



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



Université Amar Telidji- Laghouat

FACULTE : SCIENCES

DEPARTEMENT : SCIENCES AGRONOMIQUES

MEMOIRE DE MASTER

Présenté par : ATTIA Naima

DOMAINE :SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE (SNV)

FILIERE : SCIENCES AGRONOMIQUES

OPTION : AGROALIMENTAIRE ET CONTROLE DE QUALITE

Thème

**Isolement et caractérisation des champignons
toxigènes à partir abricots secs**

Jury de soutenance

Nom et Prénom	Grade	Qualité
Mlle Hamini Faiza	MAA	Président
Mlle Zaza Messouda	MAA	Examineur
Mlle Zamoum Miyada	MCA	Rapporteur

Promotion : juillet 2021

Remerciements

Avant toute chose, nous tenons à remercier « Allah » qui nous a données la force et la volonté pour terminer ce travail.

*Nos profonds remerciements et notre gratitude s'adressent à notre encadreur Mme **ZAMOUM Miyada** pour sa précieuse aide, ses orientations et le temps qu'elle nous a accordé pour notre encadrement.*

Nous tenons aussi à présenter nos vifs remerciements et notre respect au jury pour l'honneur qu'il nous a fait en acceptant de juger ce mémoire.

Nous devons une mention particulière aux ingénieures de laboratoire pour leur efficacité du point de vue méthodologie au niveau du laboratoire de microbiologie.

Enfin, nous tenons à remercier vivement et exprimer notre reconnaissance et notre profond respect à tous les personnes qui ont contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce mémoire. A tous ceux qui nous ont soutenus, nous disons merci.

.

Dédicaces

Je dédie ce travail

*A mon très cher père **Bouelam** , qui m'a supporté, aidé, encouragé et m'a donné la force et la volonté de faire du bien pour mes études et de continuer ce travail. Merci papa pour vos efforts fournis jours et nuits.*

*A celle qui m'a arrosé de tendresse et d'espairs, à la source d'amour qui m'a béni par ces prières, qui m'a guidé vers le bon chemin, et qui a fait le possible pour me voir réalisé mes rêves. ma mère **Fatma** .*

Aux personnes qui m'ont énormément aidée et encouragée :

*Mes très chères soeurs : **Amal** ,**Sabrina** et **Nassima**, que Dieu les garde et les protège.*

A mes grands-parents et grands-mères

*A mon cher oncle **Mohammad** et ma tante **Fatoum***

*A mes chères et meilleures amies : **Houda** ,**Zahra**, **Fatima**, et meilleur ami **Kouider** , Je suis très heureuse et fière de ces années que j'ai passées avec vous, ainsi que pour les moments que nous avons passés ensemble et ceux encore à venir.*

Liste des abréviations

°C : Degré Celcius.

A : *Aspergillus*

AFB1 : Aflatoxine B1

AFs : Aflatoxines totales

Aw : Activité de l'eau

B1 : *Lactococcus lactis* subsp. *Lactis*

B2 : *Streptococcus thermophilus*

DJT : Dose Journalière Tolérable

EFSA : Autorité européenne de sécurité des aliments

FAO : Organisation pour l'agriculture de l'alimentation

HACCP : Hazard Analysis Critical Control Points

JECFA : Joint Expert Committee of Food and Additives

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

OTA : Ochratoxine A

P : *Penicillium*

pH : potentiel Hydrogène

T° : Température

UE : Union Européenne

UV : Ultra-violet.

ZEN : La zéaralénone

Liste des figures.

Figure 1. Production mondiale d'abricot / Pays	5
Figure 2. Production d'abricot en Algérie / années	6
Figure 3. Les différentes parties de fruit de l'abricot	7
Figure 4. Diagramme de séchage des fruits	10
Figure 5. Séchage solaire (traditionnel) d'abricot	11
Figure 6. Aspect macroscopique des espèces pathogènes majeures d' <i>Aspergillus</i>	17
Figure 7. Représentation schématique des têtes aspergillaires	18
Figure 8. Aspect d'une colonie d' <i>Aspergillus ochraceus</i> sur milieu de culture synthétique MEA	19
Figure 9. Tête aspergillaire, A) en microscopie optique (320x), B) en microscopie électronique	19
Figure 10. Aspect macroscopique et microscopique d' <i>Aspergillus flavus</i> . A) Aspect macroscopique , B) Aspect microscopique .	21
Figure 11. Aspects macroscopique d' <i>Aspergillus section Nigri</i>	22
Figure 12. Aspects macroscopique et microscopique d' <i>Aspergillus section Nigri</i>	23
Figure 13. Abricot contaminé par le genre <i>Penicillium</i>	25
Figure 14. Aspect macroscopique de <i>Penicillium verrucosum</i>	25
Figure 15. Aspect macroscopique et microscopique de <i>Penicillium</i> A) <i>Penicillium</i> au microscope optique .B) <i>Penicillium notatum</i> au microscope électronique	26
Figure 16. Schéma des différentes dispositions de verticilles chez <i>Penicillium sp</i>	27
Figure 17. La fluorescence émise par les aflatoxines sur les fruits secs .	29
Figure 18. Les échantillons des abricots secs.	38
Figure 19. Désinfection superficielle des abricots secs.	38
Figure 20. Ensemencement direct des abricots secs A) Abricots secs traditionnels B) Abricots secs industriels.	40
Figure 21. Repiquage et purification des isolats.	40
Figure 22. Pourcentages des genres fongiques isolés à partir de Abricots secs traditionnel	45

Figure 23. Isolats fongiques obtenus par l'ensemencement direct des graines abricots secstraditionnel	45
Figure 24. Répartition des pourcentages des genres fongiques isolés à partir de Abricots secs industriel	46
Figure 25. Isolats fongiques obtenus par l'ensemencement direct des graines abricots secs industriel.	46
Figure 26. Colonie <i>Aspergillus niger</i> , A) observation macroscopique B) observation microscopique (grossissement*40)	47
Figure 27. Colonie <i>Aspergillus flavus</i> ,A) observation macroscopique ; B) observation microscopique (grossissement*40).	48
Figure 28. Colonie <i>Aspergillus ochraceus</i> ,A) observation macroscopique B) observation microscopique (grossissement*40)	48
Figure 29. Colonie <i>Alternaria</i> sp , A) observation macroscopique B) observation microscopique (grossissement*40) .	49
Figure 30. Colonie <i>Penicillium</i> sp , A) observation macroscopique ; B) observation microscopique (grossissement*40) .	50
Figure 31. Colonie <i>Rhizopus</i> , A) observation macroscopique ; B) observation microscopique (grossissement*40).	51

Liste des tableaux.

Tableau 1. Classification de l'abricotier commun <i>Prunus armeniaca</i> L	4
Tableau 2. Valeurs nutritionnelles pour 100g d'abricot cru	8
Tableau 3. Valeurs nutritionnelles pour 100g d'abricot sec	9
Tableau 4. Les critères de qualité de l'abricot secs	9
Tableau 5. Quelques toxines produites par l'espèce d' <i>Aspergillus</i>	23
Tableau 6. Quelques toxines produites par des du genre <i>Penicillium</i>	28
Tableau 7. DJA des principales mycotoxines	32
Tableau 8. différents sites de prélèvement	39
Tableau 9. Les différents genres isolés	44

SOMMAIRE

Liste des abréviations	I
Liste des figures	II
Liste des tableaux	III
Résumé	IV
Abstract	V
الملخص	VI
Introduction	1

CHAPITRE I : Généralités sur l'abricot

1. Historique et origine	4
2. Classification botanique	4
3. Importance économique dans le monde	4
4. Importance économique en Algérie	5
5. Description botanique du fruit	6
6. Valeur nutritionnelle	6
7. Critères de qualité de l'abricot secs	9
8. La définition de séchage	10
9. Les méthodes de séchage	10
9.1. Le séchage solaire	10
9.2. Séchage industriel	11
9.2.1. Etapes de séchage industriel	11
9.2.3. Nettoyage et lavage	11
9.2.4. Blanchiment	11
9.2.5. Le sulfitage	12
9.2.6. Séchage	12
10. Conditionnement	12
11. Les Avantages et inconvénients du séchage	13
11.1. Les avantages du séchage	13
11.2. Les inconvénients du séchage	13

CHAPITRE II: Principaux champignons mycotoxinogènes

1. GENERALITES	15
2. PRINCIPAUX GENRES MYCOTOXINOGENES	16

2.1. Le genre <i>Aspergillus</i>	16
2.1.2. Caractères macroscopiques et microscopiques	16
2.2. <i>Aspergillus ochraceus</i> (<i>alutaceus</i> var. <i>alutaceus</i>)	16
2.3. <i>Aspergillus flavus</i>	16
2.4. <i>Aspergillus niger</i>	17
2.5. Potentiel toxigène	18
2.6. Le genre <i>Penicillium</i>	18
2.6.2. Caractères cultureux	20
2.6.3. Critères d'identification microscopiques et macroscopiques	20
2.6.4. Potentiel toxigène	20
3. LES MYCOTOXINES	21
3.1. Les principales mycotoxines	21
3.1.1. Les Aflatoxines	22
3.1.2. Ochratoxines	30
3.1.3. La zéaralénone	31
3.1.4. Les Fumonisines	31
4. EVALUATION DU RISQUE MYCOTOXIQUE	32
4.1. Estimation de la Dose Journalière Admissible (DJA)	32
4.2. Réglementation en alimentation humaine	33
4.3. Moyens de lutte contre les mycotoxines	33
4.3.1. Lutte avant récolte	34
4.3.2. Lutte Pendant la récolte	34
4.3.3. Après la récolte	34
4.3.4. Lutte et décontamination après récolte	35
4.4. Etablissement d'un plan HACCP	35

Matériel et Méthodes

1. MATERIEL	38
1.1. Echantillonnage	38
2. METHODES	39
2.1. Désinfection des échantillons	39
2.2. La méthode d'isolement direct (Direct Plating)	40
2.3. Repiquage et purification des souches	41
3. Identification des isolats	41

RESULTATS ET DISCUSSION	44
1.1. 1silement des champignons mycotoxinogènes à partir des abricots secs	44
1.1.1. Abricots secs traditionnels	45
1.1.2.Abricots secs industriels	46
1.2. Identification morphologique des champignons	47
1.2.1. Le genre <i>Aspergillus</i>	47
a) <i>Aspergillus</i> section <i>niger</i>	47
b) <i>Aspergillus</i> section <i>flavus</i>	48
c) <i>Aspergillus</i> section <i>ochraceus</i>	48
2.2.1.Le genre <i>Penicillium</i>	49
1.2.3.Le genre <i>Alternaria</i>	50
1.2.4. Le genre <i>Rhizopus</i>	51
Discussion	52
Conclusion et perspectives	56
Références Bibliographique	
Annexes	

Nom et prénom : ATTIA Naima

Thème : Isolement et caractérisation des champignons toxinogènes à partir abricots secs

Résumé :

L'objectif de ce travail est l'isolement et l'identification des différentes espèces fongiques toxinogènes présentes dans l'abricots secs.

Pour cela, nous avons analysé cinq échantillons d'abricots secs traditionnels et cinq échantillons des abricots secs industriels collectés et commercialisés dans différentes régions de la Willaya de Laghouat . L'étude a été réalisée au sein du laboratoire de microbiologique, département de sciences Agronomique de l'université Amar Telidji.

L'identification des espèces fongiques repose sur l'analyse des critères macroscopiques et microscopiques. 28 isolats fongiques ont été obtenus et identifiés à partir des abricots secs traditionnels. Des 28 isolats trouvés appartient aux genres *Aspergillus* (50%) avec ses trois sections *niger* et *flavus* et *ochraceus*, *Penicillium* (29%), *Alternaria* (14%), *Rhizopus* (7%). Par contre, 14 isolats ont été isolés à partir des abricots secs industriels. Ces isolats aux genres *Aspergillus flavus* (64%), *Rhizopus* (36%).

Les résultats de notre étude montre que la fréquence de contamination dans les abricots secs traditionnels est plus élevé par rapport au abricots secs industriels, nous avons rendu compte également que le traitement thermique qui subis le abricots secs industriels réduire le risque de contamination de abricot par ces champignons.

En perspectives, il serait intéressant d'étendre l'étude sur un grand nombre d'échantillons et de développer des stratégies de lutte biologique visant à limiter le développement des moisissures toxinogènes et par conséquent la production des mycotoxines.

Mots clés : Isolement, identification, *Aspergillus*, *Penicillium* , abricots secs, Laghouat.

Name and Surname: ATTIA Naima

Theme: Isolation and characterization of mycotoxigenic from dried apricots

Abstract :

The objective of this work is the isolation and identification of different toxigenic fungal species present in dried apricots.

For this purpose, we analyzed five samples of traditional dried apricots and five samples of industrial dried apricots collected and marketed in different regions of the Willaya of Laghouat. The study was carried out in the laboratory of microbiology, Department of Agronomic Sciences of the University Amar Telidji .

The identification of fungal species is based on the analysis of macroscopic and microscopic criteria. 28 fungal isolates were obtained and identified from traditional dried apricots. Of the 28 isolates found belong to the genera *Aspergillus* (50%) with its three sections *niger* and *flavus* and *ochraceus* (, *Penicillium* (29%), *Alternaria* (14%), *Rhizopus* (7%). On the other hand, 14 isolates were isolated from industrial dried apricots. These isolates belong to the general *Aspergillus flavus* (64%), *Rhizopus* (36%).

The results of our study show that the frequency of contamination in traditional dried apricots is higher than in industrial dried apricots, we also realized that the thermal treatment that undergoes the industrial dried apricots reduces the risk of contamination of apricot by these fungi.

In perspectives, it would be interesting to extend the study on a large number of samples and to develop strategies of biological control aiming to limit the development of toxigenic molds and consequently the production of mycotoxins .

Key words: Isolation, identification, *Aspergillus*, *Penicillium*, dried apricots, Laghouat.

الاسم واللقب : عطية نعيمة

الموضوع : عزل وتمييز الفطريات السامة من خلال المشمش المجفف

ملخص

الهدف من هذا العمل هو عزل وتحديد أنواع الفطريات المسببة للسموم الموجودة في المشمش المجفف. لهذا، قمنا بتحليل خمس عينات من مشمش المجفف التقليدي و خمس عينات من المشمش المجفف الصناعي الذي تم جمعه من مناطق مختلفة من ولاية الأغواط. أجريت الدراسة في المختبر الميكروبيولوجي بقسم العلوم الزراعية بجامعة عمار ثلجي.

يعتمد تحديد الأنواع الفطرية على تحليل المعايير المجهرية . تم الحصول على 28 عزلة فطرية التي تم التعرف عليها من المشمش المجفف التقليدي. من بين 28 عزلة تم العثور عليها تنتمي إلى أجناس (*Aspergillus* 50%) بأقسامها الثلاثة (*ochraceus*) (*flavus*) (*niger*)، (*Penicillium* 29%)، (*Alternaria* 14%)، (*Rhizopus* 7%). في المقابل، تم عزل 14 عزلة من المشمش المجفف الصناعي. هذه العزلات من أجناس *Aspergillus flavus* (64%)، (*Rhizopus* 36%).

من نتائج دراستنا تظهر أن تكرار التلوث في المشمش المجفف التقليدي أعلى ، كما ذكرنا أن المعالجة الحرارية التي خضع لها المشمش المجفف الصناعي تقلل من خطر تلوث المشمش بالفطر. في المستقبل، سيكون من المثير للاهتمام توسيع الدراسة لتشمل عددًا كبيرًا من العينات وتطوير استراتيجيات مكافحة البيولوجية التي تهدف إلى الحد من تطور العفن السمي وبالتالي إنتاج السموم الفطرية.

الكلمات المفتاحية: العزلة، التعرف، *Aspergillus*، *Penicillium*، المشمش المجفف، الأغواط.

Introduction

Introduction

D'après l'organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture, environ 25% des récoltes mondiales des produits alimentaires sont contaminés par les mycotoxines (FAO, 2004). De nombreuses denrées d'origine végétale, dont les céréales, les fruits, les épices, les légumes secs et les fourrages, ainsi que les aliments issus de ces filières, sont exposés aux contaminations par les mycotoxines. Ces substances issues du métabolisme secondaire de certaines espèces de moisissures qui se développent sur un aliment sont répandues à tous les stades de la chaîne alimentaire (Bennoudia, 2016).

La sécurité sanitaire des aliments, dont la qualité microbiologique est une composante essentielle, représente un enjeu considérable. Sur le plan du commerce international, elle est très souvent invoquée pour renforcer les barrières aux importations. De plus, elle a un rôle évident à jouer dans la prévention des maladies d'origine alimentaire (Abdellaoui et Guellal, 2016).

La population algérienne consomme de grandes quantités de fruits secs directement ou sous forme d'ingrédients dans des préparations traditionnelles préparées pendant les festivités, notamment au cours du mois de Ramadan.

Les fruits secs contiennent des nutriments riches et sont très vulnérables et propices à des contaminations par des champignons toxinogènes, en raison de mauvaises conditions ; météorologiques, environnementales et du stockage (Dir et Boumaza, 2018). La microflore, particulièrement, les moisissures constituent en cours de stockage, la cause principale d'altérations diverses et par la suite de pertes inestimables. Ce sont surtout les *Aspergillus* et les *Penicillium*, parasites normaux et habituels des fruits qui sont susceptibles de se développer abondamment au cours de stockage défectueux (Kheladi, 2009 ; Meghaz, 2015).

Ces substances issues du métabolisme secondaire de certaines espèces de moisissures qui se développent sur un aliment sont répandues à tous les stades de la chaîne alimentaire. Parmi les 400 mycotoxines répertoriées, les aflatoxines et l'ochratoxine A produites par le genre *Aspergillus*, présentent une importance considérable sur le plan sanitaire et agro-économique, en raison de leurs effets hautement toxiques et de leurs fréquences élevées. En effet, ces substances présentent des propriétés cancérogènes, mutagènes, hépatotoxiques, tératogènes

et immunotoxiques. L'aflatoxine B1 (AFB1) est considéré comme étant le plus puissant cancérigène naturel pour l'homme (C.I.R.C, 2002).

Afin d'analyser les risques de contamination par les mycotoxines et de définir les mesures permettant de les maîtriser, il est nécessaire d'étudier d'une manière approfondie les espèces fongiques potentiellement toxigènes, d'évaluer leurs capacités de production des mycotoxines et de doser ces mycotoxines dans les produits.

L'objectif de la présente étude est l'isolement et l'identification des champignons toxigènes présents dans les abricots secs traditionnels et industriels collectés à partir de différentes régions de la Wilaya de Laghouat, et d'évaluer l'effet des procédures industriels sur la présence des champignons mycotoxigènes dans nos échantillons.

Chapitre I:

Généralités sur l'abricot

1. Historique et origine

L'abricotier, *Prunus armeniaca* L. Se trouve majoritairement en Inde et en Chine (Bailey & Hough, 1975), où les botanistes pensent que la domestication de l'abricotier a eu lieu. Elle aurait été suivie d'une diffusion en Asie centrale et dans la région Irano-Caucasienne qui est le troisième centre de diversification (Vavilov, 1992).

Ce sont les Chinois qui, les premiers, l'ont domestiqué, il y a au moins 4000 ans. De la Chine, l'abricot a gagné l'Inde puis l'Italie et la Grèce. En Afrique du nord et en France, il a été introduit aux environs du XV^{ème} siècle (Lahbari, 2015).

2. Classification botanique

Tableau 01. Classification de l'abricotier commun *Prunus armeniaca* L .

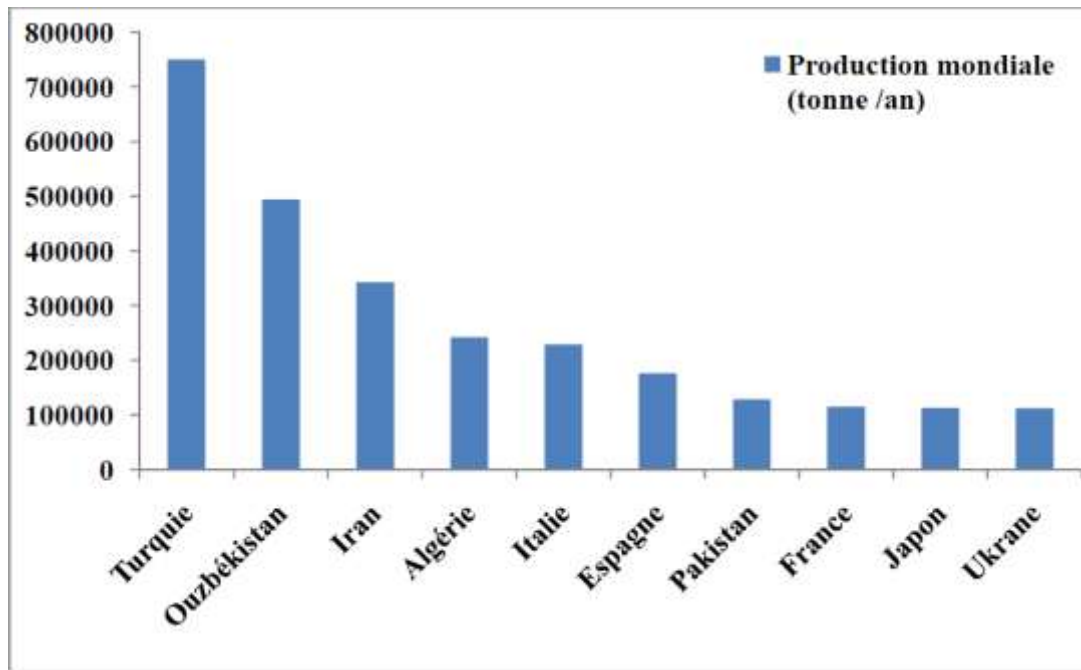
Désignation	Classification
Règne	Plantae
Embranchement	Spermaphyte
Sous-embranchement	Angiosperme
Classe	Magnoliopsida
Sous- classe	Rosidae
Ordre	Rosales
Famille	Rosacée
Sous-famille	Prunoideae
Genre	<i>Prunus</i>
Espèce	<i>Prunus armeniaca</i> L

Source : ((Brahmi et Bouguerriou, 2020).

3. Importance économique dans le monde

La culture de l'abricotier s'est développée autour du bassin méditerranéen et en Asie centrale, aujourd'hui encore, c'est dans ce périmètre que se situent les principaux pays producteurs. Nous trouvons ailleurs quelques bassins secondaires, dont les plus importants sont les USA, la Chine et l'Afrique du Sud (Rouissi, 2015).

Selon les chiffres d'évolution de la production mondiale d'abricot donnés par la FAO en 2018, la Turquie est le principal pays producteur d'abricot, elle domine la production mondiale avec environ 750000 tonnes par an, suivie d'Ouzbékistan avec 493842 tonnes par an, alors que l'Iran et l'Algérie occupent la troisième et la quatrième place mondiale avec des récoltes représentant respectivement 342479 et 242243 tonnes par an (Figure.01).



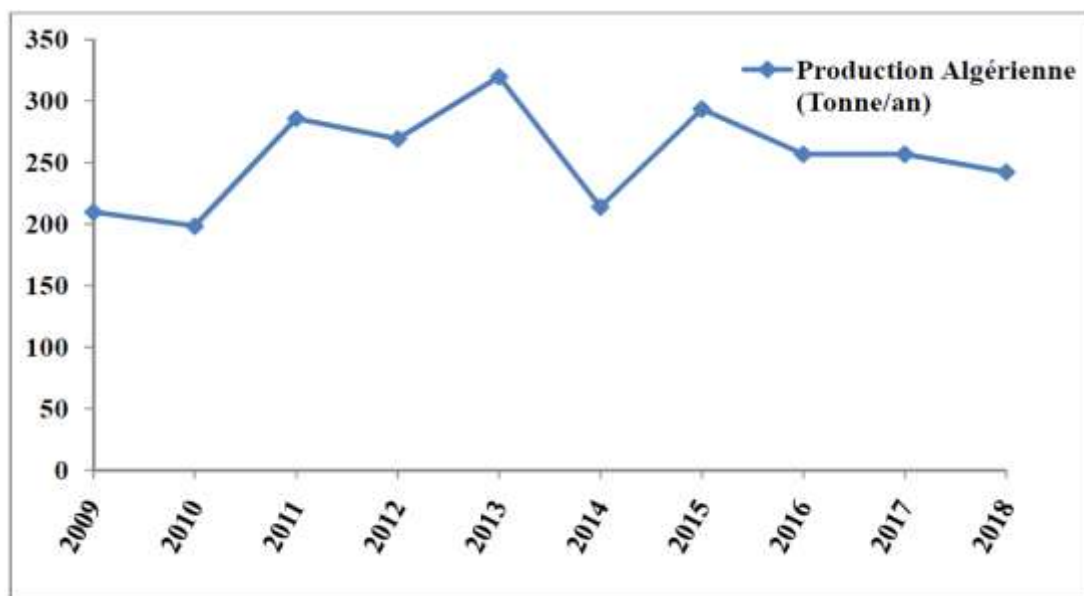
Source : (FAO, 2018).

Figure 01. Production mondiale d'abricot / Pays .

4. Importance économique en Algérie

L'abricotier, constitue l'une des meilleures richesses de l'Algérie, c'est l'espèce fruitière la plus cultivée devant le pommier, le poirier et le pêcher. La wilaya de M'Sila est une des régions les plus productrices d'abricot, elle occupe la deuxième place à l'échelle nationale derrière la wilaya de Batna avec une superficie qui est passée de 2386 ha en 1994 à 6310 ha en 2004, l'abricot dans la région de Hodna, à une place très importante dans la vie quotidienne de la population locale. Chaque année le surplus de la production est transféré vers d'autres villes limitrophes ou bien séché, grâce à une production qui a atteint 216000 tonnes en 2004, Soit une augmentation de 97,6% en 10 ans (Bahlouli et al., 2008).

Durant la dernière décennie, l'abricot a connu une évolution productive vacillant de 209,876 tonnes en 2009 à 242,243 tonnes en 2018 selon les chiffres déclarés par la FAO, en 2013 la culture d'abricotier culminait une production extensive remarquable de 319,984 tonnes (Figure. 02).



Source : (FAO, 2018).

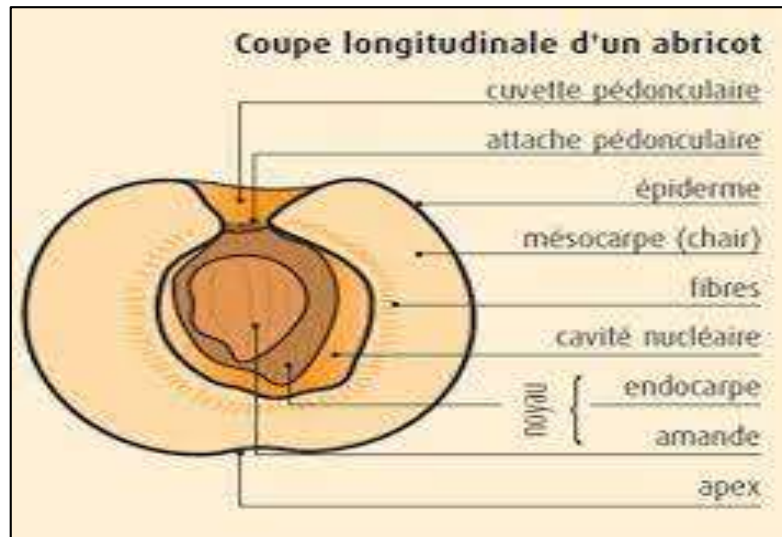
Figure 02. Production d'abricot en Algérie / années .

Mais malgré cette production, la transformation en fruits secs demeure très faible et insignifiante. Cette situation est engendrée en partie par l'absence de politique nationale pour la production de fruits secs. Ce qui se traduit par une absence caractérisée d'industrie de transformation agroalimentaire. Il est alors du devoir vers la société algérienne de participer à promouvoir ces richesses en faisant appel aux procédés les plus faisables et non coûteux pour le bien être de notre économie et surtout pour notre sécurité alimentaire.

La production abondante de l'abricot en Algérie nécessite alors un traitement approprié en matière de transformation et le séchage s'impose donc (Lahbari, 2015).

5. Description botanique du fruit

Le fruit de l'abricotier est de forme globuleuse (drupe), et présente une peau (épicarpe) charnue veloutée et comestible. La chair (mésocarpe) représente la partie interne du fruit, c'est un parenchyme qui ,comme pour nombre de fruits, méthylestérases et de polygalacturonases. L'endocarpe entoure le noyau (Figure 03), (Zaghdoudi, 2015).



Source : (Lahbari, 2015) .

Figure 03. Les différentes parties de fruit de l'abricot.

Un abricot pèse 45 grammes en moyenne, de forme globuleuse, sa grosseur varie selon les variétés (Ghedioui et Abdellaoui, 2020). La couleur du fruit est une caractéristique de la variété. On trouve généralement d'abricots sont de couleur blanche, avec des petites taches rose , orange et rouge (Zaghdoudi, 2015).

Le degré de maturité de l'abricot est apprécié par le parfum et la souplesse du fruit. Il est pour la consommation en frais, très fragile et doit être cueilli deux à quatre jours avant maturité et très tôt le matin ou le soir. Le fruit supporte une vingtaine de jours de conservation à - 0,5 °C et 85 % d'humidité (Ben koumar et Ben hammouda, 2020).

6. Valeur nutritionnelle

L'abricot représente une source riche en acides gras , protéines (2,8 à 4,3 %), fibres (0,77 à 2,42 %), et sucres, avec des teneurs en glucose, fructose et saccharose de 8,1, 4,5, et 29,3 g/100 g de fruit frais, respectivement (Danish Food composition Databank, 2009).

L'abricot est riche en eau, contient entre 75 % et 90 % d'eau suivant la variété et la maturité. Le fruit mature présente un pH compris entre 3,8 et 5,6 et une acidité titrable faible (Akin, 2008).

Les abricots sont une bonne source des fibres alimentaires (pectines), de potassium et une très bonne source de bêta-carotène (vitamine A) et de vitamine C. Les pectines, se gonflent facilement d'eau et confèrent du moelleux à sa chair.

L'abricot est consommé dans le monde entier en raison de son arôme agréable et délicieux, il peut être consommé frais, séché ou sous forme de jus, de marmelade et de confiture, il contient des nombreux polyphénols sont présents les acides chlorogéniques, néochlorogéniques, féruliques et caféique, la catéchine et l'epicatéchine, les procyanidines B1, B2 et B3, la quercitine et le camphérol (Tableau 02), (Brahmi et Bouguerriou, 2020).

L'abricot sec apporte des éléments essentiels comme les glucides vite utilisables, les vitamines du groupe B, du fer, du cuivre et du potassium et sa richesse en fibres. On tire également de ses noyaux une huile peu grasse qui pénètre facilement, hydrate et revitalise la peau, grâce à sa richesse en vitamine A ((Tableau 03), (Belhadj, 2016).

Tableau 02. Valeurs nutritionnelles pour 100g d'abricot cru .

Abricot cru			
<u>eau</u> : 86,1 g	<u>cendres totales</u> : 0,75 g	<u>fibres</u> : 1,70 g	<u>valeur énergétique</u> : 49,1 kcal
<u>protéines</u> : 0,90 g	<u>lipides</u> : 0,20 g	<u>glucides</u> : 9,01 g	<u>sucres simples</u> : 8,02 g
Sels minéraux et oligo-éléments			
<u>potassium</u> : 237 mg	<u>phosphore</u> : 16,6 mg	<u>calcium</u> : 15,6 mg	<u>magnésium</u> : 8,67 mg
<u>sodium</u> : <2,2 mg	<u>fer</u> : 0,32 mg	<u>zinc</u> : 0.139 mg	<u>cuivre</u> : 0,066 mg
Vitamines			
<u>vitamine C</u> : 5,45 mg	<u>vitamine B1</u> : 26,7 µg	<u>vitamine B2</u> : 37 µg	<u>vitamine B3</u> : 500 µg
<u>vitamine B5</u> : 240 µg	<u>vitamine B6</u> : 62,7 µg	<u>vitamine B9</u> : 6 µg	<u>vitamine B12</u> : 0 µg
<u>bêta-carotène</u> : 1 630 µg	<u>rétinol</u> : 0 µg	<u>vitamine E</u> : 610 µg	<u>vitamine K</u> : 3,3 µg

Source : (Lahbari, 2015)

Tableau 03. Valeurs nutritionnelles pour 100g d'abricot sec .

Abricot sec			
eau : 29,4 g	cendres totales : - g	fibres : 5,70 g	valeur énergétique : 271 kcal
protéines : 3,14 g	lipides : 0,80 g	glucides : 53,0 g	sucres simples : 40,5 g
Sels minéraux et oligo-éléments			
potassium : 1090 mg	phosphore : 68,3 mg	calcium : 61,2 mg	magnésium : 36,5 mg
sodium : 39 mg	fer : 4,33 mg	zinc : 0,295 mg	cuiivre : 0,306 mg
Vitamines			
vitamine C : 1 mg	vitamine B1 : 7,5 µg	vitamine B2 : 67 µg	vitamine B3 : 2690 µg
vitamine B5 : 608 µg	vitamine B6 : 157 µg	vitamine B9 : 22 µg	vitamine B12 : 0 µg
bêta-carotène : 2160 µg	rétiinol : 0 µg	vitamine E : 4000 µg	vitamine K : 3,1 µg

Source : (Lahbari, 2015)

7. Critères de qualité de l'abricot secs

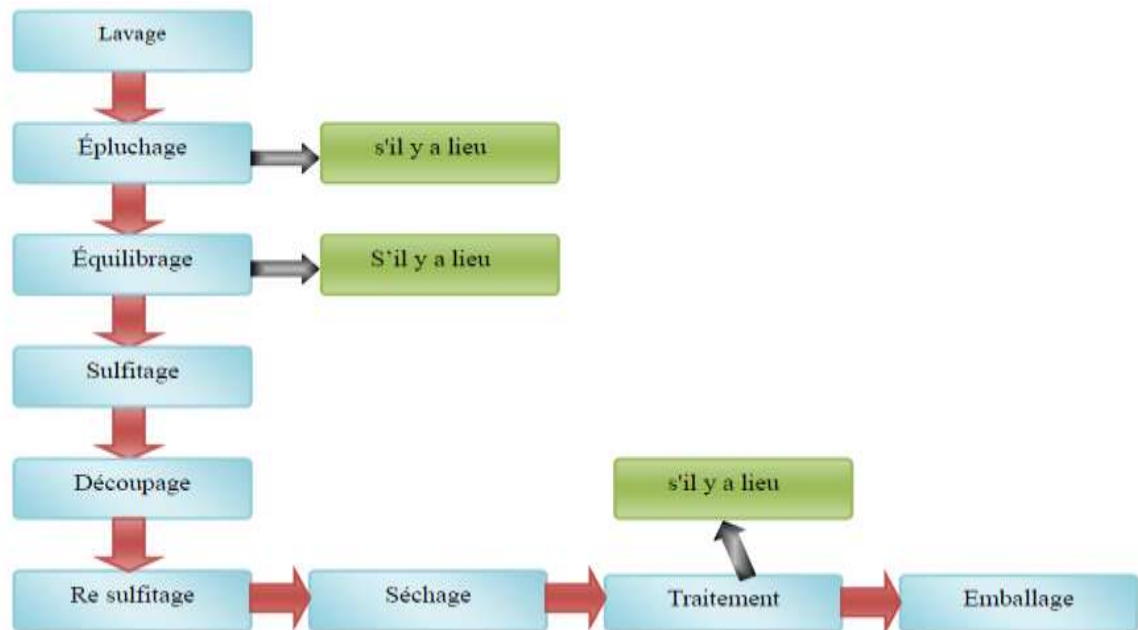
Tableau 04. Les critères de qualité de l'abricot secs .

Teneur en eau (kg d'eau/kg de produit)	Facteurs de qualité- spécifications générales
- Abricots secs non soufrés non traités à l'acide sorbique à 0.20 au maximum. - Abricots secs soufrés et/ou traités à l'acide sorbique à 0.25 au maximum.	- Couleur caractéristique de la variété et du type de traitement. - Saveur et odeur caractéristiques du produit. - Absence d'insectes. - Impuretés minérales : non tolérées dans la mesure où la qualité comestible ou l'utilisation du fruit est matériellement affectée. - Matières étrangères : absence virtuelle de matières végétales étrangères, de débris d'insectes et d'autres substances non admises.

Source : (FAO , 2019)

8. La définition de séchage

Le séchage consiste à éliminer l'eau d'un aliment par évaporation à fin d'abaisser l'activité d'eau, qui limite les attaques des micro-organismes. Il ne peuvent se développer et se multiplier dans les aliments peu humides et inactivées l'action des enzymes contenues naturellement dans les aliments (Bouafia, 2018).



Source : (Brennan, 2006).

Figure 04. Diagramme de séchage des fruits .

9. LES METHODES DE SECHAGE

Plusieurs méthodes de séchage sont utilisées dans le commerce, chacune est mieux adaptée pour une situation donnée. La durée de conservation de ces produits ne dépasse pas un an, sauf s'ils sont détenus dans des entrepôts frigorifiques (Derrardja, 2014).

9.1. Le séchage solaire

Le séchage solaire à l'air libre, les produits sont séchés par exposition directe au soleil (Figure 05), (Goudjal, 2005). Il se fait traditionnellement sur le toit des maisons pendant 3 semaines. Il permet de déshydrater les fruits.

Dans la situation actuelle, les abricots sont séchés au bord de la route ou dans les champs et même sur sol. Ces conditions de séchage ne permettent pas la commercialisation de ce produit et limitent énormément la qualité du produit (Bahlouli et al, 2008).

La période de séchage des abricots se déroulera durant les mois de juin, juillet et août. Durant cette période, les données climatiques sont favorables au séchage (Hassein-bey et Yahiaoui , 2019).



Source : (Hassein-bey et Yahiaoui., 2019)

Figure 05. Séchage solaire (traditionnel) d'abricot .

9.2. Séchage industriel

Selon (Derrardja, 2014), le séchage industriel comprend l'application de chaleur artificielle pour vaporiser l'eau, et des moyens d'éliminer la vapeur d'eau après sa séparation du fruit.

L'énergie doit être fournie pour vaporiser l'eau et éliminer la vapeur d'eau qui en résulte de la surface de séchage. La chaleur peut être appliquée au séchage par conduction, convection et rayonnement. Un courant d'air est le moyen le plus courant pour transférer la chaleur (convection) pour le séchage de fruit (Houhou, 2016).

9.2.1. Etapes de séchage industriel

9.2.3. Nettoyage et lavage

Le lavage du fruit avec d'eau propre permet d'enlever les souillures (Goudjal, 2005), de triage par taille, pour éliminer les débris et les impuretés microbiologiques puis un tranchage en deux moitiés (Derrardja, 2014).

9.2.4. Blanchiment

Le blanchiment est un traitement thermique de quelques secondes à 95-100 °C destiné à détruire les enzymes susceptibles d'altérer les fruits ou les légumes. Les enzymes oxydatives (la peroxydase, la catalase), les enzymes hydrolytiques (amylase)

et les enzymes responsables du brunissement enzymatique (phénoloxydases) sont les plus sensibles au blanchiment (Goudjal, 2005) .

Le blanchiment influe également sur la vitesse du séchage, une augmentation du temps de blanchiment diminue significativement la durée du séchage (Goudjal, 2005).

9.2.5. Le sulfitage

Le dioxyde de soufre (SO₂) est utilisé pour aider à préserver la couleur des fruits secs. Il est ajouté aux fruits secs pour ses effets conservateurs et antioxydants. La présence de SO₂ retarde très efficacement le brunissement des fruits. D'autres méthodes peuvent être utilisées comme l'abaissement du pH (à l'aide d'acide citrique ou d'autres acides organiques), la déshydratation rapide, l'utilisation d'autres antioxydants (acide ascorbique, tocophérols, cystéine, glutathion, etc.), l'inactivation par la chaleur (blanchiment rapide) et la réduction de l'activité de l'eau (traitement osmotique), (Derrardja, 2014).

9.2.6. Séchage

Deux méthodes sont souvent utilisées pour le séchage industrielle des abricots :

- Le séchage dans des séchoirs à air grâce à un flux d'air pour extraire l'humidité. Ce système permet de sécher les fruits en moins de trois jours.
- Le séchage dans un four à une température entre 50 et 60°C durant 10 à 12 heures, selon la quantité. Si les fruits sont épluchés, la température du four doit être légèrement plus haute que pour des fruits non épluchés. Cette technique est caractérisée par des consommations importantes en électricité, et nécessite un prix de vente des produits finis suite au coût de revient de la production d'abricot secs (Bahlouli et al., 2008).

10. Conditionnement

C'est l'opération qui consiste à emballer les abricots après refroidissement à température ambiante. Les matériaux d'emballage doivent protéger le produit contre l'humidité, l'oxygène, la lumière, les odeurs exotiques, les ecchymoses, les impuretés et les insectes (Derrardja, 2014). Différentes possibilités d'emballage existent tels que les barquettes en bois, les barquettes en polystyrène, les barquettes en carton, les sachets en plastique ou en papier (Bahlouli et al., 2008).

11. LES AVANTAGES ET INCONVENIENTS DU SECHAGE

11.1. Les avantages du séchage

Les principaux avantages du procédé de séchage sont :

- La simplicité de la méthode avec généralement un bon rendement ;
- L'universalité du procédé, accessible à tous, y compris pour les particuliers ;
- Une durée de conservation des aliments déshydratés qui peut être de plusieurs mois ;
- La désactivation des enzymes responsables de la dégradation des aliments ;
- L'inhibition de la croissance des micro-organismes grâce à la réduction de l'activité d'eau ;
- Sa capacité à être utilisée à des fins commerciales permettant de limiter les pertes de récoltes ;
- La diminution des coûts financiers et environnementaux liés au transport des marchandises en raison de la réduction massique (Nguyen, 2016).

11.2. Les inconvénients du séchage

Comme tous les traitements thermiques, le séchage peut entraîner, en particulier, des pertes d'arômes, de vitamines et de pigments (Fournier, 2003), des réactions de brunissement, des durcissements superficiels, des modifications irréversibles de texture et donc de capacité à la réhydratation, des pertes de constituants volatils et la modification de la répartition de l'humidité dans le produit. En général, le séchage a globalement moins d'inconvénients que d'autres procédés de conservation (appertisation, congélation ou traitement aseptique). Le séchage des fruits, des légumes et des épices reste encore une méthode très répandue de conservation de ces aliments (Chakraverty, 2003).

Chapitre II :

Principaux champignons mycotoxinogènes

1. GENERALITES

Les champignons filamenteux peuvent avoir des effets bénéfiques ou néfastes au sein de l'environnement humain. Ces micro-organismes sont impliqués dans différents domaines tels que l'industrie agroalimentaire, pharmaceutique, cosmétique et dans le secteur médical (Ait mimoune, 2018).

Néanmoins, ils représentent un risque dans le domaine de l'industrie agroalimentaire par contamination des aliments. En effet, les moisissures peuvent être à l'origine d'importantes dégradations des propriétés physicochimiques entraînant une altération des produits alimentaires. La prolifération des moisissures pathogènes peut entraîner une production de métabolites secondaires comme les mycotoxines qui sont responsables d'un taux élevé de toxicité. La présence de ces métabolites représente un risque majeur pour la santé humaine (Rodriguez et al., 2015), les champignons toxigènes peuvent être classés en deux groupes principaux :

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 fruits (Abdellaoui et Guellal, 2016). Parmi les contaminants du champ, on retrouve *Fusarium graminearum* produisant le deoxynivalénol et le nivalenol et *Fusarium verticillioides* produisant les fumonisines. Ce sont des phytopathogènes opportunistes des plantes sénescentes ou stressées. *Aspergillus flavus* (produit les aflatoxines), est également considéré comme un contaminant pouvant coloniser les plantes au champ (Jouany et al., 2009).

Les champignons de stockage qui capables de se développer après la récolte, au cours du séchage, du stockage, du transport et de la distribution (Jouany et al., 2009).

Les principaux genres producteurs des aflatoxines sont les *Aspergillus*. Ils représentent les contaminants les plus fréquents des aliments (Delage et al., 2003), les fruits et légumes sont recouverts d'une multitude de moisissures à l'état de spores, capables de proliférer facilement si les conditions de stockage sont mauvaises (El khoury, 2007).

2. PRINCIPAUX GENRES MYCOTOXINOGENES

2.1. Le genre *Aspergillus*

Les *Aspergillus* sont des champignons cosmopolites, très répandus dans le milieu extérieur. Ils appartiennent à la classe des Ascomycètes, ordre des Eurotiales (Vainqueur, 2018).

Les *Aspergillus* ont une large répartition géographique, mais ils sont plus souvent associés aux régions à climat chaud. Ils se développent sur la matière organique en décomposition, dans les sols, les végétaux, les terreaux, les denrées alimentaires et les céréales (Vainqueur, 2018).

Les *Aspergillus* sp. représentent 1 à 7 % des champignons environnementaux, participant au recyclage du carbone et de l'azote par métabolisme aérobie (Castegnaro et Pfohl-Leszkowicz, 2002).

Le nombre d'espèces actuellement est plus de 300 . Au sein de cette multitude d'espèces, seulement une vingtaine est potentiellement pathogène chez l'homme, au premier rang *Aspergillus fumigatus*, responsable de 80 à 90 % des cas d'aspergilloses. *A. flavus*, *A. nidulans*, *A. niger*, *A. versicolor* ou encore *A. terreus* sont aussi retrouvés à des incidences variables (Buffaz, 2014).

Plusieurs espèces du genre *Aspergillus* sont aussi connues pour leur capacité à produire des mycotoxines responsables de pathologies humaines et animales (mycotoxicoses), (Samson et al., 2014). Parmi les mycotoxines produites par ce genre, les aflatoxines et les ochratoxines sont celles qui représentent le plus de risques pour la santé à cause de leur capacité à envahir les tissus vivants et provoquer des aspergilloses tel que les mycoses pulmonaires (Morin, 1994).

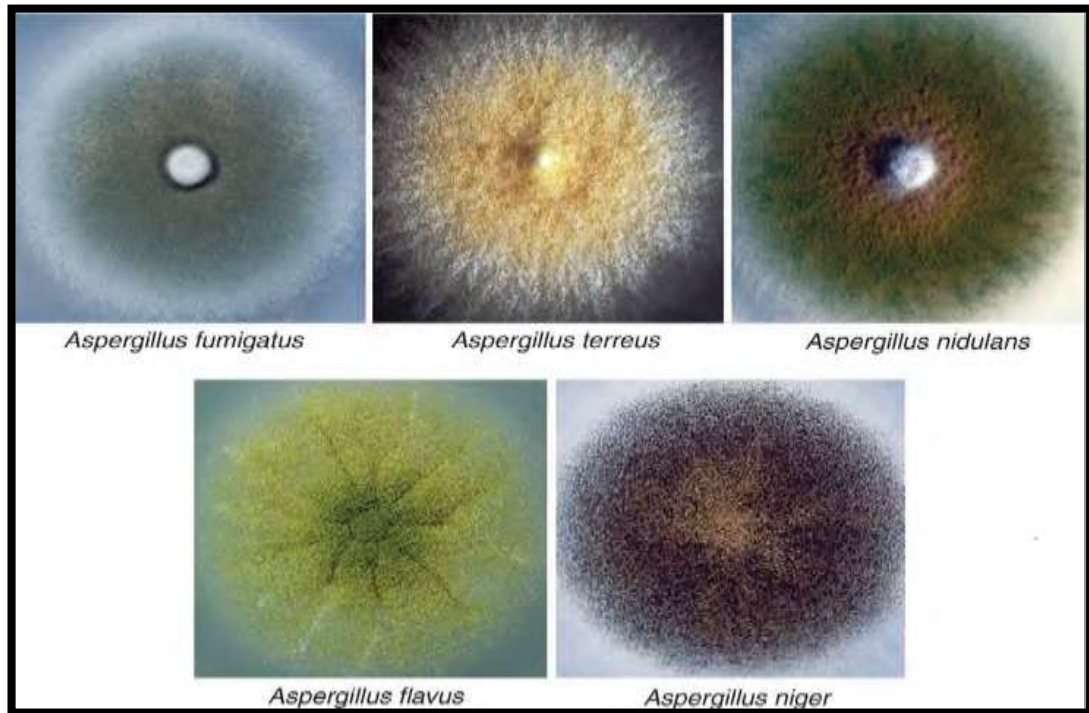
2.1.1. Caractères macroscopiques et microscopiques

a) Caractères macroscopiques

L'examen morphologique constitue une étape importante pour la détermination des espèces d'*Aspergillus*. Les caractères utilisés comprennent la vitesse de croissance, la texture des colonies, le degré de sporulation, la production de sclérotas, les couleurs du mycélium, la production des pigments solubles et des exsudats. Dans l'environnement, l'appareil végétatif des *Aspergillus* sp. constitue le thalle mycélien (Samson et al., 2014).

Macroscopiquement, la colonie apparaît duveteuse ou poudreuse, de croissance rapide sur milieux mycologiques standards comme le milieu de Sabouraud additionné

d'antibiotiques. Ils poussent entre 22-25°C et jusqu'à 37°C. Après 24 à 48h de culture. C'est avec la maturation des structures conidiogènes, entre 48 et 96 h selon les espèces, que les colonies vont prendre une teinte caractéristique. Cette couleur est essentielle à l'orientation du diagnostic d'espèce (Figure 06), (Vainqueur, 2018).

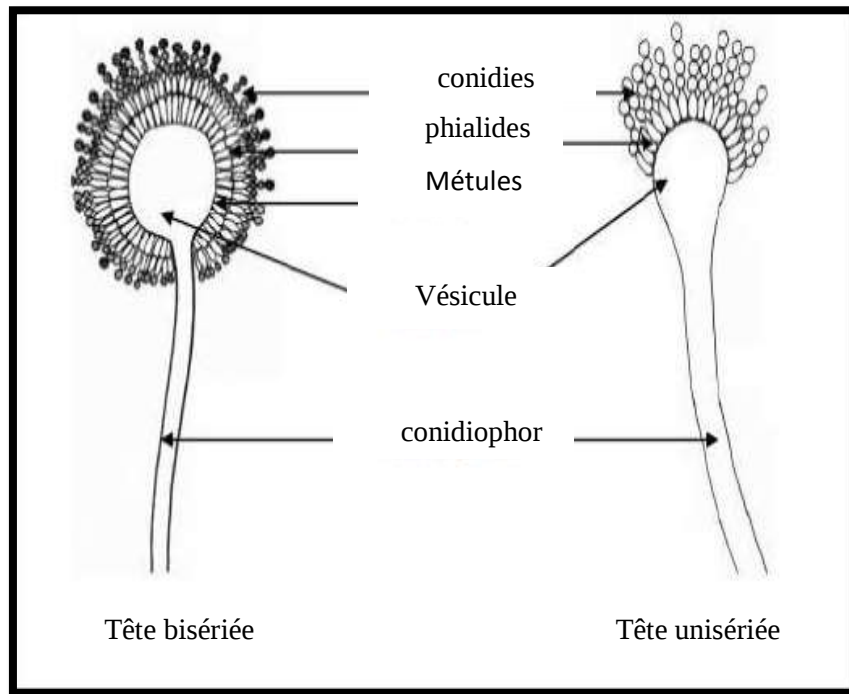


Source : (Yamamoto et al , 2012)

Figure 06. Aspect macroscopique des espèces pathogènes majeures d'*Aspergillus* .

b) Morphologie microscopique

Les *Aspergillus* sont caractérisés par un appareil végétatif (thalle) forme de filaments mycéliens hyalins de diamètre fin et régulier, septes 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 cellules conidiogènes ou phialides. Les 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 sterigmates (Figure 07), (Raper et Fennell, 1965). Les conidies, sèches, disposées en chaînes divergentes ou associées en colonnes compactes, sont toujours unicellulaires, globuleuses, subglobuleuses ou elliptiques, lisses ou ornementées, hyalines ou pigmentées en jaune, vert brun ou noir. L'ensemble : vésicule, métules, phialides, conidies constitue la tête aspergillaire caractéristique du genre *Aspergillus* (Guellal et Abdellaoui, 2016).



Source : (Pitt et Hocking, 1997)

Figure 7. Représentation schématique des têtes aspergillaires.

2.2. *Aspergillus ochraceus* (*alutaceus* var. *alutaceus*)

a) Caractères cultureux

Il s'agit d'un Deutéromycète de l'ordre des Hyphomycètes, de la famille des *Moniliaceae* (Arfaoui, 2019).

Les *Aspergillus ochraceus* poussent rapidement (2-3 jours) sur les milieux de culture classiques à une température de 25 à 30°C. Les colonies sont poudreuses ou granuleuses, blanches au début, puis jaune ou ocre-jaunes à chamois (Tabuc, 2007).

La culture de ce champignon permet de voir l'apparition rapide de colonies d'aspect granuleux et de couleur ocre (Figure 08).



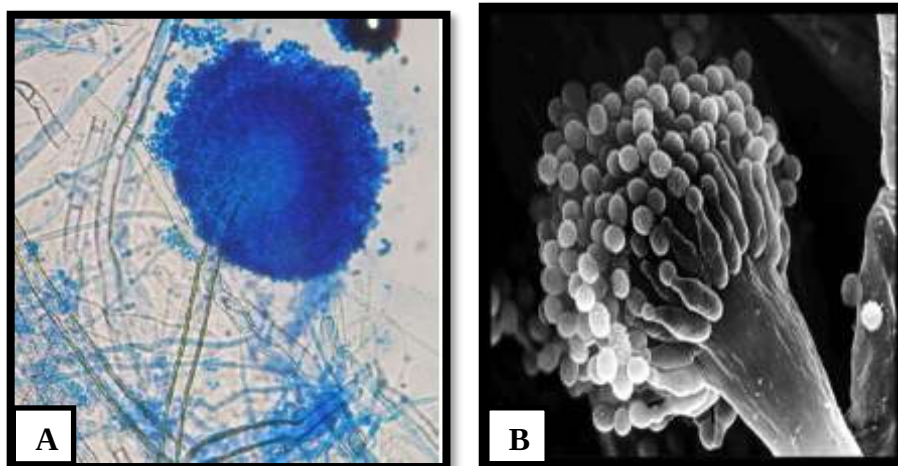
Source : (Arfaoui, 2019).

Figure 08. Aspect d'une colonie d'*Aspergillus ochraceus* sur milieu de culture synthétique MEA.

b) Morphologie microscopique

Les têtes conidiennes sont bisériées, d'abord globuleuses puis se séparent en 2 ou 3 colonnes divergentes, bien individualisées, de couleur jaune, ocre-jaune ou chamois. Les conidiophores sont rugueux, jaunes à brun pâle, longs atteignant 1,5 mm. Les vésicules sont globuleuses, hyalines, 30-50 μm en diamètre. Les phialides (7-10 x 2-3,5 μm) sont portées par des métules, de dimensions variables. Les conidies sont subglobuleuses à globuleuses. Elles mesurent 2,5-3 (3,5) μm de diamètre, sont finement échinulées ou lisses (Tabuc, 2007), (Figure 09, A et B).

L'examen microscopique permet une identification précise par les caractéristiques de la tête aspergillaire le plus souvent bisériée et de forme radiaire.



Source : (El khoury., 2011)

Figure 09. Tête aspergillaire en microscopie optique (320x) (A), en microscopie électronique (B).

2.3. *Aspergillus flavus*

a) Caractères culturels

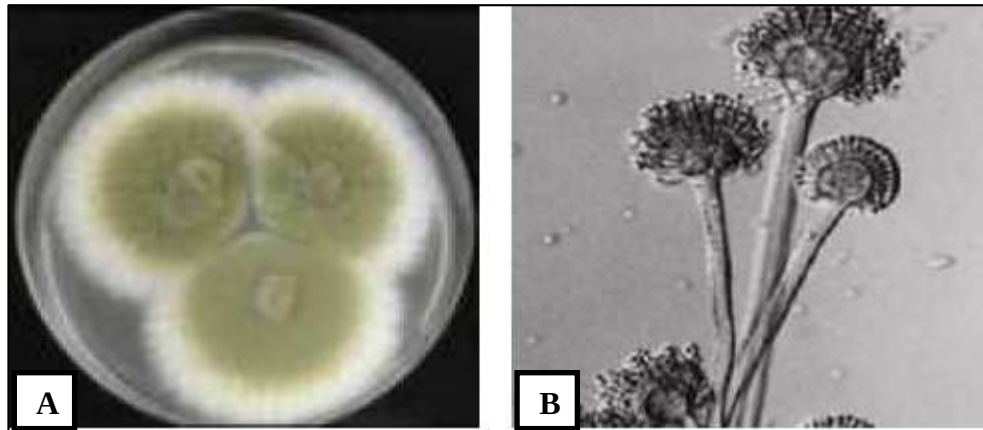
De tous les *Aspergillus*, *Aspergillus flavus* est l'espèce la plus associée à la contamination (prérécolte) de certaines cultures. Cette espèce peut contaminer plusieurs aliments comme le maïs, les arachides, les noix, ainsi que d'autres cultures. Sa croissance dans les produits agricoles s'accompagne souvent d'une production des aflatoxines (Chang et Ehrlich, 2010).

Le champignon se développe rapidement sur les milieux classiques (géloses au malt et Sabouraud), les colonies d' *Aspergillus flavus* sont vert-jaunâtre à vert-olive, floconneux, relativement planes, dense vers le centre et lâche en périphérie (Figure 10), (Pitt et Hocking, 1997).

Une croissance, peut être observée à un intervalle de température compris entre 19 et 35°C. Les températures optimales de croissance sont comprises entre 29 °C et 35 °C avec une production maximale d'aflatoxine située à 24 °C (Campagnollo et al., 2016). Ces champignons peuvent se développer à une basse (aw) de l'ordre de 0,78 et à un pH allant de 2,1 à 11,2. Ils sont de ce fait présents dans les régions chaudes comme les régions tropicales et subtropicales (Ayerst, 1969; Olutiola, 1976).

b) Morphologie microscopique

Les têtes conidiennes, unisériées ou bisériées, d'abord radiées, puis reparties en plusieurs colonnes de spores mal individualisées, jaunâtres au début, puis vert-jaune foncé. Les conidiophores hyalins, verruqueux, atteignent 1 à 2,5 mm de long. Les vésicules sont subglobuleuses, et mesurent 25 (10-65) à 45 µm de diamètre. Les phialides (6- 10 x 4-5,5 µm) sont insérées directement sur la vésicule (unisériées) ou portées par des métules. Les conidies sont globuleuses à subglobuleuses, de 3-6 µm de diamètre, de couleur verte pâle, verruqueuses. Les sclérotés, fréquents dans les isolats récents, sont globuleux à subglobuleux, d'abord blanc puis virant au brun-rouge foncé et au noir (Tabuc, 2007), (Figure 10, A et B).



Source : (Ait mimoune, 2018)

Figure 10. Aspect macroscopique et microscopique d'*Aspergillus flavus*. Aspect macroscopique (A), Aspect microscopique (B) .

2.4. *Aspergillus niger*

Aspergillus niger est un contaminant alimentaire commun et plus répandu dans les climats chauds. Il est souvent isolé des fruits et légumes frais, des produits séchés au soleil, des noix, des viandes et des fromages. Il est principalement considéré comme un organisme d'altération, cependant, certaines souches peuvent produire de l'ochratoxine A dans diverses conditions (Pitt et Hocking, 2009).

Aspergillus niger est étroitement lié à de nombreux autres *Aspergillus*, dont certains sont impossibles à distinguer les uns des autres par leur morphologie : ils constituent ce qu'on appelle le "complexe d'espèces *Aspergillus niger*". Des exemples d'espèces incluses dans le complexe sont *Aspergillus brasiliensis*, *Aspergillus piperis*, *Aspergillus tubingensis* et *Aspergillus vadensis* (Ait mimoune, 2018).

a) Caractères cultureux

Comme son nom l'indique, *Aspergillus niger* se distingue par ses conidies de couleur sombre, spores asexuées, qui donnent aux colonies leur couleur noire à brun-noir, comme le montre la figure 11.

Aspergillus. niger ont une bonne croissance dans plusieurs milieux de cultures, et sur une grande diversité de substrats. Les températures de croissance varient entre 8 et 45°C, avec un optimum à 35°C, avec une croissance à Aw 0,77, et tolère également un faible pH, étant capable de se développer à pH 2,0 (Pitt et Hocking, 2009).



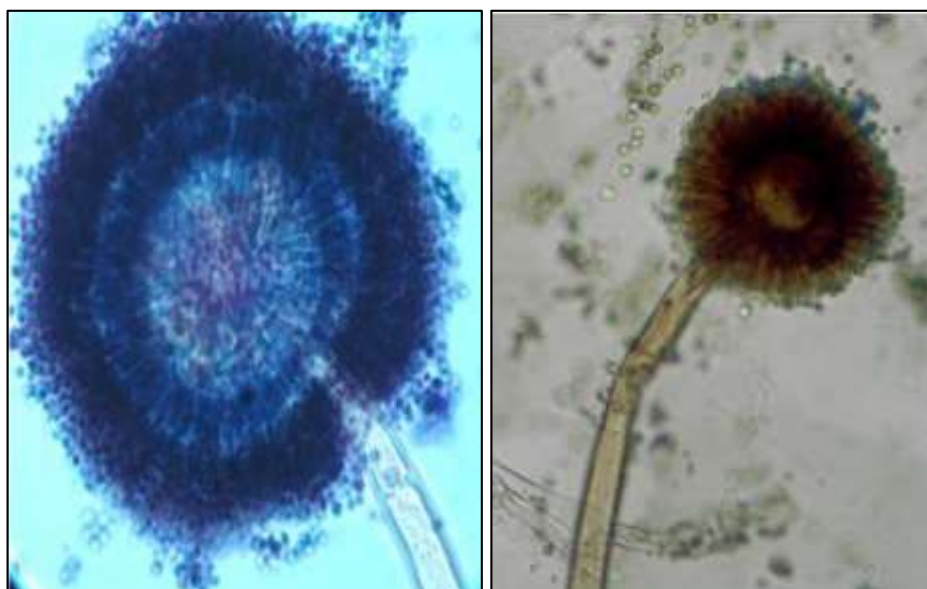
Source : (Ait mimoune , 2018)

Figure 11. Aspects macroscopique d'*Aspergillus* section *Nigri* .

b) Morphologie microscopique

Selon (Zenati, 2018) :

Têtes conidiennes brun foncé à noires, radiées à l'état jeune puis se séparant en colonnes plus ou moins bien définies à maturité, et pouvant atteindre un diamètre de 700 à 800 μm . Les conidiophore lisse, de 1,5 à 3 mm de long, hyalin ou brunâtre dans leur moitié supérieure. Les vésicule globuleuse de 50 à 100 μm , supportant deux séries de stérigmates sur toute sa surface. Les phialides 7-9,5 x 3-4 μm formées sur des mutules généralement brunes 20-30 x 5-6 μm , fréquemment septes. les conidies brunes globuleuses et ornementées (échenillées à très verruqueuses), 3,5-5 μm .



Source : (Svanström, 2013)

Figure 12. Aspects macroscopique et microscopique d'*Aspergillus* section *Nigri*.

2.5. Potentiel toxinogène

De nombreuses espèces d'*Aspergillus* sont connues pour leur disposition à produire des toxines fongiques responsables de pathologies chez l'Homme et l'animal.

Tableau 05. Quelques toxines produites suivant l'espèce d'*Aspergillus* .

Espèces	Toxines produites
<i>Aspergillus flavus</i>	Aflatoxines B1 et B2, Acide aspergillique Acide cyclopiazonique, Acide kojique
<i>Aspergillus niger</i>	Malformine, Naftoquinone
<i>Aspergillus ochraceus</i>	Acide kojique, Ochratoxines, Acide pénicillique, Acide sécalonique A

Source : (Pitt,2000).

Selon (Gauthier, 2016) les espèces à l'origine d'aspergilloses sont :

-***Aspergillus fumigatus*** : c'est l'agent responsable de l'aspergillose broncho-pulmonaire, qui est une réaction allergique au champignon, et d'aspergillomes (colonisation d'une cavité tuberculeuse).

-***Aspergillus flavus*** : il est responsable d'aspergilloses pulmonaires ou généralisées.

-***Aspergillus niger*** : il est à l'origine d'otites, de sinusites et d'infections cutanées.

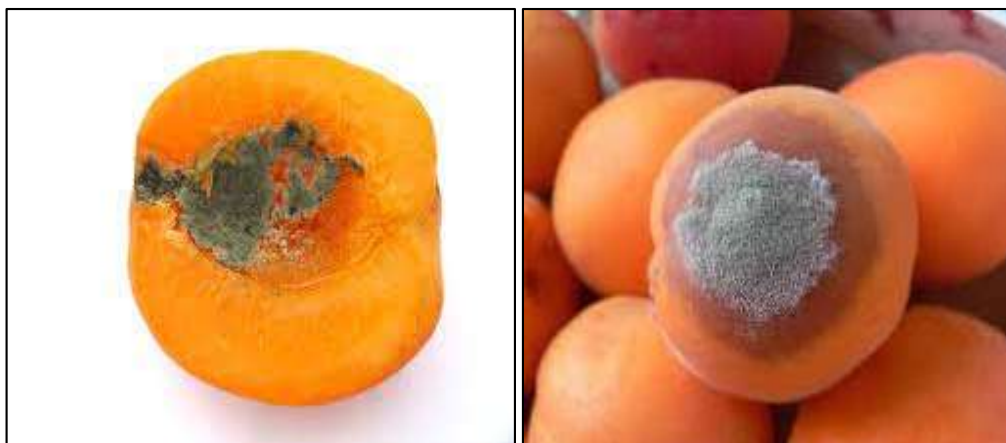
- ***Aspergillus terreus*** : il est impliqué dans l'apparition d'aspergilloses pulmonaires et cérébrales chez les patients immunodéficients .

2.6. Le genre *Penicillium*

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

Les *Penicillium* sont les organismes dominants des « moisissures bleues et vertes » associées au pourrissement des aliments, en particulier les fruits et les légumes (Arfaoui, 2019).

Ses espèces produisent un certain nombre de mycotoxines telles que la patuline, l'acide pénicillique, la citrinine, la roquefortine C, la toxine Pénicilline Roquefort, l'isofumigaclavine et l'acide mycophénolique et l'Ochratoxine A . Ce sont des micro-organismes simplement saprophytes considérés comme agents de contamination des denrées alimentaires, ou utilisés comme agents de synthèse ou de fermentation et comme producteurs d'antibiotiques (Pénicilline, griséofulvine) (El khoury, 2007).



Source : (Monilia, 2018)

Figure 13. Abricot contaminé par le genre *Penicillium* .

2.6.1. Caractères cultureux

Les espèces du genre *Penicillium* se développent normalement dans des milieux où l'activité de l'eau est plus élevée que celle permettant la croissance des *Aspergillus*, à des températures plus basses. Il s'agit de contaminants fréquents des régions tempérées.; sa croissance est optimale pour des températures comprises entre 20 et 27°C et pour une humidité importante (Storey et al., 2004).



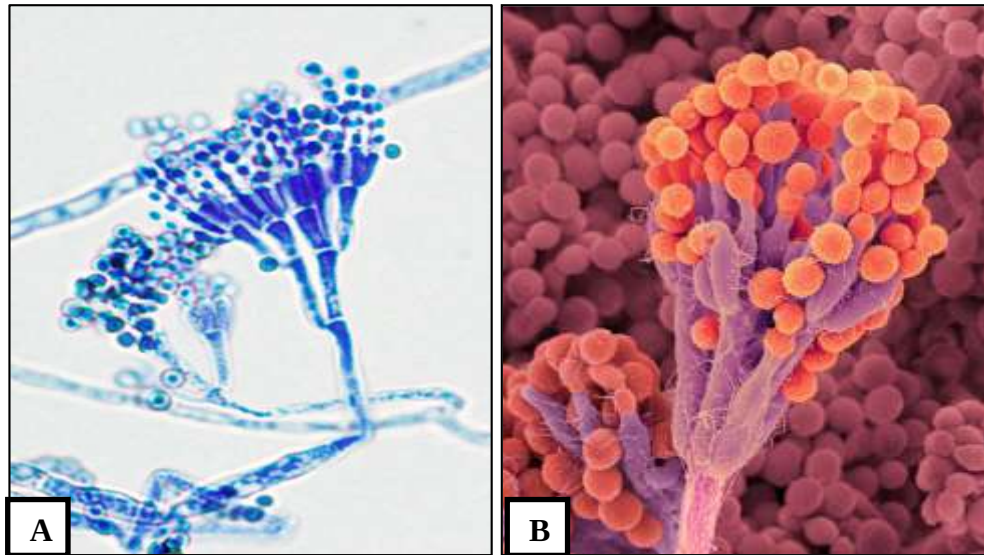
Source : (INRA, 2015).

Figure 14. Aspect macroscopique de *Penicillium verrucosum* .

2.6.2. Critères d'identification macroscopiques et microscopiques

Les colonies présentent un aspect duveteux voire poudreux, de couleur vert-de-gris et plus rarement, blanche. morphologiquement, les individus du genre *Penicillium* se distinguent par leur organisation en pinceau (*Penicillius* en latin).

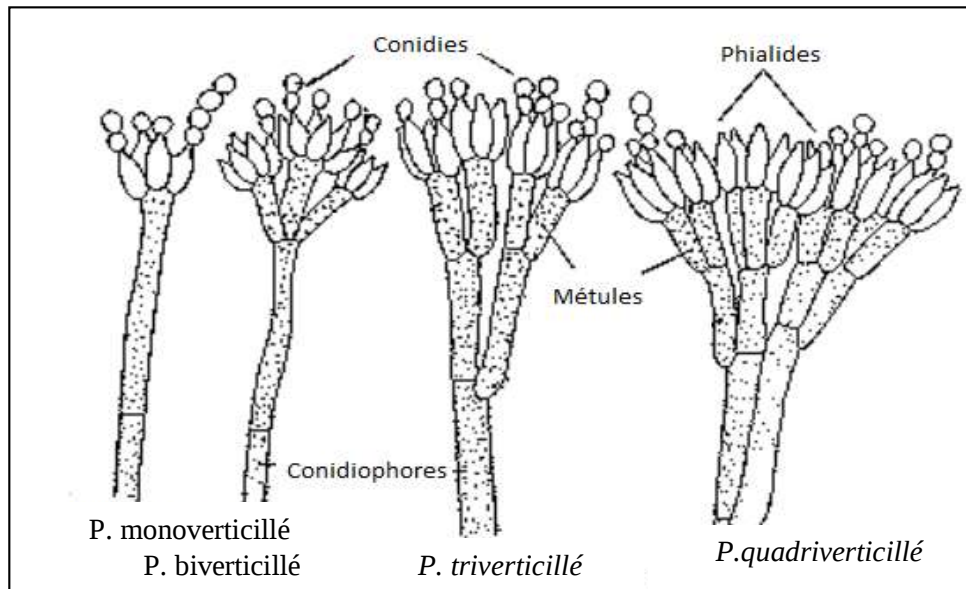
Le thalle cloisonné porte les conidiophores, simples ou ramifiés, se terminant par un pénicille. Les conidiophores peuvent être groupés en faisceaux lâches ou rassemblés en corémies (colonne de conidiophores). Les phialides (cellules conidiogènes) sont disposées en verticilles à l'extrémité des conidiophores (Figure 15, A et B), (Gauthier, 2016).



Source : (Gauthier, 2016).

Figure 15. Aspect macroscopique et microscopique de *Penicillium*, *Penicillium* au microscope optique(A) .*Penicillium notatum* au microscope électronique(B).

Les phialides donnent naissance aux spores qui se positionnent alors en chaînes. Plusieurs dispositions sont possibles (Figure 16).



Source : (Gauthier, 2016).

Figure 16 . Schéma des différentes dispositions de verticilles chez *Penicillium* sp.

-***Penicillium monoverticillé***: les phialides sont insérées directement sur le stipe. Exemple: *Penicillium restrictum*, *Penicillium glabrum*.

- ***Penicillium biverticillé*** : on observe la présence d'une rangée de métules (cellules stériles). Exemple : *Penicillium funiculosum*, *Penicillium purpurogenum*.

- ***Penicillium triverticillé*** : il se caractérise par la présence de deux rangées de métules. Exemple : *Penicillium verrucosum*, *Penicillium expansée*, *Penicillium griseofulvum*.

- ***Penicillium quadriverticillé*** : cette disposition est plutôt rare et se distingue par trois rangées de métules insérées sur les conidiophores (Arfaoui, 2019).

2.6.3. Potentiel toxinogène

Plusieurs espèces de *Penicillium* sont capables de produire des mycotoxines (Tableau 06) :

Tableau 06. Quelques toxines produites par des sp du genre *Penicillium* .

Espèces	Toxines produites
<i>Penicillium verrucosum</i>	Ochratoxine A, Citrinine
<i>Penicillium roqueforti</i>	Acide pénicillique, Roquefortine C
<i>Penicillium expansum</i>	Citrinine, Patuline, Roquefortine C

Source:(Bennett et Klich, 2003)

Les espèces de *Penicillium* étant les moisissures les plus répandues dans le milieu intérieur, de nombreuses pathologies leur sont associées. Elles peuvent être causées par le champignon lui-même ou par les toxines qu'il produit. Les infections sont habituellement provoquées par l'inhalation de spores et se rapportent donc le plus souvent aux voies respiratoires inférieures et supérieures.

Par ailleurs, les *Penicillia* peuvent être responsables d'inflammation de la cornée (kératomycose), d'onychomycose et d'infection de l'oreille externe (Hennequin et Lavarde, 1998). Chez les personnes immunodéprimées (par exemple, les personnes atteintes par le VIH), les *Penicillia* sont à l'origine d'infections systémiques touchant les organes profonds comme le foie, la rate, et les ganglions (Rosenthal et al., 2000).

3. LES MYCOTOXINES

3.1. Les principales mycotoxines

3.1.1. Les Aflatoxines

Les aflatoxines (AFs) sont des métabolites secondaires hautement toxiques, sont produites principalement par trois espèces appartenant au genre *Aspergillus* : *Aspergillus flavus*, *Aspergillus nomius* et *Aspergillus parasiticus* (Castegnaro, 2002). Elles ont été isolées pour la première fois en Angleterre en 1960, suite à des intoxications dans un élevage de dindonneaux (Adams et al., 2002).

Les aflatoxines forment un groupe de 18 composés structuellement proches, dont six constituent les formes les plus couramment rencontrées dans les aliments (B1, B2, G1, G2, M1 et M2), (Gauthier, 2016).

Les recherches menées sur les aflatoxines depuis une trentaine d'années ont établi la prévalence de deux principaux types d'aflatoxines :

- les aflatoxines du type B
- les aflatoxines du type G (Schmidt et al., 1991).

Ce sont des espèces fréquemment retrouvées dans les zones chaudes et humide, elles contaminent surtout les fruits secs, les graines oléagineuses, mais aussi les graines de coton et de tournesol, ainsi que les céréales (maïs, blé, sorgho) et leurs produits dérivés. Les aflatoxines peuvent être retrouvées dans les épices (piment rouge, poivre), les fruits secs et le tabac (Brochard et Bacle, 2009).



Source : (Aflatoxine., 2013).

Figure 17 . La fluorescence émise par les aflatoxines sur les fruits secs .

a) Toxicité

L'homme s'expose aux aflatoxines par voie orale en ingérant des aliments contaminés. Cette contamination peut être directe par la consommation des denrées alimentaires végétales (voie primaire), ou indirecte par le biais de produits d'origine animale (voie secondaire), (Neme et Mohammed, 2017).

La toxicité des aflatoxines se manifeste sous la forme de toxicoses appelées « aflatoxicoses ». Selon la concentration et la durée de l'exposition, les aflatoxines peuvent être à la fois à l'origine des intoxications aiguës et chroniques. L'AFB1 est l'un des agents cancérigènes les plus puissants connus, par conséquent, l'exposition à long terme (chroniques), même à des niveaux extrêmement faibles est dangereuse pour la santé (Prandini et al., 2009).

L'organe cible de la toxicité et de la cancérogénicité des aflatoxines est le foie. Une intoxication aiguë aux aflatoxines provoque une nécrose hépatique et une hyperplasie biliaire. Les premiers symptômes observés après une intoxication aiguë sont ; la fièvre, le malaise et l'anorexie. La progression de l'aflatoxicose induit des douleurs abdominales, des vomissements et des hépatites (Raiola et al., 2015).

Une exposition chronique aux aflatoxines entraîne de nombreuses maladies humaines. Les aflatoxines sont considérées comme des molécules immunosuppressives, hépatotoxiques, mutagènes, tératogènes et cancérigènes. Chez les animaux, l'exposition aux aflatoxines entraîne une altération de la fonction hépatique et une réduction de l'apport alimentaire (Flores-Flores et al., 2015).

3.1.2. Ochratoxines

L'Ochratoxine A (OTA) a été isolée pour la première en 1969 par des chercheurs sud-africains à partir de souches d'*Aspergillus ochraceus* (Bennoudia, 2016). À ce jour, neuf ochratoxines ont été identifiées (Brochard, 2009).

L'ochratoxine A (OTA), ainsi que les ochratoxines B et C, sont des mycotoxines produites principalement par des champignons appartenant aux genres *Penicillium* et *Aspergillus*. Parmi ces mycotoxines, l'OTA est la plus abondante et la plus toxique. Les principales sources d'OTA sont les céréales, le jus de raisin et le vin rouge, le café, le cacao, les fruits à écale, les épices et les fruits secs (Tozlovanu, 2008).

a) Toxicité

L'OTA est absorbée tout d'abord au niveau de l'estomac. Elle peut également être absorbée dans l'intestin grêle. La toxicité de l'OTA est très variable, elle dépend avant tout de l'espèce contaminée, du sexe et de la voie d'administration. L'OTA est surtout reconnue pour sa toxicité rénale. C'est en effet un néphrotoxique puissant ; les signes d'une atteinte rénale apparaissent rapidement à faibles doses. Le rein est donc l'organe cible de l'Ochratoxine A (Gauthier, 2016). L'OTA est aussi immunotoxique, hépatotoxique et tératogène (JECFA, 2002).

3.1.3. La zéaralénone

La zéaralénone (ZEA) ou toxine F-2 est produite par les espèces appartenant au genre *Fusarium* (Tabuc, 2007). Elles contaminent de préférence les céréales comme le blé, l'avoine, l'orge, le riz et le maïs, mais aussi les cultures maraîchères et fruitières (Callebout et al., 2016).

La croissance du champignon varie en fonction des conditions de récolte (récolte tardive, mauvaises conditions climatiques) et de stockage (humidité excessive). L'occurrence de ces toxines est favorisée par l'élévation de la teneur en eau, et température sont situées entre 10 et 15°C (Tabuc, 2007).

a) Toxicité

Elle résiste à la plupart des traitements mis en œuvre au cours de la fabrication des aliments. Diffusible, elle sera bien absorbée lors de son administration orale.

Cette mycotoxine présente une très faible toxicité aiguë. Elle agit surtout sur les fonctions de reproduction, après fixation compétitive aux récepteurs intracellulaires des estrogènes (Gaumy et al, 2001).

3.1.4. Les Fumonisines

Le groupe des Fumonisines est constitué d'une quinzaine de molécules différentes, réparties en 4 groupes : les Fumonisines A, B, C et P. Elles ont été identifiées assez tardivement en 1988 (Bezuidenhout et al., 1988). Cette mycotoxine infectant les cultures de céréales dans des conditions climatiques particulières. La fumonisine B1 est la plus abondante dans les aliments dérivés destinés au bétail et à l'Homme (Ducret, 2000).

La toxicité de Fumonisine B1 : Neurotoxique, Hépatotoxique, Immunotoxique, Cancérogène.

4. EVALUATION DU RISQUE MYCOTOXIQUE

4.1. Estimation de la Dose Journalière Admissible (DJA)

L'évaluation du risque mycotoxique est délicate car ce risque est d'origine naturelle (contamination fongique liée aux conditions environnementales), difficilement contrôlable, et il peut être multiple par le fait qu'une moisissure peut produire plusieurs mycotoxines (Jard, 2009).

Les DJA sont déterminées, au niveau mondial, par le Joint Expert Committee of Food and Additives (JECFA) ; le JECFA est composé d'experts de la FAO et de l'OMS (Organisation Mondiale de la Santé), chargés d'évaluer l'innocuité à long terme des substances toxicologiques étudiées.

Selon l'AFSSA, l'évaluation des risques est l'évaluation de la probabilité qu'un effet indésirable sur la santé survienne à la suite de l'absorption d'une denrée alimentaire présentant un danger. Pour caractériser les dangers, une Dose Journalière Tolérée (DJT) est fixée grâce aux études toxicologiques. Pour qu'il n'y ait pas de risque pour la santé, il faut que la quantité à laquelle un individu est exposé par jour (l'exposition) soit inférieure à la DJT.

L'estimation de la DJA sert à protéger le consommateur et à simplifier les échanges commerciaux au niveau international (Tableau 07).

Tableau 07. DJA des principales mycotoxines.

Toxine	AFB1	AFM1	OTA	ZEA	Patuline	Fumonisines B
DJA (mg/kg/j)	0.15	0,2	14	100	400	2

Source : (AFSSA, 2009).

Il n'a pas été fixé de DJT pour les aflatoxines. En effet, ces substances présentent des effets cancérogènes génotoxiques sans seuil. La seule approche réaliste est de réduire l'exposition à un niveau aussi faible que possible suivant le principe ALARA (As Low As reasonably Achievable), (Aussi bas que raisonnablement possible), (Jard, 2009).

4.2. Réglementation en alimentation humaine

En raison des effets toxiques qu'elles provoquent, les mycotoxines introduites dans la chaîne alimentaire peuvent exposer l'homme à certains problèmes de santé.

L'Organisation Mondiale de la Santé a reconnu que la contamination des denrées par les mycotoxines constitue une source non négligeable de maladies d'origine alimentaire (World Health Organization, 2002).

Par conséquent, de nombreux pays (environ une centaine) ont adopté des réglementations concernant les teneurs en toxines fongiques dans les denrées destinées à l'alimentation humaine et animale. Des règles ont tout d'abord été édictées au niveau national, puis européen (Safety evaluation of certain mycotoxins in foods, 2001).

Au niveau européen, c'est l'Autorité Européenne de Sécurité des Aliments (EFSA) qui supervise l'évaluation des risques liés à la sécurité des aliments destinés à l'alimentation animale et humaine. En collaboration avec les autorités nationales (comme l'AFSSA : Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments), l'EFSA fournit des normes et avis scientifiques sur les risques sanitaires. Des valeurs toxicologiques de référence sont alors adoptées par tous les pays membres de l'Union Européenne. Au niveau mondial, l'OMS et la FAO (JECFA) ont créé le Codex Alimentarius qui fixe les directives et les recommandations pour tous les pays du monde (Jard, 2009).

4.3. Moyens de lutte contre les mycotoxines

Selon l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture, les récoltes contaminées par les mycotoxines représenteraient un quart de la production totale du Globe (Pfohl-Leszkowicz, 1999).

Il est important de prendre en compte diverses stratégies pour réduire et contrôler le taux de mycotoxines dans les produits agro-alimentaires. Le meilleur moyen pour éviter la contamination en toxines réside dans la prévention de l'apparition des moisissures lors des étapes précédant la transformation du produit alimentaire. Les méthodes de lutte développées reposent principalement sur la modification des paramètres propices à la prolifération fongique, mais aussi sur le respect des bonnes pratiques de culture, de récolte et de stockage (Al assaoui, 2018).

La diminution de l'impact des intoxications alimentaires passe également par la maîtrise de toutes les étapes de la transformation industrielle (chaîne alimentaire), de

la distribution, ainsi que par le respect des règles d'hygiène, de conservation et de consommation (Al assaoui, 2018).

4.3.1. Lutte avant récolte

La prévention au champ consiste en l'utilisation raisonnée d'insecticides, et ce dans le but de diminuer les lésions des plantes et réduire de ce fait les portes ouvertes à l'envahissement par les moisissures ou l'utilisation de fongostatiques inhibant la croissance des moisissures et empêchant la toxino-génèse. La lutte contre les infestations d'insectes peut donc aider à éviter la prolifération des spores et la production ultérieure des mycotoxines (Bennoudia, 2016).

4.3.2. Lutte pendant la récolte

Le choix de la période de récolte est primordial. Elle doit être effectuée le plus tôt possible lors des périodes pluvieuses de manière à éviter une éventuelle apparition de moisissures qui se développent assez rapidement dans des conditions de forte humidité. Par ailleurs, la récolte devra être réalisée à maturité ou à prématurité afin de maintenir la récolte sèche (Al assaoui, 2018).

4.3.3. Après la récolte

a) Triage

Dans un premier temps, il est recommandé de nettoyer les grains récoltés avant la phase de stockage. Un lavage à l'eau permet d'éliminer grossièrement les débris de moisissures et les mycotoxines (Pageau, Fillion, 2018).

b) Séchage

C'est une étape primordiale pour lutter contre les micromycètes. Le but est de maintenir un faible taux d'humidité dans les produits récoltés, Cette étape peut être complétée par une maîtrise de l'atmosphère de séchage. Ainsi, une diminution des taux d'oxygène et d'azote, et une augmentation du taux de dioxyde de carbone auront pour conséquence un arrêt de la croissance fongique (Al assaoui, 2018).

c) Stockage

Un bon stockage passe par le maintien d'une faible température ainsi que d'une faible humidité, impropres au cycle de vie de la plupart des moisissures et insectes. Des traitements antifongiques et des agents conservateurs peuvent être utilisés à ce stade, comme les acides organiques (acétique, propionique, benzoïque). De par leur activité biostatique, ils n'ont d'action que sur les moisissures et non sur les toxines fongiques (Jeunot, 2005).

4.3.4. Lutte et décontamination après récolte

Les procédés de décontamination doivent être efficaces sans rendre impropres à la consommation les denrées traitées. Ils doivent être simples à mettre en oeuvre et peu coûteux puisque le traitement peut concerner des tonnages importants (Bennoudia, 2016).

Afin de réduire les contaminations des aliments par les moisissures et leurs mycotoxines, de nombreux procédés biologique, chimique et physique ont été proposés (O.M.S, 2002). Un procédé de décontamination des mycotoxines dans les denrées alimentaires doit permettre la destruction ou l'élimination de la toxine sans pour autant laisser de résidus toxiques et sans modifier la qualité nutritive et les propriétés technologiques de façon significative du produit (Bennoudia, 2016).

Les mycotoxines sont très résistantes et ne peuvent être réduites ni par la cuisson, ni par d'autres procédés quelconques, ce qui implique que les denrées alimentaires infestées doivent être détruites.

4.4. Etablissement d'un plan HACCP

l'établissement d'un plan HACCP pour prévenir la contamination des aliments par les mycotoxines nécessite la détermination de la nature des mycotoxines qui peuvent survenir dans l'aliment à produire, définir les conditions qui permettent la production de cette mycotoxine, définir les CCP ou les étapes de production au cours desquelles une surveillance des mycotoxines et des moisissures doit être effectuée (contamination pré ou post-récolte), définir les sources de contamination (air, machines...), fixer les limites critiques surtout pour l'humidité (la teneur en eau de la matière première et du produit à toutes les étapes de la fabrication) et la température, définir les actions correctrices si les limites fixées s'avèrent dépassées (séchage, ventilation, lutte contre les insectes, irradiation aux UV...), (Lahouar, 2016) .

En Algérie, l'arrête correspondant au 11 octobre 2006 rendant obligatoire la méthode de dosage de l'aflatoxine B1 et la somme des aflatoxines B1, B2, G1 et G2 dans les céréales, les fruits a coque et les produits dérivés (Journal officiel N°06/2007 du 11 octobre 2006). En fixent les LMR (limite maximale de résidus) dans les produits d'alimentation humaine et de 10µg/Kg pour l'aflatoxine B1 et de 20 µg/Kg pour la somme des aflatoxines B1, B2, G1 et G2 (Réglementations relatives aux mycotoxines dans les produits d'alimentation humaine et animale, à l'échelle mondiale en 2003, étude FAO alimentation et nutrition 81).

L'opportunité de fixer une teneur maximale en OTA pour des denrées alimentaires telles que les fruits séchés autres que les raisins secs, pour le cacao et les produits à base de cacao, les épices, les produits à base de viande, sera étudiée et un réexamen des teneurs maximales en OTA existantes sera envisagé, à la lumière des récents avis scientifiques de l'EFSA. Par ailleurs, plusieurs directives de la commission européenne sont publiées, afin de fixer les teneurs maximales d'OTA permises dans les denrées alimentaires (Tozlovanu et al., 2008).

Matériel et Méthodes

Matériel et Méthodes

Dans le présent travail, on s'intéresse à l'étude mycotoxicologique des abricots secs, qui pour objectif d'isoler et identifier des espèces de moisissures, potentiellement productrices de mycotoxines à partir des abricots secs commercialisés au niveau de la Wilaya de Laghouat.

L'étude a été réalisée au sein du laboratoire de microbiologique, département de sciences Agronomique de l'université Amar telidji, du mois de Février jusqu'au mois d'Avril 2021.

1. MATERIEL

1.1 Echantillonnage

Dix échantillons (10) du abricots secs dont cinq échantillons abricots secs traditionnellement et cinq abricots secs industriellement ont été collectés à partir de différentes régions de la Wilaya de Laghouat pendant le mois du février 2021, afin d'obtenir une hétérogénéité des prélèvements.



Figure 18. Les échantillons des abricots secs
Abricots secs traditionnels (A), Abricots secs industriels(B) .

Tableau 08. différents sites de prélèvement .

N° d' échantillons	Type et Lieu
T 1	Abricots secs traditionnellement(Kasr el hirane)
T 2	Abricots secs traditionnellement(Center-ville)
T 3	Abricots secs traditionnellement (Ellassafia)
T 4	Abricots secs traditionnellement (Aflou)
T 5	Abricots secs traditionnellement(Sidi makhlouf)
I 1	Abricots secs industriellement(Kasr el hirane)
I 2	Abricots secs industriellement (center-ville)
I 3	Abricots secs industriellement (Ellassafia)
I 4	Abricots secs industriellement (Aflou)
I 5	Abricots secs industriellement(Sidi makhlouf)

2. METHODES

2.1. Désinfection des échantillons

Avant la mise en culture, les échantillons sont d'abord lavés à l'eau courante. les abricots secs (traditionnellement, industriellement) ont été ensuite désinfectés superficiellement par trempage dans une solution diluée d'hypochlorite de sodium à 2° pendant 2 à 3 min pour chaque échantillon (Figure 19). Les fruits ont été ensuite rincés trois fois à l'eau distillée stérile afin d'éliminer toute trace d'hypochlorite de sodium. Le séchage se fait à température ambiante devant le bec benzène, on déposant les fruits secs sur un papier filtre stérile pendant quelques minutes (Louze et Hadjaissa.,2018).

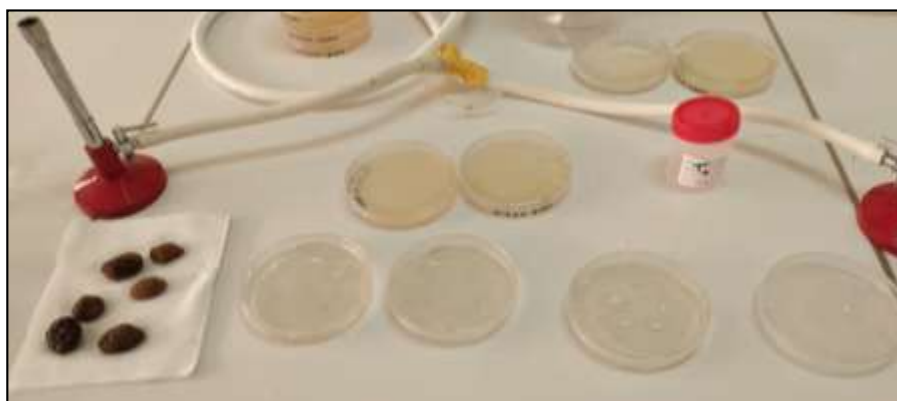


Figure 19. Désinfection superficielle des abricots secs .

2.2. La méthode d'isolement direct (Direct Plating)

Dans une zone stérile et en conditions aseptiques près d'un bec benzène, nous avons versés dans chaque boîte de pétri 15 ml de gélose Sabouraud (la compositions du milieu de culture est mentionnée dans l'annexe 01). Les fruits d'abricots secs désinfectés sont placés directement à l'aide d'une pince stérile (Figure 04, A et B), à raison de (3 fruits secs traditionnellement) et (3 fruits secs industriellement), l'ensemble est incubé à 25°C pendant 4 à 6 jours (Lekhal et Mersellem, 2013).

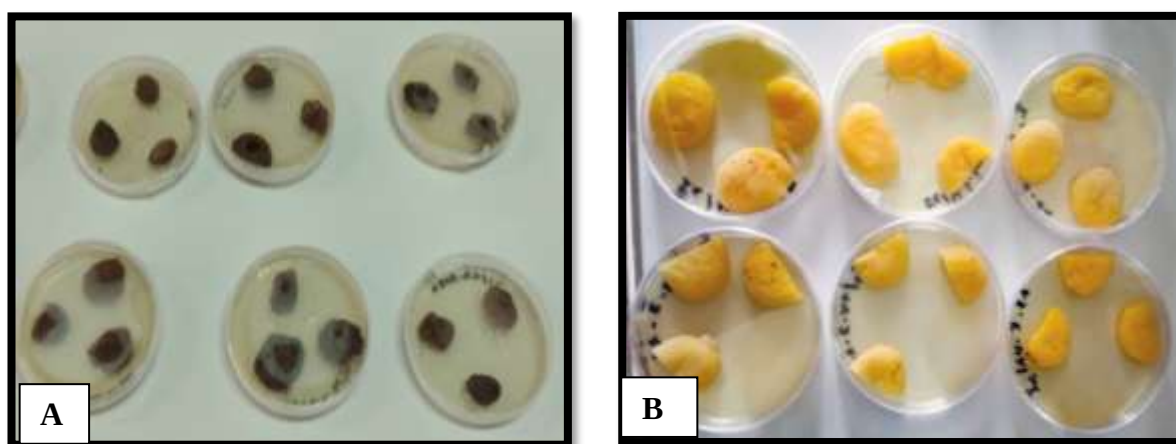


Figure 20. Ensemencement direct des abricots secs, Abricots secs traditionnels (A), Abricots secs industriels(B).

2.3. Repiquage et purification des souches

Après incubation, les souches obtenues sont repiquées sur le milieu Sabouraud jusqu'à l'obtention des souches pures. Pour la purification des souches, il suffit de prélever avec une anse stérile quelques spores ou un fragment mycélien à la marge du thalle de chaque colonie et de transférer l'inoculum sur un milieu neuf. Pour obtenir un développement typique du champignon, (Botton et al., 1990). Les boîtes sont incubées à 25°C pendant 7 jours .



Figure 21. Repiquage et purification des isolats.

3. Identification des isolats

L'identification des isolats est faite à l'aide de clés dichotomiques et d'ouvrages d'identification (Identifier les champignons transmis par les semences), en faisant essentiellement appel aux caractères cultureux comme la forme, la couleur, la pigmentation et le diamètre, et aux caractères morphologiques microscopiques (mycelia et conidies), des moisissures isolées à l'état pure (Botton et al., 1990).

a- Identification macroscopique

Les caractères morphologiques et cultureux sont déterminés après ensemencement des souches pures sur le milieu de culture spécifiques Sabouraud , et incubée à 30°C pendant 7 jours. L'identification se fait à l'œil nue et elle se base essentiellement sur les caractères suivants :

- La vitesse de croissance (rapide, moyenne, lente)
- La texture des colonies.
- La couleur des colonies.
- La couleur du revers de la culture.

b- Identification microscopique

L'observation microscopique a été réalisée par la technique du scotch qui consiste à adhérer à l'aide d'un bout de scotch une fraction mycélienne à partir d'une culture jeune et de la coller sur une lame contenant quelques gouttes de bleu de chloramphénicol méthylène. (Ce produit gonfle des filaments des moisissures et permettent une bonne observation microscopiques). Les observations microscopiques sont effectuées aux grossissements x40 (Guiraud, 2004).

L'étude microscopique est basée sur :

- L'absence ou présence de cloisons
- Couleur des filaments mycéliens
- Mode de ramification des cloisons
- Différenciation des thallospores
- La production du spores .

Résultats et discussion

1. RESULTATS

1.1. Isolement des champignons mycotoxinogènes à partir des abricots secs :

Des résultats de l'isolement des champignons sur milieu Sabouraud sont représentés dans le tableau 09.

Tableau 09. Classification des résultats des genre obtenus .

	Genres isoles	Nombre de répétitions	Nombre total d'isolats
Abricots secs traditionnel	<i>Aspergillus</i>	14	28
	<i>Penicillium</i>	8	
	<i>Alternaria</i>	2	
	<i>Rhizopus</i>	4	
Abricots secs industriel	<i>Aspergillus</i>	9	14
	<i>Rhizopus</i>	5	

1.1.1. Abricots secs traditionnels

28 isolats fongiques ont été prélevés et purifiés à partir d'échantillons des abricots secs traditionnel . Après identification, il s'est avéré que les 28 isolats fongiques appartiennent à 4 genres : *Aspergillus*, *Penicillium*, *Alternaria*, *Rhizopus*.

On remarque que le genre prédominant est l'*Aspergillus*, il regroupe les espèces suivantes :

- *Aspergillus flavus* 5
- *Aspergillus niger* 7
- *Aspergillus ochraceus* 2

Suit le genre *Penicillium* qu'est représenté par 8 isolats, et enfin le genre *Alternaria* par 2 isolats et *Rhizopus* par 4 isolats.

D'après le tableau N° 9 , on constate que :

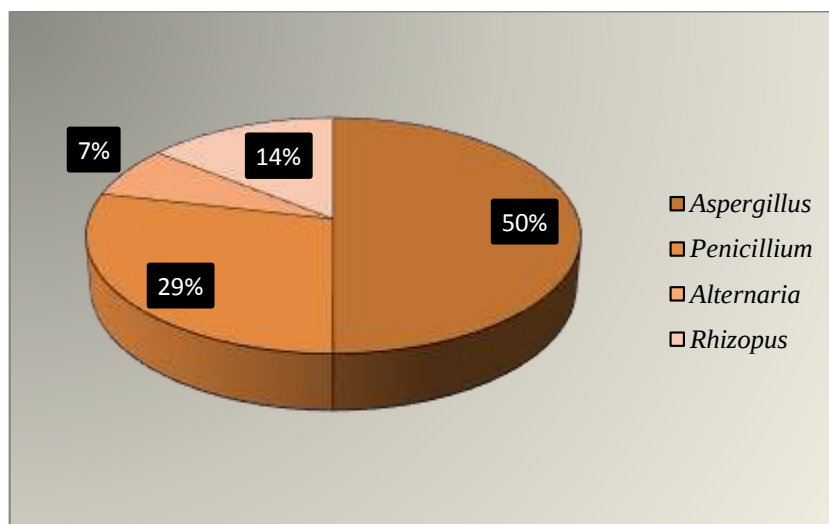


Figure 22. Pourcentages des genres fongiques isolés à partir de Abricots secs traditionnel.

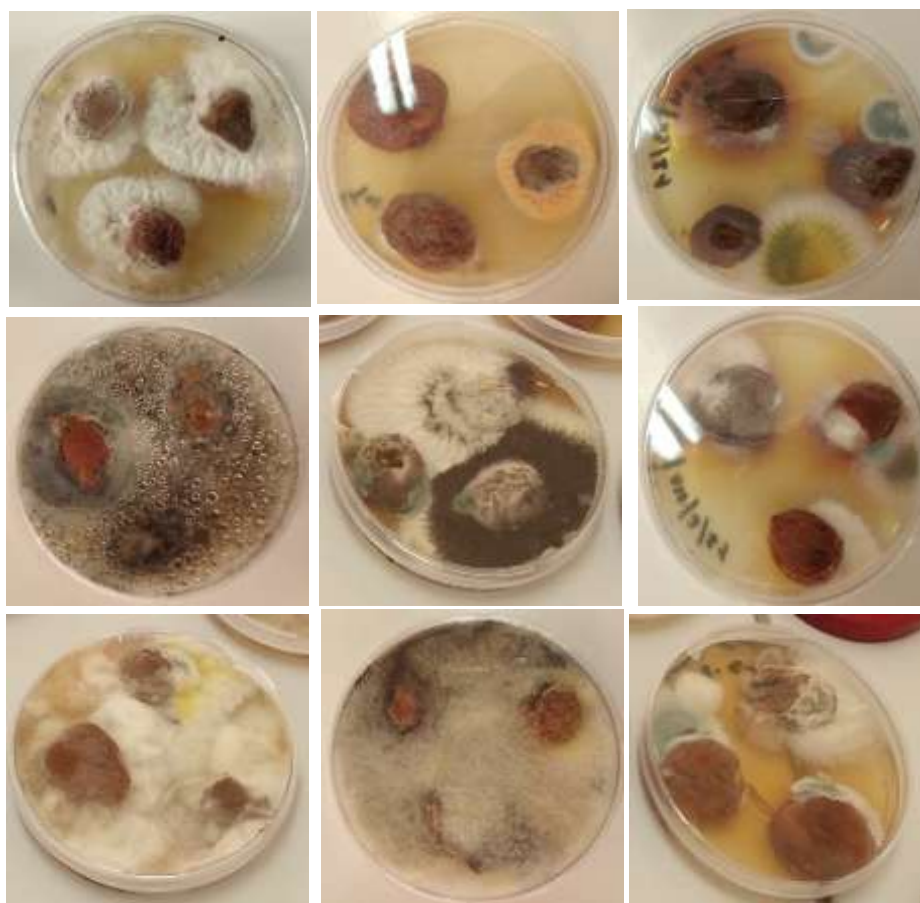


Figure 23. Isolats fongiques obtenus par l'ensemencement direct des graines abricots secs traditionnels.

1.1.2. Abricots secs industriel

14 isolats fongiques appartiennent à deux genres : *Aspergillus*, *Rhizopus*. On remarque que le genre *Aspergillus flavus* est le prédominant par 9 isolats, *Rhizopus* est représenté par 5 isolats. D'après le tableau N° 8 , on constate que :

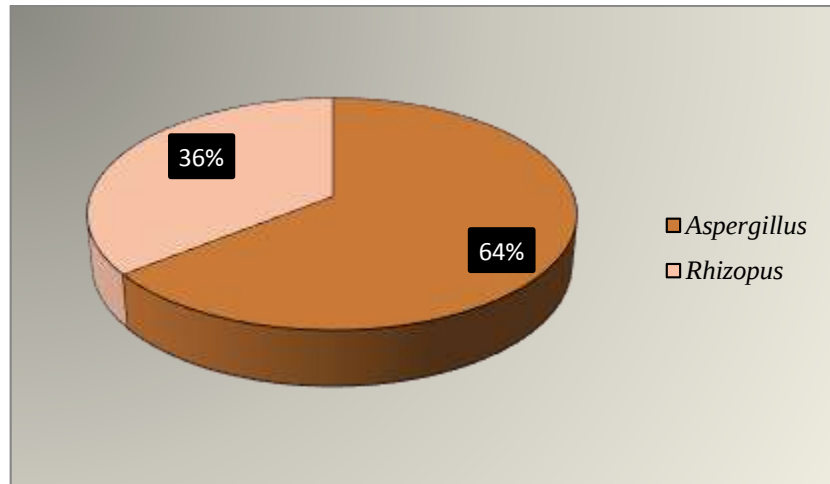


Figure 24. Répartition des pourcentages des genres fongiques isolés à partir de Abricots secs industriel.

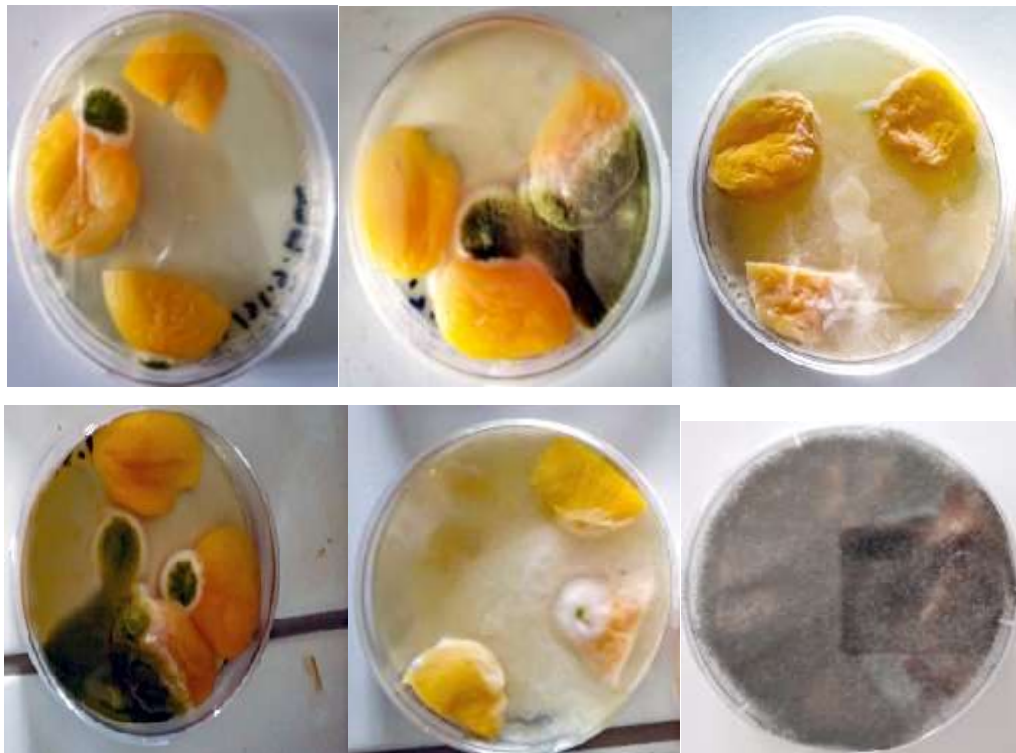


Figure 25. Isolats fongiques obtenus par l'ensemencement direct des graines abricots secs industriels.

1.2. Identification morphologique des champignons

L'identification des genres fongiques a été réalisée selon les clés de détermination de Champion, R. (1997). En se basant sur les caractères macroscopiques des colonies (aspect, couleur, forme, contour, etc.) et sur les caractères microscopiques du mycélium et des conidies ou spores (cloisonnement du mycélium, forme des spores et conidies, forme des organes de fructification, etc.).

1.2.1. Le genre *Aspergillus*

Les *Aspergillus* sont facilement identifiables grâce à leur aspect poudreux caractéristique et leurs couleurs vives. L'identification microscopique se fait par la mise en évidence d'une tête aspergillaire qui peut être à organisation unisériée avec seulement des phialides ou bisériée avec en plus les métules. Ils sont aussi caractérisés par la présence d'un mycélium septé et un conidiophore de longueur variable. L'identification de l'espèce se fait en fonction de cette tête aspergillaire et l'aspect des colonies (Ait mimoune, 2018).

a) *Aspergillus section niger*

Sept isolats ont classé dans l'espèce *Aspergillus niger* d'après les clés d'identification de Champion, R. (1997), sur le milieu de Sabouraud, la colonie envahit souvent toute la surface de la boîte de pétri (Figure 26, A et B). Cette espèce possède un thalle à croissance rapide. Leur caractère microscopique présente un mycélium cloisonné et des vésicules globuleuses avec conidies globuleuses parfois légèrement aplaties, brune, échinuleuses et verruqueuses.

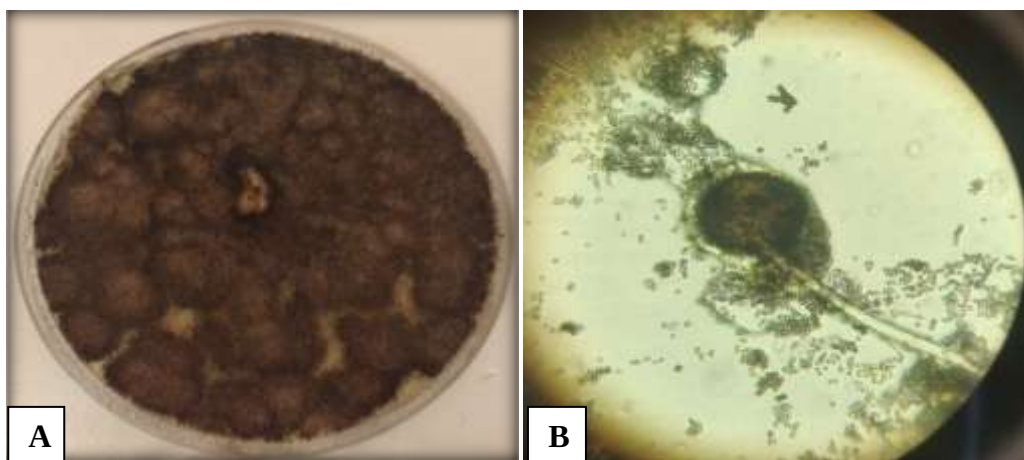


Figure 26. Colonie *Aspergillus niger*, observation macroscopique(A), observation microscopique(B) (grossissement*40).

b) *Aspergillus section flavus*

Cinq isolats ont classé dans le genre *Aspergillus flavus*, les colonies de cette section duveteuses à poudreuse, planes et de couleur vert-jaune.

Leurs caractères microscopiques : conidiophore long et non cloisonné, hyalines. Les conidies sont globulaires de couleur verte (Figure 27,A et B).

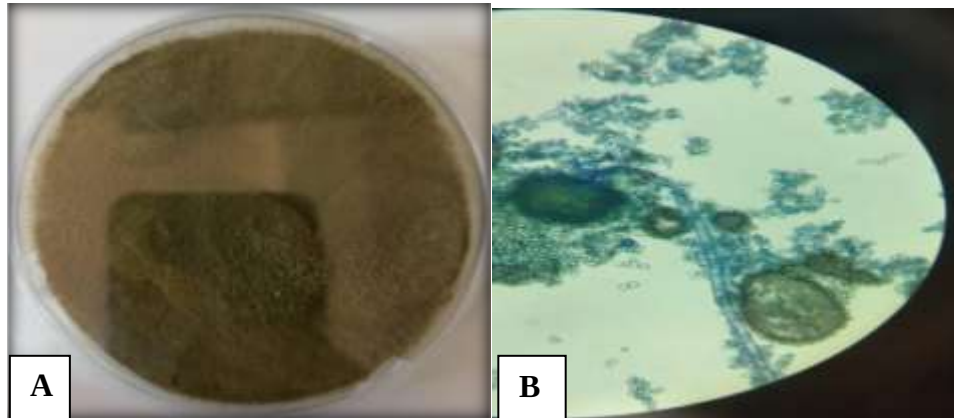


Figure 27. Colonie *Aspergillus flavus* , observation macroscopique (A), observation microscopique (B) (grossissement*40) .

c) *Aspergillus section ochraceus*

Deux isolats d'*Aspergillus ochraceus* ont été trouvés. D'après Champion, R. (1997). Cette section pousse rapidement. Les colonies sont poudreuses ou duveteuses de couleur ocre. Ils se caractérisent par la formation d'organes de reproduction asexuée : les têtes aspergillaires, le conidiophore de longueur variable se renfle (Figure 28, A et B).

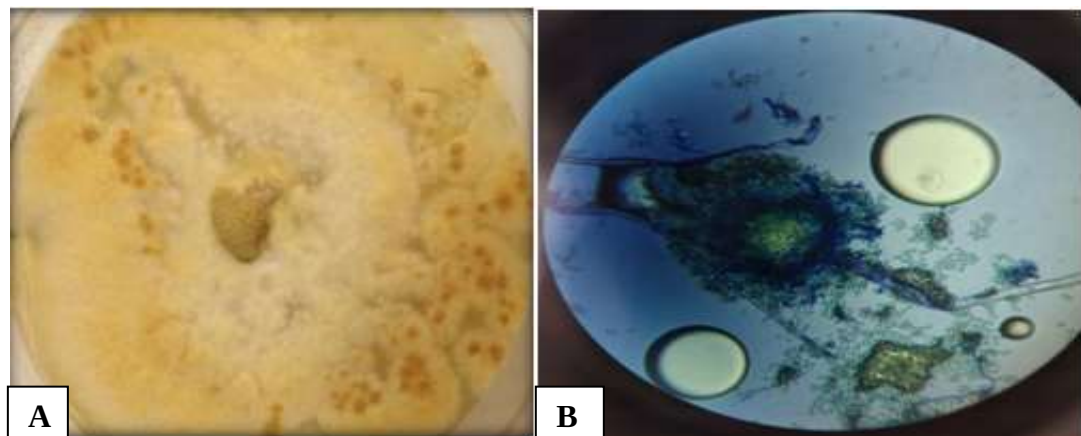


Figure 28. Colonie *Aspergillus ochraceus* , observation macroscopique (A), observation microscopique (B) (grossissement*40) .

2.2.1. Le genre *Penicillium*

Le genre *Penicillium* est caractérisé par des colonies poudreuses à duveteuses, généralement de couleur verte. Une production d'exsudat peut être observée à la surface des colonies. Le revers de la colonie est de couleur très variable, le plus souvent jaune ou gris (Arfaoui, 2019).

La forme du conidiophore est un caractère taxonomique très importance lors del'identification de *Penicillium*. L'observation microscopique montre un mycéliumseptéavec des phialides groupées en pinceaux auxquels sont attachés des conidies (Figure30, A et B).

Les phialides sont serrées les unes contre les autres, les conidies produites en grand nombre par les phialides restent en chaîne et contribuent à donner à la tête conidienne un aspect en pinceau (Ait mimoune, 2018).

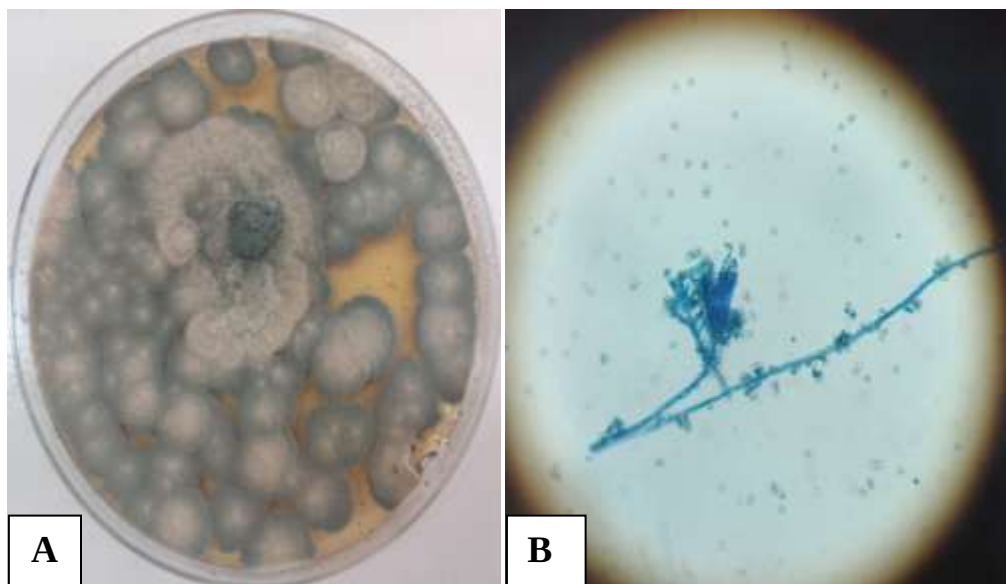


Figure 29 . Colonie *Penicillium* sp , observation macroscopique (A), observation microscopique (B) (grossissement*40) .

1.2.3. Le genre *Alternaria*

D'après le diagnostic macroscopique les isolats les colonies apparaissent noires ou vertes et duveteuses. Elles présentent une texture épaisse. D'après les clés d'identification de Champion, R. (1997). Ces deux isolats correspondent au genre *Alternaria*. Leurs caractéristiques microscopiques sont les suivantes : mycélium cloisonné, conidies en chaines simples ou ramifiées, brunes, irrégulières avec un rostre apicale court mais bien différencié (Figure 29, A et B).

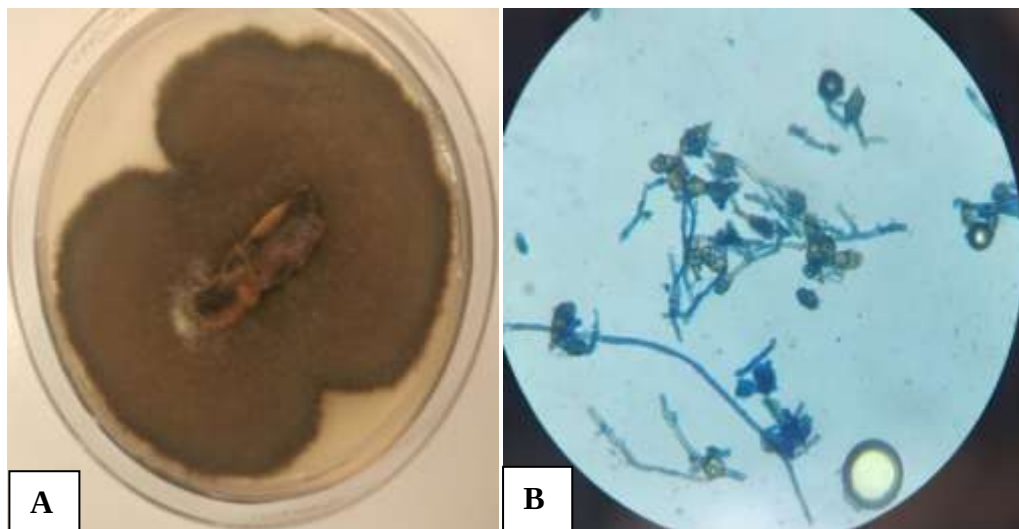


Figure 30. Colonie *Alternaria* sp , A) observation macroscopique B) observation microscopique (grossissement*40) .

1.2.4. Le genre *Rhizopus*

Le genre *Rhizopus* isolés à partir nos échantillons. Selon Domisch et al. (1980), Botton et al. (1990), Boiron (1996), Campbell et al. (1996), Ellis (1998), et Larone (2011), les caractères morphologiques de *Rhizopus* se représentent ainsi :

Un thalle à croissance extrêmement rapide sur le milieu CYA et Sabouraud remplissant la boîte de Pétri (20 mm par jours) atteignant 5 à 8 mm de hauteur, cotonneux blanc au début, gris brunâtre à noirâtre gris selon la sporulation ;

- Une formation d'appendices en forme de racines, nommés rhizoïdes, qui se forment à la base des sporocystophores (ou sporangiophores) et fixent le mycélium sur le substrat ;
- Un mycélium non septé ;
- Un sporangiophore seul ou en groupe de 2 à 5 de 150 à 2000 μm de hauteur et de 6 à 14 μm de diamètre ;
- Un sporocyste globuleux à paroi finement échinulée noir grisâtre de 30 à 120 μm de diamètre ;
- Un clamydospore globuleux ou cylindrique de 10 à 35 μm de diamètre ;
- Des columelles globuleuses, subglobuleuses, ou ovoïdes larges ;
- Des spores irrégulières souvent anguleuses, gris clair ou brune .

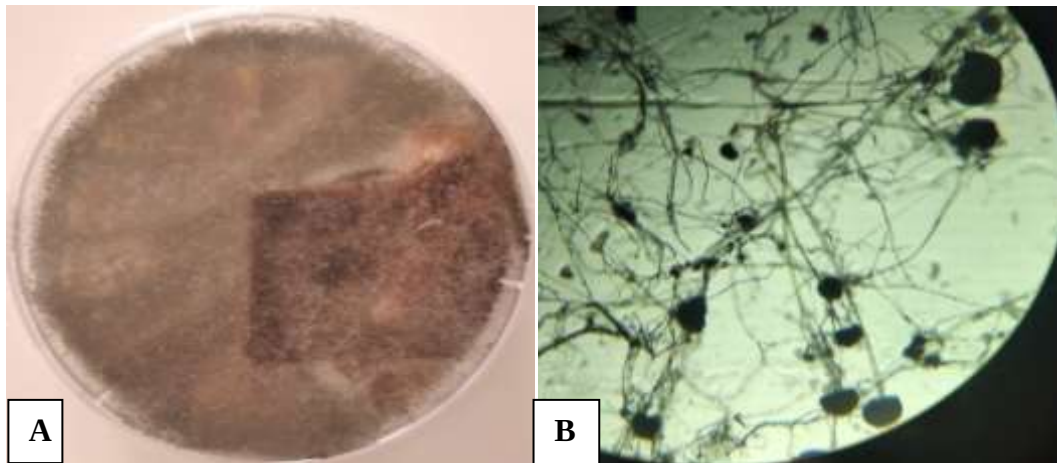


Figure 31. Colonie *Rhizopus* sp, observation macroscopique (A), observation microscopique (B)

(grossissement*40)

DISCUSSION

Ce travail , consisté à étudier la contamination fongique dans l'abricots secs, séché par deux méthodes différentes (traditionnellement et industriellement), collectés de commerciale de différentes régions de la Willaya de Laghouat .

L'objectif principal de ce travail est l'isolement et l'identification des différentes espèces fongiques toxigènes présentes dans l'abricots secs, qui sont une source de contamination par les mycotoxines.

Les résultats de dénombrements sur milieu Sabouraud montrent, des différences décontamination par les populations (genres) fongiques dans l'ensemble des échantillons.

Au cours de cette étude cinq genres ont été identifiés avec des proportions variables. Les genres fongiques isolés des abricots secs traditionnels classés par ordre décroissant de fréquence sont : *Aspergillus* (50%), *Penicillium* (29%), *Alternaria* (14%) , *Rhizopus* (7%). Et les genres fongiques isolés des abricots secs industriels sont : *Aspergillus* (64%), *Rhizopus* (36%) .

Nous avons observé que la fréquence de contamination par les genres *Aspergillus* et *Penicillium* dans les abricots secs traditionnels est plus élevé par rapport au abricots secs industriels. Ces différences pourraient être liées aux variations des facteurs climatiques et des conditions de stockage ainsi que les méthodes de séchage. En effet, le contrôle des taux d'humidité et des températures pendant le stockage est important pour éviter la croissance des moisissures.

Ces observations pourraient être le résultat d'une instauration des mauvaises conditions de récolte et de conservation. En Algérie, ce produit alimentaire est généralement entreposé à l'air libre, et conservés dans des sacs sans protection adéquate. Ce mode de conservation augmente les risques de contamination par des spores de plusieurs espèces fongiques (Ait mimoune, 2018).

Dans le cas des abricots secs traditionnels, après maturation, les fruits sont ramassés du sol ce qui est à l'origine d'une forte contamination. L'entreposage dans des sacs mal aérés pendant plusieurs jours surtout lorsque les conditions climatiques ne s'y prêtent pas pour le séchage favorisent encore d'avantage la prolifération des moisissures.

Le séchage (exposition au soleil durant la journée) est sujet à plusieurs contraintes qui sont : les conditions climatiques telles que la température optimale pour la croissance des champignons allant de 25°C à 35°C, l'humidité surtout pendant

la pluviométrie en mois de septembre, qui ne facilité pas un bon séchage; le non respect de la durée de séchage par le manque des outils permettant de mesurer l'activité de l'eau; l'utilisation des supports mal adaptés pour l'étalement des abricots et finalement l'altération de la qualité organoleptique de ce fruit .

Dans le cas des abricots secs industriels : il semble que le traitement thermique ait joué un rôle important dans la réduction significative du taux champignon. Néanmoins, les genres *Aspergillus flavus* et *Rhizopus* sont apparus.

Nos résultats ont également montré une très forte contamination des abricots secs industrielle par *Aspergillus flavus* (64 %). les isolats d'*Aspergillus* peuvent constituer une source d'ochratoxine A cela est en accord, avec d'autre travaux qui contient que la section *Flavi* est la plus fréquemment isolée dans les graines de céréales et d'autres graines d'arachides et des fruits secs (Magnoli et al.,2003 ; Riba et al., 2008,2010).

Étant donné que les champignons ne peuvent pas vivre aux températures élevées auxquelles les abricots ont été exposés, qui ont atteint 100 °C au stade de blanchiment du séchage industriel, leur apparition peut être due à de mauvaises conditionnement et les conditions de conservation et de stockage mal contrôlées .

Les niveaux de contamination de nos échantillons ne semblent pas être liés à leur répartition géographique. Les résultats obtenus concernant la densité de la microflore fongique totale n'ont pas montré des différences entre les régions concernées par l'étude. En revanche, des fluctuations importantes ont été notées au niveau des échantillons issus de la même région. Ceci signifie que la provenance de ces échantillons ne peut pas être le seul facteur impliqué dans ce type de contamination.

En effet, la qualité du fruit après récolte est influencé par un large variété de facteurs biotiques (microflore, insectes, acariens et rongeurs) et abiotiques (températures, humidité, activité de l'eau, ect.). Le fruit stocké est lui-même considéré comme un écosystème particulier (Magan et Aldred. 2007).

Les moisissures sont sensibles aux variations de la température et à l'humidité relative moyenne, ces deux facteurs jouent un rôle prépondérant sur la croissance et la physiologie des champignons (Lasram et al., 2010). Une variation au niveau de l'humidité peut avoir des conséquences notables sur la densité de les champignons toxigènes . La composition gazeuse de l'atmosphère intervient elle aussi dans le contrôle de la croissance des champignons (Mousa et al., 2016).

Nos échantillons ont été hautement contaminés par les *Aspergillus* et les *Penicilliums* qu'ont potentiellement productrices des mycotoxines comme les Aflatoxines et Ochratoxines. Ces des mycotoxines sont des métabolites secondaires toxiques produits par des champignons toxinogènes. On les trouve dans de nombreux aliments et produits alimentaires, fruits secs et noix. Elles sont responsables d'infections chez les animaux, les plantes et les êtres humains (mycotoxicoses), (Abdellaoui et Guellal, 2016).

Les fruits secs et les graines oléagineuses constituent un substrat propice au développement des moisissures (HumTurner et al., 2005). Les espèces du genre *Penicillium* se développent à des températures basses. Il s'agit de contaminants fréquents des régions tempérées. Par contre le genre *Aspergillus* est rencontré beaucoup plus dans les pays caractérisés par un climat chaud comme l'Algérie.

En Arabie saoudite (Alomari et al , 2014), une étude centrée sur la détection et la gestion des champignons toxigènes isolés de différents fruits secs et noix. Les genres prédominants étaient *Aspergillus niger* (50,8%), *Aspergillus flavus* (19,5%) et *Penicillium digitatum* (10,4%), les mycotoxines produites par les *Aspergillus spp.* isolés de différents fruits secs comme B1, B2, G1, G2, Fumagiline et Maltoryzine.

Nos résultats sont en accord avec les résultats d'étude réalisée sur les figes sèches en Iran, Javanmard. (2010), qui a révélé la présence de plusieurs espèces fongiques (*Aspergillus spp.*, *Acremonium spp.*, *Penicillium spp.*, *Alternaria spp.* et *Mucor spp.*). Des taux très élevés en aflatoxines dans les figes sèches ont été rapporté par Heperkan et al. (2012) en Turquie. Leurs résultats ont indiqué la présence des aflatoxines dans 42% des échantillons au début du processus du séchage, une concentration maximale de 763 µg/kg a été notée.

Aspergillus niger est l'une des espèces couramment rencontrées dans les fruits séchés au soleil. Cette espèce contrairement à *Aspergillus* section *Flavi*, à une tolérance contre les ultraviolets en raison de leur teneur importante en mélanine dans les parois cellulaires (Heperkan et al., 2012). Nos résultats confirment ces observations qui indiquent clairement la contamination des abricots séchés traditionnellement par le soleil par cette section du genre *Aspergillus*.

Enfin, il est important de rappeler que la technique traditionnelle de séchage des abricots au soleil est toujours appliquée en Algérie. Après récolte, les abricots sont souvent laissés sur le sol pour sécher. Cette pratique, permet de réunir des conditions favorables pour le développement des moisissures et la production des mycotoxines.

Cependant, des bonnes pratiques agricoles, comme l'utilisation des nouvelles techniques de séchage et le tri des fruits (èlimination des fruits pourris) durant le processus de transformation pourraient diminuer le niveau des mycotoxines produites dans les fruits secs comme les abricots secs .

D'autres mesures comme l'application de fongicides pendant le stockage peuvent contribuer à la réduction de la contamination fongique et par conséquence à la réduction de la production des mycotoxines (Scott et Trucksess, 2009).

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

Les moisissures sont des microorganismes ubiquistes susceptibles de contaminer de nombreux produits destinés à l'alimentation humaine et animale. Le développement des moisissures sur ces substrats peut provoquer des altérations des propriétés organoleptiques, la diminution des qualités nutritives et l'accumulation de composés toxiques (mycotoxines).

L'objectif de ce travail est de faire un isolement des champignons toxinogènes producteurs des mycotoxines (aflatoxine et ochratoxine) spécialement ceux appartenant aux genres *Aspergillus* et *Penicillium*, qui contaminent les abricots secs commercialisées dans la Wilaya de Laghouat.

Pour cela, nous avons analysé cinq échantillons des abricots secs traditionnels et cinq échantillons des abricots secs industriels puis on a comparé le taux de contamination par ces champignons dans les deux échantillons. Cette étude dévoile la présence d'une grande biodiversité de contaminants fongiques.

Nous avons remarqué une dominance des espèces appartenant aux genres *Penicillium* et *Aspergillus*, Parmi les différentes sections du genre *Aspergillus* isolées, les sections *niger* et *flavus* et *ochraceus* étaient les plus représentées dans ces échantillons, d'autre part les espèces d'*Aspergillus flavus* étaient fortement isolées à partir des abricots secs industriels .

A l'issue de ce travail, les résultats de l'énumération fongique ont montré une forte charge dans les échantillons de abricots secs traditionnels. Ces derniers étaient caractérisés par une mauvaise qualité microbiologique selon les normes internationales. Nous avons rendu compte également que le traitement thermique (le séchage industriels) qui subissent les abricots secs industriels réduit le risque de contamination de l'abricot par ces champignons.

La présence et la nature de la contamination fongique est en grande partie liée aux conditions climatiques et les conditions de récolte, de transport, de conditionnement et de stockage. Nos résultats ont montré que l'origine géographique des échantillons analysés, n'est pas un facteur discriminant sur le plan qualitatif et quantitatif de la flore fongique analysée.

La présence des champignons toxinogènes ne traduit pas automatiquement la présence des mycotoxines dans les denrées, mais elle constitue un indice très important pour prédire son existence. Les résultats de plusieurs travaux laissent penser qu'il existerait une corrélation entre la présence de certaines mycotoxines et leurs

champignons producteurs (Guellal et Abdellaoui, 2016). Sur le plan de la sécurité sanitaire des aliments, notre travail est une contribution à une analyse des risques liés à la contamination par les champignons toxinogènes et les mycotoxines qu'ils produisent. Il convient de notre étude ne représente pas une large gamme de situation.

En perspective il serait intéressant, d'étendre l'étude sur un grand nombre d'échantillons, d'utiliser une politique de sensibilisation auprès des consommateurs, agriculteurs et commerçants algérienne vis-à-vis des risques liés à la présence des mycotoxines et des pratiques agricoles et des conditions de stockage à respecter doit être envisagée .

Développer des stratégies de lutte biologique visant à limiter le développement des moisissures toxinogènes et par conséquent la production des mycotoxines, il est également intéressant d'étudier, d'une manière approfondie, l'écologie des champignons toxinogènes et l'influence des conditions de stockage (température, humidité) sur la toxinogenèse ;

Il est impératif de veiller au respect de règles d'hygiène telles les conditions de récolte, d'emballage, d'entreposage, de stockage et du suivi tout au long de la chaîne alimentaire. A cet effet, des laboratoires spécialisés doivent être mis en place sur tout le territoire du pays..

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. **Abdellaoui M .,Guellal CH.,** 2016. Isolement et identification des espèces d'*Aspergillus* section *Flavi* aflatoxinogène contaminant les amandes commercialisées en Algérie. Mémoire de Master, Université Blida 1, Blida.
2. **Aflatoxine.,**2013. Détermination des niveaux aflatoxine B1 dans les épices herbes biologiques, Le world journal scientifique .
3. **AFSSA.,** 2009. Évaluation des risques liés à la présence de mycotoxines dans les chaînes alimentaires humaine et animale. Rapport final, Maisons-Alfort.
4. **Ait mimoune N.,**2018. Etude de la contamination par les espèces d'*Aspergillus* section *Flavi* et par les aflatoxines de quelques fruits secs utilisés en confiserie. thèse de doctorat, École Normale Supérieure de Kouba, Alger.
5. **Akin B., Karabulut I., Topcu A.,**2008. Some compositional properties of main Malatya apricot (*Prunus armeniaca* L.) varieties. Food Chemistry. 107 : 039-948.
6. **Al assaoui M.,** 2018. Contamination des aliments par les mycotoxines : méthodes de prévention, de lutte et de décontamination . Université Mohammed V de RABAT.
7. **Alomari A.,Bahkali A., Abdel Mongy A., Basheer A., Abdallah M.,**2014. Toxigenic Fungi Isolated from Dried Fruits : Detection of *Aspergillus* Toxins in Saudi Arabia. Journal of pure and applied microbiology. Vol. 8(1).
8. **Arfaoui M.,** 2019. Lutte biologique contre les moisissures toxigènes. thèse de doctorat, Université Tunis El manar, Tunis.
9. **Ayerst G.,** 1969. The effects of moisture and temperature on growth and spore germination in some fungi, Journal of Stored Products Res. 5: 127-141.
10. **Bahlouli F., Tiaiba A et. Slamani A.,**2008. Etude des différentes méthodes de séchage d'abricot, point sur les méthodes de séchage traditionnelles dans la région du Hodna, Wilaya de M'Sila. 08 : 61 – 66.
11. **Bailey C., Hough L.,**1975. Apricots. In: Janick J. and Moore J.N. (eds), Advances in fruits breeding. Purdue University Press. West Lafayette. Indiana USA. pp. 367-383.
12. **Belhadj A.,**2016. Contribution à une caractérisation numérique chez les espèces fruitières cas de l'abricotier «*Prunus armeniaca* L.». Mémoire de Master, Université Mohamed Khider, Biskra.

13. **Ben koumar D., Ben hammouda Yamina.**,2020. Valorisation phytochimique des extraits aqueux et méthanoliques de noyaux de trois plantes (Abricots, Olivier et Seder) de la région de Metlili. Mémoire de Master, Université de Ghardaïa, Ghardaïa.
14. **Bennett J., Klich M.**, 2003. Mycotoxins. *Clinical Microbiology Review* 16, pp497-516.
15. **Bennoudia O.**,2016. Isolement et identification des espèces d'*Aspergillus* section *Flavi* aflatoxinogènes contaminant la farine de blé tendre commercialisées en Algérie. Mémoire de Master, Université Saad Dahlab, Blida.
16. **Bezuidenhout S., Gelderblom W., Gorst-Allman C.**,1988. Structure elucidation of the fumonisins, mycotoxins from *Fusarium moniliforme*. *J. Chem. Soc. Commun.* 11:743-745.
17. **Boiron P.**, 1996. Organisation et Biologie des Champignons. Ed. Nathan. pp. 30–35.
18. **Botton B., Breton A., Fèvre M., Gauthier S., Guy P., Larpent J., Raymond P., Sanglier J., Vayssier Y., Veau P.**, 1990. Moisissures Utiles et Nuisibles : Importance Industrielle. 2e Ed., Masson, Paris, France, 512 p.
19. **Bouafia S.**,2018. Étude de l'effet du prétraitement sur le séchage statique des fraises. Mémoire de Master, Université Kasdi Merbah, Ouargla.
20. **Brahmi W., Bouguerriou S.**, 2020. Effet des différents paramètres sur l'extraction des polyphénols de marc d'abricot. Mémoire de Master. Université A. Mira, Bejaia.
21. **Brennan J. G.**, 2006. Food processing handbook. Ed by: WILEY-VCH Verlag GmbH & Co- KGaA, Weinheim, Germany, 602p.
22. **Brochard G., Bacle C.**, 2009. Mycotoxines en milieu de travail. Document pour le médecin du travail. 119: 299-323.
23. **Buffaz C.**,2014. Parasitologie et mycologie médicale pratique.
24. **C.I.R.C.**, 2002. Centre International de Recherche contre le Cancer. Monograph on the Evaluation of Carcinogenic Risk to Humans, World Health Organization. Some Traditional Herbal Medicines, Some Mycotoxins, Naphthalene and Styrene. Summary of Data Reported and Evaluation, vol. 82. Lyon, pp. 171–175.
25. **Campagnollo C., Ganev K., Khaneghah A., Portella J., Cruz A., Granato D., Corassin C., Oliveira C.**, 2016. The occurrence and effect of unit operations for dairy products processing on the fate of aflatoxin M1: a review. *Food Control.* 68: 310-329.

26. **Campbell C., Johnson E., Philpot C., Warnock D.,** 1996. Identification of pathogenic fungi. Public Health Laboratory Service, London, UK., 298 p.
27. **Castegnaro M., Pfohl-Leszkowicz A.,** 2002. Les mycotoxines: contaminants omniprésents dans l'alimentation animale et humaine. La sécurité alimentaire du consommateur. 2ème édition. Paris: Lavoisier, p. 127-79.
28. **Castegnaro M., Pfohl-Leszkowicz A.,** 2002. Les mycotoxines: contaminants omniprésents dans l'alimentation animale et humaine. La sécurité alimentaire du consommateur. 2e édition. Paris: Lavoisier, pp. 127-79.
29. **Chakraverty A.** 2003. Conversion and utilization of biomass. In: Handbook of postharvest technology: cereals, fruits, vegetables, tea, and spices, (Eds.) H.S. Ramaswamy, G.S.V. Raghavan, A. Chakraverty, A.S. Mujumdar, Marcel Dekker. New York, 797-819.
30. **Champion R,**1997. Identifier les champignons transmis par les semences. Editions Quae.
31. **Chang PK, Ehrlich KC.,** 2010. What does genetic diversity of *Aspergillus flavus* tell us about *Aspergillus oryzae*?. International Journal of Food Microbiology. 138: 189-199.
32. **Danish Food composition Databank,**2009. National Food Institute. Technical University of Denmark (DTU).
33. **Delage N., D'Harlingue A, Colonna Ceccaldi B., Bompeix G.,**2003. Occurrence of mycotoxins in fruit juices and wine. Food control. 14: 225-227.
34. **Derrardja A.,**2014. Impact de deux procédés technologiques (jus et confiture) et du séchage sur les polyphénols et les caroténoïdes de l'abricot. Mémoire de Master , Université Constantine 1,Constantine.
35. **Dir K., Boumaza K.,** 2018. Etude mycologique et mycotoxicologique des fruits secs (à coque) commercialisés au niveau de la région D'Oum El-Bouaghi. Mémoire de Master, Université Larbi Ben M'hidi, Oum El Bouaghi.
36. **Domisch K., Gams W., Anderson T.,** 1980. Compendium of Soil Fungi. Vol. 1. Academic press, London, UK., 860 p.
37. **El Khoury A., Atoui A., Rizk T., Lteif R., Kallassy M., Lebrihi A.,** 2011. Differentiation between *Aspergillus flavus* and *Aspergillus parasiticus* from Pure Culture and Aflatoxine Contaminated Grapes Using PCR-RFLP Analysis of aflR-aflJ Intergenic Spacer. Journal of Food Science.76 (4) : 247-253.

38. **EL khoury A.**,2007. Champignons Mycotoxinogènes et Ochratoxine A (OTA) et Aflatoxine B1 (AFB1) dans les vignobles libanais : Occurrence et Origine. thèse de doctorat, École doctorale Transferts, Dynamique des Fluides, Energétiques et Procédés, Français.
39. **Ellis D.**, 1998. The Zygomycetes. In: Ajello L., Hay R.J. (eds): Topley & Wilson's Microbiology and Microbial Infections. Medical Mycology (vol. 4). 9th Ed., Edward Arnold, London, UK., pp. 247–277.
40. **FAO., UNICEF.**,2018. WFP and WHO: The State of Food Security and Nutrition in the World. Building climate resilience for food security and nutrition, 200.
41. **Flores-Flores M., Lizarraga E., Lopez de Cerain A., Gonzalez-Penas E.**, 2015. Presence of mycotoxins in animal milk: A review. Food Control. 53: 163-176.
42. **Fournier V.**, 2003. Conservation des aliments. Université Laval, Canada; 16 p.
43. **Gaumy J., Bailly J., Burgat V.**, 2001. Zéaralénone : propriétés et toxicité expérimentale. Groupe de Mycotoxicologie E.N.V.T Toulouse. Revue Méd. Vét. 152 : 234p.
44. **Gaumy J., Bailly J., Burgat V., Guerre P.**, 2001. Zéaralénone : propriétés et toxicité expérimentale. Revue Méd. 152 (3): 219-234.
45. **Gauthier A.**,2016. Les mycotoxines dans l'alimentation et leur incidence sur la santé . thèse de doctorat, Université de Bordeaux, Français.
46. **Ghedioui A.**,2020. Elimination de nickel(II) par un charbon activé à base le noix de l'abricot. Mémoire de Master, Université Mohamed Khider, Biskra.
47. **Goudjal Y.**,2005. Séchage solaire de raisin variété Sultanine. Mémoire de Master, Institut national agronomique, Alger.
48. **Guiraud J., Rosec J.**, 2004. Pratique des normes en microbiologie alimentaire.
49. **Hassein-bey M.,Yahiaoui Y.**,2019. Evaluation des déchets lssus de la fabrication de la purée d'abricot. Mémoire de Master .Univocité Blida 1. Blida.
50. **Hennequin C., Lavarde V.**, 1998.,Infections à *Penicillium*, Encycl. Mèd. Chir. Paris.
51. **Heperkan D., Güler FK., Oktay HI.**, 2012. Mycoflora and natural occurrence of aflatoxin, cyclopiazonic acid, fumonisin and ochratoxin A in dried figs. Food additives and contaminants. 29: 277-286.
52. **Houhou H.**,2016. Etude théorique et expérimentale du séchage solaire de certains produits agro-alimentaires. Mémoire de Master, Université Mohamed Khider, Biskra.

53. **Jard G.**,2009. Etude de différents modes d'élimination biologique de la zéaralénone, mycotoxine présente dans les céréales: Adsorption et Biotransformation. thèse de doctorat, Université de Toulouse, France .
54. **Javanmard M.**, 2010. Occurrence of mould counts and *Aspergillus* species in Iranian dried figs at different stages of production and processing. *Journal of Agricultural Science and Technology*. 12: 331-338.
55. **JECFA .**,2002. Evaluation of certain mycotoxins. fifty-sixth report of the Joint FAO/WHO Expert Committee on Food Additives 906.
56. **Jeunot B.**,2005. Les fusariotoxines sur céréales, détection, risque et nouvelle réglementation. Sous la direction de Benizri E. Thèse de doctorat de l'Université Henri Poincaré de Nancy I :125.
57. **Jouany JP.**, Yiannikouris A., Bertin G., 2009. Risk assessment of mycotoxins in ruminants and ruminants products. *Options Méditerranéennes. Serie A*, 85: 205-224.
58. **Lahbari M.**,2015. étude et simulation du séchage de l'abricot :application a quelques variétés de la région des Aurès. thèse de doctorat , université Hadj Lakhdara, Batna.
59. **Lahouar A.**,20016. Mycotoxines et champignons mycotoxinogènes dans les grains de sorgho commercialisé en Tunisie : Incidence et profils écophysiologiques. Thèse de doctorat, Institut Supérieur de Biotechnologie de Monastir, Tunisie.
60. **Larone D.**, 2011. *Medically Important Fungi: A Guide to Identification*. 5th Ed., American Society for Microbiology Press, Washington, DC., USA., 584 pp.
61. **Lasram S., Oueslati S., Valero A., Marin S., Ghorbel A., Sanchis V.**, 2010. Water Activity and Temperature Effects on Fungal Growth and Ochratoxin A Production by Ochratoxigenic *Aspergillus carbonarius* Isolated from Tunisian Grapes. *Journal of Food Science*. 75: 89-97.
62. **Lekhal M., et Mersellem N.**, 2013. Isolement et identification des champignons mycotoxinogènes à partir de riz stocké dans une coopérative des céréales et des légume sec (CCLS) de Blida. Mémoire de Master, Université Saad Dahlab, Blida.
63. **Louze H., Hadjaissa F.**,2018. Isolement et identification des moisissures de stockage du blé tendre (*Triticum aestivum* L) et blé dur (*Triticum durum* L). Mémoire de Master, Université Larbi Ben M'hidi, Oum El Bouaghi.
64. **Magan N., Aldred D.**, 2007. Post-harvest control strategies: minimizing mycotoxins in the food chain. *International Journal of Food Microbiology*. 119: 131–139.

65. **Monilia delle drupacee**, 2018. BASF Agricultural Solutions Italia.
66. **Morin O.**, 1994. *Aspergillus* et aspergilloses: biologie, Ed. Techniques Encyl. Med. Chir. (Elsevier, Paris), Maladies infectieuses. 8-600-A-10.
67. **Mousa W., Ghazali FM., Jinap S., Ghazali HM., Radu S., Salama A.**, 2016. Temperature, water activity and gas composition effects on the growth and aflatoxin production by *Aspergillus flavus* on paddy. *Journal of Stored Products Research*. 67: 49-55.
68. **Neme K, Mohammed A.**, 2017. Mycotoxin occurrence in grains and the role of postharvest management as a mitigation strategies. A review. *Food Control*. 78: 412-425.
69. **Nguyen T.**, 2016. Étude expérimentale et modélisation du procédé de séchage des végétaux. Génie des procédés. Université de Bretagne Sud, Français.
70. **Olutiola P.**, 1976. Cellulase enzymes in culture filtrates of *Aspergillus flavus*. *Trans Br Mycol Soc*. 67: 265–268.
71. **Organisation Mondiale pour la Santé.**, 2002. Evaluation de certaines mycotoxines dans les aliments. Rapport de la cinquante–sixième réunion du Comité mixte FAO/OMS d’experts des additifs alimentaires, Série de rapports techniques de l’OMS no 906, Organisation mondiale de la santé (OMS), Genève.
72. **Pageau D., Filion P.**, 2018. Fusariose : réduire les risques aux champs ! Journée d’informations sur les mycotoxines.
73. **Pfohl-Leszkowicz A.**, 1999. Les mycotoxines dans l’alimentation : évaluation et gestion du risque. Paris : Tec&Doc. 478p.
74. **Pitt J.**, 1988. Laboratory guide to common *Penicillium* species. Academia Press editor, London.
75. **Pitt J.**, 2000. Toxigenic fungi and mycotoxins, *Br. Med. Bull.* 56 (1) : 184 – 192.
76. **Pitt J., Hocking A.**, 1997. *Fungi and Food spoilage*, 2nd ed. Blackie Academic and Professional, London. 540 p.
77. **Prandini A., Tansini G., Sigolo S., Filippi L., Laporta M., Piva G.**, 2009. On occurrence of aflatoxin M1 in milk and dairy products. *Food and Chemical Toxicology*. 47: 984-991.
78. **Raiola A., Tenore G., Manyes L., Meca G., Ritieni A.**, 2015. Risk analysis of main mycotoxins occurring in food for children: an overview. *Food and Chemical Toxicology*. 84: 169-180.

79. **Raper K., Fennell DJ.**, 1965. The genus *Aspergillus*, Williams and Wilkins editors, Baltimore. 686p.
80. **Recommandation** 2006/576/CE de la commission du 17 août 2006 concernant la présence de déoxynivalénol, de zéaralénone, d'ochratoxine A, des toxines T-2 et HT-2 et de fumonisines dans les produits destinés à l'alimentation animale, Journal officiel de l'Union européenne, 23/08/2003.
81. **Riba A., Bouras N., Mokrane S., Mathieu F., Lebrihi A., Sabaou N.**, 2010. *Aspergillus* section Flavi and aflatoxins in Algerian wheat and derived products. Food and Chemical Toxicology. 48: 2772-2777.
82. **Rodríguez A., Rodríguez M., Andrade MJ, Córdoba JJ.**, 2015. Detection of filamentous fungi in foods. Current Opinion in Food Science. 5: 36-42.
83. **Rosenthal E., Marty P., Ferrero C.**,2000. Infections à *Penicillium marneffei* chez un patient infecté par le HIV. Press Mèd, pp. 363-364.
84. **Rouissi Ch.**,2015. Valorisation des coproduits d'abricot (*Prunus armeniaca* L.) de la wilaya de Batna. Mémoire de Master, Université Hamma Lakhdar, El Oued.
85. **Safety evaluation of certain mycotoxins in foods.**, 2001. WHO Food Additives Series, 47. WHO.
86. **Samson R., Houbraken J., Kuijpers A., Frank J., Frisvad J.**, 2014. New ochratoxin A or sclerotium producing species in *Aspergillus* section *Nigri*. Studies in Mycology. 50: 45-61.
87. **Schmidt J., Autrup J., Seremet A., Autrup H.**, 1991. Determination of exposure to aflatoxins among Danish workers in animal-feed production through the analysis of aflatoxin B1 adducts to serum albumin. Scand. J. Work Environ. Health. 17: 436-440.
88. **Scott PM., Truckse MW.**, 2009. Prevention of mycotoxins in dried fruit, other fruit products, and botanicals. In M. Appell, D. F. Kendra, M. W. Trucksess (Eds.), Mycotoxin prevention and control in agriculture. ACS Symposium Series, Vol. 1031 pp. 17-35, Washington, DC.
89. **Storey E, Dangman K., Schenck P.**, 2004. Guidance for clinicians on the recognition and management of health effects related to mold exposure and moisture indoors. Farmington, University of Connecticut Health Center.
90. **Svanström A.**,2013. Trehalose metabolism and stress resistance in *Aspergillus niger*. doctoral thesis. University of agricultural sciences.

91. **Tabuc C.**, 2007. Flore fongique de différents substrats et conditions optimales de production des mycotoxines. thèse de doctorat, UPSP de Mycotoxicologie, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse Laboratoire Biologie Animale, IBNA Balotesti.
92. **Tozlovanu M.**, 2008. Evaluation du risque de contamination alimentaire en mycotoxines néphrotoxiques et cancérogènes (notamment l'ochratoxine A) : Validation de biomarqueurs d'exposition et d'effet. thèse de doctorat, Université de Toulouse, France.
93. **Tozlovanu M., El Adlouni C., Naman F., Faïd M., Pfohl-Leszkowicz A.**, 2008 Preliminary data on the presence of mycotoxins (Ochratoxin A, citrinin and aflatoxin B1) in black table olives" Greek style" of Moroccan origin. *Molecular Nutrition and Food Research*. 50: 507-512.
94. **Vainqueur D.**, 2018. Diagnostic sérologique des aspergilloses pulmonaires chroniques et allergiques chez l'immunocompétent : évaluation de sept réactifs. thèse de doctorat, Université Toulouse III, Paul Sabatier.
95. **Vavilov N.**, 1992 . Origin and geography of cultivated plants (tr.L. Storr-best), CUP, Cambridge, UK.
96. **World Health Organization (WHO).**, 2002. Safety evaluation of certain mycotoxins in food. 56th report of the joint FAO/WHO Expert Committee on Food Additives. WHO Technical Report Series, 906 : 1-74.
97. **Yamamoto N et al.**, 2012. Particle-size distributions and seasonal diversity of allergenic and pathogenic fungi in outdoor air. *ISME J* 6: 1801–1811.
98. **Zaghdoudi K.**, 2015. Optimisation de l'extraction des caroténoïdes à partir du persimmon (*Diospyros kaki* L.), de l'abricot (*Prunus armeniaca* L.) et de la pêche (*Prunus persica* L.) : étude photophysique en vue d'une application en thérapie photodynamique (PDT), Université de Lorraine, Français.
99. **Zenati R.**, 2018. Fermentation d'*Aspergillus niger* cultivé sur milieu à base de lactosérum. Mémoire de Master, Université L'arbi Ben Mhidi. Oum El Bouaghi.

Annexes

Annexe

Annexes01 : milieu de culture

Sabouraud additionné de chloramphénicol

Peptone pepsique de viande	10g
Glucose	20 g
Chloramphénicol	0,5g
Agar	15g
Eau distillée	1000ml
pH = 7, 0	