanolique à 0.2%	1 ml
Agar	15 g
Eau distillée	1000 ml

Eau physiologique

NaCl	9 g
Eau distillée	1000 ml

Lactophenol

Phénol pure cristallisé	20 g
Acide lactique	20 ml
Glycérol pure	20 ml
Eau distillée	40 ml

4- RESULTATS

Annexe01 : Résultats physicochimiques et biologiques des échantillons

	PH		HR (%)		GC (%)		FC (%)		FG(%)		FC M(%)	
	2008	2009	2008	2009	2008	2009	2008	2009	2008	2009	2008	2009
1	5,81	6,29	15,8	13,5	2,24	2,04	51,33	40	79,998	95,33	5,998	9,33
2	5,95	5,34	15,52	14,63	2,39	2,39	45,66	43,33	72,996	95,33	3,998	7,43
3	6,47	6,32	11,9	12,13	1,33	1,44	26	38	40,664	95,996	5,996	2,74
4	6,27	5,42	13,6	15,65	2,51	2,45	31	40,66	53,371	85,33	5,7465	5,998
5	6,14	6,81	13,93	11,15	2,14	1,94	38,66	20	81,33	83,332	4,662	3,996
6	4,63	4,83	16,95	16,15	3,7	3,36	76	54,33	76,19	69,996	7,14	6,664
7	5,79	5,31	14,91	15,93	2,32	2,74	28	48,66	67,998	79,996	6,664	3,996
8	5,03	6,65	15,67	11,32	2,82	1,04	48	27	93,996	77,864	4,662	5,33
9	4,97	6,25	16,02	13,05	3,17	1,91	55	44	87,998	89,33	7,332	3,998
10	5,22	6,38	14,95	12,06	2,01	1,81	27,66	29,33	85,998	83,33	3,996	3,33
11	5,36	5,82	15,83	14,29	2,85	2,22	36	43	90,664	97,864	3,996	1,998

Annexe02 : Moyennes des résultats physicochimiques et biologiques des échantillons

	pH	HR (%)	GC (%)	FC (%)	FG(%)	FC M(%)
RECOLTE 2008	5,60 ± 0,59	14,97 ± 1,37	2,49 ± 0,63	42,12 ± 15,12	82,77 ± 7,73	5,47 ± 1,27
RECOLTE 2009	5,95 ± 0,64	13,42 ± 4,34	2,15 ± 0,66	32,23 ± 9,96	89,99 ± 6,59	4,98 ± 2,20
GLOBAL	5,77 ± 0,63	14,20 ± 3,54	2,31 ± 0,65	40,53 ± 12,60	85,98 ± 7,79	5,23 ± 1,77

Annexe03 : Proportions de contamination par la méthode d'Ulster

	%GRAINS INFECTES2008	%ECHANTILLONS INFECTES 2008	%GRAINS INFECTES2009	%ECHANTILLONS INFECTES 2009
Mucorales	9,58	22,74	8,83	27,39
Aspergillus spp	16,32	38,74	15,12	46,91
<i>A.flavus</i>	5,04	11,96	6	18,61
<i>A.parasiticus</i>	4,08	9,68	4,56	14,14
<i>A.niger</i>	2,88	6,83	2,64	8,19
<i>A.fumigatus</i>	2,16	5,12	0,24	0,74
<i>A.ochraceus</i>	0,72	1,70	0,72	2,23
<i>A.clavatus</i>	0,24	0,57	0,48	1,48
<i>A.terreus</i>	0,48	1,14	0,24	0,74
<i>A.versicolor</i>	0,72	1,71	0,24	0,74
Penicillium spp	11,28	26,78	6,6	20,47
<i>P.verucosum</i>	2,64	6,26	2,16	6,70
<i>P.expansum</i>	2,16	5,12	2,26	7,01
<i>P.indicum</i>	4,56	10,82	1,46	4,52
<i>P.restrictum</i>	1,92	4,56	0,72	2,23
Monilia spp	4,94	11,72	1,68	5,21
Total	42,12	100	32,23	100

Annexe05 : Proportions de contamination par la méthode d'Ulster modifié.

	% GRAINS INFECTES 2008	% GRAINS INFECTES 2009
Mucorales	2,6	1,7
Aspergillus spp	6,8	6,2
Penicillium spp	4,7	5,8
Total	14,1	13,7

Annexe06 : Proportions de contamination par la méthode de dilution.

	DRBC		PDA		CDA	
	2008	2009	2008	2009	2008	2009
Mucorales	03,66	02,54	05,53	08,98	25,76	21,09
Aspergillus spp (%)	75,21	55,31	49,45	43,75	58,47	64,35
<i>A.flavus</i>	25,65	22,57	18,43	15,13	22,97	29,35
<i>A.parasiticus</i>	18,73	12,76	15,78	18,24	20,52	21,04
<i>A.niger</i>	16,32	11,85	05,24	01,68	04,48	06,74
<i>A.fumigatus</i>	03,27	01,17	03,53	01,32	03,76	01,82
<i>A.ochraceus</i>	02,03	03,21	01,42	02,47	02,84	01,47
<i>A.clavatus</i>	04,87	01,16	01,07	01,53	00,79	02,01
<i>A.terreus</i>	01,83	00,92	02,05	03,38	01,72	01,33
<i>A.versicolor</i>	01,75	01,03	00,60	00	01,39	00,59
<i>A.wentii</i>	00,76	00,64	00,53	00	00	00
Penicillium spp (%)	34,09	29,17	33,65	38,74	15,77	14,56
<i>P.verucosum</i>	15,87	13,54	14,43	13,98	08,53	02,81
<i>P.expansum</i>	09,65	07,43	05,26	09,90	00,35	02,05
<i>P.indicum</i>	05,23	06,04	11,56	09,22	06,03	08,58
<i>P.restrictum</i>	03,34	02,16	02,40	05,64	00,86	01,12
Monilia spp (%)	00,98	03,03	01,64	01,54	\	\
Eurotium spp (%)	01,65	08,66	06,38	03,08	\	\
Alernaria spp (%)	01,17	00,75	02,57	01,04	\	\
Fusarium spp (%)	00,85	00,54	00,78	02,87	\	\

Annexe07 : Identification des *Aspergillus*

Diamètre des colonies	MEA		CYA	G25N	Couleurs des colonies MEA
	25°C	37°C	5°C	25°C	
<i>A.flavus</i>	81mm	53mm	/	56mm	Vert - jaunâtre
<i>A.parasiticus</i>	60mm	42mm	/	/	Jaune-verdâtre
<i>A.niger</i>	50mm	40mm	29mm	/	Noir
<i>A.fumigatus</i>	78mm	86mm	20mm	40mm	Vert -gris.
<i>A.ochraceus</i>	65mm	30mm	/	52mm	Marron clair
<i>A.clavatus</i>	56mm	34mm	/	56mm	Gris
<i>A.terreus</i>	66mm	44mm	/	58mm	Marron
<i>A.versicolor</i>	34mm	35mm	25mm	29mm	Entre Vert et jaune
<i>A.wentii</i>	34mm	30mm	Germination	25mm	Vert foncé centre blanc

Annexe08 : Identification des *Penicillium*

Diamètre des colonies	MEA 25°C	CYA 25°C	G25N 5°C	Couleurs des colonies /MEA
<i>P.verucosum</i>	32mm	24mm	20mm	Vert clair
<i>P.expansum</i>	24mm	/	20mm	Vert +contour blanc
<i>P.indicum</i>	40mm	35mm	27mm	Vert Grisâtre+blanc
<i>P.restrictum</i>	46mm	34mm	21mm	Vert +beige

Annexe09 : Résultats de l'effet antifongique de la plante 01

Fungi	Solvant	1/500 0	1/1000	1/500	1/250	1/100
<i>A.flavus</i>	Petrol ether	18,44	60,76	72,08	78,28	80,8
	Chloroform	21,18	32,75	43,19	59,88	63,19
	Ethyl acetate	14,16	15,72	21,49	19,43	27,27
	Methanol	14,93	38,49	51,6	78,08	78
<i>A.parasiticus</i>	Petrol ether	30,25	53,85	61,2	75,97	76,8
	Chloroform	3,1	17,32	34,38	72,09	70,11
	Ethyl acetate	21,69	63,41	46,95	66	71,21
	Methanol	28,57	46,21	59,49	90,47	62,71
<i>A.ochraceus</i>	Petrol ether	4,44	10,59	24,07	59	79,08
	Chloroform	16,93	50,23	76,49	83,48	84,22
	Ethyl acetate	26,36	40,46	63,45	74,6	73,33
	Methanol	2,86	18,17	28,3	35,95	71,17
<i>A.fumigatus</i>	Petrol ether	4,28	35,05	82,3	80,46	94,01
	Chloroform	16,93	28,21	49,04	52,35	82,88
	Ethyl acetate	0,72	9,09	18,21	19	24,66
	Methanol	St	21,51	50,82	51,77	68,66
<i>A.niger</i>	Petrol ether	54,83	76,83	61,53	64,73	70
	Chloroform	St	10,7	37,29	82,67	40,49
	Ethyl acetate	49,42	47,09	56,78	59,72	60,07
	Methanol	34,39	58,19	82,05	83,51	85,14
<i>P.expansum</i>	Petrol ether	1,5	9,4	36,45	37,9	36,9
	Chloroform	42,86	51,2	57,66	50,56	60,75
	Ethyl acetate	39,97	47,67	58,13	72,9	77,56
	Methanol	26,76	34,35	51,33	74,67	75,38
<i>F.oxysporum</i>	Petrol ether	8,07	23,53	70,46	68,47	71,17
	Chloroform	29,52	7,4	56,25	34,05	47,66
	Ethyl acetate	7,26	5	22,31	30,28	41,5
	Methanol	6,42	57,27	32,29	71,81	88,27

<i>Alternaria sp</i>	Petrol ether	32,51	29,15	44,31	52,33	60
	Chloroform	St	0,41	-	36,98	27,12
	Ethyl acetate	3,94	29,88	44,29	50,76	51,09
	Methanol	37,04	28,87	43,83	49,61	50,77

Annexe10 : Résultats de l'effet antifongique de la plante 02.

Fungi	Solvant					
		1/500 0	1/1000	1/500	1/250	1/100
<i>A.flavus</i>	Petrol ether	0	33,33	30,77	41,03	54,2
	Chloroform	5,81	13,98	9,05	38,82	40,28
	Ethyl acetate	2,12	16,6	19,42	30,64	48,62
	Methanol	0	14,32	44,51	49,9	87,12
<i>A.parasiticus</i>	Petrol ether	10,34	4,73	24,46	38,36	52,32
	Chloroform	11,65	0	23,15	36,28	41,2
	Ethyl acetate	2,02	1,55	20,88	39,44	44,59
	Methanol	15,78	0	6,42	24,6	29,81
<i>A.ochraceus</i>	Petrol ether	11,84	3,71	4	15,56	32,18
	Chloroform	35,86	18,28	30,69	40,47	44,37
	Ethyl acetate	20,07	29,01	39,65	44,36	61,3
	Methanol	0	0	12,53	14,03	48,66
<i>A.fumigatus</i>	Petrol ether	12,61	24,14	26,07	36,07	37,45
	Chloroform	9,5	14,32	23,45	48,32	55,75
	Ethyl acetate	0	9,16	10,46	17,32	20,33
	Methanol	30,27	38,76	42,43	47,6	50,05
<i>A.niger</i>	Petrol ether	28,14	45,27	36,64	43,31	37,12
	Chloroform	28,47	34,48	48,08	60,66	73,55
	Ethyl acetate	7,77	5,52	18,09	22,18	29,13
	Methanol	33,26	38,7	45,74	42,23	57,88
<i>P.expansum</i>	Petrol ether	14,25	21,6	28,27	39,05	57
	Chloroform	20,43	28,34	34,13	29,45	41,11
	Ethyl acetate	1,4	11,21	21	29,57	31,4
	Methanol	3,94	6,9	15,12	44,46	62,33
<i>F.oxysporum</i>	Petrol ether	53,7	60,85	69,82	72,16	77,12
	Chloroform	57,26	60,19	57,33	72,15	80,05
	Ethyl acetate	37,47	5,92	33,17	45,17	63,33
	Methanol	14,44	23,83	43,03	46,05	71,7
<i>Alternaria sp</i>	Petrol ether	13,72	14,4	26,33	30,82	49,99
	Chloroform	0	0,79	7,38	10,52	15,41
	Ethyl acetate	9,79	13,67	16,27	16,88	22,25
	Methanol	19,32	20,59	22,51	23,48	42,87

Annexe11 : Résultats de l'effet antifongique de la plante 03.

Fungi	Solvant					
		1/500 0	1/1000	1/500	1/250	1/100
<i>A.flavus</i>	Petrol ether	0	33,33	30,77	41,03	56,23
	Chloroform	5,81	13,98	9,05	38,82	39,55
	Ethyl acetate	2,12	16,6	19,42	30,64	33
	Methanol	0	14,32	44,51	49,9	62,18
<i>A.parasiticus</i>	Petrol ether	10,34	4,73	24,46	38,36	41,3
	Chloroform	11,65	0	23,15	36,28	49,29
	Ethyl acetate	2,02	1,55	20,88	39,44	37,15
	Methanol	15,78	0	6,42	24,6	28
<i>A.ochraceus</i>	Petrol ether	11,84	3,71	4	15,56	43,25
	Chloroform	35,86	18,28	30,69	40,47	57,09
	Ethyl acetate	20,07	29,01	39,65	44,36	42,48
	Methanol	0	0	12,53	14,03	22,49
<i>A.fumigatus</i>	Petrol ether	12,61	24,14	26,07	36,07	46,15
	Chloroform	9,5	14,32	23,45	48,32	51,5
	Ethyl acetate	0	9,16	10,46	17,32	19,72
	Methanol	30,27	38,76	42,43	47,6	83,66
<i>A.niger</i>	Petrol ether	28,14	45,27	36,64	43,31	48,21
	Chloroform	28,47	34,48	48,08	60,66	66,38
	Ethyl acetate	7,77	5,52	18,09	22,18	27,74
	Methanol	33,26	38,7	45,74	42,23	44,1
<i>P.expansum</i>	Petrol ether	14,25	21,6	28,27	39,05	41,31
	Chloroform	20,43	28,34	34,13	29,45	32,04
	Ethyl acetate	1,4	11,21	21	29,57	30,72
	Methanol	3,94	6,9	15,12	44,46	45,02
<i>F.oxysporum</i>	Petrol ether	53,7	60,85	69,82	72,16	70,99
	Chloroform	57,26	60,19	57,33	72,15	72,45
	Ethyl acetate	37,47	5,92	33,17	45,17	45,56
	Methanol	14,44	23,83	43,03	46,05	49,3
<i>Alternaria sp</i>	Petrol ether	13,72	14,4	26,33	30,82	41,88
	Chloroform	0	0,79	7,38	10,52	24,02
	Ethyl acetate	9,79	13,67	16,27	16,88	28,54
	Methanol	19,32	20,59	22,51	23,48	22,47

Annexe12 : Résultats de l'effet antifongique de la plante 04.

Fungi	Solvant					
		1/500 0	1/1000	1/500	1/250	1/100
<i>A.flavus</i>	Petrol ether	12,57	15,37	17,29	14,98	19,8
	Chloroform	8,11	10,05	12,56	19,23	28,16
	Ethyl acetate	3,33	7,64	21,2	20,86	32,63
	Methanol	24,14	31,79	29,7	40,78	52,55

<i>A.parasiticus</i>	Petrol ether	0	7,09	8,54	8,63	8,78
	Chloroform	0	6,28	14,13	17,15	16,07
	Ethyl acetate	16,91	21,35	24,07	30,46	33,73
	Methanol	13,01	24,22	24,88	25,04	34,73
<i>A.ochraceus</i>	Petrol ether	3,92	12,37	18,89	27,35	43,36
	Chloroform	5,02	13,41	16,83	28,16	28,27
	Ethyl acetate	19,67	13,52	23,1	30,11	32,07
	Methanol	15,45	21,14	27,75	45,2	59,33
<i>A.fumigatus</i>	Petrol ether	14,85	18,27	25,43	26,83	28,72
	Chloroform	18,63	19,84	21,18	21,81	29,75
	Ethyl acetate	14,57	15,66	21,32	22,57	25,18
	Methanol	18,35	23,66	28,16	32,99	36,56
<i>A.niger</i>	Petrol ether	5,24	7,33	24,24	26,61	31,8
	Chloroform	13,73	12,29	16,33	29,12	31,52
	Ethyl acetate	16,13	23,51	25,96	33,02	38
	Methanol	11,6	21,01	22,52	26,82	28,7
<i>P.expansum</i>	Petrol ether	10,05	28,12	31,44	36,93	34,04
	Chloroform	33,27	41,16	56	56,38	63,65
	Ethyl acetate	27,88	30,97	36,98	44,47	51,72
	Methanol	31,48	36,92	54,7	65,39	67,18
<i>F.oxysporum</i>	Petrol ether	3,45	-	33,8	29,07	34,93
	Chloroform	23,14	29,4	43,58	55,33	61,83
	Ethyl acetate	6,71	15,62	17,6	-	18,77
	Methanol	20,6	22,44	27,3	29,03	32,88
<i>Alternaria sp</i>	Petrol ether	0	-	17,3	19,33	26,3
	Chloroform	16,58	17,43	-	24,71	27,19
	Ethyl acetate	1,7	12,21	21,02	30	31,49
	Methanol	17,95	-	33,01	26,04	36,96

Annexe13 : Résultats de l'effet antifongique de la plante 05.

Fungi	Solvant					
		1/500 0	1/1000	1/500	1/250	1/100
<i>A.flavus</i>	Petrol ether	1,28	32,38	41,51	55,16	72,14
	Chloroform	51,73	44,74	52,58	59,61	59,15
	Ethyl acetate	10,45	17,65	20,28	33,34	68,03
	Methanol	12,34	26,98	28,55	35,13	47,59
<i>A.parasiticus</i>	Petrol ether	4,84	14,09	25,82	41,65	56,32
	Chloroform	22,27	22,21	26,28	39,12	53,84
	Ethyl acetate	0	0	0,27	1,23	3,8
	Methanol	1,64	4,35	13,55	21,91	41,21
<i>A.ochraceus</i>	Petrol ether	4,96	49,56	59,37	66,03	73,15
	Chloroform	29,21	44,58	46,3	52,26	66,17
	Ethyl acetate	24,78	41,41	47,6	61,07	68,31
	Methanol	0	9,55	16,97	29,76	40,95

<i>A.fumigatus</i>	Petrol ether	22,08	29,79	37,01	34,8	50,52
	Chloroform	0,86	11,41	13,2	26,24	48,06
	Ethyl acetate	0	4,62	6,76	10,64	23,95
	Methanol	33,92	34,89	36,26	36,49	34,86
<i>A.niger</i>	Petrol ether	12,42	15,33	20,88	22,14	37,45
	Chloroform	30,34	32,84	54,72	59	71,33
	Ethyl acetate	30,9	29,01	33,26	41,41	45,74
	Methanol	0	19,42	38,76	45	60,66
<i>P.expansum</i>	Petrol ether	38,17	39,74	46,44	53	77,12
	Chloroform	23,15	28	18,14	31,94	37,54
	Ethyl acetate	32,21	42,01	29,21	49,23	60,48
	Methanol	8,42	33,84	50,74	64,19	81,37
<i>F.oxysporum</i>	Petrol ether	21,32	42,63	56,16	71,25	80,39
	Chloroform	24,46	37,47	34,48	41,74	54
	Ethyl acetate	11,4	28,88	33,37	43,31	57,06
	Methanol	33,69	37,15	44,19	64,18	84,61
<i>Alternaria sp</i>	Petrol ether	28,14	16,87	19,74	24,17	31,81
	Chloroform	6,48	0	28,4	33	29,47
	Ethyl acetate	20,88	34	35,99	45,11	50,3
	Methanol	19,84	43	55,99	75,11	80,3

Annexe14 : résultats d'enrobage des grains de blé

	F C	F C P1		F C	F C P4
2008	77,25	40,66	2008	59,33	48,66
2009	55	43,33	2009	51,66	44
2010	76,96	38	2010	57	31
2011	66,14	40	2011	46,73	29,33
2012	72,996	54,33	2012	58,17	43,22
	F C	F C P2		F C	F C P5
2008	53,33	44,57	2008	58,25	45,66
2009	58	58,07	2009	54,47	51,33
2010	64,23	49,16	2010	77,28	54,33
2011	52,84	51,02	2011	49,86	38,66
2012	74,3	71,55	2012	64,66	60,48
	F C	F C P3		F C	F C P6
2008	72,64	54,48	2008	53,84	47,8
2009	69,21	68,22	2009	71,4	66,64
2010	73,32	49,62	2010	62,03	57,54
2011	55	57,12	2011	47,98	53,31
2012	57,22	55,89	2012	59,65	48,98

Annexe15 : résultats des rendement d'extraction.

	<i>Anvillea radiata</i>	<i>Aristida pungens</i>	<i>Artemisia herba alba</i>	<i>Asphodelus tenuifolius</i>	<i>Capparis spinosa</i>	<i>Salsola vermiculata</i>
Ether de pétrole	8,8	5,8	11,3	3,9	7,8	8,9
Chloroforme	15,7	8,5	13,2	7,8	8,9	9,3
Acétate d'éthyle	16,3	6,7	14,6	8,1	9,3	13,2
Méthanol	18,8	6,3	18,9	10,2	9,8	14,5

Annexe16 : Résultats effet antifongique de la méthode d'enrobage.

			Plante		Plante		Plante		Plante		Plante		Plante	
	%		%	%	%	%	%	%	%	%	%	%	%	%
fungi	grain	% gr, inf	gr,inf,t	%gr,inf,	gr,inf,t	%gr,inf,	gr,inf,t	%gr,inf,	gr,inf,t	%gr,inf,	gr,inf,t	%gr,inf,	gr,inf,t	%gr,inf,
mucorles	s inf	after	rai	tra,after	rai	tra,after	rai	tra,after	rai	tra,after	rai	tra,after	rai	tra,after
	8,58	9,58	8,03	1,7	7,35	3,4	9,51	2,33	6,85	0,65	7,99	4,18	8,17	2,09
aspergillus	14,7													
sp	2	16,32	14,11	6,2	15,01	8,22	12,58	10,64	14,36	9,62	13,61	5,24	17,41	12,67
<i>A,flavus</i>	4,33	5,04	4,98	2,23	6,21	3,33	4,46	3,33	3,84	2	5,01	2,23	6,18	4,87
<i>A,parasiticus</i>	2,66	4,08	4,57	1,36	4,8	2,86	2,72	2,6	3,26	1,2	4,75	1,36	4,76	2,32
<i>A,niger</i>	2,34	2,88	2,64	0,47	1,2	0,47	3,09	2,24	3,04	2,45	1,52	0,47	6,02	4,8
<i>A,fumigatus</i>	2	2,16	0,24	0,86	0,7	0,86	0,31	0,86	1,24	1,11	0	0	0,45	0
<i>A,ochraceus</i>	1,68	0,72	0,72	1,02	0,57	0,2	0,84	1,02	0,88	0,71	1,02	0,92	0	0,51
<i>A,clavatus</i>	1,22	0,24	0,48	0	0,71	0,11	0,16	0,42	1,06	1,2	1,31	0	0	0
<i>A,terreus</i>	0,18	0,48	0,24	0,26	0,53	0,21	0	0,17	0,54	0,38	0	0,26	0	0,17
<i>A,versicolor</i>	0,31	0,72	0,24	0	0,29	0,18	0	0,3	1,04	0,57	0	0	0	0
Penicillium														
sp	7,02	11,28	6,6	5,8	5,74	4,8	6,37	6,02	8	6	4,95	2,93	5,6	2,59
<i>P,verucosum</i>	2,5	2,64	2,16	2,02	2,07	1,98	2,12	2,02	1,78	1,55	1,73	1,82	1,08	1,01
<i>p,expansum</i>	1	2,16	2,26	1,83	2,31	1,8	2,6	1,88	3,21	1,84	1,64	0,88	1,24	0,5
<i>P,indicum</i>	1,77	4,54	1,46	1,4	1,36	1,2	0,44	0,97	0,51	0,88	1,46	0,23	1,8	0,87
<i>P,restrictum</i>	1,75	1,92	0,72	0,55	0	0	1,21	1,15	2,5	1,53	0,12	0	1,48	0,21

5- Les planches :

Annexe17: Exemple des échantillons après le prélèvement élémentaire du blé tendre.



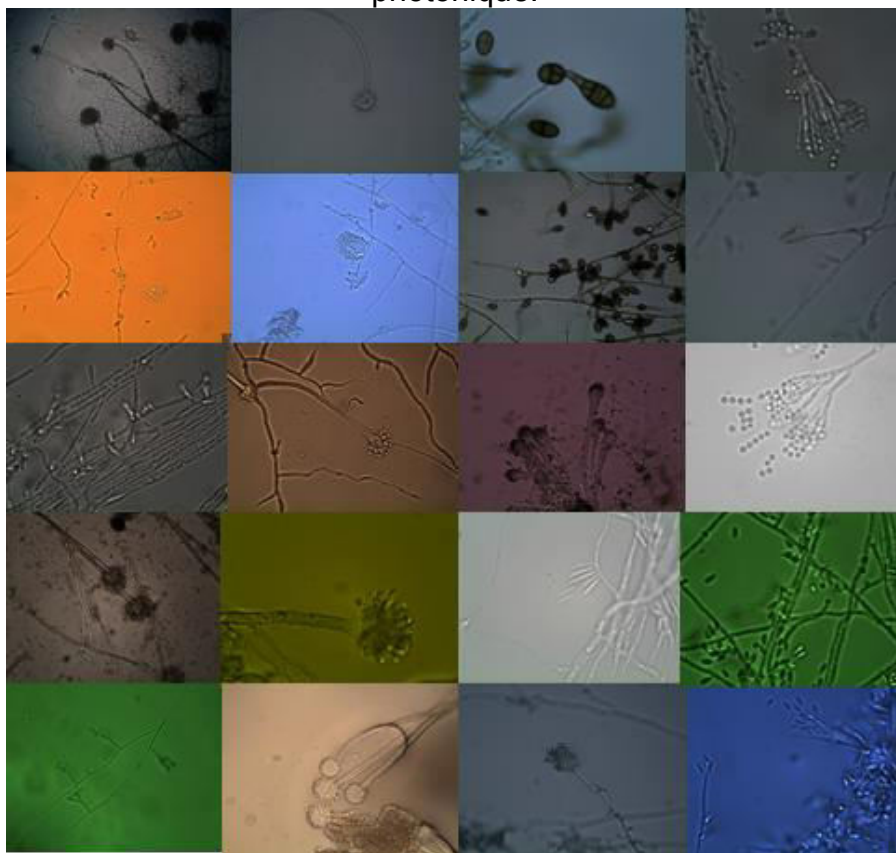
Annexe18 : Microscopique avec l'appareil photo utiliser pour microphotographie.



Annexe19 : Planche de quelques espèces fongiques identifiées.



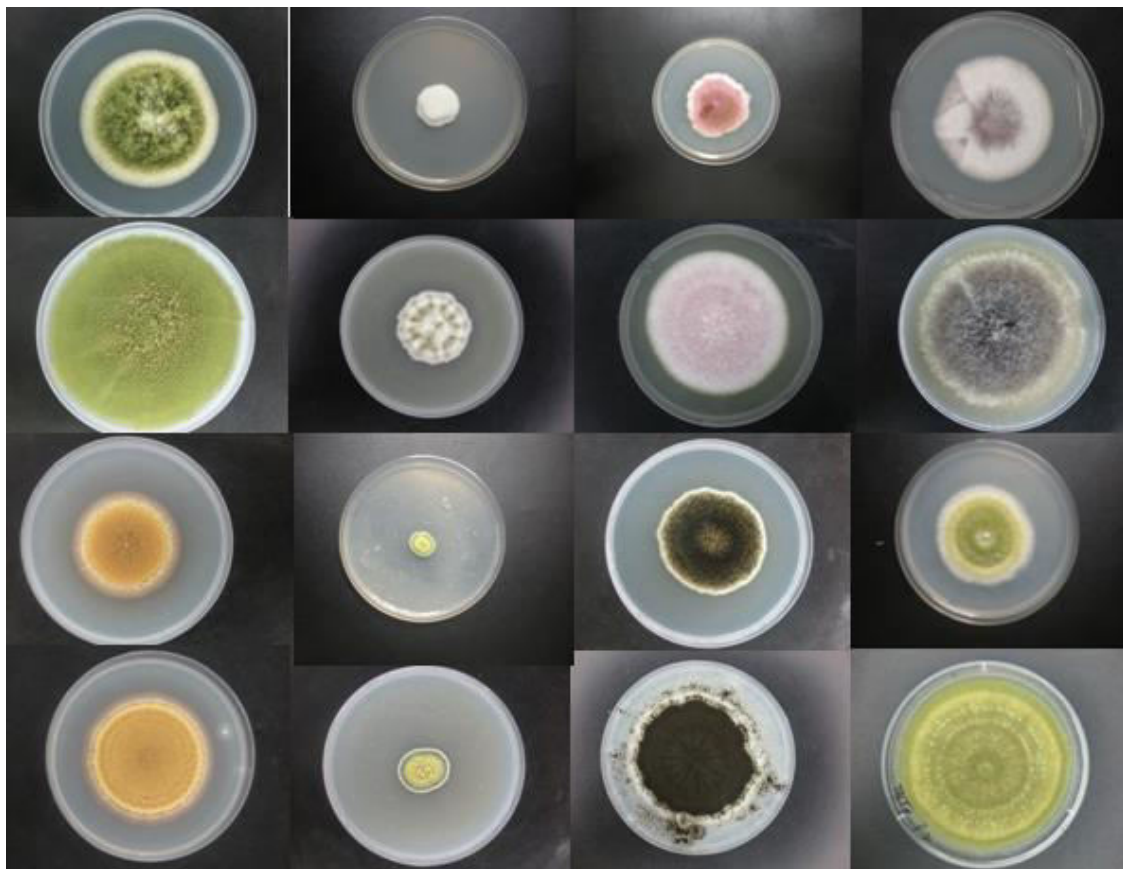
Annexe20 : Planche de quelques espèces fongiques observées par microscope photonique.



Annexe21 : Soxhlet multipostes .



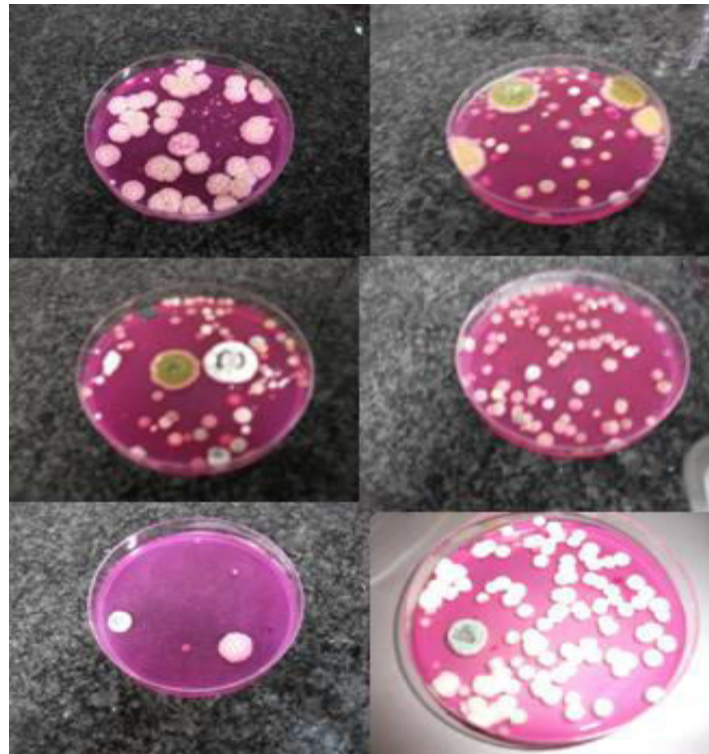
Annexe22 : Comparaison des diamètre de croissance des espèces avant et après l'ajout des extraits.



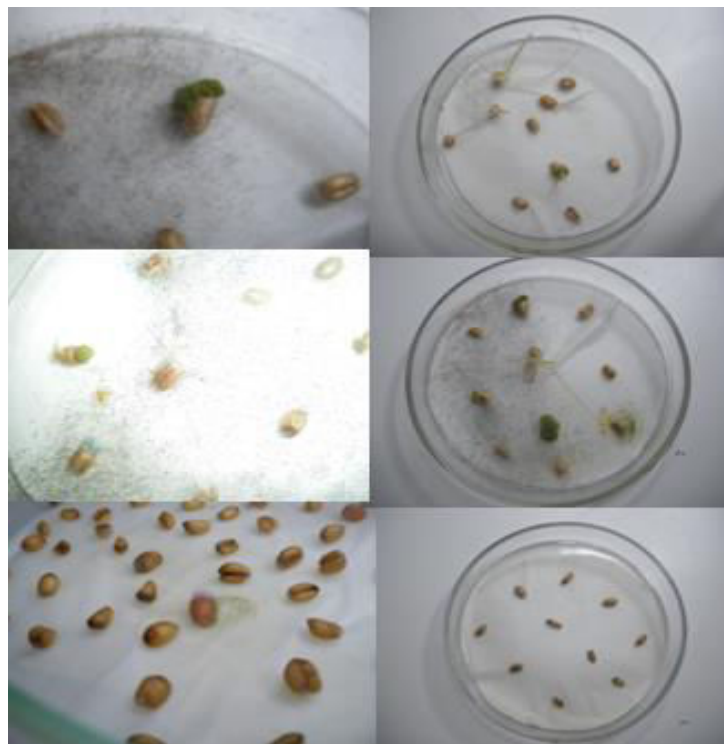
Annexe23 : Plantes utilisées dans notre études



Annexe24 : Isolement des moisissures sur le DRBC.



Annexe25 : Résultats de la méthode d'Ulster.



Annexe26 : Résultats de l'effet antifongique des extraits de plantes.



ARTICLE

EFFECT OF *SALSOLA VERMICULATA* ON FUNGI OF FRENCH SOFT WHEAT AND TEST OF GRAIN STORAGE BY THE COATING METHOD

S. Moghtet^{1,4*}, N. Menad^{2,4}, B. Meddah³, A. Moussaoui¹

¹Laboratory of Plants' Resources and Food Security in Semi-arid Areas, South-West of Algeria, University of Bechar - BP 417, Bechar (08000), Algeria

²Laboratory of Microbiology and Plant Biology, Faculty of Natural Sciences and Life, University of Mostaganem, B.P. 227 - Mostaganem 27000, Algeria

³Laboratory of Bioconversion, Microbiology Engineering and Sanitary Security, University of Mascara 29000, Algeria

⁴Laboratory of Microbiology, Faculty of Sciences, University center of Elbayadh, 32000, Algeria

Received: 09 July 2017/ Accepted: 10 December 2017 / Published online: 01 January 2018

ABSTRACT

Algerian aride zone is rich with medicinal plant, *Salsola vermiculata* is one of the most traditional plant remedies in Bechar region. in this work, we tried to test the inhibitory effect on eight storage soft wheat fungi of various extracts of *Salsola vermiculata* *in vitro* and *vivo* by using grain storage by the coating method.

The phytochemical screening of plants showed the detection of tannins, saponisides and flavonoids.

The results show a remarkable antifungal effect by most of the extracts tested. The decrease in the level of fungi observed in wheat samples demonstrates the effectiveness of grain storage by the coating method.

Keywords: *Salsola vermiculata*; Antifungal activity; Coating method; Fungi; soft wheat; Storage.

Author Correspondence, e-mail: moghtetsnoussi@yahoo.com

doi: <http://dx.doi.org/10.4314/jfas.v10i1.17>



1. INTRODUCTION

storage of wheat is necessarily necessary against the damage of natures or wars ... and also for food security (nutrition). Several methods are used for grain storage:

Traditional methods such as open-air storage and underground storage, but these two modes present a high risk of alteration [1].

In modern methods in co-operatives and warehouses, silos which are previously constructed of wood, are now, usually made of reinforced concrete, sometimes made of metal. Wheat inside is protected from cold, heat and humidity. They are divided into smooth-walled, perfectly watertight cells. Many drying systems, by ventilation of hot air, have been developed and can be used to preserve the grain of wheat under good conditions [2].

There are several factors of alteration of common wheat during storage; Mold is the major cause of microbial alterations in stored grains [3].

Our work constitutes the effectiveness of the coating method and the valorization of *Salsola vermiculata* an endemic Algerian Saharian plant.



Fig.1. *Salsola vermiculata* (2016)

2. MATERIALS AND METHODS

(i) Sampling

Sampling of soft wheat is carried out in accordance with ISO 13690, Official Journal of the European Union, and a practical guide for the quality control of cereals and protein crops.

The areal part of *Salsola vermiculata* was collected during the flowering phase from March to June from kanadssa Bechar Algeria (31°33'15.6"N °25°04.0"W), washed and dried at room temperature. They were identified at Laboratory of Plants' Resources and Food Security in Semi-arid Areas, South-West of Algeria, University of Bechar - BP 417, Bechar (08000), Algeria.

(ii) Isolation and identification of molds

Aspergillus flavus, *Aspergillus ochraceus*, *Aspergillus niger*, *Aspergillus fumigatus*, *Aspergillus parasiticus*, *Fusarium sp* and *Penicillium sp* eight strains were isolated from french imported soft wheat and purified in Laboratory of Plants' Resources and Food Security in Semi-arid Areas, South-West of Algeria, University of Bechar - BP 417, Bechar (08000), Algeria.

Phytochemical screening

The plant of *S. vermiculata* was phytochemically screened by traditional methods according to the method of Harborne⁴ (1973) and Bruneton[5] (1993).

(iii) Extraction

Extraction is carried out by two methods:

1-The extraction under reflux was renewed three times every 2 hours. The extracts were filtered off and evaporated to dryness under reduced pressure. The solvent was chosen according to the polarity gradient: petroleum ether, chloroform, ethyl acetate and methanol.

2- In a monocolor flask, surmounted by a refrigerant, 10 g of plant material is placed in Present of 60 ml of water. The whole is brought to reflux for one hour. Then, the Mixture is filtered

(iv) Evaluation of antifungal effect

The antifungal tests are carried out according to the method reported by Remmal[6] & al., (1993), Farah[7] & al., (2001), Satrani[8] & al., (2001). Percentage inhibition was calculated from the following equation⁹:

$$\text{Percentage inhibition} = (1 - \text{Da}/\text{Db}) * 100$$

Da : The diameter of the growth zone of the test.

Db : The diameter of the growth zone of the control

(v) Storage by the coating method

The plants extracts were used to coat the grains. The wheat is then dried and stored in the flasks; Each flask contains 1 kg of soft wheat. The effectiveness of these methods is evaluated by post-drying and post-storage analyzes after one year of storage with a one-year period from November 2014 to November 2015. And then compare the fungi contamination found according to the method of Mills[10] (1978).

3. RESULTS AND DISCUSSIONS

(i) Phytochemical screening

The preliminary evaluation of the phytochemical composition of the plant selected for this study a permit to demonstrate the presence of some chemical groups; flavonoïds, saponins, tannins, sterols and terpenoïds are present in *Salsola vermiculata*[11] (table 01). Four groups of bioactive compounds are present: sterols and triterpenes, flavonoids, tannins and saponins[12-13].That explain the biological activity of a particular chemical family According to Traoré [14], 2006; In the field of ophthalmology, the effects of saponosides relate to antifungal activity. Bruneton[15] (1999) and Kurkin[16] (2003) have shown that simple phenols, phenolic acids and flavonoids possess anti-inflammatory and anti-haemorrhagic properties, antibacterial and antifungal properties, in particular with regard to phytopathogenic organisms.

Table 1. Phytochemical screening of *Salsola vermiculata*

Chemical groups	Alkaloids	Flavonoids	Tanins	Coumarin	Quinon	Steroids and Terpenes	Saponosides
Results	+	+	+	+	+/-	+	+/-
+: Presence; -: not detected							

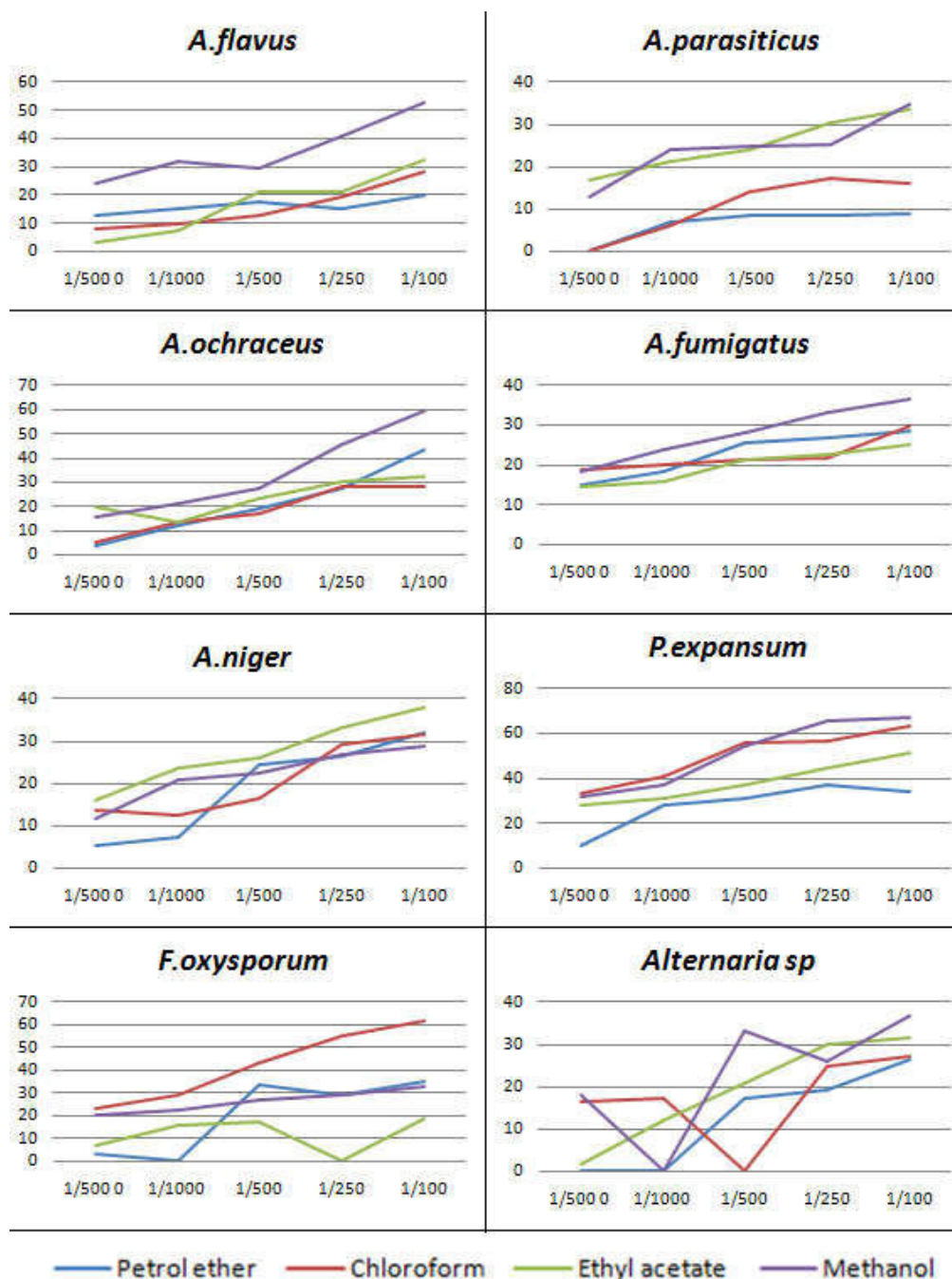


Fig.2. The action of the different concentrations of the extracts tested of *Salsola vermiculata* on the growth of molds studied subjected.

(i) Antifungal effect and Storage by the coating method

The results show a remarkable antifungal effect by most of the extracts tested. Comparing the effects of the extracts shows a difference; the tests carried out showed that strains were more or less resistant to the effects of acetyl ethyl extracts than the others. On the other hand, the highest antifungal activity was obtained with the methanolic extracts of the plant, Figure 2.

The aqueous extracts of the plants are tested under technique conservation by coating showed a reduction of numbers of individual species isolated and the percentage of grain contaminated during a storage period. The decrease in the level of fungi observed in wheat samples demonstrates the effectiveness of this method of conservation, Figure 3.

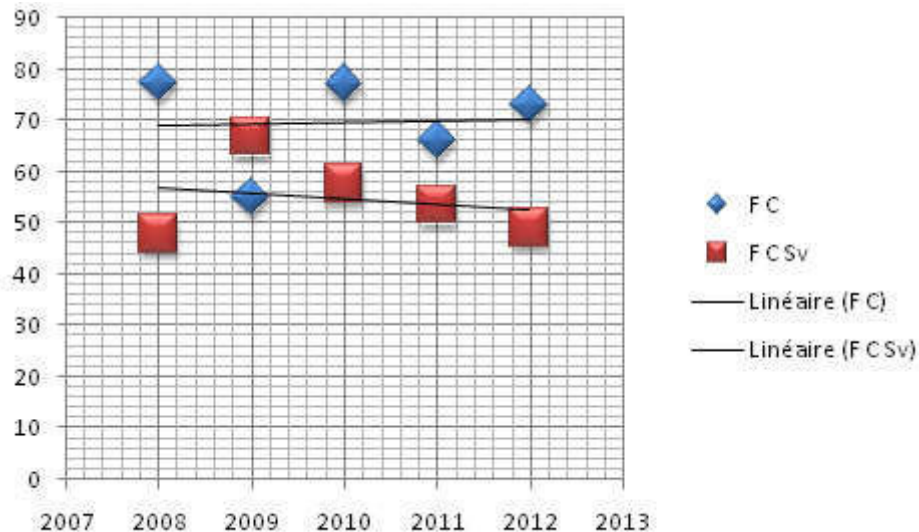


Fig.3. Test results of Storage by the coating method relating to the frequency of contamination of the molds (FC: frequency of contamination without the addition of extract, FCCs: frequency of contamination with 1 Addition of *Salsola vermiculata* extract.

Indeed through the composition that is highly diversified plant extracts can be act at several levels on sensible mold. The mechanism of action of extracts on fungal flora is unclear, but the majority of reports indicate that their activity is on the one hand by:

Morphological modifications of hyphae[17];

Direct perturbation of the fungal cell membrane[18];

Modification on genetic cells[19];

The antifungal activity of the extracts of *Salsola vermiculata* remains very limited compared to the other plants studied. However, another work was done on the antifungal activity of some plants in southern Tunisia by Bouaziz [20] *et al.* In 2009 concluded that the methanolic extract of *S.vermiculata* did not inhibit the growth of *A. niger*. While Mughal [21] in his works in 2008 showed that the methanolic extract of *Salsola kali* showed an important activity against *A.flavus*. However, Jin (2011)[22] showed that the extracts of *Salsola kali* have positive antifungal activity. The richness of this plant in saponins gives it very variable biological activities, for example the antimicrobial effect.

The type and level of biological activity exhibited by any plant material depends on many factors, including the plant part, geographical source, soil conditions, harvest time, moisture content, drying method, storage conditions, and post-harvest processing [23].

4. CONCLUSION

According to these results, we can predict that the extracts of *Salsola vermiculata* are very effective natural antifungals and can be a very important source of plant protection due to its antifungal activity.

A significant decrease in percentage of grain contaminated during twelve months of storage demonstrates the effectiveness of grain storage by the coating method.

Further studies on these wild plants are necessary and should seek to determine toxicity of active constituents.

5. REFERENCES

- [1] Armand B, Germain M, Le Blé: éléments fondamentaux et transformation. Presses Université Laval; 1992. p. 9-188.
- [2] Derache, Cahiers de nutrition et de diététique.1989. 24(6):463-472.
- [3] David MJ. Fungi and mycotoxins in grain: Implications for stored product research. Journal of stored products research 2004. 31(1):1-16.
- [4] Harborne JB. Phytochemical methods. *Chapman and Hall Ltd.* London. 1973.p. 49-188.
- [5] Bruneton J. Pharmacognosie et phytochimie des plantes médicinales. 2ème édition. Paris. 1993.p.914.
- [6] Remmal A, Bouchikhi T, Rhayour K, Ettayebi M, Tantaoui-Elaraki A. Improved method for determination of antimicrobial activity of essential oils in agar medium. J Essent Oils Res.1993.5(2):179-184.
- [7] Farah A, Satrani B, Fechtal M, Chaouch A, Talbi M. Chemical composition and antibacterial and antifungal activity of eucalyptus camaldulensis essential oils and its natural hybrid. Acta Bot Gall. 2001.148(3): 183-190.
- [8] Satrani B, Farah A, Fechtal M, Talbi M, Blaghen M, Chaouch A. Composition chimique et activité antimicrobienne des huiles essentielles de *Satureja calamintha* et *Satureja alpina* du Maroc. Ann Falsif Expert Chim Toxicol.2001.956:241-250.

- [9] Pandey DK, Chandra H, Tripathi NN. Volatile fungitoxic activity in higher plants with Special reference to that of *Callistemon lanceolatus* DC. *Phytopathologische Zeitschrift*. 1982 Oct. 105(2):175-182. doi:10.1111/j.1439-0434.1982.tb00675.x
- [10] Mills JT, Sinha RN, Wallace HAH. Multivariate evaluation and isolation techniques for fungi associated with stored rapeseed. *Phytopathology*. 1978;68:1580-1525.
- [11] Dalia MR, Soheir ME, Mahmoud AK, Hala ME, Mohamed AF. Metabolite profiling driven analysis of *Salsola* species and their anti-acetylcholinesterase potential. *Natural product research formerly natural product letters*. 2013; 27(24).
- [12] Hamed AI, Masullo M, Sheded MG, Mahalel UA, Tawfik MM, Perrone A, Piacente S. Triterpene saponins from *Salsola imbricata*. *Phytochem Lett*. 2011;4:353–356.
- [13] Oueslati MH, Ben Jannet H, Mighri Z, Chriaa J, Abreu PM. Phytochemical constituents from *Salsola tetrandra*. *J Nat Prod*. 2006. 69:1366–1369
- [14] Anne-Marie M, Jeanne O, Doulaye S, Jean-François S, Lutte contre le trachome en Afrique subsaharienne. IRD Éditions; 2006. p. 42-50.
- [15] Bruneton J. Pharmacognosie et phytochimie des Plantes médicinales. Techniques et documentations. 3ème Edition. Lavoisier. 1999. p. 1120 .
- [16] Kurkin, VA. Phenylpropanoids from Medicinal Plants: Distribution, Classification, Structural Analysis, and Biological Activity; *Chemistry of Natural Compounds*. 2003 March . 39: 123-153. doi:10.1023/A:1024876810579
- [17] Bergkvist TP. Antimicrobial activity of four volatile essential oils, M.Sc. Thesis, School of Biomedical Science, Charles Sturt University, Dubbo, 2007.
- [18] Bhumika T, Andy N, Raymond R, Bernadette SC, Maureen W, Malachy M, Denise E, Kevin K. Mechanism of action of coumarin and silver(I)-coumarin complexes against the pathogenic yeast *Candida albicans*. *Toxicology in Vitro*. 2007; 21 (5): 801–808.
- [19] Parsons AB, Brost RL, Ding H, Li Z, Zhang C, Sheikh B, Brown GW, Kane PM, Hughes TR, Boone C. Integration of chemical-genetic and genetic interaction data links bioactive compounds to cellular target pathways. *Nat. Biotechnol*. 2004;22:62–69.
- [20] Bouaziz M, Dhouib A, Loukil S, Boukhris M, Sayadi S. Polyphenols content, antioxidant and antimicrobial activities of extracts of some wild plants collected from the south of Tunisia. *African journal of biotechnology*. 2009; 8 (24):7017-7027.
- [21] Mughal T, Naeem I, Tahir MA, Ahsan A. Antibacterial and synergistic studies of *Salsola kali*. *J App Pharm*. 2010.1(2):18-26.

[22] Yong-Sheng J, Jing-Ling D, Yan Y, Li J, Yan S, Wei Z, Hai-Sheng C. Chemical and biologically active constituents of *Salsola collina*. Chem Nat Compd. 2011 May. 47(2):257–260. doi:10.1007/s10600-011-9896-2

[23] Reza T, Rohallah M, Hossein Z, Mohammad MZ, Akram Z, Hossein Y, Majid H. Ethnomedicinal Plants: Study on Antifungal Activity of Essential Oil of *Pistacia khinjuk* (Combined with the Dominance γ -Terpinene) Against *Candida albicans*. International journal of pharmaceutical and clinical research. 2016. 8(10): 1369-1373.

How to cite this article:

Moghtet S, Menad N, Meddah B, Moussaoui A. Effect of *salsola vermiculata* on fungi of french soft wheat and test of grain storage by the coating method. J. Fundam. Appl. Sci., 2018, 10(1), 226-234.

الملخص:

تعتبر الفطريات السامة ملوثات طبيعية للحبوب (القمح اللين...)، فهي تحتوي سمومها خطيرة على صحة الإنسان والحيوان، والنباتات تلعب دورا هاما في البحث عن المواد المضادة للفطريات. ولتحقيق هذه الغاية، تمنا جمع 50 عينة من القمح الطري المستورد والمسوق في شمال وجنوب غرب الجزائر من مختلف السفن التي رست في ميناء مستغلم خمس نباتات (انفيليا راديانا، أرميسيدا البنجنس، أرميسيدا هيربا ألبا، أسفودلوس تينيفوليوس، كابراريس سبينوسا و سالسولا فيرميكولاتا)؛ تم قطفها من مواقع مختلفة في جنوب الجزائر؛ لاختبارها على الفطريات. في هذا العمل، تمنا في هذا البحث بتحليل نسبة تلوث العينات بالفطريات باستعمال طريقة أولستر، وأيضا استعمال CCM للكشف عن السموم الفطرية. ثم اختبرنا مستخلصات النباتات الخمسة على ثمانية فطريات مختلفة و اختبرنا طريقة لتخزين البذور وذلك بتحنيطها بالمستخلصات المائية النباتية. بلغ معدل التلوث الفطري للعينات نسبة 46.008٪. حيث كان جنس أسبرجيليس الأكثر تواترا بنسبة (46.10)٪، كما وجدنا جنسي بنسلوم و مكورالس بنسب أقل (22.20٪ و 27.44٪ على التوالي). وكان مونيليا أقل وفرة في العينات التي تم تحليلها.

وقد توصلنا إلى أن 88.88٪ من الأنواع المشخصة من جنس أسبرجيليس (*A.flavus* et *A.parasiticus*) هي منتجة للسموم الفطرية. وعند الكشف عن السموم الفطرية وجدنا 40.90٪ من العينات ملوثة. جميع المستخلصات التي تمت دراستها لها تأثير مضاد للفطريات جيد جدا وخاصة مع مقتطفات من النباتات (انفيليا راديانا، أرميسيدا هيربا ألبا). هناك تباين في فعالية المبيضة. ذلك يعتمد على التركيب الكيميائي لكل نوع من النباتات، فإنه يعتمد على تركيز المستخلصات ويعتمد على الأنواع الفطرية.

كما أظهرت النتائج تأثير مضاد للفطريات ملحوظ من قبل معظم مقتطفات اختبارها. إن الانخفاض في مستوى الفطريات المحفوظة في عينات القمح يدل على فعالية تخزين الحبوب بطريقة التحنيط. **الكلمات المفتاحية:** القمح اللين، الفطريات، النباتات الطبية، تأثير مضاد للفطريات، التخزين بالتحنيط.

Résumé

Les champignons toxigènes sont des contaminants naturels des céréales (le blé tendre...). Et les plantes occupent une place importante dans la recherche des substances antifongiques.

Pour cela, une enquête mycologique sur un total de 50 échantillons de blé tendre, importé et commercialisé au Nord et au sud d'Ouest algérien, ont été prélevés de différents navires accostés au niveau du port de Mostaganem. En suite six plantes (*Anvillea radiata*, *Aristida pungens*, *Artemisia herba alba*, *Asphodelus tenuifolius*, *Capparis spinosa* et *Salsola vermiculata*) ; ont été récoltées sur les sites différents de sud d'Algérie; intégrer pour le test antifongique.

Dans ce travail, on a analysé le taux de contamination des échantillons par les moisissures, en utilisant, la méthode d'ULSTER, et en utilisant, également, la CCM pour la détection des mycotoxines. En suite on a testé cinq extraits in vitro sur huit souches de moisissures et in vivo pour confirmer l'efficacité de la méthode de stockage par enrobage.

Le taux de contamination des échantillons par les moisissures a enregistré une grande valeur de 46,008 % ; *Aspergillus* a été le genre le plus dominant (46,10 %) ; *Penicillium* et *Mucorales* ont été peu fréquents (22,20 % et 27,44 % respectivement) ; et *Monilia* a été le genre le moins abondant dans les échantillons analysés.

Parmi les *Aspergillus* (*A.Flavus* et *A.Parasiticus*), on a trouvé que 90 % des espèces identifiés sont potentiellement toxigènes. La détection des mycotoxines a révélé que 40,90 % des échantillons sont contaminés.

Tous les extraits étudiés ont exercées un très bon pouvoir antifongique notamment avec les extraits des plantes (*Anvillea radiata*, *Artemisia herba alba*).

Il existe une variabilité dans l'efficacité d'inhibition ; il dépend de la composition chimique de chaque espèce de plantes, il dépend de la concentration des extraits et il dépend de l'espèce fongique.

Les résultats montrent un effet antifongique remarquable par la plupart des extraits testés. La diminution du niveau de champignons observé dans les échantillons de blé démontre l'efficacité du stockage des grains par la méthode d'enrobage.

Mots-clés : Blé tendre, moisissures, plantes médicinales, effet antifongique, stockage par enrobage.

Abstract

Toxinogenic fungi are natural contaminants in cereals (soft wheat...) and plants play an important role in the search for antifungal substances.

To this end, a mycological survey of a total of 50 samples of soft wheat imported and marketed in the North and South West of Algeria was taken from various vessels docked at the port of Mostaganem. Five plants (*Anvillea radiata*, *Aristida pungens*, *Artemisia herba alba*, *Asphodelus tenuifolius*, *Capparis spinosa* and *Salsola vermiculata*); Were harvested from different sites in the south of Algeria; For the antifungal test.

In this work, the contamination rate of the samples was analysed by molds, using the ULSTER method, and also using TLC for the detection of mycotoxins. As a result, five in vitro extracts were tested on eight mold strains and in vivo to confirm the effectiveness of the coating method.

The contamination rate of the samples by molds recorded a high value of 46,008%; *Aspergillus* was the most dominant genus (46.10%); *Penicillium* and *Mucorales* were infrequent (22.20% and 27.44% respectively); And *Monilia* was the least abundant in the samples analysed.

Among the *Aspergillus* (*A.Flavus* and *A. Parasiticus*), 90% of the identified species were found to be potentially toxinogenic. The detection of mycotoxins revealed that 40.90% of the samples are contaminated. All the extracts studied exerted a very good antifungal effect notably with the extracts of the plants (*Anvillea radiata*, *Artemisia herba alba*). There is variability in inhibitory efficacy; It depends on the chemical composition of each plant species, it depends on the concentration of the extracts and it depends on the fungal species.

The results show a remarkable antifungal effect by most of the extracts tested. The decrease in the level of fungi observed in wheat samples demonstrates the effectiveness of grain storage by the coating method.

Keywords: Soft wheat, molds, medicinal plants, antifungal effect, storage by coating.