

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE M'HAMED BOUGARA-BOUMERDES



Faculté des Sciences
Thèse de Doctorat LMD
Filière : Biotechnologie
Option : Biotechnologie microbienne
Présentée par : Mme KHOUNI Hayat
Thème :

Les mycotoxines dans la filière blé en Algérie. Etat des lieux et impact des variations climatiques sur les champignons toxigènes et les niveaux de contamination

Soutenu le 18 /12 / 2025

Devant le jury composé de :

Nom et prénom	Grade	Etablissement	Qualité
Mme BENZINA Farida	Professeur	UMBB	Présidente
Mme AMELLAL Hayet	Professeur	UMBB	Examinatrice
M. KACEM CHAOUCHE Nouredine	Professeur	U. CONSTANTINE 1 FRERES MENTOURI	Examineur
M. RIBA Amar	Professeur	UMBB	Directeur de thèse

Année universitaire : 2025/2026



Remerciement

Je tiens à remercier et à rendre grâce à Dieu le tout puissant de m'avoir donner le courage et la volonté de mener à bon terme ce modeste travail.

Je tiens vivement à exprimer ma profonde reconnaissance et gratitude à mon directeur de thèse monsieur Amar RIBA, Professeur à l'université M'hamed Bougara, Boumerdes pour avoir assuré la direction de ce travail malgré ses occupations et responsabilités administratives. Merci pour votre disponibilité, votre patience, vos conseils avisés et vos orientations précieuses qui m'ont guidée à travers les défis de ce projet. Veuillez agréer ce faible témoignage de mon profond respect.

Je remercie par ailleurs mon ami et collègue Dr BADJI Tiziri pour son aide et son support moral, je ne pourrais jamais te remercier assez pour tous ce que tu a fais pour moi. Qu'Allah te protège toi et ta chère famille.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à tous les membres de laboratoire de biologie des systèmes microbiens (LBSM) pour leur soutien, leur collaboration et leur bienveillance tout au long de mon parcours. Vous m'avez jamais considérer comme étrangère, avec vous j'ai appris le travail en équipe, cela a été un privilège et une expérience enrichissante, tant sur le plan professionnel qu'humain.

Mes vifs remerciements aux membres de laboratoire BIODEV et surtout le directeur M.AMGHAR et L'ingénieur Loundja, merci de m'avoir accueillir et de nous assurer les bonnes conditions de travail, je vous en suis profondément reconnaissante.

Je voudrais également adresser mes plus sincères remerciements à Dr Jalila BEN SALAH ABBES, Maître de conférences à l'Institut Supérieur Biotechnologie Monastir et M. Samir ABBES, professeur à l'ISBM Tunisie à l'égard de leur accueil, collaboration et leur rigueur scientifique.



Je remercie profondément Mme BENZINA Farida, Professeur à l'université M'Hamed Bougara, Boumerdes, pour avoir accepté de présider le jury de mon travail de thèse.

Je remercie également Mme Amellal, M. TOUMATIA et M.KACEM CHAOUICHE pour l'honneur qui m'ont fait en acceptant de faire partie des jurys d'évaluation de mon travail de thèse de doctorat.

Je tiens également à remercier les membres de centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement (CIRAD), dont je cite Mme Catherine BRABET, chercheur et membre de projet Partenariat Hubert Curien (PHC) Maghreb 09MAG20 «Occurrence, prévention et maîtrise des mycotoxines dans les filières blé au Maghreb », merci pour la collaboration, l'aide et les orientations.

Je remercie également mes enseignants et tout le personnel technique et administratif de l'université M'hamed bougara Boumerdes, dont le dévouement et l'efficacité ont contribué de manière inestimable à la réussite de ce travail.

Enfin, je remercie ma famille, mon époux, mes amis et mes collègues qui m'ont accompagné, motivé et encouragé pour l'aboutissement de cette thèse de doctorat.





Dédicace

Je dédie ce modeste travail

À ma tendre yemma 3zizen,

*Toi qui es mon refuge, ma lumière et ma force. Tes prières, ton amour
inconditionnel et ton soutien sans faille ont été les piliers de mon succès.*

À mon cher vava,

*Ta sagesse, tes conseils ont toujours guidé mes pas. Ton dévouement et ton amour m'ont
appris à persévérer et à croire en mes rêves. Sans vous, ce travail n'aurait pas vu le jour. Merci pour les valeurs
nobles, l'éducation et le soutien permanent. Que Dieu vous bénisse et vous comble de santé et de bonheur.*

À mes frères bien-aimés, Mohamed, Toufik et Abd Rahman

*Mes complices, mes soutiens, et mes guides pour la vie. Votre présence m'a toujours réconfortée et encouragée
dans les moments difficiles.*

*À mon époux adoré. Ma source de motivation. Ta présence et ton amour m'ont donné le courage d'aller jusqu'au
bout de ce chemin, Merci d'avoir partagé avec moi ce long parcours avec tant de bienveillance et de patience.*

À mes chères amies,

*Celles qui ont partagé avec moi des moments de joie, de doutes et de défis.
Vos encouragements, votre écoute et votre bienveillance ont été une source inestimable de force et de réconfort
tout au long de ce parcours. Vous avez su illuminer mes jours sombres par vos sourires et m'apporter un soutien
sincère et inconditionnel. Je vous dédie ce travail, en témoignage de mon affection et de ma gratitude. Que nos
liens demeurent solides et que vos vies soient remplies de bonheur et de succès.*

*A tous mes collègues, à toute ma famille. A toute personne m'ayant encouragé et souhaité la réussite, à tous
ceux qui m'aiment.*

À vous tous,

*Cette thèse est autant le fruit de votre amour
et de votre soutien que de mes efforts.*

*Recevez ici l'expression de
ma reconnaissance.*

Hayat



Table de matière

Avant-propos

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction générale 1

Synthèse bibliographique

I. Généralités sur les céréales et le blé.....	3
I.1. Quelques données sur la céréaliculture.....	3
I.2. Impact des changements climatiques sur la production de blé en Algérie.....	4
II. généralités sur les Champignons toxinogènes.....	5
II.1. Genre <i>Aspergillus</i>	5
II.1.1. <i>Aspergillus</i> section <i>Flavi</i>	6
II.1.2. <i>Aspergillus</i> section <i>circumdati</i>	9
II.1.3. <i>Aspergillus</i> section <i>Nigri</i>	11
II.2. Genre <i>Fusarium</i>	14
II.2.1. Identification des espèces de champignons <i>Fusarium</i> phytopathogènes.....	15
4. L'agent pathogène - <i>Fusarium</i>	17
II.2. Genre <i>Penicillium</i>	18
III. Généralités sur les mycotoxines.....	19
III.1. Les principales mycotoxines et denrées contaminées.....	19
III.1.1. Les aflatoxines.....	19
III.1.2. L'ochratoxine A.....	20
III.1.3. La Beauvéricine.....	21
III.1.4. Les enniatines.....	22
III.1.5. Fumonisines.....	23
III.1.6. Trichothecenes.....	24
III.1.7. La toxine T-2.....	26
III.1.8. La toxine HT-2.....	26
III.1.2.9. La zéaralénone.....	27
IV. Les réglementations des mycotoxines.....	28
V. Facteurs influant la production de mycotoxines.....	30
VI.1. Facteurs biotiques.....	30
VI.2. Facteurs abiotiques.....	31

-Humidité et activité de l'eau (aw).....	31
- Stress hydrique et sécheresse.....	32
-Le pH et composition du substrat.....	32
-Conditions de stockage.....	32
VI. variations climatiques et champignons toxinogènes.....	33
V.1.1. Effet de variations climatique sur le genre <i>Aspergillus</i> et <i>Penicillium</i>	36
V.1.2. Effet de variations climatiques sur le genre <i>Fusarium</i>	38
VI.2. Contamination de blé par les mycotoxines dans les pays de Maghreb.....	40

Matériel et méthode

Introduction.....	45
I. Matériel.....	45
I.1. Matériel biologique.....	45
I.2. Matériel non biologique.....	46
I.2.1. Milieux de culture.....	46
II. Procédure de collecte d'échantillons.....	46
II.1. Zones géographiques de collecte.....	46
II.2.Méthode de prélèvements.....	47
II.2.1. Prélèvements d'échantillons de blé au champ (pré-récolte).....	47
II.2.2. Prélèvements d'échantillons de blé post-récolte et de blé stocké.....	48
III. Méthode d'isolement et d'identification.....	53
III.1. Isolement et identification de la flore fongique.....	53
III.2.Identification des isolats fongiques.....	54
III.2.2. Identification microscopique.....	
IV. production d'aflatoxines et d'ochratoxine A <i>in vitro</i>	55
IV.1. Détection de la fluorescence sur milieu CAM.....	55
IV.2. Confirmation de la production d'AFs et d'OTA par CCM.....	56
2.1. Culture et extraction.....	56
2.2. Détection par chromatographie sur couches mince (CCM).....	56
V. Extraction, purification et dosage multimycotoxine.....	57
V.1. Extraction des mycotoxines.....	57
V.2. Détection et quantification des mycotoxines.....	58
V.2.1. Paramètre UHPLC-MS-MS.....	58

Résultats et discussion

I. Analyse de la flore fongique.....	61
I.1. Dénombrement et distribution des genres fongiques dans le blé.....	61
1.1. Identification morphologique des champignons.....	63
1.2. Reconnaissance des genres et des espèces isolés.....	65
1.2.1. Reconnaissance de genre <i>Aspergillus</i>	65
1.2.2. Reconnaissance de genre <i>Penicillium</i>	66
1.2.3. Reconnaissance de genre <i>Fusarium</i>	68
II. Etude du pouvoir producteur des aflatoxines et de l'ochratoxine A.....	69
II.1. Etude du pouvoir producteur d'aflatoxines par les isolats d' <i>Aspergillus section Flavi</i>	69
II.2. Etude du pouvoir producteur d'ochratoxine A sur milieu CYA et par CCM.....	70
III. Analyse des mycotoxines dans les échantillons de blé.....	72
III.1. Prévalence et répartition des mycotoxines dans les échantillons de blé en fonction des saisons :.....	72
III.2. Prévalence et répartition des mycotoxines dans les échantillons de blé de champ.....	76
III.3. Prévalence des mycotoxines dans les échantillons de blé de pré-stockage.....	76
III.4. Prévalence des mycotoxines dans les échantillons de blé stocké.....	76
IV. Co-contamination des mycotoxines dans les échantillons de blé.....	77
V. Variations climatiques et occurrence des mycotoxines.....	80
Discussion générale.....	81
Conclusion générale.....	87

Références bibliographiques

Annexes

Publication

Résumé

Abstract

ملخص

Avant propos

Ce travail de thèse a fait l'objet d'une publication internationale et des communications nationales et internationales

Publication

Khouni, H., Ben Salah-Abbès, J., Badji, T., Al-Amiery, A., Durand, N., Zinedine, & A., Riba, A. (2025). Mycotoxins in preharvest, postharvest, and stored wheat grains collected from two climatic regions in Algeria. *Food Additives & Contaminants: Part B*, 1-11. <https://doi.org/10.1080/19393210.2025.2463484>

Communications internationales

-KHOUNI H., RIBA A., MOKRAN S et MEKLAT A.2021. Contribution to the study of Aflatoxins and ochratoxin A producing capacity of toxigenic fungi isolated from Algerian wheat. Virtual International Conference on Food Contaminants (ICFC) 2021“Challenges on early-life exposure” le 27 et 28 Septembre 2021.<https://icfc2021.com/>

-KHOUNI H., RIBA A., MOKRAN S., ZEBIRI S., BOUTI K et MEKLAT A .2021. Isolation and identification of toxinogenic fungi from algerian wheat collected in 2020. International “Microbes For Life” Webinar 20-22 Octobre 2021.

- KHOUNI H., BADJI T., Brabet C et Riba A.2023.QuEChERS LC–MS/MS Screening Method for Mycotoxin Detection in Algerian storage wheat.3er Webinaire International Sécurité Alimentaire et Santé Animale : Enjeux et perspectives de la mise en œuvre de l'approche One Health en Algérie. ENSV Algérie. 09 et 10 Juillet 2023.

-KHOUNI H., BADJI T., Brabet C et Riba A. 2023. Assessment of mycotoxins levels in storage wheat in Algeria. Virtual international Conference Requirements for achieving food security in the Arab world. Tiaret, Algeria, le 24-25 Octobre 2023.

-KHOUNI H.,BADJI T., Brabet C et Amar Riba.2023. Occurrence of Pre- and Post-Harvest Mycotoxins in wheat grains. 1^{er} Symposium International de Protection des Végétaux. ENSA Algeria, 21, 22 et 23 novembre 2023.<https://www.ensa-sivp-2023.com>

-KHOUNI H .,BADJI Tiziri.,Catherine Brabet and Amar Riba.2023.Mycotoxines et champignons toxigènes dans le blé en Algérie : une préoccupation agricole, alimentaire et santé publique. 1^{er} Symposium International sur la production de blé et la sécurité alimentaire(SIBSA) de l'INRAA, Alger, Algérie le 12 et 13 décembre 2023.

-KHOUNI H., BADJI T, Brabet C et Riba A. 2025, Occurrence des mycotoxines dans le blé local : enjeux pour la sécurité alimentaire et le développement durable. Journée Internationale de la Biodiversité (JIB2025), Blida Algérie, 22 mai 2025.

Communications nationales

-KHOUNI H., RIBA A et MEKLAT A .2022.The incidence of toxigenic fungi and mycotoxins in algerian wheat. 1^{er} Séminaire National Hybride Biotechnologie Et Biodiversité Microbienne (BBM, 2022), Khenchela Algérie, le 26-27 Octobre 2022.

-KHOUNI H., RIBA A et MEKLAT A. 2022. Occurrence of toxigenic fungi and mycotoxins in Algerian wheat. The 4th conference on the Biology of Microbial systems (JBSM 2022) organized by the LBSM laboratory and the Ecole Normale Supérieure Cheikh Mohamed Bachir Al Ibrahimi de Kouba. Le 03 Décembre 2022.

-KHOUNI H., BADJI T., Brabet C et Riba A.2023. QuEChERS LC–MS/MS Screening Method for Mycotoxin Detection in Algerian field wheat. 1^{er}Colloque national sur l’agro écologie, biodiversité et changement climatique. Université Mustapha Stambouli Mascara, Algérie. 03-04 Juin 2023.

-KHOUNI H., BADJI T., Brabet C et Riba A.2023.QUECHERS LC–MS/MS screening method for mycotoxin detection in field and storage wheat from two regions: Tiaret and Tizi-Ouzou. Le 1^{er} Séminaire National sur : Biodiversité, Santé, Environnement : Enjeux du Développement Durable (SNBSEDD’2023, Mila, Algérie. Le 03 Octobre 2023.
DOI: <https://doi.org/10.35788/uab.v2i3.108>

-KHOUNI H., BADJI T., Brabet C et Riba A. 2023. Contribution à l’étude de la prévalence des mycotoxines dans le blé local et des facteurs de risques associés à cette contamination. La 3^{ème} édition du Séminaire National Sciences d’Interfaces Chimie-Biologie. Université de Souk Ahras, le 18-19 Octobre 2023.

- KHOUNI H., BADJI T, Brabet C et Riba A.2024. Occurrence de l’Ochratoxine A dans le blé Algérien. Les 2^{èmes} Journées Nationales de Biotechnologie Microbienne, Université Saad Dahleb Blida1 Algérie, 06 et 07 Mars 2024.

-KHOUNI H., BADJI T., Brabet C, RIBA A. 2024, Les facteurs influençant la production de mycotoxines et l’apparition de champignons toxigènes dans le blé Algérien. 1st National day on Biotechnology, Valorization and Conservation of Bioressources (BVCB-2024), Univrsité Mouloud MAMMERI Tizi-Ouzou Algérie, 11 Juin 2024.

Liste des abréviations

A : *Aspergillus*

A.A : *Aspergillus alliaceus*

A.C: *Aspergillus carbonarius*

A.F: *Aspergillus flavus*

AFB1: Aflatoxine B1

AFB2: Aflatoxine B2

AFG1: Aflatoxine G1

AFG2: Aflatoxine G2

A.P: *Aspergillus parasiticus*

BEA: Beauvéricine

CCM : Chromatographie sur couche mince

CCLS : Coopérative des Céréales et des Légumes Secs

CIRAD: Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement

CIT: Citrinine

DON: Déoxynevalenol

ENs : Enniatins

FB1: Fumonisine B1

FB2: Fumonisine B2

FUS-X: Fusarenon-X

HT2: Toxine HT-2

LC- MS/MS : Chromatographie liquide couplé à spectromètre de masse

LOD : Limites de détection

LOQ : Limites de quantification

NEO : Neosolaniol

NIV : Nivalenol

OAIC : Office Algérien Interprofessionnel des Céréales

OTA : Ochratoxine A

OTB : Ochratoxine B

OTC : Ochratoxine C

P : *Penicillium*

QuEChERS: Quick, Easy, Cheap, Effective, Rugged and Safe

T2 : Toxine T-2

UHPLC-MS/MS : Chromatographie en phase liquide ultra-haute-performance avec spectrométrie de masse en tandem

ZEN : Zéaralénone

15ADON : 15- acetyldeoxynivalenol

3ADON : 3-acetyldeoxynivalenol

Liste des figures

Figure 1. Aspects macroscopique et microscopique de l' <i>Aspergillus flavus</i>	8
Figure 2. Aspect macroscopique et microscopique d' <i>Aspergillus Ochraceus</i>	10
Figure 3. Aspects macroscopique et microscopique d' <i>Aspergillus section Nigri</i>	13
Figure 4. Les photographies des colonies d' <i>Aspergillus Section Nigri</i>	14
Figure 5 .Aspect macroscopique de <i>Fusarium</i>	17
Figure 6. Structure chimique des aflatoxines.....	20
Figure 7. Structure chimiques des enniatines.....	23
Figure 8. Structure chimique de DON (d) , 3ADON (e) et 15ADON	25
Figure 9. Structure chimique de la toxine T-2	26
Figure 10. Cladogramme illustre les relations phylogénétiques entre les espèces de <i>Fusarium</i> et les capacités de production de mycotoxines de ces espèces.....	28
Figure 11. Schéma illustrant les interactions entre les facteurs biotiques et abiotiques influençant la production de mycotoxines dans le blé.....	32
Figure 12. Facteurs du changement climatique (CC) et les effets qu'ils exercent sur les cultures et les champignons mycotoxigènes.....	35
Figure 13. Localisation géographique des régions de la collecte des échantillons de blé	47
Figure 14. Photos montrant les différents lieux de collecte d'échantillons de blé.....	48
Figure 15. Températures mensuelles moyennes (°C) des années de collecte de blé.....	51
Figure 16. Taux d'humidité relative moyenne des années de collecte de blé.....	52
Figure 17. Isolement et purification des moisissures contaminant le blé.....	55
Figure 18. Extraction et analyse des mycotoxines.....	57
Figure 19. Schéma illustrant le protocole d'extraction et d'analyse des mycotoxines par UHPLC/MS-MS.....	60
Figure 20. Les principaux genres de moisissures développées sur les grains du blé cultivé sur milieu DRBC.....	64
Figure 21. Photos originales montrent l'aspect macroscopique des différentes sections d' <i>Aspergillus</i> cultivé sur milieu PDA.....	65
Figure 22. Photos originales montrent l'aspect microscopique de genre <i>Aspergillus sp</i> (X400)	66
Figure 23. Photos originales montrent l'aspect macroscopique et microscopique de genre <i>Penicillium sp</i>	67

Figure 24. Photos originales montrent l'aspect macroscopique et microscopique de genre <i>Fusarium sp</i>	68
Figure 25. Mise en évidence par fluorescence sous lumière U.V. (365 nm) de la production de l'aflatoxine B par <i>Aspergillus flavus</i> sur milieu à base d'extrait de noix de coco.....	70
Figure 26. Mise en évidence par fluorescence sous lumière U.V. (365 nm) de la production de l'OTA.....	71
Figure 27. Taux de contamination par les mycotoxines dans les échantillons de grains de blé	72

Liste des tableaux

Tableau I. Production moyenne en céréales cultivées en Algérie pendant les dix dernières années (FAO, 2025).....	3
Tableau II. Espèces d' <i>Aspergillus</i> de la section <i>Flavi</i> et leurs métabolites.....	7
Tableau III. Espèces d' <i>Aspergillus</i> section <i>Circumdati</i> et leurs métabolites.....	11
Tableau IV. Les espèces de <i>Fusarium</i> et leurs mycotoxines.....	18
Tableau V: Teneurs maximales autorisées en mycotoxines dans les céréales et produits dérivés	29
Tableau VI. Effet de la température et/ou de l'activité de l'eau sur la production de mycotoxines par <i>Aspergillus</i> , <i>Penicillium</i> et <i>Fusarium</i>	39
Tableau VII. Répartition selon, l'année, la source, la région et l'origine des échantillons de blé collectés.....	49
Tableau VIII. Paramètres analytiques pour la détermination des mycotoxines dans les échantillons de blé par UHPLC-MS/MS	59
Tableau IX. Résultats de la flore fongique totale et la fréquence (%) des principaux genres dans les échantillons de blé collectés en 2020.....	62
Tableau X. Résultats de la flore fongique totale et la fréquence (%) des principaux genres dans les échantillons de blé collectés en 2021.....	62
Tableau XI. Résultats de la flore fongique totale et la fréquence (%) des principaux genres dans les échantillons de blé collectés en 2022.....	63
Tableau XII. Résultats de test de production d'AFs sur milieu CAM et sur CCM.....	69
Tableau XIII. Résultats de test de production d'OTA sur milieu CAM et sur CCM.....	71
Tableau XIV. Prévalence des mycotoxines dans les échantillons de blé collectés en 2019..	73
Tableau XV. Prévalence des mycotoxines dans les échantillons de blé collectés en 2020....	74
Tableau XVI. Prévalence des mycotoxines dans les échantillons de blé collectés en 2021...	75
Tableau XVII. Co-contamination des mycotoxines dans les échantillons de blé collectés...	79

Les mycotoxines sont des métabolites secondaires produites par des champignons appartenant principalement aux genres *Aspergillus*, *Penicillium* et *Fusarium*. La production peut avoir lieu au champ, pendant la récolte, le stockage et la transformation. La contamination naturelle des aliments par les moisissures et leurs mycotoxines constituent un problème majeur de santé publique et de sécurité alimentaire dans le monde. Selon la FAO (Food and Agriculture Organisation., 2025), un quart des récoltes mondiales sont perdues à cause de cette contamination. Les céréales sont les plus exposées aux contaminations et présentent de ce fait le plus haut risque dû à leur large consommation (Li et al., 2025 ; Nji et al., 2025).

En Algérie, la filière blé occupe une place de première importance parmi les filières agroalimentaires. En effet, le blé constitue l'aliment de base de la population algérienne et il est consommé sous différentes formes dont le pain, à base de farine de blé tendre ou de galettes de semoule de blé dur et sous formes de pâtes alimentaires industriels et traditionnelles (Belasli et al., 2023; Zebiri et al., 2019). La culture de blé représente environ un quart des terres agricoles occupées par la céréaliculture (Bekkis et al., 2022). La culture de blé dur (*Triticum durum*) est très largement dominante et la production atteint 80% des besoins nationaux, contrairement au blé tendre (*Triticum aestivum*) dont la production reste insuffisante en raison des conditions pluviométriques. Ainsi, l'Algérie a recours aux importations estimées à environ 9 millions de tonnes durant la saison 2024/2025 (FAO., 2025).

D'après les données de l'OAIC (l'Office Algérien Interprofessionnel des Céréales), 90% des surfaces emblavées sont situées dans les zones littorales et les zones semi-arides. Cependant, la culture du blé est en train de se développer ces dernières années dans le Sahara algérien, notamment à El Oued et Timimoune avec des rendements record. Le Sahara algérien est en train de devenir le futur grenier de l'Algérie, mais à coût élevé et dépendance technologique et à l'égard de l'eau. Selon, L'USDA, le Département américain de l'agriculture, les prévisions indiquent que pour la campagne de commercialisation 2025/26, l'Algérie maintiendra les superficies emblavées à environ 2 millions d'hectares. Selon le ministère algérien de l'agriculture, les cultures devraient être récoltées sur 150 000 hectares dans le Sahara, soit 40 000 hectares de plus que l'année dernière. La production est estimée à environ trois millions de quintaux. A l'instar d'autres céréales, le blé est souvent exposé à de nombreuses contaminations par les moisissures dont certaines sont phytopathogènes et ce

depuis le semis jusqu'à la consommation (A Riba et al. 2008 ; Zebiri et al. 2019; Belabed et al., 2023; Zinedine et al., 2025).

La diversité climatique en Algérie, allant des zones côtières méditerranéennes aux régions désertiques arides, expose la filière blé à des risques de contamination par divers champignons toxigènes. La gravité de cette contamination dépend des conditions météorologiques, en particulier l'humidité et la température. Les pratiques agricoles, les dommages causés par les insectes et les conditions de stockage sont aussi des facteurs aggravants (Casu et al., 2024). En plus, les variations climatiques de ces dernières décennies dominées par des périodes chaudes et humides qui peuvent créer un environnement favorable à l'attaque par les champignons pathogènes et toxigènes (Tantaoui et al. 2018 ; Perrone et al., 2020 ; Zinedine et al., 2025). En outre, les champignons toxigènes sont capables de s'adapter aux variations climatiques et peuvent entraîner des modifications significatives de leur répartition géographique, mais aussi de la prévalence et des profils de mycotoxines produites (Perrone et al. 2020; Zingales et al. 2022; Casu et al. 2024).

La capacité à évaluer les risques est un élément important de toute stratégie de gestion. C'est pourquoi, il est important de mener des investigations visant à développer des systèmes de prévisions de contaminations et établir des cartes des risques de contamination dans toute la filière.

Ce travail de recherche s'inscrit dans le cadre de la lutte contre les champignons toxigènes dans la filière blé. Il vise à évaluer les niveaux de contamination de blé de production locale par les champignons et leurs mycotoxines durant ces dernières années (2019-2022). L'impact que peut avoir des variations climatiques notamment l'humidité et la température sur cette contamination retient une plus grande attention. L'objectif est d'avoir des données pertinentes sur ce sujet qui permettra de proposer des mesures de gestion du risque afin de prévenir et réduire les contaminations. Ce travail fait partie du projet de coopération international PHCMaghreb agréé en 2020.

La démarche globale consiste à sélectionner les sites de collecte d'échantillons de blé dur avec la collaboration de l'OAIC. Une analyse des champignons potentiellement toxigènes et de leurs mycotoxines, en relation avec les variations climatiques, est ensuite réalisée. Le contenu de la thèse est présenté sous forme de trois chapitres dont le premier est dédié à la revue bibliographique sur le blé, les champignons, les mycotoxines et l'impact des variations climatiques ; le deuxième chapitre est consacré au matériel et méthodes utilisés et le chapitre trois rapporte les résultats et la discussion.

I. Généralités sur les céréales et le blé

I.1. Quelques données sur la céréaliculture

Les céréales constituent la base de l'alimentation humaine et animale à l'échelle mondiale. Elles représentent l'essentiel des calories consommées dans de nombreuses régions et jouent un rôle crucial dans la sécurité alimentaire et le commerce international (Mousavi Khaneghah et al., 2019). Les trois principales céréales mondiales, le maïs, le blé et le riz, représentent plus de 90% de la production céréalière globale. Les données récentes montrent une production mondiale de 2,8-2,9 milliards de tonnes pour l'ensemble des céréales. Sur la période récente (campagnes 2022–2025) la production mondiale de céréales a connu des fluctuations surtout dans les zones affectées par des sécheresses et des inondations qui réduisent fortement les rendements locaux (FAO, 2025).

En Algérie, les produits céréaliers occupent une place stratégique dans le système alimentaire et dans l'économie nationale (Aoues et al., 2017). Cette caractéristique est perçue d'une manière claire à travers toutes les phases de la filière. La production des céréales (tableau I) occupe environ 80% de la superficie agricole utile et la superficie emblavée annuellement en céréales se situe entre 3 et 3,5 million d'hectares (ha). Les superficies annuellement récoltées représentent 63% des emblavures (Djermoun et al., 2009).

Tableau I. Production moyenne en céréales cultivées en Algérie pendant les dix dernières années (FAO, 2025).

Années/ Céréales (000Tonnes)	2015	2016	2017	2018	2019	2020	2021	2022	2023	2024
Blé	2800	2200	2400	3940	4000	3800	2500	3000	2500	3000
Orge	1200	1000	920	1950	2000	1700	900	1000	1000	1000
Avoine	120	118	73	80	73	70	83	81	76	105
Autres	1	2	2	4	6	6	6	5	8	13
Total	4121	2230	3395	5974	6079	5576	3489	4086	3584	4118

I.2. Impact des changements climatiques sur la production de blé en Algérie

Le blé et ses dérivées constituent l'alimentation de base des pays maghrébins. Le blé dur (*Triticum durum*) occupe une place primordiale dans le système alimentaire et dans l'économie nationale (Djermoun et al., 2009). Les dérivés de blé notamment le pain et la semoule représentent les principales sources d'énergie de la population algérienne (Belasli et al., 2023). L'Algérie est l'un des plus grand pays consommateurs et importateurs de blé. La production locale est concentrée dans la région nord du pays et reste largement dépendante de la pluviométrie, avec une part importante de blé dur dans la production nationale. La surface utile destinée à la production de blé dans le pays occupe environ un quart de celle de la céréaliculture et 1/5 pour le blé dur (Bekkis et al., 2022). La variabilité interannuelle des rendements rend la production locale très instable, ce qui maintient une demande régulière aux importations pour assurer la sécurité alimentaire. En plus, la production de blé est confrontée à des défis croissants en raison du changement climatique, qui se traduit par la hausse des températures, la modification des régimes de précipitations et les phénomènes météorologiques extrêmes, perturbent les saisons de croissance, réduisent l'humidité des sols et augmentent la sensibilité des plantes aux maladies et aux ravageurs (Bouchenaf, 2024; Ouzani et al., 2025).

La prédominance de la culture pluviale du blé, conjuguée aux sécheresses fréquentes, à la faible fertilité des sols et au recours aux méthodes agricoles traditionnelles, entraîne des rendements irréguliers et une faible productivité (Fathi et al., 2022; Lampietti et al., 2011). L'accès limité aux infrastructures d'irrigation modernes et aux techniques de gestion des sols limite considérablement la production agricole et aggrave les défis posés par la variabilité climatique. Si les initiatives axées sur l'amélioration des variétés de semences, une meilleure gestion des sols et la mécanisation visent à accroître la production (Simsetal., 2016 ; Baumüller et al., 2025), les conditions environnementales difficiles et la pénurie d'eau continuent d'entraver l'autosuffisance (Ouzani et al., 2025).

Par ailleurs, la diminution des précipitations, associée à une augmentation des températures, auront un impact négatif sur la qualité sanitaire (attaque par les insectes, champignons pathogènes et toxigènes), commerciale et nutritionnelle du grain (Gond et al., 2021). En effet, les interactions entre climat et la flore fongique influencent directement la qualité sanitaire du blé, compromettant la sécurité alimentaire et la commercialisation des produits céréaliers (Zinedine et al., 2025).

La flore fongique associée au blé est dominée par les genres *Aspergillus*, *Fusarium* et *Penicillium*, dont plusieurs espèces sont toxigènes. Leur développement dépend étroitement du climat et les conditions chaudes et humides favoriseraient la prolifération des *Fusarium* producteurs de trichothécènes et de zéaralénone et d'autres mycotoxines, tandis que les climats plus secs et chauds sont favorables aux genre *Aspergillus* producteurs d'aflatoxines (Afs) et d'ochratoxine A (OTA) (Medina et al., 2017; Leslie et al., 2021). En outre, de nombreuses études récentes ont mis en évidence les effets négatifs des températures élevées et de la baisse de la pluviométrie sur certaines paramètres tel que la réduction du poids spécifique, de la teneur en protéines et de la qualité du gluten (Durgun et al., 2020 ; Pequeno et al., 2021).

II. Généralité sur les champignons toxigènes

Parmi les agents pathogènes qui peuvent contaminer les céréales, les champignons toxigènes constituent un danger réel pour la santé de l'homme et de l'animal. La majorité des espèces fongiques productrices des mycotoxines appartient aux genres *Aspergillus*, *Fusarium* et *Penicillium*. Ces moisissures et leurs mycotoxines associées, sont susceptibles de contaminer l'aliment tout au long de la chaîne de sa production, du champ à l'assiette du consommateur (Pfohl-Leszkowicz 1999). Les principaux genres fongiques toxigènes :

II.1. Genre *Aspergillus*

Le genre *Aspergillus* est un genre très répandu, appartient à la famille des *Aspergillaceae*, comprenant 339 espèces. Il est présent dans divers habitats naturels et artificiels, tels que l'eau, l'air, le sol et la végétation. Pour l'identification et la classification d'*Aspergillus*, les détails morphologiques des conidiophores, des cléistothèces des cellules de Hulle ou des sclérotés sont utilisés (Figure 1). Il est caractérisé par la production de spores asexuées (Park et al. 2017), ainsi la coloration des colonies est une caractéristique importante pour distinguer les espèces apparaissant en plusieurs couleurs : vert, jaune, marron, blanc, noir ou gris (Pimenta et al., 2020). Parmi les mycotoxines produites par ce genre fongique, seules les aflatoxines, les ochratoxines et la patuline ont une incidence économique et sanitaire. Nous décrivons ici les trois sections les plus impliquées dans la production des mycotoxines dans les céréales.

- *Aspergillus* section *Flavi*
- *Aspergillus* section *Circumdati*
- *Aspergillus* section *Nigri*

II.1.1. *Aspergillus* section *Flavi*

Un grand nombre d'espèces de la section d'*Aspergillus Flavi* sont fréquentes dans les cultures, et certaines d'entre elles produisent plusieurs mycotoxines, telles que les aflatoxines, et l'acide cyclopiazonique (CPA) (Varga et al. 2011). Les espèces aflatoxinogènes font partie de la section *Flavi*. Cette section comprend 34 espèces différentes, dont 19 sont capables de produire des aflatoxines (AFs) (Frisvad et al., 2019). Bien que le nombre d'espèces rattachées à cette section a considérablement augmenté, grâce aux progrès de la biologie moléculaire et à l'analyse des génomes fongiques, *Aspergillus flavus* et *A. parasiticus* demeurent les espèces les plus fréquemment identifiées dans les cultures contaminées. Leur capacité à produire des aflatoxines diffère : *A. flavus* ne produit que des AFs de type B, tandis que *A. parasiticus* produit les types B et G. En plus, *A. flavus* est également connue pour sa capacité à produire de l'acide cyclopiazonique (CPA). Toutes les espèces appartenant à la section *Flavi* sont des moisissures thermophiles. Ainsi, la température optimale pour la croissance d'*A. flavus* est d'environ 33 °C (Pitt and Hocking., 2009). La grande fréquence de la contamination par l'Aflatoxine B1 dans les régions à climat chaud (>25°C) s'explique par les conditions de température favorable à cette espèce (Klich, 2007). Le réchauffement climatique entraîne vraisemblablement une plus grande répartition des aflatoxines, en s'introduisant dans des zones habituellement considérées comme exemptes d'aflatoxines, comme l'Europe (Battilani et al., 2016).

La production d'aflatoxines durant le métabolisme secondaire est sans doute le caractère le plus important pour *Aspergillus* section *Flavi*. *Aspergillus flavus*, *A. parasiticus*, et *A. nomius* (Kurtzman et al., 1987) sont les espèces productrices d'aflatoxines les plus communes. *Aspergillus flavus* produit généralement les aflatoxines de type B1 et B2 et l'acide cyclopiazonique (CPA), mais la production de ces toxines est extrêmement variable (Horn et Dorner, 2002). Certaines isolats de type « S » peuvent produire également (en plus de B1 et B2) les aflatoxines G1 et G2 (Geiser et al., 2000; Cordwell et Cotty, 2002). Par contre, *A. parasiticus* et *A. nomius* produisent les quatre types d'aflatoxines (B1, B2, G1 et G2) mais pas le CPA comme le montre le tableau II (Dorner et al., 1984; Horn et al., 1996 ; Varga et al., 2003). Généralement, *A. parasiticus* est fortement productrice d'aflatoxines, et des isolats non producteurs sont rares chez cette espèce (Horn et al., 1996; Tran Dinh et al., 1999). La production d'aflatoxines par *A. pseudotamarii* a aussi été rapportée (Goto et al., 1996; Ito et al., 2001; Chang et al., 2006). Actuellement, la liste des espèces aflatoxinogènes de la section *Flavi* comprend: *A. arachidicola*, *A. bombycis*, *A. flavus*, *A. minisclerotium*, *A. parasiticus*, *A.*

Synthèse bibliographique

parvisclerotigenus, *A. nomius*, *A. pseudotamarii* et *A. toxicarius*. Les autres espèces productrices d'aflatoxine B1 classée à l'extérieur de la section *Flavi* sont: *A. ochraceoroseus*, *A. rambelli* (*Aspergillus* section *Ochraceorosei*), *Emericellaastellata* et *E. venezuelensis* (*Aspergillus* section *Nidulantes*) (Frisvad et al., 2005).

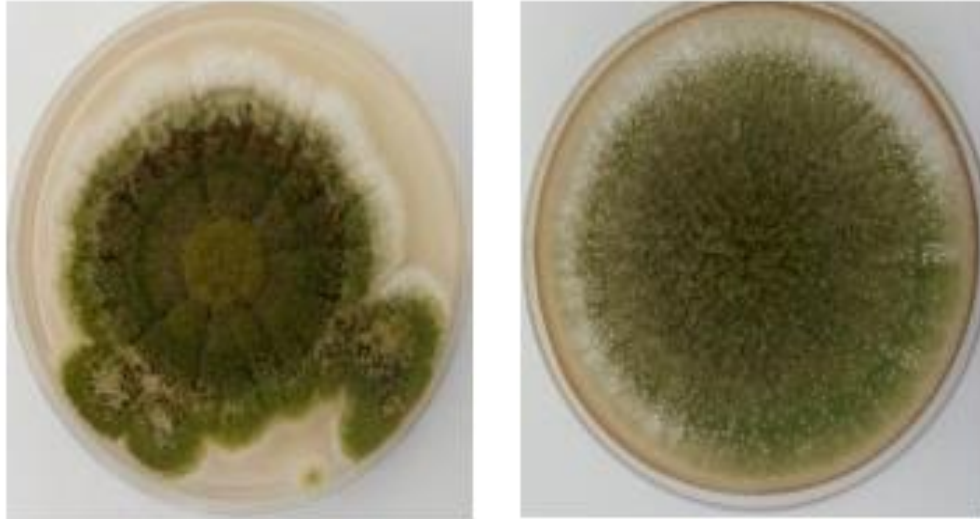
Les espèces d'*Aspergillus Flavi* sont caractérisés par la présence des têtes conidiennes de couleur jaune-vert à brun dont certaines produisent des sclérotés brun foncé ou parfois jaunes (figure1). Les critères d'identification des espèces de la section *Flavi* sont actuellement basés sur la morphologie, le profil des mycotoxines produites et l'analyse des séquences de l'ADN.

Tableau II. Espèces d'*Aspergillus* de la section *Flavi* et leurs métabolites (Frisvad et al., 2004).

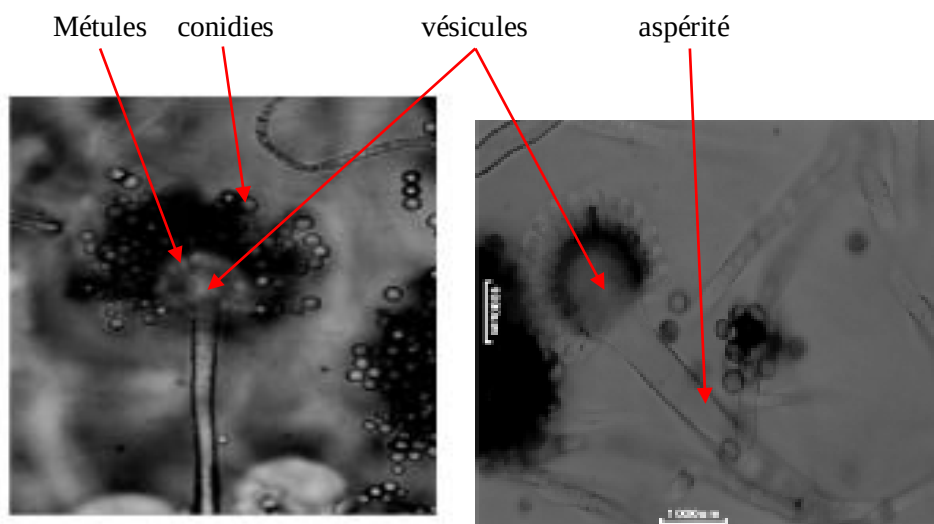
Espèce	Acide kojique	Aflatoxines B	Aflatoxines G	Acide cyclopiazonique	Acide apergillique	Ochratoxine A
<i>Aspergillus arachidicola</i>	+	+	+	–	+	–
<i>Aspergillus avenaceus</i>	–	–	–	–	–	–
<i>Aspergillus bombycis</i>	+	+	+	–	+/-	–
<i>Aspergillus caelatus</i>	+	–	–	+	–	–
<i>Aspergillus flavus</i>	+	+/-	–	+	+	–
<i>Aspergillus lanosus</i>	+	–	–	–	–	–
<i>Aspergillus leporis</i>	+	–	–	–	–	–
<i>Aspergillus minisclerotium</i>	+	+	+	+	+	–
<i>Aspergillus nomius</i>	+	+	+	–	+	–
<i>Aspergillus oryzae</i>	+	–	–	+	–	–
<i>Aspergillus parasiticus</i>	+	+	+	–	+	–
<i>Aspergillus parvisclerotigenus</i>	+	+	+/-	+	+	–
<i>Aspergillus pseudotamarii</i>	+	+	–	+	–	–
<i>Aspergillus sojae</i>	+	–	–	–	+	–
<i>Aspergillus tamarii</i>	+	–	–	+/-	–	–
<i>Aspergillus toxicarius</i>	+	+	+	–	+	–
<i>Petromyces albertensis</i> ^a	+	–	–	–	–	+
<i>Petromyces alliaceus</i> ^b	+	–	–	–	–	+

^a Forme sexuée d'*Aspergillus albertensis*. ^b Forme sexuée d'*Aspergillus alliaceus*.

+ : producteur. – : non producteur. +/- : production variable suivant les souches.



A : Aspect macroscopique d'*Aspergillus flavus* sur milieu PDA



B : Aspect microscopique de l'*Aspergillus flavus*

Figure 1. Aspects macroscopique et microscopique de l'*Aspergillus flavus* (Thathana et al., 2017).

II.1.2. *Aspergillus* section *circumdati*

Aspergillus section *Circumdati* (groupe d'*Aspergillus ochraceus*) inclue les espèces à têtes conidiennes bisériées à couleur jaune à ocre. Ce groupe est particulièrement bien connu pour sa production de l'ochratoxine A (Van der Merwe et al., 1965). Les espèces d'*Aspergillus* section *Circumdati* possèdent des conidies de couleur jaunes à ocres et des sclérotas de couleur brun clair à brun foncé, et produisent au moins un des métabolites suivants: ochratoxines, acide pénicillique, xanthomégnes ou melleïne (Samson et al., 2006). L'espèce type de la section *Circumdati* est *Aspergillus ochraceus*.

- Description morphologique de l'espèce *A. ochraceus* :

Sur milieu Malt Extract Agar (MEA), la colonie est de texture granuleuse et de couleur ocre à chamois claire. Le revers est brun clair (Cahagnier et al., 1998). Sur milieu Czapek Yeast extract Agar (CYA), le diamètre de la colonie est de 40 à 52 mm après 7 jours d'incubation à 25°C. Le stipe est rugueux et pigmenté, de 400 à 1000 µm de long. Les vésicules sont sphériques à légèrement allongées portant des métules (bisériée), de diamètre de 20 à 35 µm. Les conidies sont globuleuses, lisses ou faiblement échinulées de 2,5 à 3,5 µm de diamètre (Figure 3) (Pitt et Hocking, 1997; Cahagnier, 1998). Les espèces de cette section sont rencontrées surtout dans le café, mais aussi dans le riz (Miyaki et al., 1969; Uchiyama et al., 1976), le blé et le maïs à des teneurs relativement faibles (Wallace et Sinha, 1962).

Les espèces de la section *Circumdati* et leurs différents métabolites sont présentés dans le tableau III. Parmi les 19 espèces, 11 produisent la melleïne, 17, l'acide pénicillique et 17, les xanthomégnes. Sept espèces produisent d'une manière constante de grandes quantités d'OTA: *A. cretensis*, *A. flocculosus*, *A. pseudoelegans*, *A. roseoglobulosus*, *A. sulphureus*, *A. westerdijkiae* et *Neopetromyces muricatus* (anamorphe = *Aspergillus muricatus*). Les espèces *A. ochraceus* et *A. sclerotiorum* produisent inconstamment des quantités plus ou moins faibles d'OTA. Par ailleurs, 4 espèces, *A. melleus*, *A. ostianus*, *A. petrakii* et *A. persii*, ont été signalées dans la bibliographie comme productrices d'une manière irrégulière de faibles quantités d'OTA. Il faut signaler que *Petromyces alliaceus* (anamorphe = *Aspergillus alliaceus*) et *Petromyces albertensis* (anamorphe = *A. albertensis*), deux espèces fortement ochratoxinogènes, sont actuellement classées dans la section *Flavi*.

Synthèse bibliographique

Les espèces les plus importantes concernant la production potentielle de l'OTA dans les denrées alimentaires sont: *A. ochraceus*, *A. steynii*, *A. westerdijkiae* pour la section *Circumdati* et *A. alliaceus* (*Petromyces alliaceus*) dans la section *Flavi* (Frisvad et al., 2004; Suárez-Quiroz, et al., 2004) et quelques espèces de la section *Nigri* notamment *A. carbonarius*.



Aspect macroscopique de mycélium
sur milieu DG18



Sclérotés (1mm)

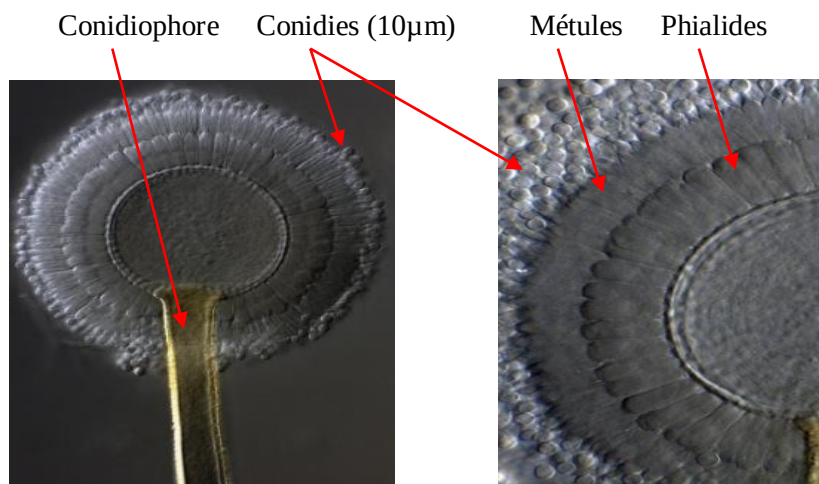


Figure 2. Aspect macroscopique et microscopique d'*Aspergillus Ochraceus* (Samson et al., 2014).

Tableau III. Espèces d'*Aspergillus* section *Circumdati* et leurs métabolites (Frisvad et al., 2004).

Espèce	Ochratoxine A	Acide pénicillique	Xanthomégnes	Melléine
<i>Aspergillus auricomus</i>	–	+	+	+
<i>Aspergillus bridgeri</i>	–	+	+	–
<i>Aspergillus cretensis</i>	+	+	–	+
<i>Aspergillus elegans</i>	–	–	+	–
<i>Aspergillus flocculosus</i>	+	+	+	+
<i>Aspergillus insulicola</i>	–	+	+	+
<i>Aspergillus melleus</i>	–	+	+	+
<i>Aspergillus neobridgeri</i>	–	+	+	–
<i>Aspergillus ochraceus</i>	+/-	+	+	+
<i>Aspergillus ostianus</i>	–	+	+	+
<i>Aspergillus persii</i>	–	+	+	–
<i>Aspergillus petrakii</i>	–	+	+	+
<i>Aspergillus pseudoelegans</i>	+	+	–	+
<i>Aspergillus roseoglobulosus</i>	+	+	+	–
<i>Aspergillus sclerotiorum</i>	+/-	+	+	–
<i>Aspergillus steynii</i>	+	–	+	+
<i>Aspergillus sulphureus</i>	+	+	+	–
<i>Aspergillus westerdijkiae</i>	+	+	+	+
<i>Aspergillus muricatus</i>	+	+	+	–

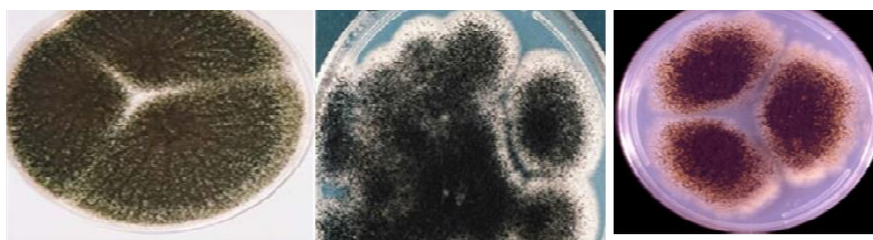
+ : producteur. – : non producteur. +/- : production variable suivant les souches.

II.1.3. *Aspergillus* section *Nigri*

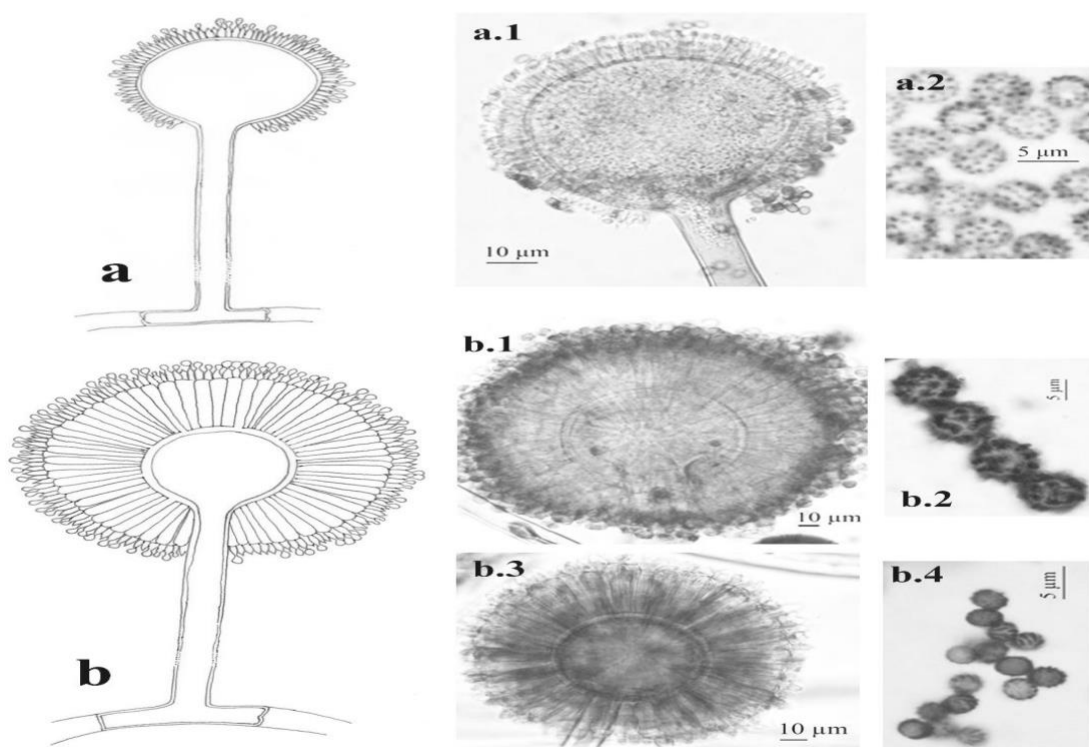
Les espèces d'*Aspergillus* section *Nigri* ou *Aspergillus* noir sont largement réparties dans le monde et sont capables de se développer dans de nombreux substrats. De nombreuses espèces sont capables de contaminer les aliments, La taxonomie des champignons appartenant à la section *Nigri* est l'une des plus confuses et complexes en raison des ressemblances entre les espèces. La classification et l'identification de ces espèces étaient basées sur les critères morphologiques (Pitt and Hocking, 2009). Ainsi, certaines espèces, comme *A. carbonarius* et les espèces unisériées (*A. japonicus* et *A. aculeatus*), peuvent être facilement reconnues ; tandis que les espèces rattachées à *A. niger* ne sont pas discriminatoires (Samson et al., 2006). La taxonomie polyphasique a été utilisée pour l'identification et la description de nouvelles

espèces du genre *Aspergillus* ont été rapportées (Perrone et al., 2008 ; Varga et al., 2007). Récemment, la taxonomie de la section *Nigri* fait l'objet d'une nouvelle étude à l'aide de cette taxonomie, qui fait appel à différentes méthodes (morphologiques, physiologiques, de production de métabolites et de données moléculaires importantes) afin de simplifier et d'élucider la taxonomie complexe de cette section.

Cette section considérée comme des champignons ubiquitaires responsables de la dégradation des aliments et de la biodégradation d'autres matériaux. Parmi les 27 espèces de la section d'*Aspergillus Nigri*, seules quelques espèces ont été confirmées comme étant productrices de l'OTA (*A. carbonarius*, *A. lacticoffeatus*, *A. niger*, *A. sclerotium* et *A. welwitschiae*...). Le principal caractère morphologique pour les *Aspergillus* noirs, est la couleur de la tête conidienne (uni/bisériée) qui est noire ou une nuance de noir, formant donc des colonies noires ou brunes foncé (figure 3), certaines espèces peuvent former une colonie brune pourpre, une brune rougeâtre, une verdâtre foncé, colonies jaunes ou oranges en fonction de différents facteurs de milieu et de l'âge de la culture. *Aspergillus carbonarius* est une espèce typique de production d'ochratoxine A (Rai and Ahlawat 2002 ; Pitt and Hocking 2013).



A: aspect macroscopique d'*Aspergillus section Nigri* sur milieu CYA.



a: tête unisériée. tête conidienne (a.1) et conidies (a.2) d'*A. japonicus var. aculeatus* A-969, UAB Mycology group.

b: tête bisériée. *A. carbonarius* A-1157, UAB Mycology group, tête conidienne (b.1) et conidies (b.2); *Aspergillus niger* aggregate A-219, UAB Mycology group, tête conidienne (b.3) et conidies (b.4).

Figure 3. Aspects macroscopique et microscopique d'*Aspergillus section Nigri* (Abarca et al., 2004).

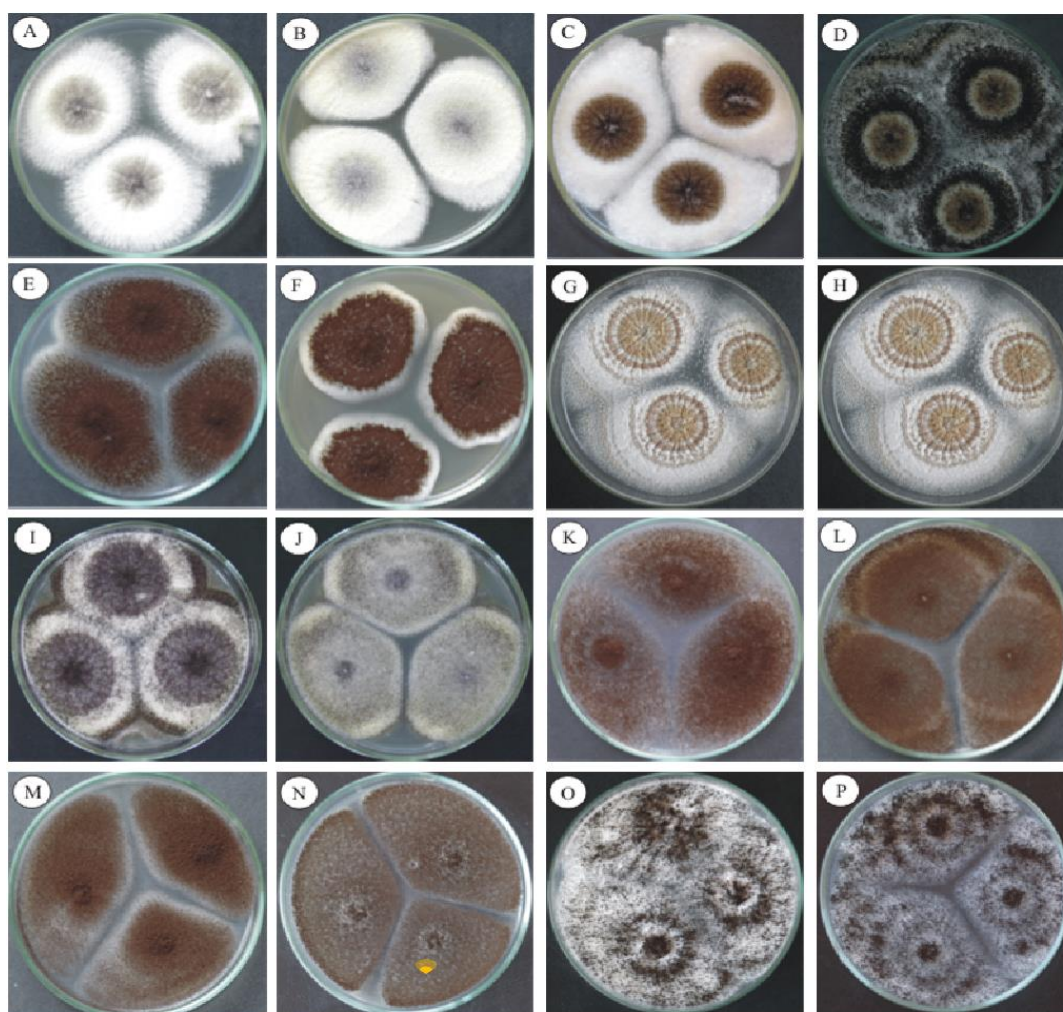


Figure 4. Les photographies des colonies d'*Aspergillus* Section *Nigri* sur CYA et MEA à 25 °C après 7 jours ont montré des différences morphologiques. A. *aculeatus* (AB); A. *carbonarius* (C-D); A. *foetidus* (E-F); *Aspergillus* sp UFLA DCA 01 (GH); A. *japonicus* (IJ); A. *niger* (KL); Agrégat A. *niger* (M-N) ; A. *tubingensis* (O-P) (d'après Silva D.M et al., 2011)

II.2. Genre *Fusarium*

Le genre *Fusarium* est un champignon filamenteux appartenant à la famille des deutéromycètes. Quelques formes sexuées comme *Gibberella* et *Nectria* sont rattachées à l'embranchement des Ascomycètes. Ce genre comprend entre 50 et 100 espèces anamorphes. Le nom « *Fusarium* » vient du latin "fusus", signifiant fuseau, en raison de la forme des conidies (Gauthier, 2015). Les membres du genre *Fusarium* se caractérisent par des macroconidies septées, hyalines, finement courbées et allongées (Stoev and Denev, 2013). Le genre *Fusarium* comprend environ 70 espèces reconnues, identifiées selon une approche polyphasique, et environ 300 espèces putatives. Conformément aux concepts phylogénétiques

des espèces, de nombreuses espèces putatives n'ont pas encore de noms officiels (Foroud et al., 2019).

Le genre *Fusarium* est particulièrement important car il inclut de nombreuses espèces phytopathogènes, responsables de fusarioses sur diverses plantes. Ces champignons peuvent attaquer des cultures comme le maïs, le blé, l'orge, et l'avoine, ainsi que des légumes. De plus, la plupart des espèces de *Fusarium* sont capables de produire des mycotoxines principalement au champ avant la récolte. La consommation de céréales contaminées par des mycotoxines par les humains ou les animaux peut provoquer des maladies aiguës ou chroniques et, dans certains cas, la mort. Les toxines de *Fusarium* les plus toxiques et les plus répandues d'importance économique comprennent les trichothécènes, les fumonisines et la zéaralénone. (Qu et al., 2024).

De nombreuses espèces de *Fusarium* sont pathogènes pour plusieurs cultures importantes ; deux d'entre elles, *F. graminearum* et *F. oxysporum*, figurent parmi les dix principaux agents pathogènes fongiques en phytopathologie (Smith et al., 1994). Les symptômes possibles causés par les espèces de *Fusarium* comprennent la pourriture des racines ou des tiges, les chancres, les flétrissements vasculaires, la pourriture des fruits ou des graines et les maladies foliaires. La plupart des espèces de *Fusarium* sont capables de provoquer un large éventail de maladies des plantes qui affectent de nombreuses cultures, notamment les principales cultures vivrières et commerciales comme le blé, l'orge, le maïs, la banane et le coton, avec souvent des conséquences socio-économiques dévastatrices (Streit et al., 2012). Leur succès en tant que phytopathogènes peut être attribué à une large gamme d'hôtes, à une infection endophyte et à des modes de survie et de dispersion variés. On les trouve dans pratiquement toutes les régions bioclimatiques du monde, au sein d'écosystèmes agricoles et naturels.

II.2.1. Identification des espèces de champignons *Fusarium* phytopathogènes

Les caractères morphologiques sont considérés comme les critères les plus traditionnels pour identifier toute espèce fongique. *Fusarium* produit une variété de mycélium cotonneux aux nuances de rose, de jaune et de violet. Certaines espèces produisent des macroconidies ou des microconidies comme structures reproductives asexuées, tandis que d'autres produisent à la fois des macroconidies et des microconidies (Wu, et al., 2011). La forme générale et les dimensions des macroconidies, de microconidies, les chlamydospores, les sclérotés, les stades sexués et la pigmentation, constituent le principal moyen

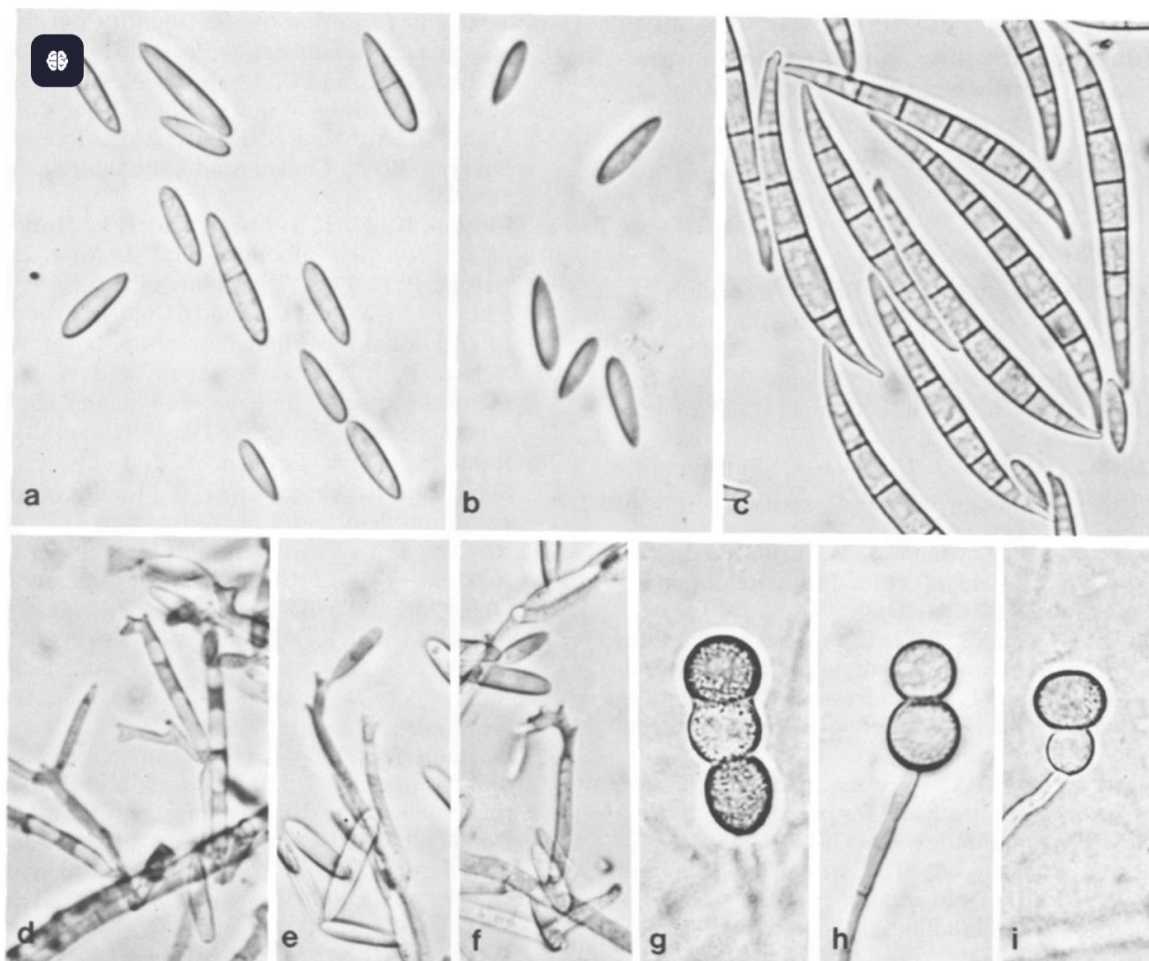
d'identification des espèces de *Fusarium*. Les membres du genre présentent des caractéristiques culturales variables, car des modifications de l'environnement dans lequel ils se développent peuvent entraîner des modifications morphologiques tant au niveau de la culture que des conidies (Ekwomadu et al., 2015). Cependant, la description de ces caractéristiques est nécessaire dans des conditions environnementales très spécifiques en raison de la variabilité culturelle particulière des traits morphologiques.

Caractères universellement (communs) :

Le genre *Fusarium* est catégorisé selon la production de macroconidies et de chlamydospores septées, hyalines, finement courbées et allongées, ainsi que d'autres caractéristiques secondaires comme la croissance mycélienne et la pigmentation.

La macroconidie est le caractère culturel le plus importante pour l'identification d'une culture d'espèces de *Fusarium*. La caractéristique la plus distinctive des macroconidies est leur forme, suivie de la taille et du nombre de cloisons, et enfin de la nature des cellules apicales, basales ou pédiculaires. Concernant la forme, la plupart des *Fusarium* produisent des macroconidies en forme de faucille, qui peuvent être classées en trois types :

- les macroconidies droites, qui peuvent ressembler à des aiguilles si elles sont fines, par exemple *F. avenacum* ;
- microconidies présentant une courbure dorsiventale sur tout ou partie de la spore (ces spores ont presque la même largeur sur toute leur longueur, par exemple, *F. equiseti*) ;
- microconidies dont la face dorsale est plus courbée que la face ventrale, par exemple, *F. crookwellence* (figure 5). Les macroconidies peuvent être longues (*F. armeniacum*) ou courtes (*F. culmorum*), mais la taille des spores est généralement relativement constante et des variations importantes indiquent des conditions de culture inadéquates.



F. chlamydosporum: a, b, microconidia; c, macroconidia; d through f, polyphialides; g through i, chlamydospores (all magnified x750).

Figure 5 .Aspect macroscopique de *Fusarium* (Leslie & Summerell.,2006).

4. L'agent pathogène - *Fusarium*

Le genre *Fusarium* comprend de nombreuses espèces toxigènes pathogènes pour les plantes et/ou l'homme. Elles sont capables de coloniser divers environnements terrestres (Ekwomadu & Mwanza, 2023).

Les espèces de *Fusarium*, champignons polyvalents, sont présentes partout, notamment dans l'air, l'eau, le sol, les plantes et sur les substrats organiques. La large répartition de *Fusarium* est due à sa capacité à résister à des conditions très variées et à se développer sur une grande variété de substrats, ainsi qu'à ses mécanismes de dispersion efficaces (Ekwomadu et Mwanza 2023). Souvent considérés comme des champignons telluriques, car ils y sont abondants et fréquemment associés aux racines des plantes (Leslie et Summerell, 2006).

Des études récentes suggèrent que le pourcentage de céréales contaminées est bien plus élevé, soit 72 % (Streit et al., 2013). De plus, l'émergence et la présence de nouveaux métabolites de *Fusarium* dans les cultures et produits alimentaires sont très préoccupantes. De nouvelles mycotoxines produites par *Fusarium spp* (tableau IV), telles que la fusaproliférine, les enniatines, la beauvéricine, la moniliformine, etc., ont été signalées dans les cultures alimentaires, ce qui représente un problème important dans certaines régions du monde (Theodora et al., 2021).

Tableau IV. Les espèces de *Fusarium* et leurs mycotoxines

<i>Fusarium</i> Species	Major Mycotoxins Produced
<i>F. cerealis</i>	NIV, FX, ZEA
<i>F. culmorum</i>	DON, 3-AcDON, 15-AcDON, NIV, FX, ZEA
<i>F. equiseti</i>	ZEA, DAS
<i>F. graminearum</i>	DON, 15-AcDON, NIV, FX, ZEA
<i>F. oxysporum</i>	Moniliformin, fusaric acid
<i>F. poae</i>	T-2 toxin, HT-2 toxin, NIV, DAS, FX
<i>F. proliferatum</i>	Fumonisin, fusarin C, moniliformin
<i>F. solani</i>	Fusaric acid, solaniol
<i>F. sporotrichioides</i>	T-2 toxin, HT-2 toxin, NEO, DAS, FX, ZEA
<i>F. verticilloides</i>	Fumonisin, fusarin C, moniliformin
<i>F. sambucinum</i>	Sambutoxin, DON, DAS, T-2 toxin

Deoxynivalenol (DON), 3-acetyl DON (3-AcDON), 15-acetyl DON (15-AcDON), Nivalenol (NIV), Zearalenone (ZEA), Fusarenol (FX), Neosolaniol (NEO), Diacetoxyscirpinol (DAS).

II.2. Genre *Penicillium*

Penicillium verrucosum est une espèce fongique couramment associée aux céréales stockées, notamment le blé, et constitue un producteur majeur d'OTA dans les zones tempérées. En conditions de stockage, cette moisissure peut croître à une activité de l'eau $a_w \approx 0,80$ et à des températures allant de 0 à 31 °C, avec un optimum autour de 20–25 °C. La biosynthèse de l'OTA par *P. verrucosum* atteint un maximum à des activités de l'eau autour de 0,95–0,98 et à des températures modérées (≈ 20 –25 °C), des études sur grains de blé non stérilisé ont montré que aucune croissance ni production d'OTA n'a lieu quand la teneur en eau est inférieure à 16 %, mais qu'entre 18–22 %, la croissance du champignon et la synthèse d'OTA augmentent avec la température jusqu'à 21 °C (Aldred & Magan, 2005).

De plus, une grande diversité génétique a été observée parmi des isolats d'*P. verrucosum* provenant de céréales : un fragment length polymorphisme (AFLP) a révélé jusqu'à 155 lignées clonales parmi 185 isolats producteurs d'OTA, suggérant une forte variation génétique (Frisvad et al., 2005).

III. GENERALITES SUR LES MYCOTOXINES

III.1. Les principales mycotoxines et denrées contaminées

Les mycotoxines sont des substances toxiques produites par certaines moisissures qui peuvent contaminer les denrées alimentaires et les aliments pour animaux. Parmi les principales mycotoxines détectées dans la recherche, on trouve les aflatoxines, les ochratoxines, les fumonisines, les trichothécènes, la patuline, la Citrinine et la zéaralénone.

III.1.1. Les aflatoxines

Les aflatoxines sont des dérivés de la difuranocoumarine, comportant un groupe bifurane et un cycle lactone ou pentanone (selon les types AFB ou AFG). Parmi les 20 types d'aflatoxines découverts, les plus importants sont les AFB1, AFB2, AFG1 et AFG2. *Aspergillus flavus* produit principalement les types B, tandis que *Aspergillus parasiticus* génère les types G (El-Sayed et al., 2022). Les aflatoxines se retrouvent fréquemment dans une large gamme d'aliments tels que les arachides, les noix, les figues, le maïs, le riz, les épices, les céréales et les fruits secs. Ces toxines sont particulièrement préoccupantes pour la santé humaine et animale, car elles sont toxiques, mutagènes et cancérogènes. L'intoxication par les aflatoxines, connue sous le nom d'aflatoxicose, peut être aiguë ou chronique. L'aflatoxicose aiguë entraîne des symptômes comme des dommages hépatiques aigus, tandis que l'aflatoxicose chronique est associée au cancer, à la suppression immunitaire et à d'autres pathologies lentes. Le foie est l'organe principalement affecté par l'aflatoxine, provoquant des changements histopathologiques tels que des lésions graisseuses dans les hépatocytes, une nécrose hémorragique aiguë et une prolifération des voies biliaires (Dhakal et al., 2021).

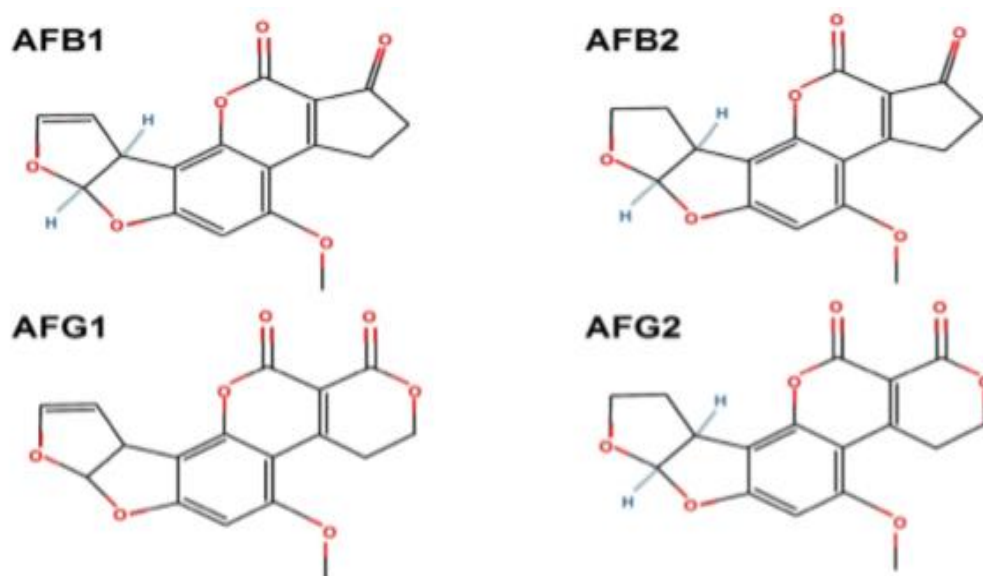


Figure 6. Structure chimique des aflatoxines (Gemedé, 2025).

III.1.2. L'ochratoxine A

L'ochratoxine A (OTA) est l'une des mycotoxines les plus importantes et délétères produites par des moisissures appartenant aux genres *Aspergillus* et *Penicillium*. Elle est composée d'un groupe para-chlorophénolique lié à un amide de phénylalanine, et se trouve fréquemment dans une large gamme de produits alimentaires, notamment les produits céréaliers, les olives, les haricots, la bière, le vin, le café, le cacao, les raisins secs, les figues, la réglisse, les légumineuses, les graines de citrouille et le thé (Malir et al., 2016). L'OTA peut avoir divers effets toxiques tels que des effets néphrotoxiques, hépatotoxiques, neurotoxiques, tératogènes et immunotoxique (El Khoury et al., 2010).

L'ochratoxine A (OTA) est l'une des mycotoxines les plus importantes en raison de son omniprésence comme contaminant naturel dans l'alimentation humaine et animale. Elle exerce plusieurs effets toxiques qui présentent des risques évidents pour la santé humaine et animale (Zebiri et al., 2025). Traditionnellement, les céréales, le raisin et ses dérivés et le café ont été considérés comme les principales sources d'OTA dans l'alimentation humaine. Cependant, de nouvelles connaissances sur la présence d'OTA ont révélé que l'exposition alimentaire à cette toxine pourrait également être importante dans d'autres produits, tels que la viande de conserve et le fromage (Montet et al., 2016; Pavicich et al., 2024).

La production d'OTA a été initialement démontrée dans une culture d'*Aspergillus ochraceus* (section *Circumdati*) (Gil-Serna et al., 2020), et cette espèce a longtemps été considérée comme la principale productrice d'OTA au monde. Depuis, de nombreuses autres espèces d'*Aspergillus* et de *Penicillium* ont été signalées comme capables de synthétiser de l'OTA, et la liste des espèces productrices d'OTA s'allonge rapidement. Dans une étude morphologique, métabolique et phylogénétique approfondie, Gil-Serna et al., (2015) ont décrit de nouvelles espèces incluses dans la section *Circumdati* d'*Aspergillus*, et certaines d'entre elles n'étaient pas incluses dans *A. ochraceus* Clade. Plusieurs études ont indiqué que deux des nouvelles espèces, *A. westerdijkiae* et *A. steynii*, sont de loin les plus importantes productrices d'OTA dans cette section, et plusieurs isolats précédemment identifiés comme *A. ochraceus*, dont l'espèce type et la souche originale productrice d'OTA, ont été réidentifiés comme *A. westerdijkiae*. Depuis, différentes études ont approfondi les connaissances sur la taxonomie de cette section, et actuellement, 27 espèces sont acceptées dans la section *Circumdati* d'*Aspergillus* (Jessica Gil-Serna et al. 2015; Imbert et al., 2023). Récemment, Visagie et al., 2020 ont inclus de nouveaux groupes taxonomiques dans le genre *Aspergillus* et ont séparé la section *Circumdati* en trois séries : *Circumdati*, *Sclerotiorum* et *Steyniorum*. Cependant, une controverse considérable existe quant au potentiel de toutes les espèces d'*Aspergillus* de la section *Circumdati* à produire de l'OTA. Cette capacité a été révisée dans plusieurs études, mais elle semble incohérente chez de nombreuses espèces, et aucune conclusion claire n'a été tirée, à l'exception des cas mentionnés ci-dessus (*A. steynii* et *A. westerdijkiae*) (Visagie et Houbraken 2020). La section *Nigri* d'*Aspergillus* contient également d'importantes espèces productrices d'OTA, telles que *A. carbonarius*, *A. niger* et *A. welwitschiae*, tandis que, dans le genre *Penicillium*, les plus importants producteurs d'OTA sont *P. nordicum* et *P. verrucosum*. L'espèce *Aspergillus alliaceus*, incluse dans la section *Flavi*, est également capable de synthétiser cette toxine (Pit et hoking., 2009).

III.1.3. La Beauvéricine

La Beauvéricine (BEA) est un mycotoxine cyclique de la famille des dépsipetides, produite principalement par des espèces de *Fusarium* et par certains champignons entomopathogènes (*Beauveria*, *Isaria*), elle suscite une attention croissante en toxicologie alimentaire en raison de ses propriétés cytotoxiques et de sa fréquence d'apparition dans les céréales (Al Khoury et al., 2024).

Des études récentes montrent que la BEA est couramment détectée dans les grains de blé non transformés et qu'elle contamine souvent les échantillons avec d'autres mycotoxines émergentes telles que les enniatines, soulevant des questions sur les effets additifs ou synergiques sur la santé humaine et animale (Xu et al., 2024).

La biosynthèse de la beauvéricine est contrôlée par un cluster de gènes, dont le gène *Bea1* joue un rôle central puisqu'il code une synthèse non ribosomale (NRPS) responsable de l'assemblage de la structure cyclique caractéristique de cette toxine (Niehaus et al., 2021). D'autres gènes associés (*Bea2*, *Bea3* et *Bea4*) participent à la régulation et au transport de la molécule. Des études récentes ont montré que la capacité de production de la BEA varie considérablement selon les espèces et les souches : par exemple, *F. temperatum* possède un gène *Bea1* fonctionnel et produit efficacement la toxine, tandis que chez *F. subglutinans*, ce gène est souvent inactivé par des mutations ponctuelles (Stępień et al., 2020). Certains espèces comme la *F. oxysporum* produisent des concentrations plus élevées de BEA en culture sur milieu solide (solid-state fermentation) qu'en milieu liquide, suggérant que les conditions de stress nutritif et d'aération favorisent la biosynthèse de la toxine (Amezquita et al., 2022).

Dans les conditions de culture in vivo, les variations climatiques chauds et humides, observés pendant la floraison et la maturation du blé, sont particulièrement propices à la synthèse de BEA et à la colonisation des grains (Zhang et al., 2023).

III.1.4. Les enniatines

Les enniatines (ENs) sont des mycotoxines cyclohexadépsipeptidiques émergentes produites principalement par des espèces du genre *Fusarium*, souvent détectées dans les céréales et les produits à base de céréales (Coulet et al., 2025). Les analogues les plus fréquents sont EN A, ENA1, EN B et ENB1, ENB (Figure 7) étant considéré comme le plus prévalent dans les denrées alimentaires (Behr et al., 2025). Une étude sur *Fusarium avenaceum* a montré que la capacité à produire les enniatines influence légèrement la virulence sur les grains de blé, les souches productrices d'ENs provoquent une apparition plus rapide des symptômes dans la partie florale du blé, ce qui suggère un rôle potentiellement modulable de ces toxines dans l'interaction hôte-pathogène (Beccari et al., 2024). Les effets toxicologiques des ENs sont encore peu documentés, mais des études récentes et des revues mettent en lumière des effets cytotoxiques, génotoxiques, immunotoxiques et des altérations du métabolisme cellulaire,

bien que les données in vivo et les données de toxicocinétique soient insuffisantes pour établir une évaluation de risque chronique fiable (Behr et al., 2025).

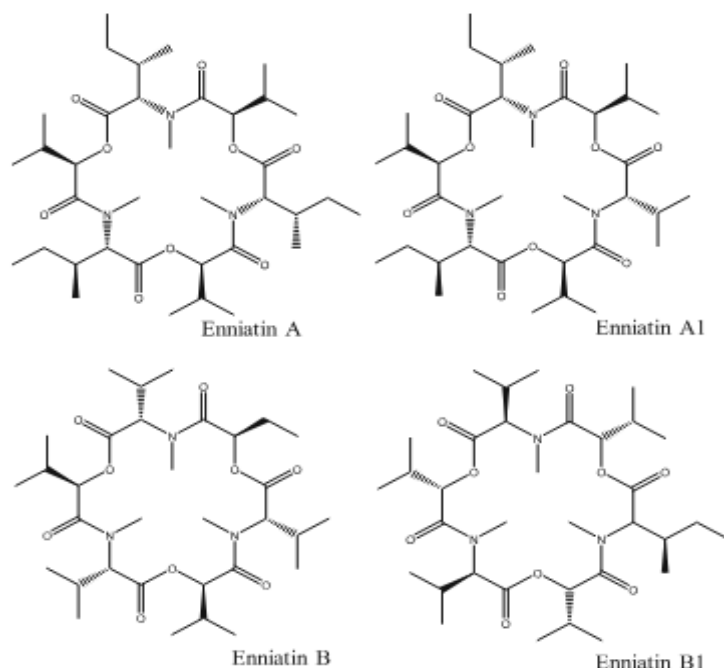


Figure 7. Structure chimiques des enniatines (Behr et al., 2025).

III.1.5. Fumonisines

Les fumonisines sont une famille de mycotoxines produites principalement par des espèces du genre *Fusarium*, notamment *Fusarium verticillioides* et *Fusarium proliferatum*. Ces toxines sont caractérisées par une structure linéaire avec plusieurs groupes hydroxyles et des chaînes alkyle, ce qui leur confère une forte polarité. Parmi les types les plus étudiés, fumonisine B₁ (FB₁), B₂ (FB₂) et B₃ (FB₃) sont les plus fréquents dans les denrées alimentaires (Kamle et al., 2019). Concernant la contamination du blé, Bien que le maïs soit la culture la plus associée aux fumonisines, le blé et les produits dérivés peuvent aussi être contaminés. La production de fumonisines dans les grains de blé est fortement influencée par la saison de croissance, la période de floraison avec pluviométrie élevée (El Chami et al., 2022). En Algérie, des études récentes montrent que les fumonisines B₁ + B₂ contaminent les céréales à des concentrations très élevées dans certains échantillons, avec des valeurs dépassant les seuils de l'Union européenne, ce qui soulève des préoccupations pour la santé publique (Mahdjoubi et al., 2020).

III.1.6. Trichothecenes

Les trichothécènes constituent une vaste famille de mycotoxines sesquiterpéniques produites principalement par des espèces du genre *Fusarium*, *Myrothecium*, *Trichothecium* et *Stachybotrys*. À ce jour, plus de 200 trichothécènes ont été identifiés, dont les formes non macrocycliques (telles que le déoxynivalénol, le nivalénol, la toxine T-2 et HT-2) représentent les plus importantes du point de vue toxicologique et agroalimentaire (Cheli et al., 2021 ; Liu et al., 2021). Certains espèces de *Fusarium* produisent les mycotoxines dans les grains de blé avant la récolte (Froment et al., 2017)

- Le Déoxynivalénol

Le Déoxynivalénol (DON), aussi appelé vomitoxine, est une mycotoxine de la famille des trichothécènes de type B, c'est une métabolite secondaire produites par des espèces du genre *Fusarium*, notamment *F. graminearum* et *F. culmorum*. Sa structure chimique est caractérisée par un squelette tricyclique à 12 carbones, portant plusieurs groupements hydroxyles et un époxyde en position 12,13, qui est responsable de sa toxicité biologique. Le DON agit comme inhibiteur de la synthèse protéique chez les cellules eucaryotes en se liant à la sous-unité 60S des ribosomes, provoquant un stress cellulaire et des effets immunotoxiques et gastro-intestinaux (Behr et al., 2025).

Dans le blé, la production de DON et de ses dérivés se manifeste généralement à la suite d'une infection de l'épi pendant la floraison. Les conditions climatiques chaudes et humides, associées à des pluies fréquentes durant cette phase, favorisent la sporulation et la production de trichothécènes. Le DON est produit via la voie du mévalonate, à partir d'un précurseur trichothécène synthétisé par un ensemble de gènes organisés dans le cluster TRI, localisé sur le chromosome 2 de *Fusarium graminearum*. Ce cluster comprend notamment les gènes *TRI5* (codant pour la trichodienesynthase), *TRI4* (oxydation du squelette trichodiène), *TRI101* (acétyltransférase impliquée dans la formation de 3-ADON/15-ADON) et *TRI8* (estérase déterminant la position de l'acétylation). L'expression de ces gènes est régulée par des facteurs environnementaux (température, humidité relative, stress nutritionnel) et par les gènes de régulation *TRI6* et *TRI10* (Ding et al., 2023).

Les dérivés acétylés du DON, à savoir le 3-acetyldeoxynivalenol (3-ADON) et le 15-acetyldeoxynivalenol (15-ADON), résultent de la modification post-biosynthétique du DON

par acétylation sur le groupement hydroxyle situé en position C-3 ou C-15. Ces dérivés sont produits par différentes souches de *F. graminearum* selon leur génotype de trichothécène (3-ADON, 15-ADON ou NIV-type). Ils peuvent être partiellement transformés en DON dans le tube digestif humain, ce qui augmente la toxicité potentielle de l'exposition combinée. Les souches qui produisent le 3-ADON tendent à produire plus de toxines totales que celles de type 15-ADON, mais la répartition géographique des deux génotypes varie selon les conditions climatiques : les 3-ADON prédominent dans les régions froides et humides (Canada, Europe du Nord), tandis que les 15-ADON dominent dans les zones tempérées à chaudes, comme en Méditerranée (Maddocks et al., 2024).

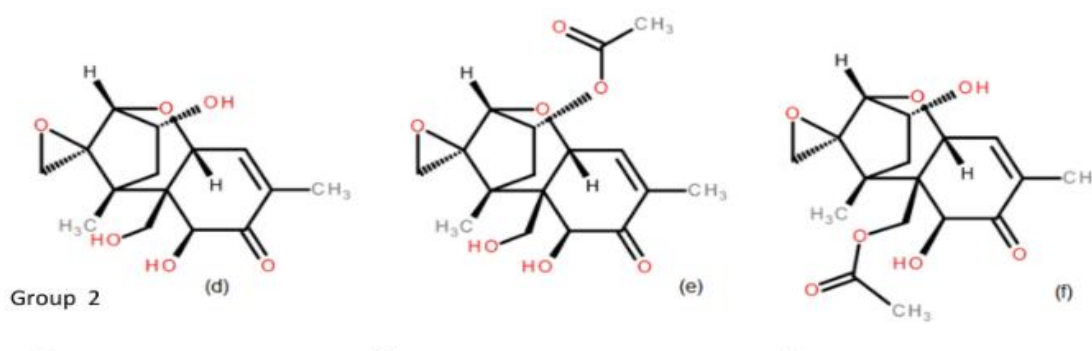


Figure 8. Structure chimique de DON (d) , 3ADON (e) et 15ADON (f)(Alonso et al., 2021).

- La nivalénol

La nivalénol (NIV) est une mycotoxine de la famille des trichothécènes de type B appartenant à la famille des trichothécènes produite par des espèces de *Fusarium*, notamment *Fusarium graminearum* et *Fusarium culmorum*, ainsi que dans certains cas par *Fusarium poae*. Elle possède une structure chimique proche de celle du déoxynivalénol (DON) et elle diffère de DON par un groupement hydroxyle supplémentaire, ce qui augmente sa polarité et lui confère une toxicité souvent plus élevée (Bryła et al., 2018). Une humidité relative élevée (> 80 %) pendant les stades de floraison et de développement des épis favorise fortement l'accumulation de cette toxine dans les grains de blé (Bryła et al., 2022). La NIV est synthétisée par la voie des trichothécènes via le cluster de gènes *TRI*, ainsi, les gènes *TRI13* et *TRI7* jouent un rôle dans la capacité d'une souche à produire NIV ou DON. Des niveaux significatifs de NIV sont accumulés dans les grains de blé même si les symptômes visibles de

la maladie sont faibles, ces niveaux sont fortement influencés par les conditions environnementales modulables (température et humidité)(Yoshida et al., 2010).

III.1.7. La toxine T-2

La toxine T-2 est une mycotoxine appartenant à la famille des trichothécènes de type A, produite principalement par plusieurs espèces du genre *Fusarium*, dont *F. sporotrichioides*, *F. poae*, *F. langsethiae* et d'autres(Janik et al., 2021). La toxine T-2 agit par inhibition de la synthèse des protéines, altération des acides ribonucléiques, et provoque des effets sur les muqueuses digestives, sur le système immunitaire, et sur les cellules en division rapide. Elle est également associée à des symptômes aigus tels que vomissements, diarrhée, perte d'appétit, et, dans les cas sévères, des hémorragies et des atteintes cutanées. En ce qui concerne sa production dans le blé, T-2 est associé à la maladie de blé (*Fusarium Head Blight*) dans les régions aux conditions humides et tempérées (Pierzgalski et al.,2024).

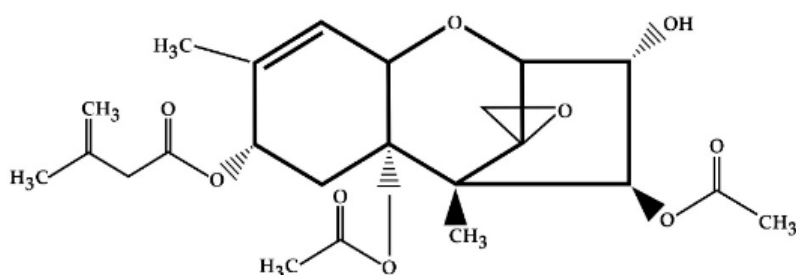


Figure 9. Structure chimique de la toxine T-2(Janik et al., 2021).

III.1.8. La toxine HT-2

La toxine HT-2 est un trichothécène de type A, produite principalement par des espèces de *Fusarium* telles que *F. sporotrichioides*, *F. langsethiae* et *F. poae*. Elle résulte de la déacétylation de la toxine T-2, dont elle partage la structure chimique tétracyclique avec un groupe époxyde responsable de sa toxicité (Pettersson et al., 2021). Ces champignons se développent principalement dans les zones tempérées et humides, notamment sur les céréales comme le blé, l'avoine et l'orge, avant ou après la récolte. La HT-2 est fréquemment détectée dans le blé et ses produits dérivés, souvent en cooccurrence avec la T-2, mais à des niveaux généralement inférieurs (Bryła et al., 2024). En Algérie, une étude récente sur la contamination multi-mycotoxines des produits céréaliers a mis en évidence la présence de la HT-2 dans 23 % des échantillons de blé analysés, avec des teneurs variant entre 8,4 et 36,7 µg/kg(Benkerroum, 2020). Ces concentrations varient selon la région, le climat et les

conditions de stockage, la contamination étant favorisée par une humidité élevée et des températures modérées. la HT-2 agit de manière similaire à la T-2 en inhibant la synthèse protéique, entraînant des effets immunosuppresseurs, hématotoxiques et gastro-intestinaux (EFSA, 2023). Elle est considérée comme l'une des mycotoxines les plus toxiques du groupe des trichothécènes (Bryła et al., 2024).

III.1.2.9. La zéaralénone

La zéaralénone (ZEA) est une mycotoxine non stéroïdienne produite principalement par des espèces du genre *Fusarium*, notamment *F. graminearum*, *F. culmorum*, *F. equiseti* et *F. crookwellense* (Zhang et al., 2021). Elle appartient au groupe des lactones macrocycliques et se distingue par sa structure chimique analogue aux œstrogènes, ce qui lui confère une activité ostrogénique marquée chez les animaux et l'homme (Maragos et al., 2023). La ZEA est souvent associée à des cultures de maïs et de blé, Elle est généralement produite lors du stockage ou sous des conditions climatiques humides, favorisant la croissance des *Fusarium* producteurs. Concernant la contamination du blé, plusieurs études ont signalé la présence de ZEA dans les grains et les farines. ont observé des concentrations variant entre 3,2 et 85 µg/kg dans le blé dur récolté, ainsi, la ZEA a été détectées dans 65% de échantillons de blé (Mahdjoubi et al.,2020;Haidukowski et al., (2022). En raison de sa cooccurrence fréquente avec les trichothécènes (DON, NIV), la ZEA représente un risque combiné pour la sécurité alimentaire, justifiant son inclusion parmi les mycotoxines réglementées par l'Union européenne (limite maximale de 100 µg/kg pour le blé destiné à la consommation humaine).

D'après Qu et al., (2024), plusieurs espèces de *Fusarium* ont la capacité de produire plusieurs type de mycotoxines (Figure 10).



Figure 10. Cladogramme illustre les relations phylogénétiques entre les espèces de *Fusarium* et les capacités de production de mycotoxines de ces espèces(Qu et al., 2024).

IV. LES REGLEMENTATIONS DES MYCOTOXINES

Face aux risques liés à la présence de mycotoxines dans la chaîne alimentaire (en particulier, les céréales brutes et les produits céréaliers), les instances sanitaires européennes et d'autres pays ont établi des doses limites maximales réglementaires pour certaines mycotoxines. En effet, les mycotoxines qu'on peut retrouver dans les céréales et les produits céréaliers et qui sont réglementées sont les AFs, le DON, l'OTA, les FUM (FUMB1 et FUMB2) et la ZEN (Tableau V).

Synthèse bibliographique

Tableau V: Teneurs maximales autorisées en mycotoxines dans les céréales et produits dérivés, définies par le règlement (UE) 2023/915 (Commission européenne 2023).

Produits	Mycotoxines	Teneur maximale réglementaire (µg/kg)
Céréales et produits dérivés des céréales destinées à la consommation humaine directe (adultes)	AFB1	2
	Aflatoxines B1 + B2 + G1 + G2	4
Maïs et riz destinés à être soumis à un tri ou à un autre traitement physique avant d'être mis sur le marché pour le consommateur final ou pour une utilisation comme ingrédients de denrées alimentaires	AFB1	5
	Aflatoxines B1 + B2 + G1 + G2	10
Aliments pour bébés et préparations à base de céréales destinés aux nourrissons et aux enfants en bas âge	AFB1	0.1
	Aflatoxines B1 + B2 + G1 + G2	-
Céréales non transformés	OTA	5
Produits dérivés de céréales destinés à la consommation humaine directe		3
Aliments pour bébés et préparations à base de céréales destinés aux nourrissons et aux enfants en bas âge		0.5
Céréales brutes autres que le blé dur, avoine et maïs	DON	1250
Blé dur brut et avoine brut		1750
Maïs brut		1750
Pain, pâtisseries, biscuits, collations aux céréales et céréales pour petit-déjeuner		500
Produits dérivés de céréales		750
Farine de maïs non mise sur le marché pour le consommateur final		1250
Aliments pour bébés et préparations à base de céréales destinés aux nourrissons et aux enfants en bas âge		200
Céréales brutes autres que le maïs	ZEN	100
Maïs brut		350
Produits dérivés de céréales		75
Pain, pâtisseries, biscuits, collations aux céréales et céréales pour petit-déjeuner		50
Maïs mis sur le marché pour le consommateur final, collations à base de maïs et céréales pour petit-déjeuner à base de maïs		100
Farine de maïs non mise sur le marché pour le consommateur final		300
Autres produits de mouture du maïs non mis sur le marché pour le consommateur final		200
Aliments pour bébés et préparations à base de céréales destinés aux nourrissons et enfants en bas âge		20

V. Facteurs influençant la production de mycotoxines

La production de mycotoxines par les champignons toxinogènes (*Fusarium*, *Aspergillus*, *Penicillium*) n'est pas aléatoire : elle dépend d'une interaction complexe entre le génome du champignon, l'état physiologique de la plante-hôte et les conditions environnementales (Figure 11). On distingue deux groupes de facteurs qui modulent cette biosynthèse : facteurs biotiques (espèce ou souche fongique, santé de la plante, présence d'insectes vecteurs et composition du microbiote) et les facteurs abiotiques (température, humidité, stress hydrique, composition du sol, etc.). Ces facteurs agissent seuls mais le plus souvent de manière synergique, modulant la quantité, le type et la cooccurrence des mycotoxines détectées dans le blé (karisson et al.,2021).

VI.1. Facteurs biotiques

Les facteurs biotiques jouent un rôle déterminant dans la dynamique de contamination mycotoxique du blé. D'abord, l'identité génétique de la souche ou de l'espèce fongique (par exemple différentes espèces de *Fusarium*) influe sur la capacité intrinsèque à produire des mycotoxines : certaines souches possèdent des clusters géniques plus actifs ou mieux régulés, ce qui conduit à des variations significatives de production sous conditions identiques. Ensuite, la concentration d'inoculum (quantité de spores ou de matériel infectieux disponible dans ou autour de la culture, par exemple via des résidus de culture infectés) augmente la probabilité de colonisation du blé au stade sensible (floraison / épiaison), et par conséquent la quantité de mycotoxine accumulée. De plus, la variabilité variétale du blé (niveau de résistance ou tolérance génétique) modère l'ampleur de l'infection fongique, limitant la propagation du champignon et donc la production de mycotoxines dans les grains. Enfin, les interactions microbiennes (compétition et antagonisme) peuvent inhiber ou moduler l'expression des gènes mycotoxigènes et la croissance fongique, réduisant ou parfois modifiant la composition du profil toxique. Ces facteurs biotiques interagissent souvent avec des facteurs agronomiques comme la rotation culturale (par exemple cultures précédentes) ou les pratiques culturales, de sorte que la contamination résulte d'un réseau complexe d'interactions biotiques (Daou et al. 2021; Kolawole et al. 2021)

VI.2. Facteurs abiotiques

Ils regroupent l'ensemble des paramètres environnementaux et physiques qui affectent la croissance des champignons et la biosynthèse des mycotoxines. Parmi eux, la

température, l'humidité, le stress hydrique, le pH du substrat, la composition du sol, ainsi que les conditions de stockage jouent un rôle prépondérant dans la régulation de la contamination mycotoxique du blé.

-Température

La température est l'un des paramètres les plus déterminants pour la production de mycotoxines. Chaque espèce fongique possède une plage optimale de croissance et une autre spécifique pour la synthèse de toxines. Par exemple, *Fusarium graminearum* produit davantage de DON entre 20 et 28 °C, alors qu'*Aspergillus flavus* synthétise des aflatoxines de manière optimale au-delà de 30 °C. Lorsque la température dépasse ou descend en dessous de ces seuils, la production de mycotoxines diminue, même si la croissance du champignon peut se maintenir. Ainsi, les périodes chaudes et humides durant la floraison du blé favorisent souvent la contamination en DON et ZEA (Dong et al., 2023 ; Zingales et al., 2022).

-Humidité et activité de l'eau (aw)

L'humidité du milieu et l'activité de l'eau influencent directement la germination des spores, la croissance mycélienne et l'expression des gènes impliqués dans la biosynthèse des mycotoxines. Une activité de l'eau élevée ($> 0,90$) stimule généralement la production de DON, ZEA et autres trichothécènes par *Fusarium spp.*. À l'inverse, une faible humidité inhibe la croissance mais peut induire, dans certaines conditions de stress, une production accrue de certaines toxines secondaires. Dans le cas des *Aspergillus*, une humidité relative supérieure à 85 % et une température élevée constituent un environnement idéal pour la production d'aflatoxines et d'ochratoxine A (OTA), surtout lors du stockage. (Medina et al., 2017 ; Hope et Magan, 2020).

- Stress hydrique et sécheresse

Le déficit hydrique affecte à la fois la plante et le champignon. Pour la plante, la sécheresse affaiblit les mécanismes de défense, rendant les tissus plus vulnérables à la colonisation. Pour

le champignon, le stress hydrique peut activer la voie de réponse oxydative, entraînant une surproduction de métabolites secondaires tels que les mycotoxines. De nombreuses études ont montré une augmentation des aflatoxines dans des conditions de stress combinant chaleur et sécheresse, notamment pour *Aspergillus flavus* (Medina et al., 2017 ; Giorni et al., 2019).

-Le pH et composition du substrat

Le pH du substrat influence la solubilité des nutriments et l'activité enzymatique fongique. Les espèces de *Fusarium* préfèrent souvent des pH légèrement acides (5–6), conditions favorables à la production de trichothécènes et de zéaralénone. Des modifications du pH dues à la fertilisation ou à la décomposition des matières organiques peuvent donc indirectement modifier le risque aux mycotoxines (Marín et al., 2013 ; Zingales et al., 2022).

-Conditions de stockage

Après la récolte, la température et l'humidité de stockage deviennent les principaux facteurs abiotiques. Un stockage à plus de 25 °C et à une humidité supérieure à 14 % favorise la croissance d'*Aspergillus* et la production d'AFs et d'OTA. À l'inverse, un séchage rapide et un stockage dans un environnement sec (< 12 % d'humidité) inhibent la prolifération fongique et limitent la contamination (Magan et Aldred, 2007 ; Eskola et al., 2020).

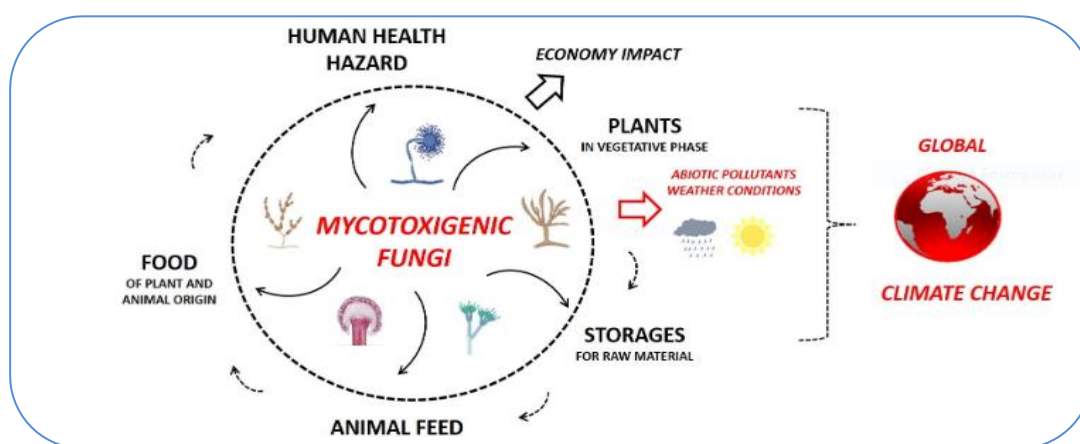


Figure 11. Schéma illustrant les interactions entre les facteurs biotiques et abiotiques influençant la production de mycotoxines dans le blé (Marija et al., 2025).

VI. VARIATIONS CLIMATIQUES ET CHAMPIGNONS TOXINOGENES

Les changements climatiques sont un phénomène complexe qui influence profondément

les écosystèmes terrestres à l'échelle mondiale (Casu et al., 2024). Il constitue la principale cause des variations de température et de précipitations, affectant la répartition spatiale de la végétation ainsi que la structure et le fonctionnement des écosystèmes. Ces modifications engendrent d'importants enjeux en matière de sécurité alimentaire (Zinedine et al., 2025).

La capacité d'adaptation des champignons mycotoxigènes au changement climatique peut entraîner des modifications significatives de leur répartition géographique, mais aussi de la prévalence et des profils de mycotoxines produites. Selon Zingales et al. (2022), plusieurs paramètres climatiques, tels que la température, l'activité de l'eau (Aw), la qualité et la quantité de la lumière, ainsi que des phénomènes extrêmes comme la sécheresse, la désertification ou encore les fluctuations entre cycles humides/secs, constituent les facteurs agroécosystémiques les plus déterminants. Ces derniers influencent directement les étapes du cycle de vie des champignons, leur aptitude à coloniser les cultures, à survivre et à produire des mycotoxines. D'après Medina et al. (2017), l'augmentation de la température accompagnée d'une diminution des ressources en eau pourrait favoriser l'adaptation des champignons par mutation et recombinaison sexuelle, conférant ainsi un avantage sélectif aux espèces les plus résistantes. Dans des climats plus chauds, les espèces thermotolérantes tendent à prédominer, ce qui pourrait entraîner une dominance des espèces toxigènes du genre *Aspergillus* au détriment des espèces de *Penicillium*. Par ailleurs, ces conditions peuvent induire une modification du profil de production de mycotoxines au sein d'une même espèce. Par exemple, *A. flavus* peut passer de la synthèse d'aflatoxines à synthèse d'acide cyclopiazonique, en raison de changements affectant les groupes de gènes des métabolites secondaires (aflatoxines, acide cyclopiazonique), les régulateurs universels, les transporteurs de sucres ou d'autres voies métaboliques impliquées dans la réponse au stress. De telles pressions environnementales peuvent ainsi remodeler leur répartition géographique et modifier les schémas d'occurrence des mycotoxines. Par ailleurs, les cultures peuvent être colonisées simultanément par plusieurs espèces fongiques productrices de mycotoxines, conduisant à une contamination combinée par diverses mycotoxines (Jovana et al., 2023).

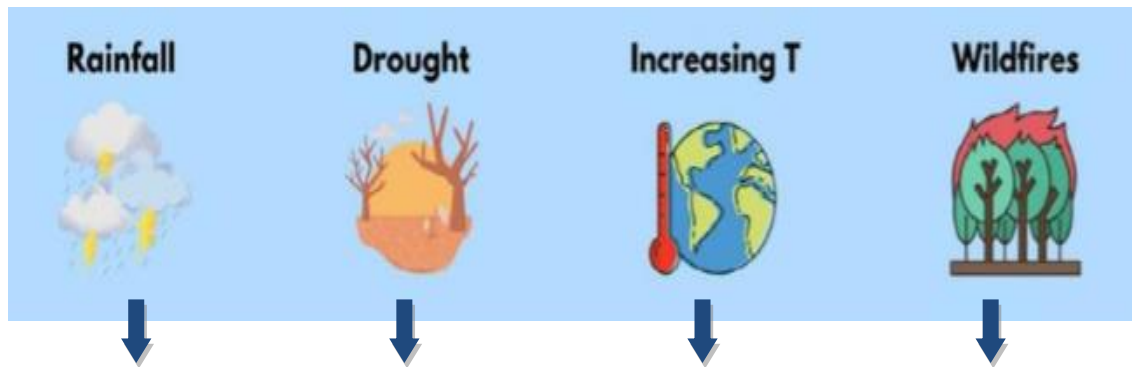
Le climat constitue un facteur déterminant dans la structuration des communautés fongiques et dans la modulation des niveaux de contamination avant et après la récolte (Perrone et al., 2020). Les différents genres et espèces de champignons présentent des exigences écologiques spécifiques, dont les conditions optimales de développement dépendent principalement de la température, de l'humidité relative, des précipitations et de l'activité de l'eau (Casu et al., 2024).

Les cycles biologiques des champignons mycotoxinogènes sont bien caractérisés. Ils incluent les phases de croissance, les mécanismes de pathogénicité, le mode de vie saprophyte ainsi que l'influence des facteurs abiotiques sur la contamination des cultures vivrières. Cependant, les variations climatiques sont susceptibles d'altérer ces équilibres, en modifiant non seulement les cycles de vie des champignons toxinogènes, mais également la résistance des hôtes et la nature des interactions hôte-pathogène. Ces modifications pourraient ainsi favoriser l'émergence de nouvelles maladies et engendrer des changements notables dans la biodiversité fongique (Moretti *et al.*, 2019).

Le changement des conditions climatiques, caractérisée par l'augmentation des températures moyennes, la hausse des concentrations atmosphériques en dioxyde de carbone (CO₂) et la variabilité accrue des régimes hydriques (stress hydrique par excès ou déficit), est susceptible d'altérer d'une manière significative la physiologie et la dynamique adaptative des champignons (tableau VI). Ces modifications environnementales peuvent influencer leur aptitude à coloniser les substrats, leur plasticité phénotypique et, par conséquent, remodeler les schémas de biosynthèse des mycotoxines ou induire l'apparition de nouveaux métabolites secondaires. Dans ce contexte, les champignons filamenteux toxinogènes pourraient connaître une redéfinition de leurs niches écologiques, entraînant un basculement des conditions inhibitrices de la biosynthèse mycotoxique vers des conditions permissives, ou inversement. Ces changements pourraient se traduire par une redistribution géographique des espèces toxinogènes. Certaines populations fongiques pourraient régresser ou disparaître dans des zones historiquement endémiques, tandis que d'autres pourraient émerger dans des régions auparavant considérées comme non exposées. Par exemple, une recrudescence notable du risque de contamination par les aflatoxines a été signalée au cours des quinze dernières années dans le nord de l'Italie et en Europe de l'Est, témoignant d'une expansion des conditions propices au développement d'*Aspergillus flavus* et de sa capacité de production de mycotoxines (Battilani *et al.*, 2016).

Ces constats soulignent la sensibilité de la biodiversité et de l'écologie fonctionnelle des champignons mycotoxinogènes aux fluctuations climatiques globales. Néanmoins, l'impact synergique de certains paramètres abiotiques demeure encore peu élucidé, notamment l'interaction entre le stress thermique modéré (+2 à +5 °C), l'élévation du CO₂ atmosphérique (de 400 à 1 000–1 200 ppm) et les conditions extrêmes de disponibilité en eau sur les processus de colonisation fongique et de biosynthèse des mycotoxines (Perrone *et al.*, 2020).

Facteurs de changement climatique



Conséquences et effets sur :

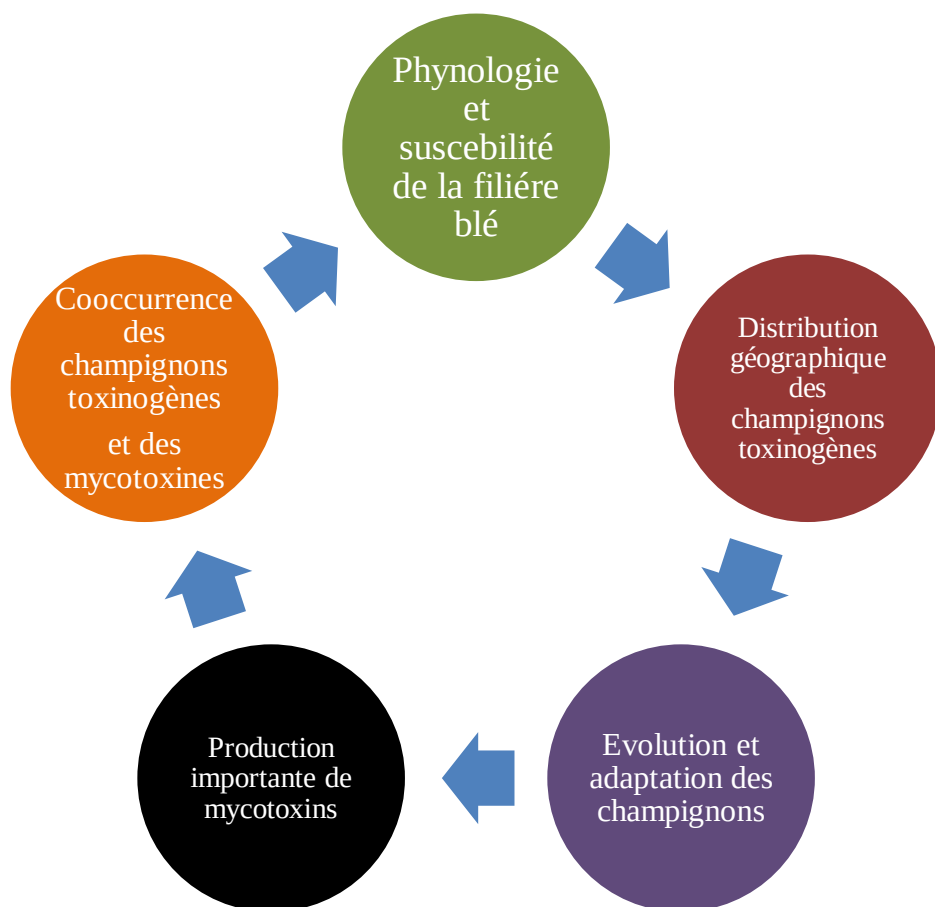


Figure 12. Facteurs du changement climatique (CC) et les effets qu'ils exercent sur les cultures et les champignons mycotoxigènes.

V.1.1. Effet de variations climatique sur le genre *Aspergillus* et *Penicillium*

L'augmentation des températures favorise la prolifération de champignons toxigènes adaptés aux conditions chaudes, notamment les espèces d'*Aspergillus* productrices d'aflatoxines, qui constituent une menace sérieuse pour la santé humaine et animale. L'exemple de l'été 2012 en Italie illustre bien ce phénomène où des conditions exceptionnellement sèches et chaudes ($> 35^{\circ}\text{C}$) ont conduit à une épidémie d'*Aspergillus flavus* sur les cultures (Paterson et al., 2017). Des études réalisées par Medina et al., (2017) sur l'influence de différentes températures ($30, 37^{\circ}\text{C}$) et activités de l'eau (a_w ; 0,99 et 0,91) sur la production de l'AFB1 et le transcriptome par *Aspergillus flavus* cultivé pendant 10 jours ont montrées des réponses différentielles marquées au stress environnemental dont l'augmentation de la température a entraîné une expression différentielle de 4 307 gènes à 30°C et 702 gènes à 37°C et la réduction de l'activité de l'eau a affecté 2 224 gènes à 0,99 a_w et de 481 gènes à 0,91 a_w . Globalement, le passage de 30 à 37°C a conduit à une régulation à la hausse de 12 processus biologiques et à une régulation à la baisse de 9 autres, tandis que la diminution de l' a_w a provoqué l'activation de 22 processus biologiques et l'inhibition de 25. Medina et al., (2017) déclarent que ces facteurs environnementaux ont une relation directe avec l'expression des gènes qui code pour la production de mycotoxines. D'autre études confirme que des espèces aflatoxinogènes comme *Aspergillus flavus* peuvent produire de l'AFB1 aussi bien au champ que durant le stockage (Joubrane et al., 2011 ; Mato et al., 2024). En revanche, dans certains cas de changement climatique, les températures élevées représentent un avantage pour certains champignons. Selon Bunny et al., (2024), la température 30°C et l'activité de l'eau élevé (0,98 a_w) constituaient les conditions idéales pour la croissance des *A. flavus* et *A. parasiticus* et la synthèse d'aflatoxines.

L'OTA est un métabolite secondaire produit en particulier par *Aspergillus ochraceus*, fréquemment isolée des céréales stockées (Montet et al., 2016). Le blé stocké dans des conditions non contrôlées est susceptible d'être contaminé par diverses espèces d'*Aspergillus* ochratoxinogènes. Parmi les principaux facteurs environnementaux influençant la prolifération de ces champignons figurent l'activité de l'eau (a_w) et la température (Zebiri et al., 2025). Une étude a été faite sur l'évaluation de l'influence combinée de l'activité de l'eau (a_w : 0,80–0,99), de la température ($10, 20$ et 30°C) ainsi que de la variabilité inter-isolats d'*A. ochraceus* sur la croissance mycélienne radiale et sur la synthèse d'OTA. Les résultats ont montré que les isolats testés présentaient des conditions optimales de croissance et de

production d'OTA à 0,99 aw et 30 °C. À l'inverse, une réduction significative de ces paramètres a été observée aux niveaux les plus faibles d'aw et de température. Les seuils minimaux permettant la croissance fongique et la biosynthèse d'OTA ont été respectivement déterminés à 0,85 aw et 0,90 aw. Par ailleurs, des différences notables ont été constatées entre les isolats (Pardo et al., 2004). De plus, certaines espèces d'*Aspergillus* (productrices d'OTA) sont mieux adaptées aux environnements tropicaux et subtropicaux, où prédominent des températures élevées et une activité de l'eau (aw) réduite. Il est noté également qu'une corrélation positive a été établie entre la présence des *Aspergilli* noirs et la température mais aucune corrélation significative n'a été établie avec d'autres facteurs météorologiques tels que les précipitations. En revanche, les espèces de *Penicillium* (productrices d'OTA et de patuline) trouvent des conditions favorables de développement et de production de toxines dans les climats tempérés (Paterson et al., 2017; Zingales et al., 2022).

V.1.2. Effet de variations climatiques sur le genre *Fusarium*

Le genre *Fusarium* est l'un des genres les plus préoccupants. *Fusarium graminearum* et *Fusarium verticillioides* sont respectivement responsables de la fusariose de l'épi (FHB) et de la pourriture de l'épi. Ces deux espèces comptent parmi les pathogènes les plus importants des céréales et sont à l'origine de la production de plusieurs mycotoxines majeures, notamment les trichothécènes dans le blé et les fumonisines (Casu et al., 2024).

Une corrélation claire a été mise en évidence entre l'expression relative de certains gènes et la production de mycotoxines et le changement climatique. Dans ce contexte, plusieurs travaux ont exploré l'effet des facteurs environnementaux sur l'expression des gènes du cluster des fumonisines (FB) et leur impact sur la synthèse des mycotoxines FB1 et FB2 par diverses espèces de *Fusarium*. Chez *F. verticillioides*, la température et l'activité de l'eau (aw) ont été identifiées comme des paramètres déterminants, influençant de manière significative l'expression des gènes clés de la biosynthèse, la croissance et la production phénotypique de métabolites secondaires toxiques. En ce qui concerne *F. langsethiae*, des études menées sur différentes souches provenant d'Europe du Nord ont montré des conditions optimales de croissance comprises entre 0,98 et 0,995 aw à 25 °C, avec une production maximale de toxines T-2 et HT-2 observée entre 20 et une température optimale de 25 °C à 0,995 aw. Toutefois, comparé à d'autres espèces comme *F. graminearum* ou *F. verticillioides*, *F. langsethiae* semble présenter une moindre résilience face aux contraintes liées à la température, au stress hydrique et, dans certains cas, à l'interaction avec le CO₂.

Par ailleurs, des expérimentations sur l'avoine colonisée par *F. langsethiae* ont révélé que des conditions abiotiques simulant le changement climatique (30 °C, 0,98 aw et 1 000 ppm de CO₂) induisent une activation des gènes *Tri5*, *Tri6* et *Tri16*, entraînant une augmentation notable de la contamination par les mycotoxines T-2 et HT-2 par rapport aux conditions témoins (20 °C, 0,995 aw et 400 ppm de CO₂) (Medina et al. 2013; Verheecke et al. 2019 Perrone et al., 2020).

En ce qui concerne l'occurrence des FB, elles sont généralement présentes dans les climats tempérés et sa production est élevée autour de 30° C. Ainsi, une augmentation générale de la contamination des cultures par les FB est anticipée, notamment dans le maïs, le blé, le riz et le soja. Toutefois, un déplacement par les AFs est également possible dans certaines zones dans ces mêmes conditions climatiques. Les espèces de *Fusarium* tolèrent en effet des températures plus élevées, mais elles sont moins xérotolérantes qu'*Aspergillus flavus*. Par conséquent, dans les régions où une baisse des précipitations est prévue, les FUM pourraient être remplacées par les AFs (Casu et al., 2024).

A partir des différentes études on déduit que les voies directes du changement climatique incluent les effets des précipitations, de l'humidité relative et de la température, tandis que les voies indirectes concernent la dispersion des spores par le vent, les attaques d'insectes et les variations phénologiques des grains de céréales. Par ailleurs, un changement climatique futur plus sévère pourrait affecter la résilience des plantes hôtes, les interactions hôte-pathogène et la croissance des champignons toxinogènes, y compris la synthèse de métabolites secondaires émergentes (Liu et al., 2021).

Synthèse bibliographique

Tableau VI. Effet de la température et/ou de l'activité de l'eau sur la production de mycotoxines par *Aspergillus*, *Penicillium* et *Fusarium* (Zingales et al., 2022).

Espèces fongiques	Mycotoxines	Température °C	Aw	Temps (jours)	µg/g
<i>A. carbonarius</i>	OTA	28	0,94	15	0,0314
		25	0,94	15	0,122
		20	0,94	15	0,324
<i>A. flavi</i>	AFB1	34	/	3	29
		32	/	3	633
		30	/	21	0,02
		28	/	2	184
		20	/	21	0,062
		10	/	21	0,006
	AFB2	34	/	3	0,8
		32	/	3	166
		25	/	4	53
		15	/	8	0,02
	AFG1	37	/	3	0,01
		32	/	3	71
		25	/	2	198
		11	/	14	3
	AFG2	34	/	3	<0,01
		32	/	3	11
		28	/	2	10
		25	/	4	25
		18	/	6	3
<i>F. verticillioides</i>	FB	40	/	21	0
		35	/	21	0,157
		30	/	21	0,02
		25	/	21	0,199
		20	/	21	0,258
		15	/	21	0,03
<i>P. verrucosum</i>	OTA	25	0,95	56	3,6
		15	0,95	56	1,8

VI.2. Contamination de blé par les mycotoxines dans les pays de Maghreb

L'Afrique du Nord (Algérie, Libye, Maroc et Tunisie) se caractérise par un climat chaud et humide. Ces facteurs favorisent la croissance des champignons toxinogènes et, par conséquent, la production de mycotoxines qui peuvent contaminer les céréales notamment le blé et l'orge au champ, lors de la récolte et durant le stockage (Tantaoui et al., 2018).

En Algérie, la présence de mycotoxines dans le blé a été rapportée par plusieurs études. Selon Riba et al. (2008) l'OTA est fréquemment observé dans les régions chaudes, ils ont démontré également que 40 % des échantillons de blé récoltés et stockés dans deux zones climatiques distinctes (méditerranéenne et sub-aride) étaient contaminés par l'OTA, avec des teneurs comprises entre 0,2 et 41,6 µg/kg. Toutefois, Riba et al. (2010) ont signalé que l'AFB1 a été détectée dans 56,6 % des échantillons de blé et ces produits dérivés, avec des niveaux allant de 0,1 à 37,4 µg/kg. De plus, Zebiri et al. (2018) ont mené des études sur le blé dur et ces dérivé et trouvent que l'OTA occure dans 69,2 % (27/39) des échantillons de grains étaient contaminés à des concentrations variant entre 0,2 et 27,3 µg/kg, dont 48,1 % dépassaient la limite maximale fixée par l'Union européenne (5 µg/kg pour les céréales brutes ; Commission européenne, 2006). Parallèlement, 92,9 % (39/42) des produits transformés à base de blé (semoule et farine) présentaient des contaminations allant de 0,17 à 25,31 µg/kg. Djaaboub et al. (2019) ont rapporté des niveaux plus élevé de DON compris entre 40 et 5000 µg/kg pour le blé tendre, et entre 120 et 15 000 µg/kg pour le blé dur. Ils ont également démontré que 62,5 % des isolats de *Fusarium graminearum* testés produisaient en moyenne 25 à 200 mg de DON/ml après culture de 10 jours à 25°C. Enfin, l'étude de Mahdjoubi et al. (2020) comparant différentes céréales algériennes (orge, maïs, riz et sorgho) a révélé des niveaux particulièrement élevés d'enniatins, atteignant 116 000 µg/kg pour l'ENA1, 27 000 µg/kg pour l'ENB et 31 000 µg/kg pour l'ENB1 dans 80 % des échantillons d'orge, et jusqu'à 370 000 µg/kg pour l'ENA1 et 72 000 µg/kg pour l'ENB1 dans 100 % des échantillons de sorgho. Plus récemment, une étude préliminaire sur les mycotoxines dans 120 échantillons de céréales a montré que 65 % étaient contaminés par au moins une toxine, tandis que 50 % étaient contaminés par trois à neuf mycotoxines. De plus, l'OTA et le DON ont été détectés respectivement dans 16,9 % et 85,9 % des produits à base de céréales (Belasli et al., 2023).

Une recherche a été faite sur l'impact du changement climatique sur la culture du blé dur dans deux régions à climat différent humide et semi-aride, les résultats montrent que les effets du changement climatique diffèrent selon les régions, mais qu'une tendance générale vers l'aridification est nette, notamment au printemps. Dans les deux zones (Alger et Bordj Bou Arreridj), une augmentation des températures et de l'évapotranspiration potentielle est

prévue, avec un maximum au printemps et en été. À Alger, une diminution des précipitations est attendue tout au long de l'année, particulièrement au printemps et en été, tandis que Bordj Bou Arreridj connaîtra une hausse significative des pluies estivales (Chourghal et al., 2016).

Des résultats récents de l'effet combiné de différents niveaux d'aw (0,85 ; 0,90 ; 0,95 et 0,99) et de températures (25, 30, 35, 40 et 45 °C) sur les phases de latence et les vitesses de croissance d'*Aspergillus ochratoxinogènes* (*A. westerdijkiae*, *A. alliaceus* et *A. carbonarius*) isolés à partir de blé stocké ont montré une forte capacité de production d'OTA avec 3303,23 ng/g pour *A. westerdijkiae*, 950,23 ng/g pour *A. alliaceus* et 801,28 ng/g pour *A. carbonarius*, produits à 25 °C. Les temps de latence les plus courts avant la croissance (< 24 h) ont été observés à 0,95 aw/25 °C pour *A. westerdijkiae* (2,19 h), à 0,99 aw/35 °C pour *A. alliaceus* (0,75 h) et à 0,99 aw/30 °C pour *A. carbonarius* (1,03 h). Les vitesses de croissance maximales ont été enregistrées comme suit : *A. westerdijkiae* à 9,3 mm/jour (25 °C/0,99 aw), *A. carbonarius* à 11,1 mm/jour, et *A. alliaceus* à 16,5 mm/jour (tous deux à 30 °C/0,99 aw). Les effets des variations de l'aw et de la température sur les temps de latence avant et après le développement se sont révélés significativement différents (Zebiri et al., 2025).

Au Maroc le climat se caractérise par une forte humidité et des températures élevées favorisant le développement des moisissures (Zinedine et al., 2009) ; une étude réalisée par Ennouari et al. (2013) portant sur 81 échantillons de blé dur prélevés dans différentes régions du pays a révélé que 11,1 % des échantillons étaient contaminés par le déoxynivalénol (DON). Les niveaux détectés dans les échantillons positifs variaient entre 65 et 1310 µg/kg. Des études précédentes menées ont effectivement révélé la présence d'aflatoxines dans des échantillons de blé. Zinedine et al., (2007) ont signalé que 17,6 % (3/17) des échantillons de farine de blé prélevés sur les marchés populaires étaient contaminés par l'AFB1 (fourchette de 0,03 à 0,15 µg/kg ; moyenne de 0,07 µg/kg).

La cooccurrence de 22 mycotoxines dans 248 échantillons de grains de blé collectés aux stades de la pré-récolte, de la post-récolte et du stockage dans deux régions à climat différents a été rapporté par Zinedine et al., (2025). Les résultats ont montré que le blé de la zone littorale présentait un taux de contamination plus élevé (53 %) comparé à celui de la zone continentale (31,5 %) avec une cooccurrence des mycotoxines, 16,4 %, 6,8 % et 6,8 % du blé tendre et 18,7 %, 18,7 % et 15,6 % du blé dur étaient contaminés par 2, 3 et 4 mycotoxines, respectivement.

Dans la même étude une analyse de corrélation a été faite entre les données météorologiques des deux zones d'étude (littorale et continentale) sur trois années consécutives (2020–2022), les résultats montrent une corrélation directe entre la présence d'ENB dans le blé tendre de la zone littorale et le cumul annuel des précipitations. En revanche, les précipitations cumulées durant mars–avril étaient systématiquement plus faibles dans la région littorale par rapport à la région continentale (2019/2020 : 38 mm vs. 144 mm ; 2020/2021 : 35 mm vs. 216 mm ; 2021/2022 : 121 mm vs. 229 mm). De plus, les températures moyennes annuelles étaient plus élevées dans la zone littorale que dans la zone continentale (2019/2020 : 19,4 °C vs. 17,9 °C ; 2020/2021 : 19,1 °C vs. 17,7 °C ; 2021/2022 : 20,2 °C vs. 18,3 °C). Dans la région littorale, l'occurrence de l'ENB dans le blé tendre a montré une corrélation inverse avec la température annuelle moyenne, tandis que dans la zone continentale, la relation observée était positive. Dans le blé dur de la zone littorale, l'ENB présentait au contraire une corrélation directe avec la température annuelle moyenne. Cela explique les taux élevés des contaminations par les mycotoxines dans la région littorale (Zinedine et al., 2025).

En Tunisie, la présence d'AFs dans des échantillons de blé a également été étudiée dans d'autres travaux. Ghali et al. (2010) ont rapporté que 8,7 % (4/46) des échantillons de blé et de produits dérivés collectés sur les marchés locaux étaient contaminés par des aflatoxines, à des niveaux allant de 0,15 à 18,6 µg/kg, l'AFB1 a été détectée dans tous les échantillons contaminés (fourchette 0,12–18 µg/kg). De la même manière, Ghali et al. (2008) ont signalé que 29,4 % (15/51) des échantillons de blé et de produits dérivés collectés sur les marchés et dans les réserves familiales traditionnelles en Tunisie étaient contaminés par des aflatoxines, avec des concentrations comprises entre 4 et 12,9 µg/kg, et que 7,8 % étaient contaminés par l'AFB1 (fourchette 1,1–3,4 µg/kg ; moyenne 2,2 µg/kg). De plus, l'ENB1 a été détecté dans tous les échantillons de blé (23) prélevés en 2017 (13) et 2018 (10) dans la région de Beja, avec des teneurs allant de 26 à 47 mg/kg en 2017 (moyenne de 33 mg/kg) et de 26 à 77 mg/kg en 2018 (moyenne de 43 mg/kg) (Chakroun et al. (2022). L'étude de Lahouar et al. (2016) a démontré que l'activité de l'eau nécessaire à la production des mycotoxines est supérieure à celle de la croissance fongique, par exemple la production d'aflatoxine par *A. Flavus* nécessite une valeur d' A_w comprise entre 0.83 et 0.87, mais la croissance fongique nécessite une valeur plus basse.

Une étude récente en Tunisie a rapporté des résultats concernant les enniatines dans le blé (136 échantillons de blé dur) provient de deux régions à climat différents, l'ensemble des échantillons collectés dans les régions continentales et côtières étaient contaminés, avec une contamination de 60,9 % à différents stades de la chaîne d'approvisionnement du blé. L'ENB était la mycotoxine la plus fréquemment détectée (54,3 % des échantillons collectés), avec des concentrations comprises entre 30 et 7684 µg/kg, suivie par l'ENB1 (39,1 %, plage de 48 à 1208 µg/kg) et l'ENA1 (13 %, plage de 42 à 1410 µg/kg), cette contamination élevée peut être expliquée par les variations de conditions climatiques observées au cours de ces années dans les deux régions étudiées. La température moyenne (min–max) pendant la saison de croissance était de 12,8–21 °C en 2020 dans la région côtière et de 16–24,1 °C dans la région continentale. En 2021, ces valeurs étaient de 15,8–23,7 °C dans la région côtière et de 16–24 °C dans la région continentale. La température maximale enregistrée dans la région côtière en 2020 a atteint 36 °C. En 2021, elle s'est élevée à 39 °C, et elle a également atteint 39 °C dans la région continentale. À cet égard, les zones méditerranéennes ont été identifiées comme un point chaud du changement climatique, où les variations extrêmes de température sont plus fréquentes, favorisant ainsi la croissance des champignons et la production de mycotoxines (Aloui et al., 2023).

Les effets du changement climatique (CC) ont été largement étudiés ces dernières années. Néanmoins, obtenir une analyse claire sur l'influence du climat sur la contamination des cultures par les mycotoxines et sur l'écologie et l'adaptation des champignons toxigènes est complexe et souvent insoluble ; les effets réels du CC sont donc difficiles à déterminer (Perrone et al., 2020). Dans l'ensemble, les données disponibles indiquent que le CC aura des conséquences négatives sur les cultures à l'échelle mondiale, en réduisant les zones de production adaptées et en augmentant le risque de contamination par les mycotoxines. Le réchauffement climatique pourrait rendre certaines régions totalement inadaptées à la culture, tandis que dans d'autres, les plantes seraient exposées à des conditions optimales, ce qui les rendrait plus vulnérables aux infections fongiques. Par ailleurs, les environnements plus chauds favoriseront la prolifération d'espèces thermotolérantes, telles que les *Aspergillus*, au détriment des *Penicillium*. De plus, Il apparaît donc essentiel que de futures recherches se penchent également sur l'impact des facteurs environnementaux en interaction au niveau épigénétique, afin d'intégrer ces résultats à l'analyse transcriptomique, à l'écologie et à la production de mycotoxines. Enfin, l'étude d'un plus large éventail de mycotoxines, qu'elles soient réglementées ou non, ainsi que de différentes cultures et zones

Synthèse bibliographique

géographiques, est nécessaire pour obtenir une vision globale et approfondie des effets du CC (Verheecke et al. 2019; Perrone et al., 2020; Zingales et al., 2022 ; Casu et al., 2024).

Introduction

La démarche globale adoptée pour réaliser ce travail de recherche sur la contamination du blé dur produit en Algérie par les moisissures toxigènes et les mycotoxines, consiste à collecter des échantillons de blé pendant les trois phases suivantes : champ (pré-récolte), poste-récolte et stockage. Les effets potentiels des variations climatiques sur le choix des sites de prélèvements ont été pris en considération. Les échantillons ont subi des analyses mycologiques qualitatives et quantitatives et des analyses sur l'état de contamination par 22 mycotoxines produites par les genres *Aspergillus*, *Fusarium* et *Penicillium*.

La partie expérimentale de ce travail de recherche a été réalisée dans trois laboratoires :

- Le laboratoire de Recherche de Biologie des systèmes Microbiens ; ENS Kouba
- Le laboratoire de Recherche de Biodiversité, Biotechnologie, Environnement et Développement Durable ; UMBB
- Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement (CIRAD) UMR Qualisud, de Montpellier, France.

I. Matériel

I.1. Matériel biologique

Dans cette étude nous avons utilisé des échantillons de blé dur (*Triticum durum*) de production locale, collectés durant les phases suivantes : pré-récolte (au champ), post-récolte (pré-stockage), blé collecté après la campagne moisson-battage, et stockage. La collecte a été effectuée dans les zones représentatives des surfaces emblavées en collaboration avec le personnel de l'OAIC (Office Algérien Interprofessionnel des Céréales). La collecte a été réalisée dans deux principales zones de céréaliculture à climats distincts :

- les hauts plateaux, région semi-aride à aride, connue pour la céréaliculture pluviale. Cette zone est appelée dans ce document «Zone Semi-Aride » (ZSA) ;
- le littoral à climat humide, appelée « Zone Humide du Littoral » (ZHL) ;

La collecte a été effectuée durant la période allant de décembre 2019 à février 2023.

I.2. Matériel non biologique

I.2.1. Milieux de culture

Les milieux de culture utilisés pour les isollements, l'identification morphologique des principaux genres fongiques et pour les tests de production d'Aflatoxines (AFs) et de l'Ochratoxine A(OTA) sont les suivants:

- Milieu d'isollements : DRBC (Dichloran Rose Bengale Chloramphénicol agar)(Pitt and Hocking., 2009) ;
- Milieu de conservation : PDA (Pomme de terre Dextrose Agar) (Pitt and Hocking 2013) ;
- Milieu d'identification : SNA (Spezieller Nährstoffarmer Agar) (Leslie & Summerell.,2006);
- Milieu de production d'aflatoxines : CAM (Coconut Agar Medium)(Davis et al., 1987).
- Milieu d'identification et de production l'Ochratoxine A: CYA (Czapek yeast agar)(Pitt and Hocking., 2009).

La composition chimique de ces milieux est donnée dans l'annexe 1. L'appareillage, standards analytiques et les produits chimiques spécifiques sont donnés dans l'annexe 2.

II. Procédure de collecte d'échantillons

II.1. Zones géographiques de collecte

Le choix de deux zones à climats différents permet d'obtenir des informations des données essentielles sur l'impact des variations climatiques sur les la distribution géospatiale des champignons toxigènes et leurs mycotoxines.

Ainsi, la collecte a été réalisée dans les zones suivantes :

La zone humide du littoral (ZHL) : le climat est de type méditerranéen humide caractérisé par des étés chauds et secs et des hivers humides et frais, Cette région est la plus humide d'Algérie, avec des précipitations annuelles variant entre 400 et 700 mm/an avec 200 à 650 m.les wilayas concernées sont : Annaba, Blida, Bouira, Boumerdes, Médéa et Tizi-Ouzou (figure 13).

La zone semi arides (ZSA) des hauts plateaux à climat continental semi-aride caractérisée par des étés chauds et secs et des hivers pluvieux et froids. Elle se trouve à environ 100-200 km au sud de la mer Méditerranée et à une altitude de 1100 m. Les précipitations annuelles moyennes sont comprises entre 200 et 500 mm. Les wilayas concernées sont : Bordj Bou Arreridj (BBA), Constantine, Laghouat, M'Sila, Relizane, Sétif et Tiaret (figure 13). Le choix des régions de collecte de blé vise à couvrir de nombreuses régions/localités de manière à

représenter les différentes variations climatiques et d'autres conditions culturelles notamment les variétés de blé cultivées dans les surfaces emblavées. Le choix de la collecte est aussi conditionné par la disponibilité des échantillons de blé au niveau des Coopératives des Céréales et de Légumes Secs (CCLS), structures chargées de la collecte, du tri et de stockage de blé.



Figure 13. Localisation géographique des régions de la collecte des échantillons de blé
Les numéros 1,2, 4, 5, 8, 13 : Région 1 (ZHL). Les numéros 3, 6, 7, 9, 10, 11, 12 : Région 2 (ZSA)

II.2.Méthode de prélèvements

II.2.1. Prélèvements d'échantillons de blé au champ (pré-récolte)

Etant donné la pandémie du COVID, la collecte de blé de champ a été réalisée uniquement durant la saison 2020 dans deux localités : Mitidja (ZHL) et de Sétif (ZSA). La collecte d'échantillons de blé sous forme d'épis est effectuée sur 10 parcelles de plusieurs hectares représentant les surfaces emblavées de la région et les variétés cultivées. La méthode d'échantillonnage de blé au champ proposée est inspirée de trois articles suivants : Riba et al.(2008) ; Riba et al.(2010) et Mahuku et al. (2019). Les échantillons de blé ont été prélevés au stade de maturité complète et d'apparence saine au niveau de chaque parcelle, à raison de deux échantillons d'épis. Les prélèvements ont lieu à la fin juin et début juillet selon le stade de maturation. Chaque échantillon est composé d'environ 50 épis, soit l'équivalent de 1kg de blé en grain, prélevés sur 5 points en diagonale de la parcelle d'une superficie d'un à 2 hectares, éloignés de 15 à 20 m. Au total 18 échantillons sont prélevés, 10 échantillons de blé dur variété *vitron* récoltés dans la Mitidja (ZHL) et 08 échantillons variété *boussellem* récoltés dans la région de Sétif (ZSA). Les échantillons sont mis dans des sacs en papier Kraft et sont décortiqués manuellement dans des conditions d'asepsie, puis mis dans un endroit sec et frais avant analyse.

II.2.2. Prélèvements d'échantillons de blé post-récolte et de blé stocké

En Algérie, la collecte des céréales est assurée par l'OAIC qui, à travers ses unités CCLS, assure la réception, le tri et le stockage des récoltes des céréales. L'échantillonnage de blé de post-récolte et de blé stocké a été réalisé par le personnel professionnel au niveau des CCLS, selon les normes de prélèvements de l'UE (EC. 2006). Les échantillons collectés sont de deux catégories : des échantillons composés d'un mélange de variétés de blé dur cultivé localement et destiné à la consommation ; la deuxième catégorie, est un blé composé d'une seule variété destinée à la semence. Chaque échantillon est composé 1 à 2 kg, selon les unités CCLS, préparé à partir d'un mélange de 5 à 6 prélèvements de 200 à 300 g, de 5 sacs différents ou à partir d'un de grains blé entreposé en vrac. En effet, au niveau des CCLS, le blé est stocké pour des périodes plus ou moins longues soit, en vrac dans des silos en béton ou silos métallique ou bien dans des sacs de toile de jute de capacité de 100 kg empilés sur des palettes et entreposés dans les hangars ou directement en vrac dans les hangars (magasins) (Figure14). Les prélèvements ont été effectués par le personnel de chaque unité en utilisant un ustensile de prélèvement tout en respectant les règles d'hygiène.



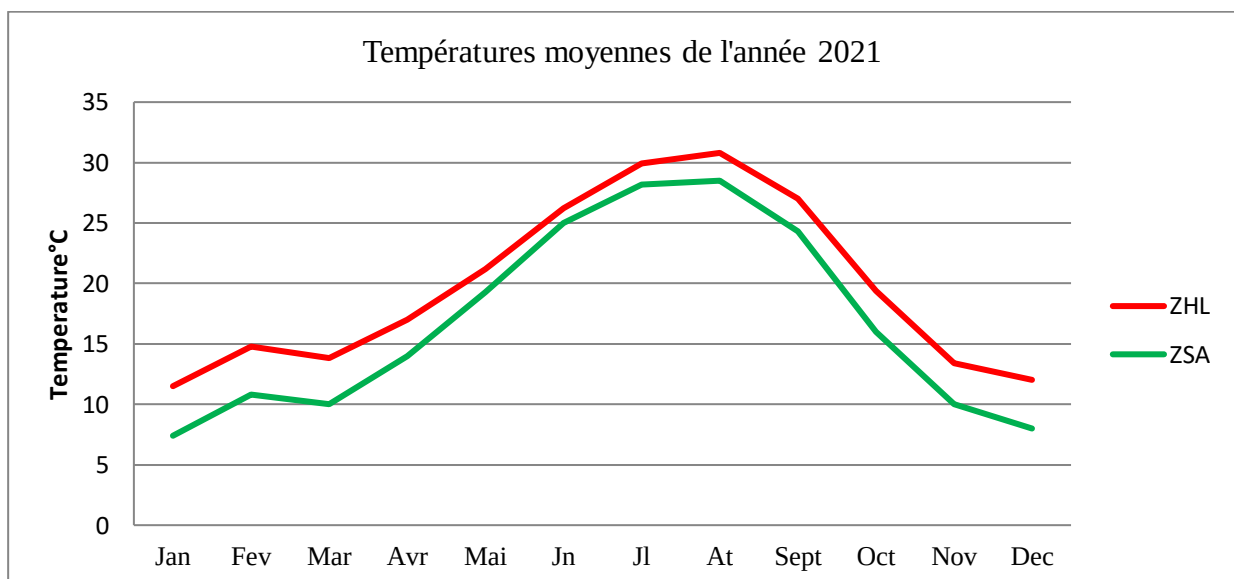
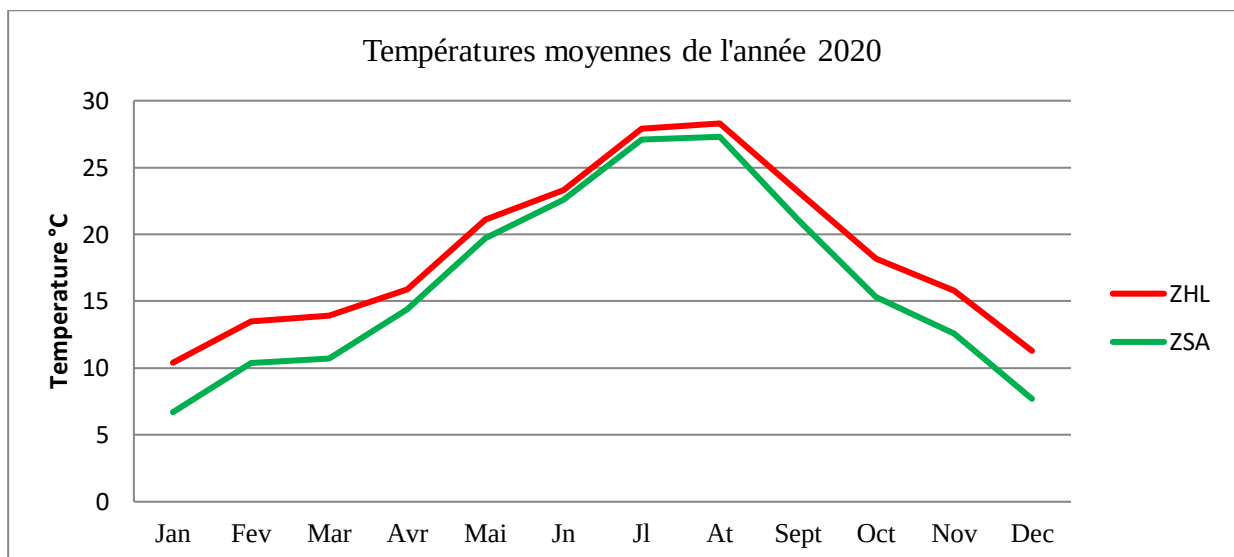
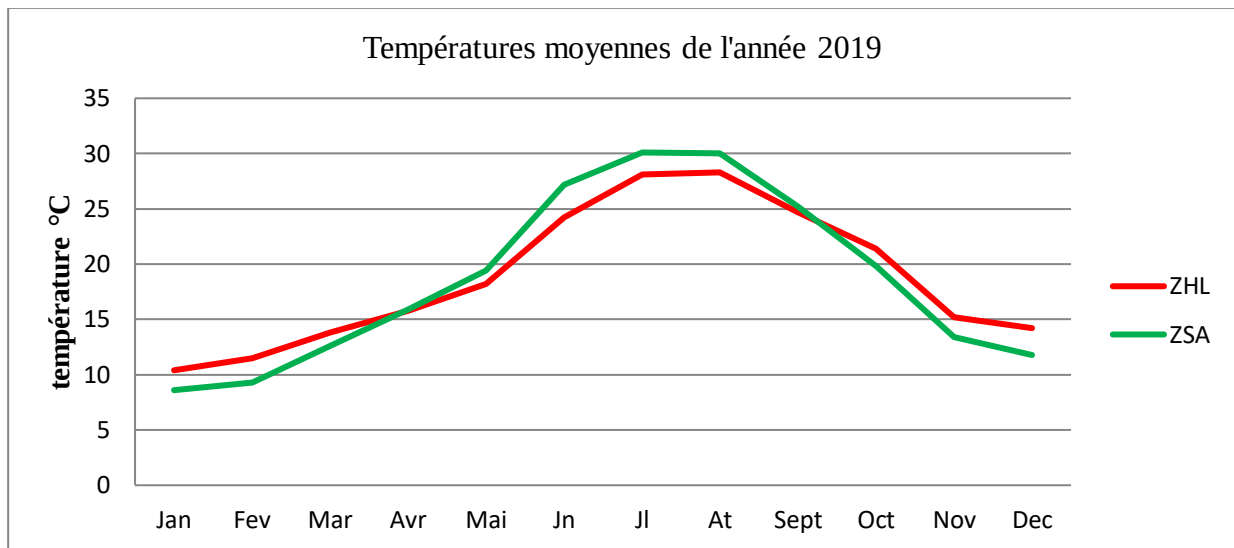
Figure 14. Photos montrant les différents lieux de collecte d'échantillons de blé.

Un total de 284 échantillons provenant des récoltes des années 2019 (n=43), 2020 (n=101), 2021(n=58) et 2022 (n=82), a été collecté. Chaque échantillon d'un kg à 2 kg est subdivisé en deux sous échantillons, l'un est destiné pour l'analyse microbiologique et l'autre a été broyé et conservé à -20°C pour l'analyse des mycotoxines. La répartition selon l'année de la collecte, la source (blé de champ, blé pré-stocké et stocké), la zone climatique (ZHL, ZSA), l'origine géographique et le nombre d'échantillons analysés sont résumés dans le tableau 7. Les données climatiques (températures et humidité mensuels moyennes) sont données dans les figures 15 et 16. D'autres informations détaillées des échantillons collectés sont résumés dans l'annexe 3.

Tableau VII. Répartition selon, l'année, la source, la région et l'origine des échantillons de blé collectés.

Année de collecte	Source	Région	Origine	Nombre	Température	Humidité relative
			CCLS	D'échantillon	(°C)	(%)
2019	Stockage	1	Annaba	02	ND	ND
			Blida	02	ND	ND
			Tizi Ouzou	05	ND	ND
		2	Constantine	16	ND	9.4
			M'Sila	10	ND	ND
			Laghouat	04	ND	ND
			Relizane	04	ND	ND
2020	Champ	1	Champ de Mitidja	10	ND	8-12
		2	Champ de Sétif	08	ND	8-12
	Pré-stockage	1	Tizi Ouzou	10	ND	11.81
		2	BBA	14	ND	10.64
			Constantine	17	ND	9.86
			Sétif	06	ND	10.25
			Tiaret	07	ND	9.80
	Stockage	1	Blida	04	ND	16.5
			Bouira	09	ND	21
			Medea	04	ND	20.33
			Tizi Ouzou	05	ND	11.4
		2	BBA	05	ND	17.4
			Tiaret	02	ND	13.5
2021	Pré-stockage	1	Blida	20	ND	ND
			Bouira	06	ND	ND
			Tizi Ouzou	04	18,2	11,62
		2	Sétif	20	ND	ND
	Stockage	1	Tizi Ouzou	04	ND	8.70
		2	Constantine	02	ND	ND
			Tiaret	02	ND	ND
2022	Pré-stockage	1	Blida	08	29.0	ND
			Skikda	07	36.3	ND
			Tizi Ouzou	05	21.6	9.80
		2	Ain M'lila	14	ND	ND
			Tiaret	08	18.5	ND
	Stockage	1	Skikda	14	30.7	ND
		2	Tizi Ouzou	04	ND	9,5
			Ain M'lila	14	ND	ND
			Tiaret	08	16.6	8.33

ND : non déterminé



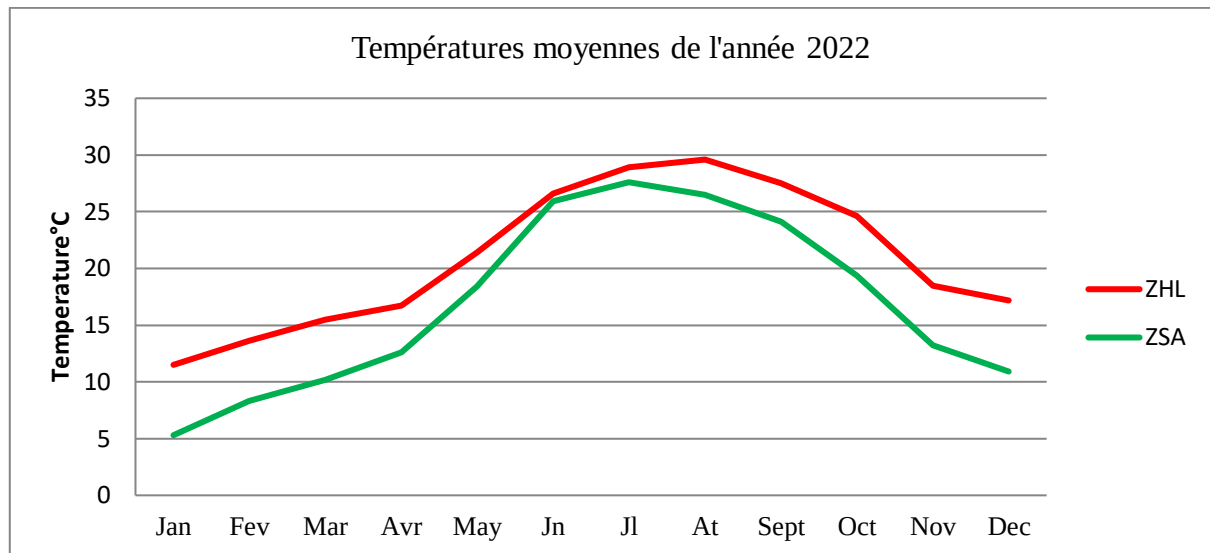
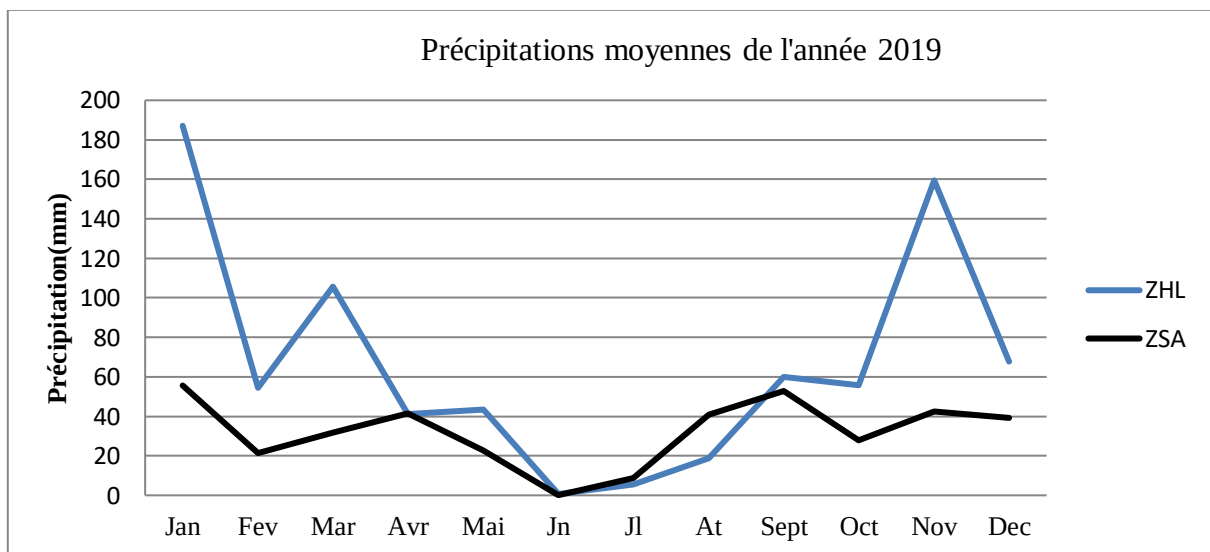


Figure 15. Températures mensuelles moyennes (°C) des années de collecte de blé
(InfoClimat <https://www.infoclimat.fr/climatologie/annee/2023/ /60417.html>).



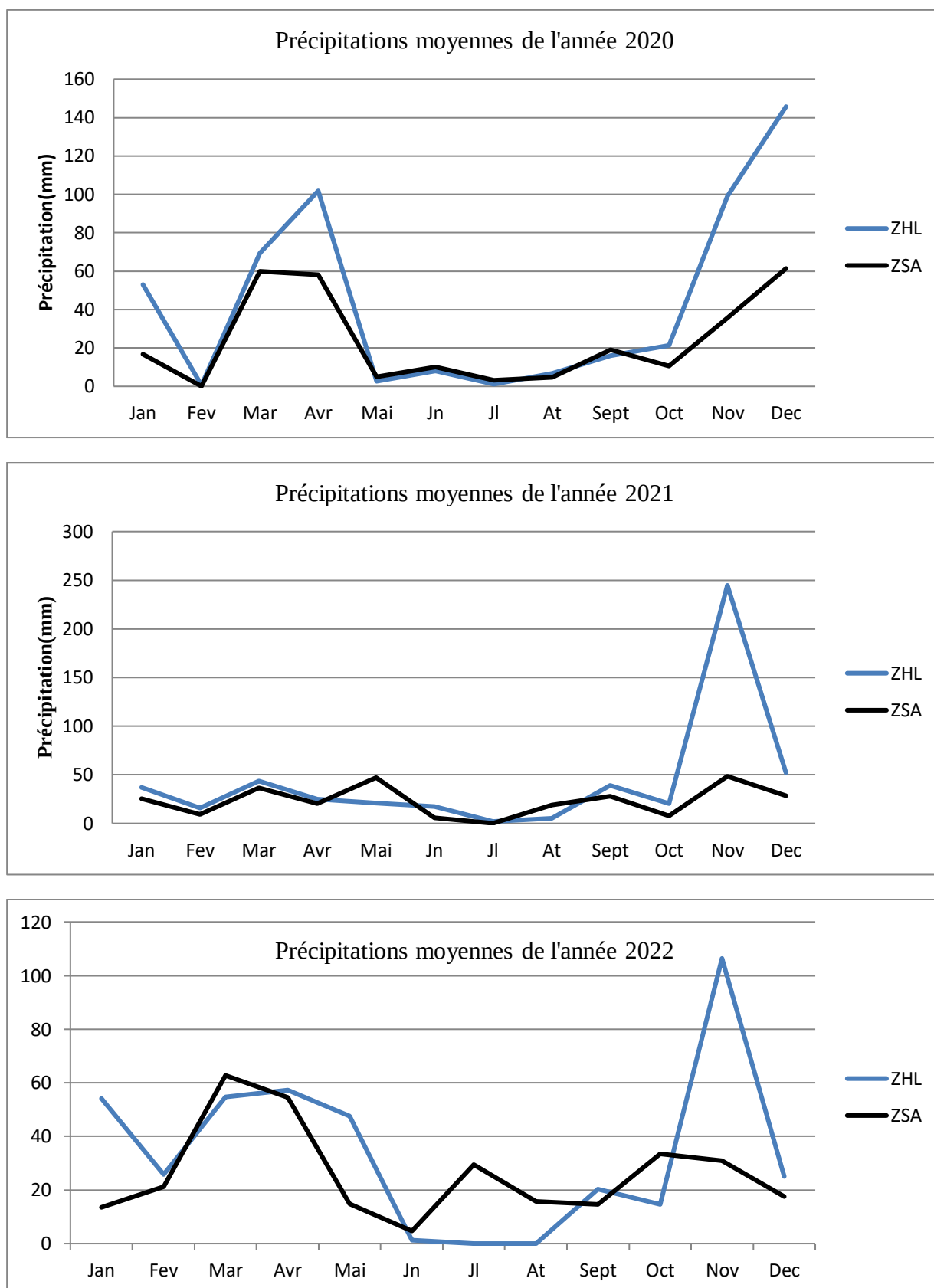


Figure 16. Taux d'humidité relative moyenne des années de collecte de blé.
(InfoClimat <https://www.infoclimat.fr/climatologie/annee/2023//60417.html>).

Les échantillons de blé de pré-stockage, ont été collectés après la campagne moisson-battage de quelques jours à quelques semaines. Les échantillons du blé stocké, ont été collectés après six à huit mois de stockage. Les variétés les plus représentatives et les conditions de stockage sont prises en considération pour la représentativité de l'échantillonnage. Les températures et les taux d'humidité relative des échantillons ont été mesurés durant le prélèvement. Tous les grains de blé collectés sont d'une apparence saine et non traités par les fongicides. Le blé collecté peut se présenter sous trois formes:

- Blé de la récolte locale non encore trié ;
- Blé composé d'un mélange de plusieurs variétés ou cultivars destiné à la transformation dans le cas de blé stocké ;
- Blé destiné à la semence.

III. Méthode d'isolement et d'identification

III.1. Isolement et identification de la flore fongique

Dans cette étude, 241 échantillons de blé dur ont été analysés. L'isolement a été réalisé sur le milieu de culture DRBC en déposant directement les grains désinfectés sur le milieu gélosé. Ce milieu est préconisé pour l'isolement des moisissures des genres *Aspergillus* et *Penicillium* à partir des céréales. Grâce à la présence de dichloran et de rose bengale, ce milieu permet d'inhiber les moisissures envahissantes (*Mucor* et *Rhizopus*), et de réduire la taille de mycélium de façon à permettre à de nombreuses moisissures d'apparaître sur le milieu et de pouvoir les dénombrer (Pitt et Hocking., 2009).

L'ensemencement direct des grains a l'avantage d'éliminer au maximum les contaminants de surface d'origine de l'air et favoriser l'isolement de la flore liée aux grains « endophyte ». Pour cela, une centaine de graines de blé de chaque échantillon est plongée, en les enveloppant dans une compresse stérile, dans une solution d'hypochlorite de sodium (NaClO_2) à 0,5 % (5% Cl^- actif) pendant 2 min.

- Les grains sont ensuite rincés trois fois successivement avec de l'eau distillée stérile pour éliminer les traces du chlore.
- Les grains ont été séchés sur du papier absorbant stérile ou à l'aide de compresse stérile
- A l'aide d'une pince stérile, dix grains sont déposés aseptiquement dans la boîte de Pétri contenant le milieu DRBC en exerçant une légère pression sur chaque grain pour le mettre toute

la surface en contact de la gélose. Trois boîtes (répétitions) par échantillon sont réalisées. L'incubation a lieu à 28°C pendant 5 à 7 jours à l'obscurité.

- La lecture des résultats est effectuée à partir du troisième jour d'incubation, les isolats appartenant aux genres *Aspergillus*, *Penicillium* et *Fusarium* ont été purifiés sur milieu PDA.
- Le taux de contamination par chaque genre fongique est exprimé en pourcentage de grains contaminés (Pourcentage de grains contaminés = Nombre de grains contaminés / Nombre total de grains × 100).

III.2. Identification des isolats fongiques

L'identification des moisissures contaminant les grains de blé dur a été réalisée en tenant compte des caractères macroscopiques (aspect, couleurs, textures des colonies) et par caractères microscopiques (aspects du mycélium et des spores, la morphologie des hyphes, l'agencement des cellules conidiogènes, la forme, la taille, l'ornementation et la pigmentation des conidies). L'identification des genres *Aspergillus* et *Penicillium* est réalisée sur milieu PDA et CYA et celle du genre *Fusarium* sur milieu SNA (Leslie & Summerell., 2006; Pitt and Hocking 2009 ; Dijksterhuis and Wösten., 2013).

III.2.1. Identification macroscopique

L'examen macroscopique des colonies fongiques a porté sur différents critères culturels observés à l'œil nu. Les paramètres évalués concernaient la couleur et la texture du thalle, la pigmentation du revers de la colonie, la vitesse de croissance apicale, ainsi que la forme de la surface et les contours de la colonie. Au niveau des structures sporulées, l'attention a été portée sur la densité et l'aspect des spores (granuleux, poudreux), l'uniformité de leur coloration, ainsi que la présence éventuelle de pigments diffusibles et d'exsudats caractéristiques de certaines espèces.

III.2.2. Identification microscopique

L'examen microscopique a été réalisé à partir de frottis frais préparés à partir de cultures jeunes. Un fragment de mycélium est prélevé à la périphérie d'une colonie pure et déposé sur une lame contenant une goutte d'eau (figure 17), puis recouverte d'une lamelle puis l'observation au microscope photonique, aux grossissements 100 et 400. Ces critères ont permis de distinguer les genres fongiques mycotoxinogènes recherchés.



Figure 17. Isolement et purification des moisissures contaminant le blé.

IV. Production d'aflatoxines et d'ochratoxine A *in vitro*

Les isolats appartenant aux genres *Aspergillus* et *Penicillium*, sont examinés pour leur capacité à produire *in vitro* les AFs et l'OTA sur milieu CAM et CYA, respectivement. La production de ces deux mycotoxines est ensuite confirmée sur chromatographie sur couche mince (CCM).

IV.1. Détection de la fluorescence sur milieu CAM

-Principe

La détection du pouvoir producteur d'AFs et d'OTA des isolats est rendue possible grâce à la fluorescence émise par ces molécules observables sous UV à 365 nm. Ainsi, les isolats potentiellement aflatoxinogènes, sont cultivés sur milieu à base de noix de coco (CAM : Coconut Agar Medium) très riche en sucres et en lipides préconisés pour la production d'AFs dont la présence émet une fluorescence bleue ou verte, selon le type d'AFs B (bleu) ou G (Green). Les lipides présents dans ce milieu s'associent aux aflatoxines pour donner un complexe fortement fluorescent visible sous UV à 365 nm (Davis et al., 1987). Afin d'intensifier la fluorescence, le milieu est additionné de 0,3% de β -cyclodextrine (Rojas et al., 2005). Le même principe est appliqué pour la détection de l'OTA sur milieu CYA dont la fluorescence bleu-vert est plus accentuée que sur d'autres milieux de culture (Bragulat et al., 2001).

-Essais

Les isolats potentiellement producteurs d'AFs et d'OTA sont ensemencés au centre des boîtes de Pétri contenant les milieux CAM et CYA, respectivement. L'incubation a lieu à 28°C pendant 48 à 72 heures. Les isolats producteurs d'aflatoxines B et G développent respectivement une fluorescence bleue et verte autour des colonies, visible sous UV (365 nm), avec une coloration jaune orangé du revers de la boîte de Pétri. La production d'OTA sur le milieu CYA,

se traduit par une fluorescence bleu-vert à bleu turquoise dans le mycélium et au tour de celui-ci, visible sous UV (365 nm).

IV.2. Confirmation de la production d'AFs et d'OTA par CCM

2.1. Culture et extraction

Pour confirmer la production des AFs et d'OTA par CCM, les cultures des isolats sur milieu CAM (AFs) et CYA (OTA) ont subi une extraction au méthanol selon la méthode décrite par Bragulat et al., (2001) qui consiste à cultiver les isolats sur ces milieux, pendant 5 à 7 jours à 28°C. Trois à quatre rondelles de milieu de 5 mm de diamètre sont découpées à l'aide d'un emporte-pièce. Les carottes découpées sont pesées puis introduites dans des tubes eppendorff de 2 ml (Figure 18). L'extraction est réalisée en ajoutant 1 ml de méthanol en prenant le soin d'écraser les morceaux de gélose afin de faciliter l'extraction des mycotoxines. Après incubation pendant une heure à température ambiante en obscurité, le mélange est centrifugé pendant 10 min à 12000 tours. Le surnageant est mis dans de tubes eppendorff de 1,5ml et conservés à l'abri de la lumière à +4°C. .

2.2. Détection par chromatographie sur couches mince (CCM)

Elle consiste à déposer des spots de 15 à 25 µl de l'extrait à analyser sur une plaque de gel de silice (TLC Silica gel 60 F254, 20x20 cm). Les spots sont espacés entre eux de deux cm. La phase mobile étant un mélange de solvants : toluène/acétate d'éthyle/acide formique (50 :40:10, v/v/v).

A l'aide d'une micro-seringue, 15µL d'extrait méthanolique ont été déposés soigneusement afin d'éviter la formation de taches diffuses ; les spots sont séchés à l'aide d'un séchoir. Des témoins standards d'AFs ou d'OTA, ont été ajouté également spotés. Les plaques sont ensuite placées verticalement dans une cuve chromatographique saturée par la phase mobile, où le solvant a migré jusqu'à 2 cm du bord supérieur (figure 18). Après migration, les plaques sont retirées, séchées à température ambiante pendant 15à 20 minutes, puis examinées sous lumière UV à 365 nm. La présence d'OTA se manifeste par une fluorescence bleu-vert, tandis que les aflatoxines B et G émettent respectivement une fluorescence bleue et verte. La comparaison des rapports de migration frontaux (Rf) des extraits avec celles des standards, ainsi que l'intensité des fluorescences observées, permet de confirmer la présence de ces mycotoxines.



Figure 18. Extraction et analyse des mycotoxines.

V. Extraction, purification et dosage multimycotoxine

L'analyse multimycotoxine des échantillons de blé a été réalisée au CIRAD de Montpellier durant les années 2022 et 2023. Un total de 202 échantillons de blé dur collectés dans plusieurs localités des deux étages climatiques (littoral, et hauts plateaux) a été analysé (tableau 5). Environ 200 g de chaque échantillon de blé ont été broyés finement ($< 0,5$ mm) et conservé à -20°C avant analyse.

V.1. Extraction des mycotoxines

L'extraction et la purification des mycotoxines a été réalisée par la méthode dite « QuEChERS » pour Quick (rapide), Easy (facile), Cheap (bon marché), Effective (efficace), Rugged (robuste) and Safe (sûre). Elle consiste à préparer des matrices d'échantillons complexes pour l'analyse par LC-MS et fourni d'excellentes récupérations pour une grande variété d'analyses, (Moreau & Lev, 2014; Pantano et al., 2021; Aloui et al., 2023).

Dans des tubes coniques de polypropylène de 50 ml, cinq grammes de chaque échantillon de farine de blé broyé et bien homogénéisé sont mélangés avec 20 ml de solvant d'extraction (acétonitrile/eau ultra pure/acide acétique 25:74:1 v/v/v). Après 15 min d'agitation dans un rotateur vertical multifonction (Grant-Bio PTR-35) à une vitesse de 100 rpm. Un kit roQ QuEChERS EN 15662(4 g de MgSO_4 , 1 g de NaCl , 0,5 g de citrate de sodium dibasique sesquihydraté, 1 g de citrate de sodium tribasique dihydraté)a été rajouté et les tubes ont été agités à nouveau dans les mêmes conditions. Par la suite, les tubes sont centrifugés à 9000 Tr/min pendant 10 min à température ambiante. Dans un vial de 2 ml, 300 μl de surnageant ont été ajoutés dans 1200 μl de phase mobile (eau/acide acétique 99,5:0,5 v/v). Le mélange est ensuite filtré avec des filtres à seringue PTFE(polytétrafluoroéthylène) de 0,45 μm et 100 μl d'un mélange de standards internes sont ajoutés à 400 μl du filtrat.

V.2. Détection et quantification des mycotoxines

Les mycotoxines ont été analysées en utilisant la chromatographie en phase liquide à ultra-haute performance (UHPLC) couplée à un spectromètre de masse à triple quadripôle (LCMS-8040, Shimadzu, Tokyo, Japon). La quantification a été réalisée à l'aide d'un étalon interne marqué par isotope selon le protocole décrit par Moreau et Lev (2014).

V.2.1. Paramètre UHPLC-MS-MS

La séparation chromatographique des mycotoxines a été réalisée par UHPLC en phase inverse, en utilisant une colonne Phenomenex Kinetex® C18 (2,6 µm, 100 Å, 50 × 2,1 mm). La température de la colonne a été maintenue à 50 °C et un volume de 50 µL d'extrait de mycotoxines a été injecté. La phase mobile A est composée de 99,5 % d'eau et 0,5 % d'acide acétique, tandis que la phase mobile B est constituée de 99,5 % d'isopropanol et 0,5 % d'acide acétique. Le programme de gradient appliqué était: 90 % A à 0,01 min, 45 % A à 1,5 min, 15 % A à 3,5 min, 20 % A à 4 min, 98 % A à 4,01 min, maintenu jusqu'à 11 min. Le débit de la phase mobile était de 0,4 mL/min.

L'analyse a été effectuée à l'aide d'un spectromètre de masse fonctionnant en mode d'ionisation par électrospray (ESI), en polarités positive (ESI⁺) et négative (ESI⁻). Pour chaque analyte, deux transitions en mode MRM (Multiple Reaction Monitoring) ont été surveillées : l'une dédiée à la quantification (Q), l'autre à la confirmation (q). Les paramètres instrumentaux étaient les suivants : température de la source à 250 °C, température du bloc chauffant à 400 °C, débit du gaz de nébulisation à 2,5 L/min, gaz de séchage à 15 L/min, et pression du gaz de collision (argon) fixée à 270 kPa. Le traitement des données a été effectué à l'aide du logiciel Lab Solutions (v5.91/2017, Shimadzu, Tokyo, Japon).

Les taux de récupération ont été déterminés par la fortification d'un échantillon non contaminé. Avant l'extraction, cinq grammes d'échantillons de blé broyé non contaminé ont été enrichis avec différentes concentrations de mycotoxines. Les étalons des 22 solutions de mycotoxines ont été appliqués en triple aux échantillons de blé non contaminés afin d'évaluer l'efficacité des procédures et la sensibilité des méthodes d'extraction. Pour toutes les mycotoxines analysées, les taux de récupération étaient supérieurs à 87 %. Des courbes d'étalonnage ont été établies pour chaque mycotoxine, en utilisant au moins cinq niveaux de concentration (0 ; 0,5 ; 0,75 ; 1,0 ;

1,25 ; 1,5 µg/kg), en traçant les aires des pics chromatographiques en fonction des concentrations.

Les limites de détection (LOD) et de quantification (LOQ) ont été déterminées à partir des échantillons blancs enrichis, en se basant sur un rapport signal/bruit de 3 pour la LOD et de 10 pour la LOQ. Les étapes de la manipulation sont résumées dans la figure 19. Les paramètres analytiques de l'analyse des mycotoxines par UHPLCMS/MS sont résumés dans le tableau 8.

Tableau VIII. Paramètres analytiques pour la détermination des mycotoxines dans les échantillons de blé par UHPLC-MS/MS.

Mycotoxines	LOD µg/kg	LOQ µg/kg	MRM Q	CE MRM Q	R2	MRM QUAL	CE MRM q
AFB1	1,0	3	313,00>241,15	-36	0,9992	313,00>285,05	-26
AFG1	1,0	3	329,00>243,10	-29	0,9998	329,00>200,10	-24
AFB2	1,5	4,5	315,00>259,10	-30	0,9997	315,00>287,10	-21
AFG2	1,5	4,5	331,00>189,05	-35	0,993	331,00>245,10	-35
FB1	1,0	3	722,35>334,40	-43	0,9996	722,35>352,40	-44
FB2	3	9	706,40>318,40	-37	0,9980	706,40>336,40	-44
FUS-X	5	15	355,00>175,10	-19	0,9967	355,00>247,10	-12
OTA	0,5	1,5	404,10>239,05	-26	0,8750	404,10>358,20	-16
ZEN	0,5	1,5	317,10>175,00	25	0,9733	317,10>131,00	30
CIT	0,5	1,5	355,00>175,10	-24	0,9988	355,00>247,10	-24
NEO	5	15	400,20>185,10	-22	0,9967	400,20>215,10	-16
HT2	5	15	447,20>345,20	-18	0,9967	447,20>285,10	-21
T2	5	15	484,00>215,10	-19	0,9904	484,00>305,20	-14
NIV	5	15	371,00>281,10	17	0,9992	371,00>311,20	12
DON	5	15	355,10>59,00	35	0,9506	355,10>265,00	35
3ADON	5	15	397,20>59,00	25	0,9901	397,20>307,10	16
15ADON	5	15	338,90>137,10	-19	0,9900	338,90>297,20	-14
BEA	0,5	1,5	784,40>244,20	-35	0,9935	784,40>262,10	-35
ENA	3	9	682,50 > 210,00	-25	0,9874	682,50 > 228,00	-39
ENA1	2	6	668,50 > 100,10	-30	0,9928	668,50 > 210,00	-12
ENB	0,5	1,5	640,40 > 196,00	-24	0,9921	640,40 > 520,60	-40
ENB1	2	6	654,50 > 196,00	-25	0,9975	654,50 > 57,10	-36

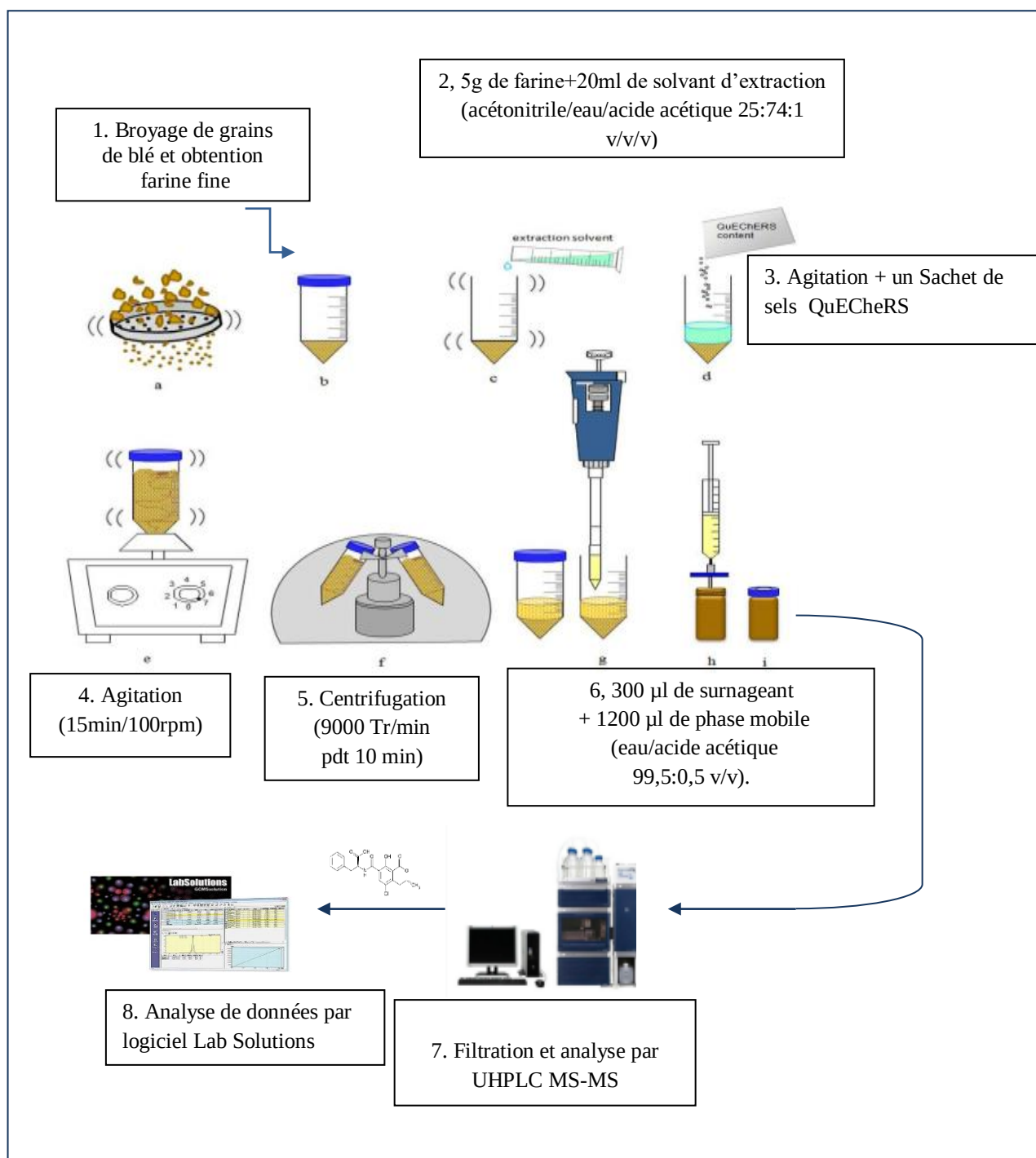


Figure 19. Schéma illustrant le protocole d'extraction et d'analyse des mycotoxines par UHPLC/MS-MS.

I. Analyse de la flore fongique

I.1. Dénombrement et distribution des genres fongiques dans le blé

Dans cette étude, 241 échantillons de blé dur ont été analysés. Les résultats de l'analyse de la flore fongique totale et la fréquence (%) des principaux genres dans les échantillons de blé analysés sont représentés dans les tableaux 9, 10 et 11. Les taux moyens d'humidité enregistrés dans les échantillons de blé analysés pendant les trois années 2020, 2021, 2022 sont : 12,7 ; 10,2 et 9,2%, respectivement. Globalement nous remarquons que le taux de contamination fongique varie de 33,2 à 95,7% avec une moyenne de 66%. Les taux de contamination les plus élevés (76,1 à 95,7%) sont enregistrés dans la récolte de 2022. Les taux de contaminations moyens pour les campagnes 2020 et 2021 sont comparables (soit 61 et 50,8%). Le pourcentage moyen de contamination par les moisissures totales dans le blé de pré-stockage et de stockage est compris entre 62,1 et 72,2 %. Par contre, le blé prélevé au champ durant l'année 2020 dans la zone humide (ZHL), a montré une forte contamination (82%), par rapport à la zone des hauts plateaux (ZSA) (34,6%).

Les fréquences d'isolement des trois principaux genres *Aspergillus*, *Fusarium* et *Penicillium* durant les trois campagnes 2020, 2021 et 2022 sont dans l'ordre suivant :

- le genre *Aspergillus* a été isolé à des fréquences moyennes de 17,6 ; 8,9 et 2,6% (soit une moyenne de 14,7%), respectivement. La fréquence de ce genre fongique dans les deux zones climatiques (ZHL et ZSA) est de 12,5% et 9,2%. Le taux de contamination par *Aspergillus* dans le blé stocké de la campagne 2020 (33,2%) est trois fois supérieures que le taux moyen (9,6%) enregistré dans le blé collecté en 2021. Ce taux est beaucoup plus faible en 2022 (2,7%).
- La fréquence du genre *Fusarium* est 15,2 ; 54 et 22,1% (30,4%). La fréquence de ce genre fongique dans les deux zones climatiques (ZHL et ZSA) est de 26,4% et 30,1%. Dans le blé stocké de la campagne 2021, la fréquence des *Fusarium* est de 47%, soit 4,6 fois supérieur au taux moyen de la campagne 2021 et 2,8 fois supérieur à la campagne 2022.
- Le genre *Penicillium* était isolé à des fréquences de 11,6 ; 15,3 et 2,6% (9,8%). Ce genre représente environ 10% de la flore fongique durant les deux campagnes 2020 et 2021, alors qu'il a été détecté à un taux beaucoup plus faible, soit 1,8%, en 2022.

Résultats et discussion

Tableau IX. Résultats de la flore fongique totale et la fréquence (%) des principaux genres dans les échantillons de blé collectés en 2020.

Origine	Champ		Pré-stockage		Stockage	
Région climatique	ZHL	ZSA	ZHL	ZSA	ZHL	ZSA
Nombre d'échantillons	10	8	10	44	22	7
Humidité(%)	10,1	11	11,8	10,2	17,3	15,5
Taux de contamination des grains de blé(%)	81,9	34,6	70,5	66,5	57,5	55,2
Principaux genres (%)						
<i>Aspergillus</i>	12,3	6,2	9,4	11,4	33,2	33,2
<i>Penicillium</i>	23,9	10,3	15,2	1,2	10,6	8,6
<i>Fusarium</i>	19,6	10,3	15,4	25,5	8,1	12,3
Autre	44,2	73,2	60	61,9	48	45,9

Tableau X. Résultats de la flore fongique totale et la fréquence (%) des principaux genres dans les échantillons de blé collectés en 2021.

Origine	Pré-stockage		Stockage	
Région climatique	ZHL	ZSA	ZHL	ZSA
Nombre d'échantillons	30	20	4	4
Humidité(%)	12	9,5	11	8,2
Taux de contamination des grains de blé (%)	50,5	43,4	33,2	76,2
Principaux genres (%)				
<i>Aspergillus</i>	15,2	1,2	10,6	8,6
<i>Penicillium</i>	15,4	25,5	8,1	12,3
<i>Fusarium</i>	60	61,9	48	45,9
Autre	9,4	11,4	33,2	33,2

Tableau XI. Résultats de la flore fongique totale et la fréquence (%) des principaux genres dans les échantillons de blé collectés en 2022.

Origine	Pré-stockage		Stockage	
Région climatique	ZHL	ZSA	ZHL	ZSA
Nombre d'échantillons	20	22	18	22
Humidité(%)	9,8	/	9,5	8,3
Taux de contamination des grains de blé(%)	95,6	76,1	95,7	77,6
Principaux genres (%)				
<i>Aspergillus</i>	3,7	1,5	3,1	2,3
<i>Penicillium</i>	0	6,6	0,8	2,9
<i>Fusarium</i>	20,9	33,9	13	20,6
Autre	75,4	85	76,8	74,3

1.1. Identification morphologique des champignons

Les résultats de dénombrements sur milieu DRBC montrent, des différences de contamination par les genres fongiques dans l'ensemble des échantillons. La figure 20, donne l'aspect phénotypique de quelques moisissures isolées. Au cours de cette étude plusieurs genres ont été identifiés avec des proportions variables: *Aspergillus*, *Penicillium*, *Alternaria*, *Fusarium* *Mucor* et d'autres champignons avec une dominance du genre *Aspergillus* (Figure 21). L'observation de la couleur et de la texture de la colonie, sur le milieu d'isolement (DRBC) et sur milieu de d'identification (PDA), ainsi que les structures morphologiques (décrits dans la partie bibliographique), permet généralement de faire la distinction entre les principaux genres.

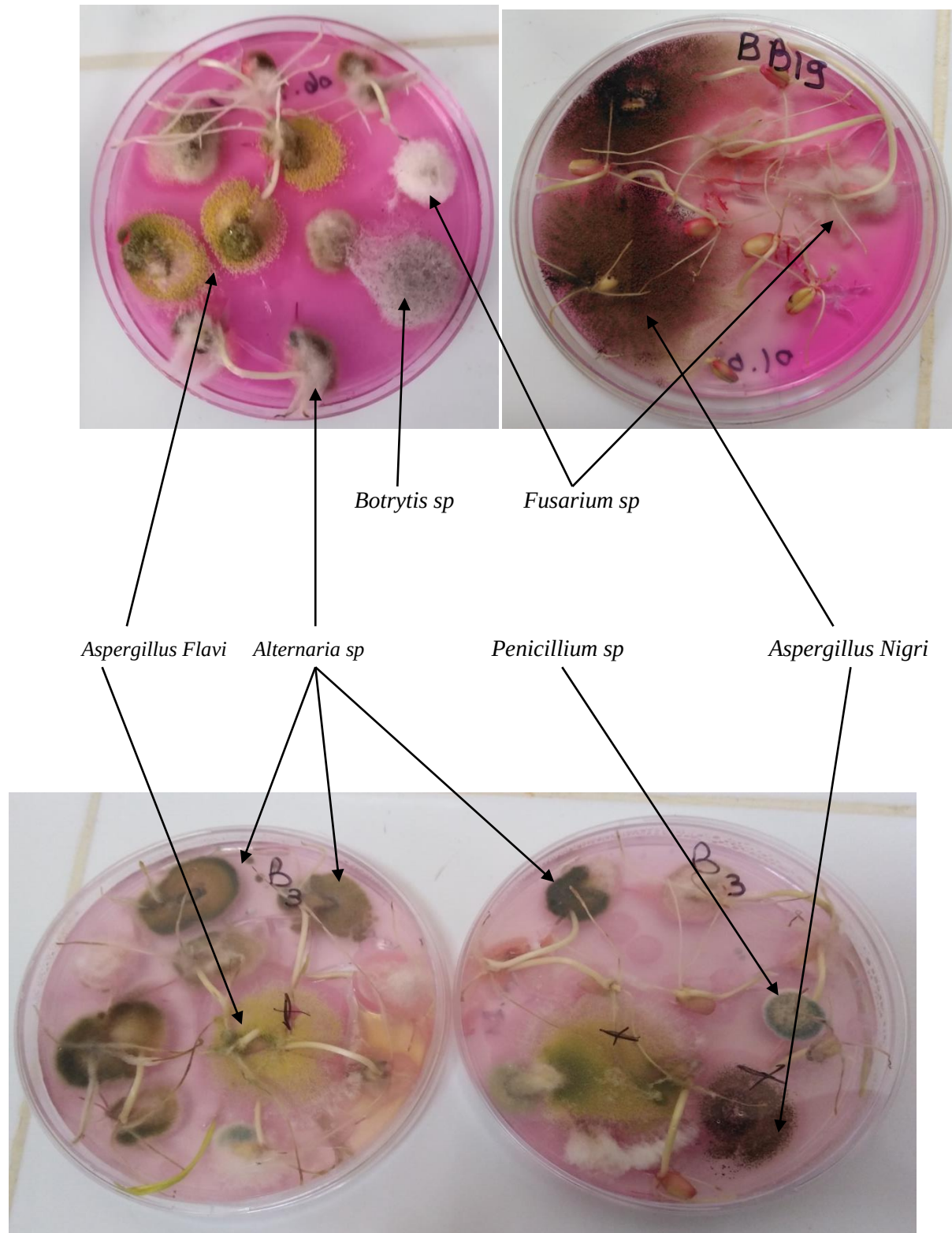


Figure 20. Les principaux genres de moisissures développées sur les grains du blé cultivé sur milieu DRBC.

1.2. Reconnaissance des genres et des espèces isolés

1.2.1. Reconnaissance de genre *Aspergillus*

Les caractères morphologiques de ce genre ont déjà été décrits dans la partie bibliographique consacrée aux généralités sur les champignons producteurs des mycotoxines. Au cours de cette étude nous avons isolé des souches des différentes sections d'*Aspergillus* : section *Flavi*, *Nigri*, *Terrei* et *Fumigati*. L'observation de la couleur et de la texture de la colonie après purification sur milieu PDA (Figure 21) et l'observation microscopique (Figure 22) au microscope photonique aux différents grossissements nous a permis de différencier entre ces sections.

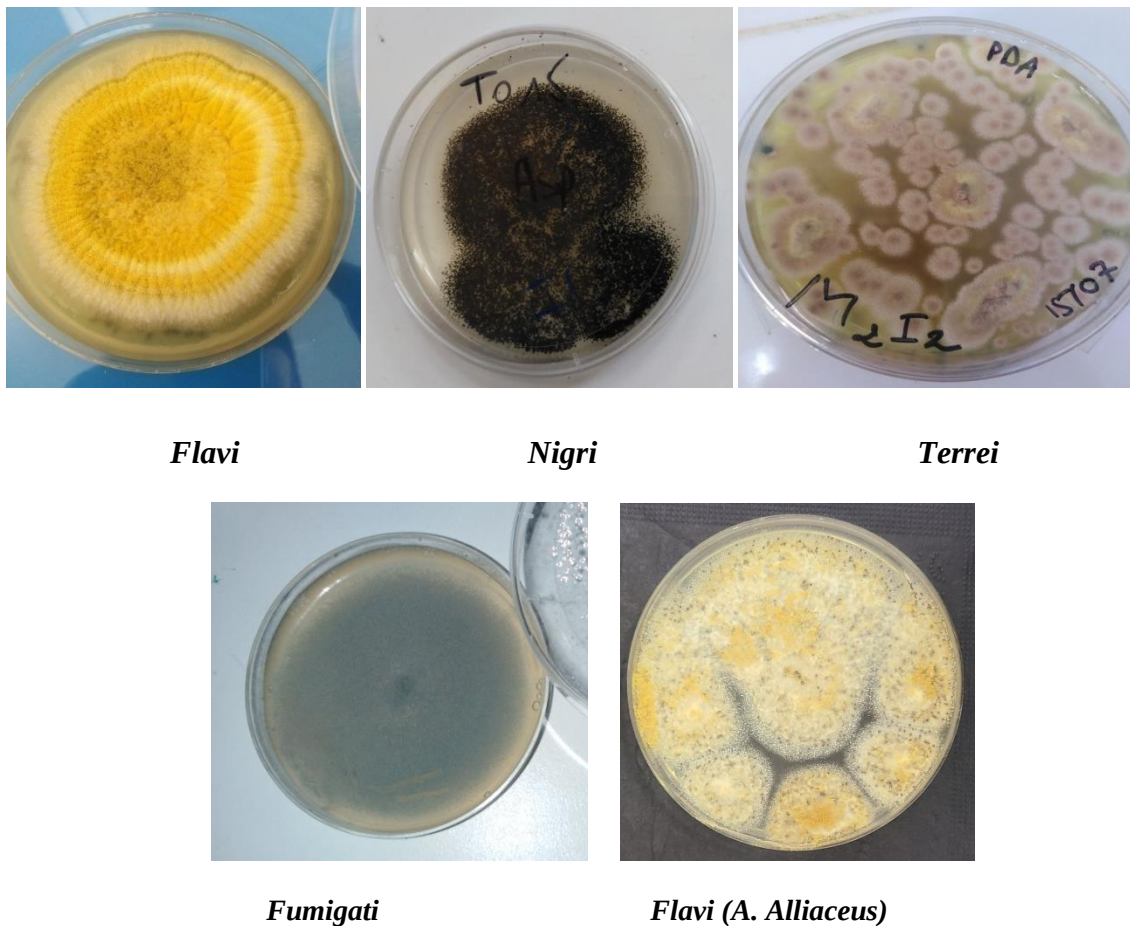


Figure 21. Photos originales montrent l'aspect macroscopique des différentes sections d'*Aspergillus* cultivé sur milieu PDA.

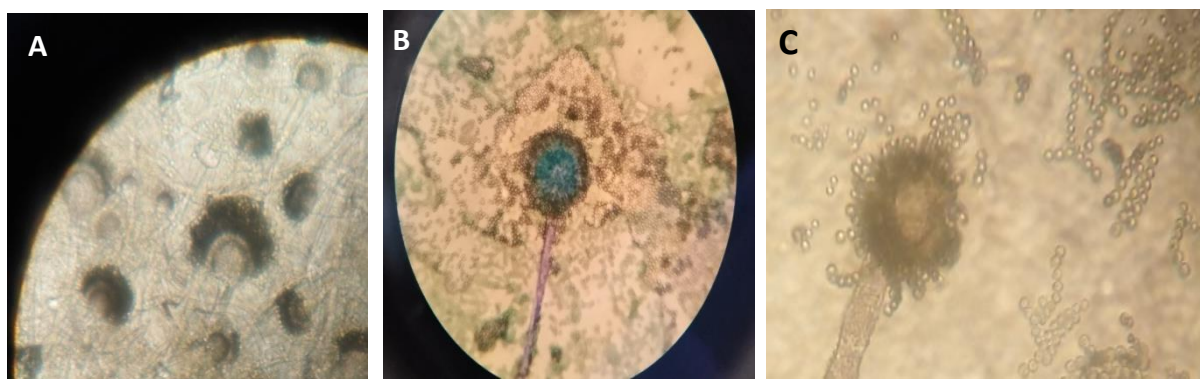


Figure 22. Photos originales montrent l'aspect microscopique de genre *Aspergillus* sp (X400).

1.2.2. Reconnaissance de genre *Penicillium*

Dans cette étude, nous nous sommes particulièrement intéressés à l'espèce *Penicillium verrucosum* productrices de l'OTA, après 3 à 5 jours d'incubation à 25 °C sur milieu PDA (Figure 23), cette espèce développe des colonies d'aspect velouté à poudreux, de couleur vert-olive à vert-grisâtre, avec un revers jaunâtre à brun-rougeâtre selon l'espèce, la colonie atteint environ 25 à 30 mm de diamètre, présentant parfois de petites gouttelettes d'exsudat à la surface. Au microscope, les conidiophores sont courts, lisses ou légèrement rugueux, terminés par des pénicilles biverticillés constitués de métules et de phialides disposées en verticilles réguliers. Les conidies, de forme sphérique à légèrement ellipsoïdale, mesurent environ 2,5 à 3,5 μm et apparaissent vertes et rugueuses à maturité. Ces champignons se développent préférentiellement à des températures modérées et sous des conditions d'humidité faible à moyenne, favorisant la biosynthèse de l'OTA.

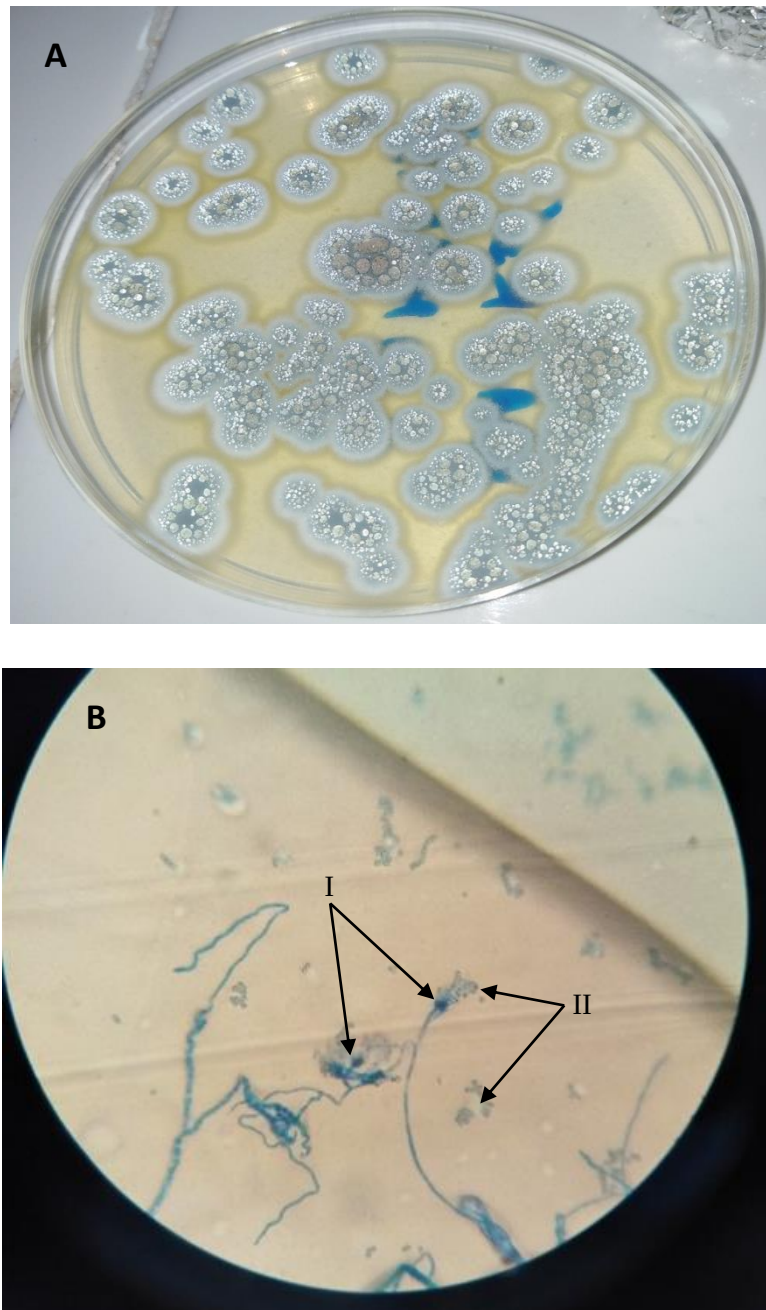


Figure 23. Photos originales montrent l'aspect macroscopique et microscopique de genre *Penicillium* sp (A : culture de 96 h sur milieu CYA, B: X100, I : phialides, II : conidies).

1.2.3. Reconnaissance de genre *Fusarium*

Dans cette étude plusieurs isolats de genre *Fusarium* ont été identifiés dont 28, 41, 56 dans les années 2020, 2021 et 2022, respectivement. L'identification de ces espèces contaminant le blé repose sur l'observation macroscopique et microscopique des colonies cultivées sur milieux SNA et PDA. Macroscopiquement, les colonies de *Fusarium* présentent généralement un aspect cotonneux à floconneux, avec des couleurs variables allant du blanc, blanc rosé au rouge, parfois orangé ou violacé, selon l'espèce (comme *F. graminearum*, *F. culmorum*, *F. verticillioides*). La croissance est souvent rapide sur milieu PDA et ralenti sur milieu SNA, et l'envers de la boîte de Pétri peut montrer une pigmentation rouge ou jaune caractéristique (Leslie & Summerell, 2006). Microscopiquement, les *Fusarium* sont caractérisés par la présence de conidies hyalines septées : les macroconidies sont allongées, falciformes (Figure 24D), généralement à 3–7 cloisons. Les microconidies, plus petites et généralement unicellulaires ou bicellulaires, sont produites en fausse tête ou en chaînes. La présence de chlamydospores (structures de résistance) chez certaines espèces comme *F. culmorum* ou *F. avenaceum* constitue un critère distinctif supplémentaire (Figure 24E). Ces caractères morphologiques permettent une identification préliminaire, souvent complétée par des analyses moléculaires pour confirmer l'espèce exacte.

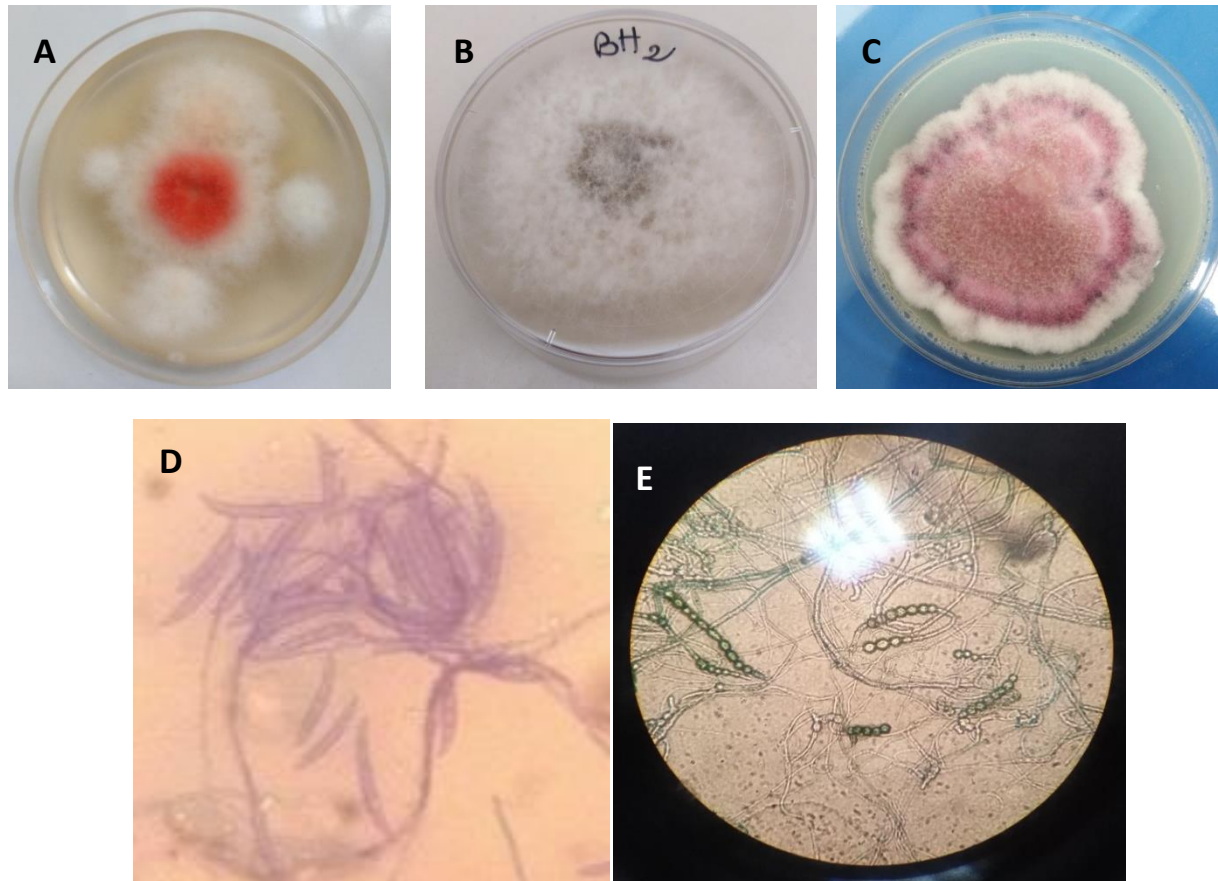


Figure 24. Photos originales montrent l'aspect macroscopique et microscopique de genre *Fusarium* sp (A, B et C : colonies de *Fusarium* sp sur milieu SNA, D : macroconidies X400, E : chlamydospores en chaînes X400).

II. Etude du pouvoir producteur des aflatoxines et de l'ochratoxine A

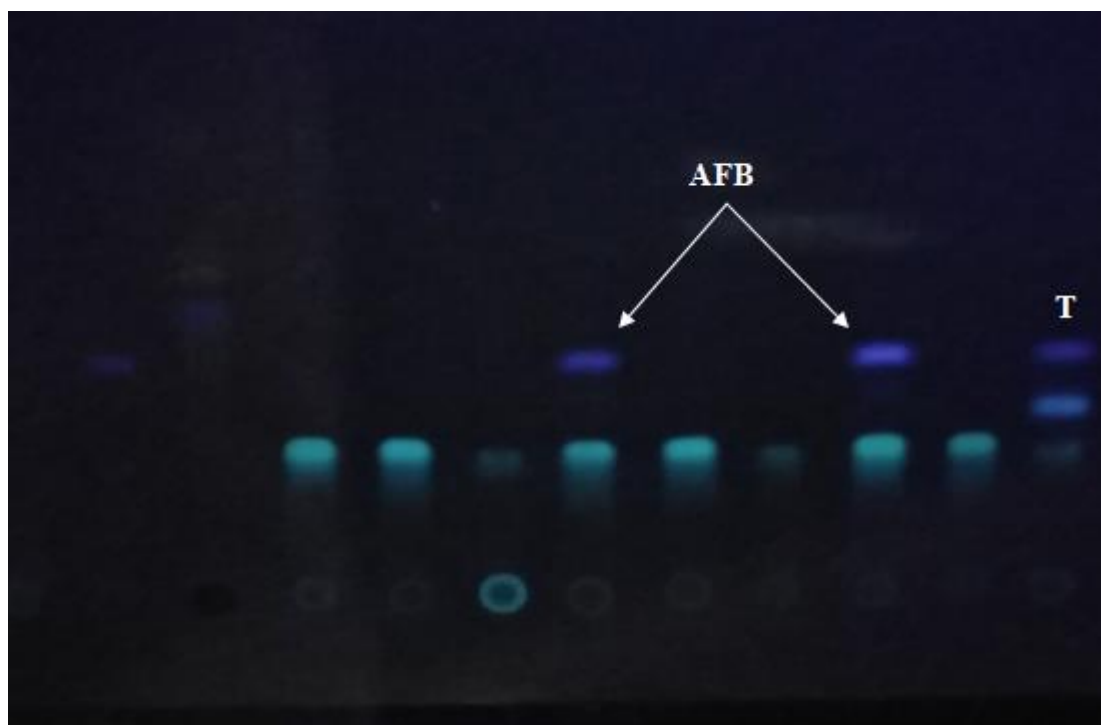
II.1. Etude du pouvoir producteur d'aflatoxines par les isolats d'*Aspergillus section Flavi*

Nous avons étudié le pouvoir producteur d'aflatoxine de 215 souches appartenant à la section *Flavi* isolées des échantillons de blé collecté en 2020, 2021 et en 2022. Le screening des souches aflatoxinogènes basé sur la mise en évidence de la fluorescence sous U.V et sur milieu à base d'extrait de noix de coco (CAM) et sur CCM, a révélé un taux de production de 7,4% (Tableau 12). La fluorescence d'aflatoxine B sur milieu de culture est illustrée sur la figure 25. En effet, les deux méthodes ont révélé des pourcentages de production similaires. Les isolats producteurs d'AFs proviennent de blé de pré-stockage et de blé stocké ce qui confirme la distribution des *Aspergillus section flavi* dans les différentes phases de collecte.

Tableau XII. Résultats de test de production d'AFs sur milieu CAM et sur CCM.

Année	Phase de collecte	Nombre d'isolats	Nombre de résultats positifs Sur milieu	Résultats positifs sur CCM
2020	Champ	26	0	0
	Pré-stockage	19	0	0
	Stockage	64	2	2(++)
2021	Pré-stockage	14	3	3(+)
			1	1(++)
	Stockage	24	4	4(+)
2022	Pré-stockage	46	0	0
	Stockage	22	4	4(++)
			2	2(+)

(+) Intensité de la fluorescence



T : Témoin (*Aspergillus parasiticus*)

Figure 25. Mise en évidence par fluorescence sous lumière U.V. (365 nm) de la production de l'aflatoxine B par *Aspergillus flavus* sur milieu à base d'extrait de noix de coco.

II.2. Etude du pouvoir producteur d'ochratoxine A sur milieu CYA et par CCM

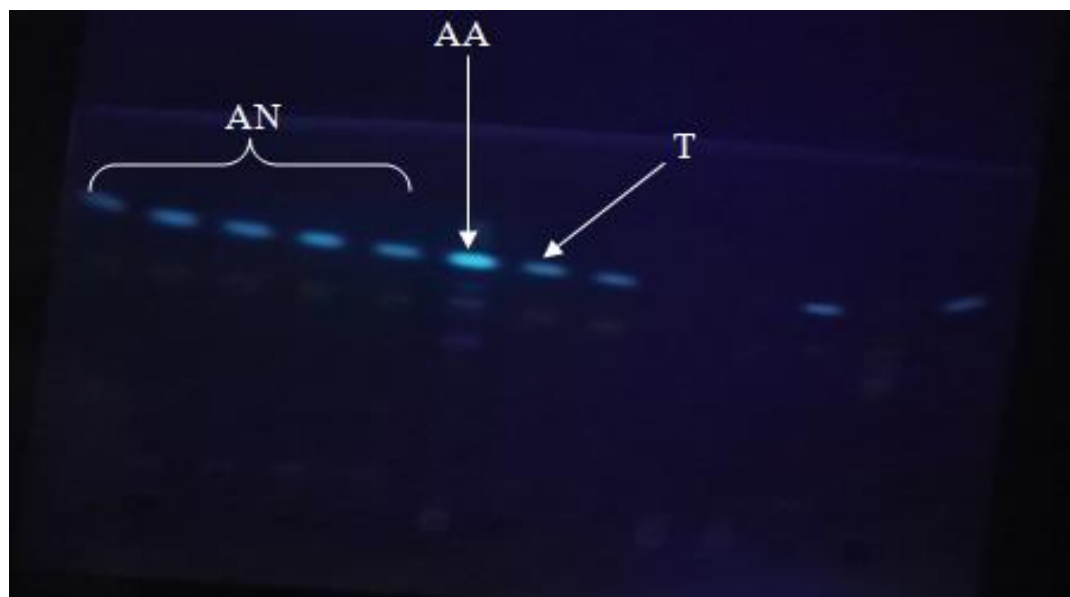
Au cours de cette étape, l'objectif principal était la détection des espèces productrices d'OTA, dans le but de compléter l'identification des *Aspergillus* des sections (*Flavi* et *Nigri*) et des espèces de *Penicillium* et permettre une meilleure classification des souches ochratoxinogènes.

L'étude du pouvoir de production de l'OTA a été réalisée sur le milieu de culture CYA pour un total de 247 isolats appartenant au genre *Aspergillus* et *Penicillium* issus des échantillons de blé différentes phases de collecte. Le criblage des isolats ochratoxinogènes est basé sur la mise en évidence de la fluorescence bleue-vert sous UV à 365 nm. Le pouvoir producteur des isolats a été confirmé par CCM (Tableau 13). Parmi les 247 isolats du genre *Aspergillus*, 16 (6,5 %) se sont révélés des producteurs d'OTA sur CAM et CCM. Aucuns isolats de genre *Penicillium* n'ont été trouvés producteurs d'OTA tandis que tous les isolats d'*Aspergillus* section *Flavi* identifiés comme des *Aspergillus alliaceus* (A.A) produisent fortement l'OTA.

Tableau XIII. Résultats de test de production d'OTA sur milieu CAM et sur CCM.

Année	Phase de collecte	Section/Genre	Nombre d'isolats	Résultats positifs Sur milieu	Résultats positifs sur CCM
2020	Champ	<i>Penicillium sp</i>	21	0	0
		<i>Aspergillus section Nigri</i> (AN)	3	0	0
	Stockage	<i>Penicillium sp</i>	40	0	0
		AN	15	2	2(++)
		<i>Penicillium sp</i>	35	0	0
2021	Pré-stockage	<i>Aspergillus section Flavi</i> (<i>A. Alliaceus</i>)(AA)	1	1	1(+++)
		AN	7	0	0
		<i>Penicillium sp</i>	16	0	0
	Stockage	AN	28	11	8(++) 3(+)
		<i>Penicillium sp</i>	13	0	0
2022	Pré-stockage	AN	11	0	0
		<i>Penicillium sp</i>	24	0	0
	Stockage	AA	2	2	2(+++)
		AN	12	0	0
		<i>Penicillium sp</i>	19	0	0

(+) Intensité de la fluorescence



T : témoin (*Aspergillus Niger*)

Figure 26. Mise en évidence par fluorescence sous lumière U.V. (365 nm) de la production de l'OTA.

III. Analyse des mycotoxines dans les échantillons de blé

Un total de 202 échantillons de blé dur a été analysé par UHPLC MS-MS, les résultats montrent que 35,6% (72/202) d'échantillons sont contaminé par un à huit mycotoxines suivantes : AFB1, BEA, DON, ENs (ENA1, ENB, ENB1), FB1 et OTA. Les autres mycotoxines analysées n'ont pas été détectées (<LOD). La prévalence des mycotoxines détectées dans les échantillons de blé collectés sont présentés dans la figure 27. Les résultats détaillés de prévalence des mycotoxines dans les tous les échantillons de blé sont présentés dans l'annexe 4.

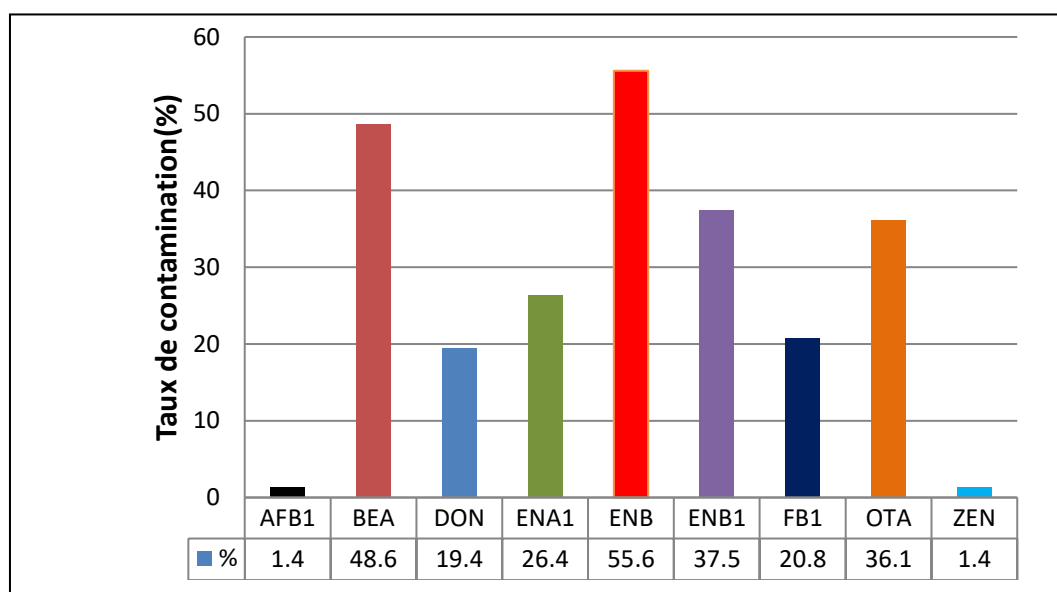


Figure 27. Taux de contamination par les mycotoxines dans les échantillons de grains de blé

III.1. Prévalence et répartition des mycotoxines dans les échantillons de blé en fonction des saisons :

- **Compagne 2019 :**

Les résultats de la prévalence des mycotoxines des échantillons de 2019, sont rapportés dans le tableau 14. Deux échantillons de blé stocké issus de la zone semi-aride(ZSA) ont été contaminés par les ENs (5,9%) avec une concentration relativement élevée de l'ENA1 (63,3–88,8 µg/kg), suivie de l'ENB (1,6–4 µg/kg) et de l'ENB1 (0,8–3 µg/kg).

Tableau XIV. Prévalence des mycotoxines dans les échantillons de blé collectés en 2019.

Origine	Région climatique	NEA*	Mycotoxines, NEP**(%), Moyenne (µg/kg), min-max			Fréquence (%)
			ENA1	ENB	ENB1	
Stockage	ZHL	09	<LOD	<LOD	<LOD	
	ZSA	34	2(5,9)	2(5,9)	2(5,9)	2/34(5,9)
			76 63-88,8	2,8 1,6-4	2 0,8- 3	

LOD: Limite de Détection; *NEA: Nombre d'échantillons analysés; **: Nombre d'échantillons positifs

• Compagne2020

Les résultats de la prévalence des mycotoxines des échantillons de 2020, sont rapportés dans le tableau 15. Dans cette année, 37,6% (soit 38/101) des échantillons de blé des deux zones ont été contaminés par l'OTA et/ou les toxines de *Fusarium*. L'OTA a été détectée dans 9,9% des échantillons. Les fusariotoxines les plus fréquentes durant la saison 2020, dans le blé de champ, pré-stockage et stockage, sont la BEA, la DON, FB1, les ENs et la ZEN. L'ENB s'est révélée la plus répandue (22,8%) avec des concentrations allant de 0,1 à 192,8 µg/kg ; suivie de l'ENB1 (17,8%) dont les teneurs varient entre 0,2 à 42,7 µg/kg ; puis l'ENA1 (13,9%) avec des concentrations comprises entre 0,2 et 25 µg/kg. La BEA a été détectée dans 19% (19/101) des échantillons de blé collectés. Par ailleurs, aucun échantillon de blé de champ n'a été contaminé par le DON et la FB1. En outre, 9 échantillons (soit 8,9%) des échantillons de blé de pré-stockage et des échantillons stockés sont trouvés contaminés. Une forte concentration de DON (1076 µg/kg) a été détectée dans le blé stocké collecté dans la zone de littoral (ZHL) et un seul échantillon est contaminé par 13 µg/kg de ZEN de la même région,.

• Compagne2021

En 2021, 55% (32/58) des échantillons sont contaminés par une à six mycotoxines (tableau 15). L'OTA a été détectée dans 29% des échantillons avec une teneur maximale de 2,4 µg/kg. Les ENs représentent 25,9% de contamination et l'ENB atteignant une concentration de 126,2 µg/kg. L'ENB1 et l'ENA1 ont été détectées respectivement dans 12% et 5% des échantillons. La BEA est détectée dans 16% (16/58) des échantillons de blé. Le DON a été détectée dans 8,6% des échantillons, avec une concentration maximale de 1307 µg/kg dans un échantillon de pré-stockage prélevé dans la zone humide du littoral (ZHL). Un seul échantillon de pré-stockage prélevé dans la semi-aride (ZSA) a été contaminé par 1,2 µg/kg de l'AFB1.

Résultats et discussion

Tableau XV. Prévalence des mycotoxines dans les échantillons de blé collectés en 2020.

Origine	Région climatique	NEA*	Mycotoxines ; NEP** (%) ; Moyenne (µg/kg) ; min-max (µg/kg)								Fréquence %
			BEA	DON	ENA1	ENB	ENB1	FB1	OTA	ZEA	
Champ	ZHL	10	4(40)	<LOD	4(40)	5(50)	4(40)	<LOD	1(10)	<LOD	6/10 (60)
			2,5		6,3	13	10,7		1,4		
			2,9-7		0,2-25	0,1-66	0,6-42				
	ZSA	08	<LOD	<LOD	<LOD	2(25)0,1	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	2/8 (25)
	ZHL	10	3(30)	3(30)	1(10)	3(30)	4(40)	3(30)	2(20)	<LOD	
			1,2	147	3,6	27,9	2,9	0,3	1,8		
Pré- stockage	ZSA	44	0,4-2	15-426,6		4,4-79,4	0,8-10,8	0,4-0,6	1,6-2		8/44(18)
			4(9)	1(2)	1(2)	3(6,8)	<LOD	3(6,8)	2(4,5)	<LOD	
			1	334,6	2	31,4		1,5	2,6		
	ZHL	22	0,4-3,8			10,8-83,4		0,4-2,6	1,4-3,8		13/22(59)
			6(27)	4(18)	7(31,8)	8(36)	8(36)	2(9)	2(9)	1	
			0,8	274	1,51	24,4	5	0,2	1,3	13	
Stockage	ZSA	7	0,2- 4,6	20-1076	0,6-10	2,4-192,8	1-38,8		1-1,6		5/7(71)
			2(28,6)	1(14)	1(14)	2(28,6)	2(28,6)	<LOD	3(42,9)	<LOD	
			0,7	127,8	8	15,6	5,8		1		
	ZHL	22	0,2-1			0,8-30	0,2-11		0,8-1,8		13/22(59)
			6(27)	4(18)	7(31,8)	8(36)	8(36)	2(9)	2(9)	1	
			0,8	274	1,51	24,4	5	0,2	1,3	13	

*NEA: Nombre d'échantillons analysés; **: Nombre d'échantillons positifs

Résultats et discussion

Tableau XVI. Prévalence des mycotoxines dans les échantillons de blé collectés en 2021.

Origine	Région climatique	NEA*	Mycotoxines ; NEP** (%) ; Moyenne (µg/kg) ; min-max (µg/kg)								Fréquence (%)
			AFB1	BEA	DON	ENA1	ENB	ENB1	FB1	OTA	
Pré- stockage	ZHL	30	<LOD	9(30)	3(10)	1(3)	6(20)	3(10)	3(10)	7(23)	15/30(50)
				0,2	224	2	21	5,3	0,2	0,4	
				0,4-1	13,6-658,8		2,4-126	0,5-15		0,6-2	
	ZSA	20	1(5)	6(30)	2(10)	2(10)	4(20)	2(10)	4(20)	10(50)	12/20(60)
			1,2	0,4	712,6	10	5,6	8,8	0,3	0,3	
Stockage	ZHL	4		0,2-2	117,8-1307	4-16,6	0,6-21,8	8,6-9	0,4-0,8	0,8-1,8	
			<LOD	1(25)	<LOD	<LOD	4(100)	2(50)	<LOD	<LOD	4/4(100)
				1.5			0.3	0.4			
	ZSA	4					0.2-1	0.3-0.5			
			<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	1(25)	<LOD	<LOD	<LOD	1/4(25)
							0.3				

*NEA: Nombre d'échantillons analysés; **: Nombre d'échantillons positifs

III.2. Prévalence et répartition des mycotoxines dans les échantillons de blé de champ

La collecte de blé de champ a été effectuée uniquement en 2020 dans les deux zones climatiques, en raison du confinement durant 2020 et 2021. Quatre échantillons sur dix (40%) sont contaminés par la BEA, l'ENA1 et l'ENB1, avec des concentrations allant respectivement de 2,9 à 7 µg/kg, de 0,2 à 25 µg/kg et de 0,6 à 42 µg/kg. Par ailleurs, l'ENB a été détectée dans cinq échantillons (50%) provenant de la zone humide et dans deux échantillons (25%) issus de la région semi-aride, avec des concentrations respectives comprises entre 0,1 et 66 µg/kg. L'OTA a été détectée uniquement dans un seul échantillon à une concentration de 1,4 µg/kg.

III.3. Prévalence des mycotoxines dans les échantillons de blé de pré-stockage

Au cours des campagnes 2020 et 2021, l'analyse des échantillons de blé de pré-stockage a révélé la présence de plusieurs mycotoxines, avec des profils de contamination variables selon les années. En 2020, trois échantillons de la ZHL ont été contaminés par BEA, DON, ENB, FB1 à des concentrations maximales de 2 µg/kg, 426,6 µg/kg, 79,4µg/kg, 2 µg/kg, respectivement. L'ENA1 a été détecté dans un seul échantillon à une concentration 3,6 µg/kg tandis que l'ENB1 a été détecté dans quatre échantillons allant de 0,8 µg/kg à 10,8µg/kg. De la ZSA, six mycotoxines ont été détectés (BEA, DON, ENB, FB1, ENA1 et OTA) avec des concentrations élevées pour le DON (334,6 µg/kg). L'OTA a été signalé dans deux échantillons avec une valeur (3,8µg/kg) dépasse la limites européenne de 3µg/kg pour les céréales destinées à la consommation humaine (CE 2006a).En 2021, les mêmes mycotoxines ont été détecté, une contamination élevée par la BEA (30%) a été noté dans les deux régions ; sept échantillons de la ZHL et dix de la ZSA ont été contaminé par l'OTA, des concentrations maximales importantes de DON ont été déterminées dont 658,8µg/kg dans la ZHL et 1307 µg/kg dans la ZSA.

III.4. Prévalence des mycotoxines dans les échantillons de blé stocké

Nos résultats n'ont révélé aucune présence de mycotoxines dans les échantillons de blé stockés prélevés en 2019 dans la zone du littoral. Cependant, une contamination par des ENs a été détectée dans deux échantillons (5,9 %) de grains de blé stockés provenant de la zone semi-aride. La concentration la plus élevée de mycotoxines a été observée pour l'ENA1, avec un niveau compris entre 63 µg/kg et 88,8 µg/kg, suivie par l'ENB, avec un niveau compris entre 1,6 µg/kg et 4 µg/kg, et l'ENB1, avec un niveau compris entre 0,8 µg/kg et 3 µg/kg. En 2020, les échantillons stockés analysés ont confirmé la présence de toutes les mycotoxines

étudiées : BEA, DON, ENA1, ENB, ENB1, OTA, à l'exception de FB1 et ZEA. Tous les échantillons collectés dans l'année suivante (2021) ont été contaminés par l'ENB.

IV. Co-contamination des mycotoxines dans les échantillons de blé

Les résultats de la co-contamination des échantillons de blé par les mycotoxines sont présentés dans le tableau 13. En 2019, la co-contamination a été observée dans deux sur 34 échantillons de blé de la région semi-aride (ZSA). Les mycotoxines présentes sont les ENs (ENA1+ENB+ENB1).

Durant la campagne 2020, 4/10 (soit 40%) échantillons collectés au champ du littoral ont été contaminés par 4 mycotoxines (BEA+ENA1+ENB+ENB1). Il est ressort de ces résultats que le blé pré-stocké est fréquemment contaminé par l'OTA et les toxines de *Fusarium*. Un échantillon est contaminé par 2 mycotoxines (BEA+OTA) et 1 autre par 3 mycotoxines (BEA+DON+FB1 et DON+ENB+ENB1) dans les deux régions. Un à 3 échantillons ont été contaminés par 7 mycotoxines (BEA+DON+ENA1+ENB+ENB1+FB1+OTA).

En ce qui concerne le blé stocké, la co-contamination est plus élevée dans la humide du littoral par rapport à la zone semi-aride. Les échantillons collectés de la zone humide sont fortement contaminés par les toxines de *Fusarium*. Un échantillon a été contaminé par 2(ENB+ENB1), un autre par 3(ENA1+ENB1+FB1), un par 4 mycotoxines (BEA+ENA1+ENB+ENB1) et 4 échantillons ont été contaminés par 5 mycotoxines (BEA+DON+ENA1+ENB+ENB1). Dans les régions semi-arides, 2 échantillons ont été contaminés par 4 mycotoxines (BEA+ENB+ENB1+OTA) et un échantillon par 5 mycotoxines (DON+ENA1+ENB+ENB1+OTA).

En 2021, la contamination multi-mycotoxines a été observée beaucoup plus dans les échantillons de pré-stockage, dans les deux zones. En effet, Ainsi, 4 échantillons ont été contaminés par 2 mycotoxines (BEA+ DON+ENB+ENB1+OTA), 2 par 3 mycotoxines (BEA+DON+FB1+OTA) et 3 par 4 mycotoxines (BEA+DON+ ENA1+ENB+ENB1+FB1+OTA). Dans la ZSA la cooccurrence varie de 2 à 7 mycotoxines, 5 ont été contaminés par 2 mycotoxines (BEA+DON+FB1+OTA), 2 par 3 (BEA+FB1+OTA), 1 par 5(BEA+DON+ ENA1+ENB+ENB1) et 1 par 7(AFB1+BEA+ENA1+ENB+ENB1 +FB1 +OTA). Les cooccurrences de mycotoxines les plus fréquemment observées concernaient l'association de l'ENA1, de l'ENB et de l'ENB1, de l'ochratoxine A et du DON. La cooccurrence des ENs a été observée dans toutes les phases de collecte (au champ, au pré-

stockage et au stockage), les ENs occurrent dans 100%, 56% et 37,5% des échantillons contaminés récoltés en 2019, 2020 et 2021, respectivement.

Résultats et discussion

Tableau XVII. Co-contamination des mycotoxines dans les échantillons de blé collectés.

Année	Origine	Région climatique	NEA	Contamination par une (1) mycotoxine (%)	Co-contamination des mycotoxines (%)					Total
					Contamination par 2 mycotoxines	Contamination par 3 mycotoxines	Contamination par 4 mycotoxines	Contamination par 5 mycotoxines	Contamination par 7 mycotoxines	
2019	stockage	ZHL	09	0	0	0	0	0	0	0
		ZSA	34	0	0	ENA1+ENB+ENB1 (2/5.9)	0	0	0	2, 5.9
2020	Champ	ZHL	10	(20)	0	0	BEA+ENA1+ENB+ENB1 (40)	0	0	6/ 60
		ZSA	08	(2/ 25)	0	0	0	0	0	2/ 25
		ZHL	10	(2/ 20)	BEA+OTA (1/10)	BEA+DON+FB1 (1/10)	BEA+DON+ENA1+ENB+ENB1+FB1+OTA (10)	0	0	7/ 70
		ZSA	44	(4/ 9)	ENB+ENB1 1/(2.8)	DON+ENB+ENB1 1/(2,8)	BEA+ENA1+ENB+ENB1 (2.8)	0	0	8/ 18.9
	Stockage	ZHL	22	(5/ 22.7)	ENB+ENB1 (1/4.5)	ENA1+ENB+ENB1+FB1 (2,9)	BEA+ENA1+ENB+ENB1 (1/ 9)	BEA+DON+ENA1+ENB+ENB1 (4/18)	0	13/ 59
		ZSA	7	(2/ 28.6)	BEA+ENB+ENB1+OTA (2/28.6)	0	0	DON+ENA1+ENB+ENB1+OTA (1/14.9)	0	5/ 71
	Pré-stockage	ZHL	30	(6/ 20)	BEA+DON+ENB+ENB1+OTA (4/13)	BEA+DON+FB1+OTA 2(6,7)	BEA+DON+ENA1+ENB+ENB1+FB1+OTA (3/ 10)	0	0	15/ 50
		ZSA	20	(3/ 15)	BEA+DON+FB1+OTA(5/25)	BEA+FB1+OTA(2/10)	0	BEA+DON+ENA1+ENB+ENB1 (1/5)	AFB1+BEA+ENA1+ENB+ENB1+FB1+OTA(1/5)	12/60
2021	Stockage	ZHL	4	(1/ 25)	BEA+ENB+ENB1 (3/75)	0	0	0	0	4/100
		ZSA	4	(1/ 25)	0	0	0	0	0	1/25

V. Variations climatiques et occurrence des mycotoxines

Dans la présente étude, plusieurs mycotoxines ont été détectées dans des échantillons de grains de blé collectés à différentes phases. Les conditions climatiques, notamment la température et les précipitations enregistrées en Algérie entre 2019 et 2022, semblent favoriser la croissance fongique et à la production de mycotoxines

La contamination des céréales par les moisissures et leurs mycotoxines est un processus naturel inévitable avec des différences notables dans leur spécificité d'hôte en termes de pathogénicité et de contamination par les toxines. Cette contamination peut avoir pour origine : le sol, l'air, les locaux de stockage et les conditions agricoles (climat humide et chaud, utilisation des variétés sensibles, rotations de cultures inadéquates) et de stockage (humidité, manque d'aération). Ainsi, l'humidité et la température constituent les facteurs climatiques clés dans la contamination. L'objectif de notre étude était d'avoir des données pertinentes sur la contamination du blé permettant de proposer des mesures de gestion du risque afin de prévenir et réduire les contaminations.

L'ensemble des résultats obtenus dans ce travail a montré que le blé peut être contaminé à tous les stades et dans des conditions climatiques variables.

Dans la région méditerranéenne (ZHL), une forte pluviométrie (400–700 mm/an) combinée à des températures modérées crée des conditions propices au développement des espèces de *Fusarium*, entraînant de fortes concentrations en DON et en ENs. En revanche, dans la région semi-aride (ZSA), une pluviométrie plus faible (< 400mm/an) et des températures très variables ont été associées à des niveaux plus bas d'OTA, notamment durant le stockage. Comme l'ont rapporté Alkadri et al. (2014), les changements climatiques jouent un rôle important dans la diversité des mycotoxines présentes dans les grains de blé. La situation actuelle du ce changement climatique dans de nombreuses régions du monde favorise une augmentation des niveaux détectables de mycotoxines, qui peuvent dépasser 60 % selon Eskola et al. (2020). La ZEN, les FBs, la DON, l'OTA, la toxine T-2, les AFs et les ENs comptent parmi les mycotoxines les plus fréquemment détectées en tant que contaminants des céréales, qu'il s'agisse d'aliments ou d'aliments pour animaux (Aloui et al., 2023 ; Ben Hassouna et al., 2023 ; Awuchi et al., 2021 ; Latham et al., 2023). L'exposition des denrées de base à la contamination par les mycotoxines est fortement influencée par le changement climatique et la prolifération de champignons toxinogènes. Celui-ci affecte facilement les conditions pré- et post-récolte ainsi que celles du stockage, en modifiant notamment l'activité de l'eau, la température, l'humidité

relative, et en favorisant la colonisation fongique, ce qui entraîne une production accrue de mycotoxines (Kos et al., 2023).

Discussion générale

Ce travail a été réalisé afin d'obtenir des données de surveillance permettant la détermination des principales mycotoxines contaminant le blé collecté en Algérie dans deux régions climatiques différentes (Méditerranéenne et continentale). L'occurrence a été étudiée au champ, au pré-stockage et au stockage durant plusieurs années (2019-2022).

La chromatographie liquide à haute performance avec détection par spectrométrie de masse en tandem (UHPLC-MS/MS) a été appliquée pour la détection simultanée de 22 mycotoxines dans 202 échantillons de blé. La présence de mycotoxines dans des échantillons de blé algérien a également fait l'objet de d'autres études. Selon Riba et al. (2008), 40 % du blé récolté et stocké dans deux régions différentes présentant des climats différents (méditerranéen et subaride) étaient contaminés par l'OTA ; les concentrations mesurées variaient de 0,2 à 41,6 µg/kg, avec une fréquence élevée dans la région où les étés sont chauds. Les résultats de la présente étude montrent qu'un seul échantillon s'est révélé contaminé par l'AFB1. Cependant, Riba et al. (2010) ont démontré que l'AFB1 a été détectée dans 56,6 % des échantillons de blé et de leurs produits dérivés, avec des niveaux de contamination variant de 0,1 à 37,4 µg/kg. Par ailleurs, la littérature rapporte que des champignons aflatoxinogènes tels qu'*Aspergillus flavus* peuvent produire l'AFB1 aussi bien lors du stockage qu'au champ (Joubrane et al., 2011 ; Mato et al., 2024). Une autre étude portant sur le blé algérien et ses produits dérivés (farine et semoule), publiée par Zebiri et al. (2018), a montré que la contamination par l'OTA présentait un taux de prévalence élevé de 69,2 % (27/39) dans les échantillons de grains de blé, avec des concentrations comprises entre 0,2 et 27,3 µg/kg. De plus, 13 échantillons (48,1 %) dépassaient la limite maximale (5 µg/kg dans les céréales brutes) fixée par l'Union européenne (European Commission, 2006). En parallèle, 92,9 % (39/42 échantillons) des produits dérivés ont été retrouvés contaminés par l'OTA. Elle a été détectée aussi bien dans la semoule que dans le processus de fabrication de la farine, avec des concentrations comprises entre 0,17 et 25,31 µg/kg. Selon Djaaboub et al. (2019), les niveaux de contamination du blé par le DON variaient de 40 µg/kg à 5000 µg/kg pour le blé tendre, et de 120 µg/kg à 15 000 µg/kg pour le blé dur. Ils ont démontré que 62,5 % des isolats de *Fusarium graminearum* testés produisaient en moyenne entre 25 et 200 mg de DON/ml. En comparaison avec d'autres céréales algériennes et leurs produits dérivés (orge, maïs, riz et blé) étudiés par Mahdjoubi et al. (2020), les niveaux d'enniatines se sont révélés beaucoup plus élevés que ceux observés dans la présente étude.

Ainsi, elles ont été détectées dans 80 % des échantillons d'orge (116 000 µg/kg pour ENA1, 27 000 µg/kg pour ENB et 31 000 µg/kg pour ENB1), dans 66,6 % des échantillons de maïs (29 000 µg/kg pour ENA1, 17 000 µg/kg pour ENB1), ainsi que dans 100 % des échantillons de sorgho (370 000 µg/kg pour ENA1, 72 000 µg/kg pour ENB1).

Selon les résultats d'Azem et al. (2023), l'analyse de 71 produits céréaliers comprenant du couscous (n = 27), des nouilles *rechta* (n = 26) et du pain traditionnel *metlou* (n = 18), achetés aléatoirement dans divers marchés, hypermarchés et points de vente alimentaires répartis dans onze wilayas d'Algérie, a révélé que les AFs ont été détectées dans 47,9 % des échantillons, l'OTA dans 16,9 % et le DON dans 85,9 %, tandis que la zéaralénone n'a été détectée dans aucun échantillon.

Des études antérieures menées dans d'autres pays ont également rapporté la présence de mycotoxines dans des échantillons de blé, par exemple : dans une étude récente, Aloui et al. (2023) ont rapporté des résultats similaires pour les ENs, tous les échantillons de blé tunisien analysés (136 blés durs) collectés dans des régions continentales et côtières étaient contaminés, avec 60,9 % d'enniatines détectées à différents stades de la chaîne d'approvisionnement du blé. L'ENB était la plus fréquemment retrouvée (54,3 % des échantillons collectés) à des concentrations comprises entre 30 et 7684 µg/kg, suivie de l'ENB1 (39,1 %, 48–1208 µg/kg) et de l'ENA1 (13 %, 42–1410 µg/kg). Ces niveaux d'ENs étaient beaucoup plus élevés que ceux observés dans notre étude. Enfin, dans une étude récente, le DON a été détecté dans 100 % (17/17) et 95,3 % (141/148) des échantillons de blé et de farine de blé, avec des concentrations moyennes respectives de 199 µg/kg et 15,4 µg/kg (Wang et al., 2024).

La contamination des céréales par les moisissures et leurs mycotoxines est un processus naturel et complexe. Ces moisissures peuvent avoir pour origine le sol, l'air, le matériel agricole, les locaux de stockage et les conditions agricoles (climat humide et chaud, utilisation de variétés sensibles, rotations de cultures inadéquates) et les mauvaises conditions de stockage (humidité et température élevées, manque d'aération). Toutefois, l'activité de l'eau (a_w) et la température constituent les facteurs climatiques clés dans la contamination des céréales en particulier. Les résultats des analyses fongiques ont montré que le blé peut être contaminé à différents stades et dans des conditions climatiques variables. Les taux de contamination par les moisissures varient de 33,2 à 95,7% avec une moyenne de 66%. La comparaison entre les saisons a révélé que le blé de la saison 2022 est relativement plus chargé (76,1 à 95,7%) que celui des saisons 2020 et 2021 (soit 61 et 50,8%, respectivement). En outre, le blé prélevé au champ dans la zone du littoral

(81,9%) est beaucoup plus contaminé que celui prélevé dans les zones semi arides (34,6%). Le pourcentage de contamination par les moisissures totales dans le blé de pré-récolte et de stockage est compris entre 62,1 et 72,2 %. Le genre *Fusarium* a été isolé à des fréquences plus élevées que le genre *Aspergillus* et *Penicillium*. La dominance du *Fusarium* s'explique par le fait que genre fongique contamine le blé aux premiers stades de sa croissance. Il est considéré comme la flore endogène ; alors que les deux autres genres, *Aspergillus* et *Penicillium*, contaminent le grain à maturité au niveau de la surface. Dans la méthode d'isolement utilisée, les grains de blé subissent une désinfection (voir chapitre Matériel & Méthode) qui élimine une grande partie des contaminants de surface.

De nombreuses publications ont rapporté des résultats sur l'état de contamination par les mycotoxines dans les céréales et dans le blé. Cependant, les données sur les contaminations par les champignons toxigènes sont rares. Bien que nos résultats soient proches de ceux rapportés dans la bibliographie ; une comparaison objective entre eux est très difficile à établir. En effet, l'écophysiologie des champignons toxigènes, les conditions culturales et climatiques et les méthodes utilisées pour leur évaluation sont autant de facteurs qui rendent leur distribution aléatoire. Nous donnons ici quelques exemples de la situation en Algérie confirmant ce statut aléatoire :

La contamination fongique est un phénomène complexe et très hétérogène conditionnée par les facteurs évoqués précédemment. Ces conditions climatiques et culturales sont souvent différentes d'une région à une autre voire même d'une localité à l'autre. En Algérie, les régions semi arides (hauts plateaux), principale zone de production céréalière, sont souvent exposées aux orages pendant le mois de juin et début juillet, soit juste avant la récolte. Ces précipitations sont souvent très localisées. Ce phénomène, impacte directement la qualité microbiologique du grain en créant des microclimats rendant les contaminations d'une même région très hétérogènes. Le blé de pré-stockage (post-récolte) destiné à la consommation est composé de plusieurs variétés d'origine différente conduisant à des contaminations croisées. En plus, ces variétés peuvent avoir des sensibilités différentes vis-à-vis des champignons pathogènes et toxigènes comme les *Fusarium*.

Du point de vue éco-physiologique, certaines champignons toxigènes comme le genre *Fusarium*, nécessitent une activité de l'eau relativement élevée, et est rencontré beaucoup plus au champ (Samson *et al.*, 2000). Ses espèces peuvent occasionner des dégâts considérables dans les céréales après une récolte tardive et après un été pluvieux (Zingales *et al.*, 2022). Les genres *Aspergillus* et *Penicillium*, connus pour être moins exigeants vis-à-vis de l'eau, sont plus

fréquents dans les denrées stockées où l'humidité est plus faible (Christensen *et al.*, 1977). Le genre *Aspergillus*, représenté par plus de 300 espèces, notamment *A. flavus*, peut coloniser les denrées au champ et pendant le stockage dans les régions à climat chaud (Riba, *et al.*, 2008 ; Riba *et al.*, 2010).

Les méthodes d'isolement et de dénombrement utilisées par les différents auteurs sont souvent différentes. Par exemple, la méthode dite « méthode directe » utilisée dans ce travail a l'avantage d'éliminer un grand nombre de moisissures de la surface du grain et favoriser l'isolement des moisissures «endogènes». Par contre, la méthode dite « méthode des suspension-dilution et ensemencement sur milieu gélosé », permet de dénombrer la majorité des moisissures contaminant le grain. C'est pourquoi les résultats relatifs à la flore fongique contaminant le blé rapportés par Riba *et al.* (2008) et Riba *et al.* (2010), ils montraient des valeurs plus élevées que les nôtres. Par contre, l'étude réalisée par Zebiri (2019) qui a utilisé la « méthode directe », a montré que le blé stocké présentait des taux de contamination allant de 60% à 90 % ; résultats proches des nôtres.

Concernant la contamination du blé par les mycotoxines, les raisons citées plus haut expliquent en partie les différences dans les résultats rapportés dans la bibliographie. Il faut également rappeler que la biogenèse des mycotoxines est un phénomène aussi complexe que les effets des variations climatiques. En effet, les mycotoxines sont des métabolites secondaires dont l'activation est aléatoire, variant selon les conditions environnementales et physiologiques des espèces et des souches impliquées. La fréquence des souches toxigènes dépend de l'espèce fongique considérée Magan *et al.*(2003). Le profil et la quantité de mycotoxines produites dépend non seulement des espèces fongiques et des souches qui les produisent (Lacey, 1986 ; Magan *et Olsen* (2004)), mais aussi de l'interaction des facteurs dont la composition du substrat, l'activité de l'eau, la température, l'aération et les interactions entre les autres microorganismes (C.A.S.T, 2003). Par exemple, au sein de la section *Flavi*, une grande diversité est observée dans la production d'aflatoxines. Chez *A. flavus*, la production d'aflatoxines est variable selon les souches, par contre chez *A. parasiticus*, toutes les souches sont fortement productrices. Dans la section *Circumdati*, toutes les souches d'*A. ochraceus* et *A. alliaceus* produisent de grandes quantités d'OTA. La production de cette dernière chez *Aspergillus* section *Nigri*, dépend des espèces. Ainsi, *A. carbonarius* est un producteur d'OTA par excellence dans le raisin est dérivés notamment ; alors que la production de cette toxine chez *A. niger* est très faible. La présence d'espèces potentiellement toxigènes ne signifie pas obligatoirement la présence de leurs

mycotoxines. Celles-ci dépendant non seulement des facteurs intrinsèques mais surtout des conditions de milieu notamment l'activité de l'eau et de la température (Mitchell *et al.*, 2004).

La ZEN, les FBs, la DON, l'OTA, la toxine T-2, les AFs et les ENs sont parmi les mycotoxines les plus fréquemment détectées en tant que contaminants des céréales (Aloui *et al.*, 2023 ; Ben Hassouna *et al.*, 2023 ; Awuchi *et al.*, 2021 ; Latham *et al.*, 2023). Nos résultats indiquent que les enniatines et le DON sont les plus dominants dans le blé analysé. Dans la région méditerranéenne (ZHL), une forte pluviométrie (400–700 mm/an) combinée à des températures modérées crée des conditions propices au développement des espèces de *Fusarium*, entraînant de fortes concentrations en DON et en ENs. Dans la région semi-aride (ZSA), une pluviométrie plus faible (< 400 mm/an) et des températures très variables ont été associées à des niveaux plus bas d'OTA, notamment durant le stockage.

La présence de mycotoxines dans des échantillons de blé algérien a également fait l'objet d'autres études. Selon Riba *et al.* (2008), 40 % du blé récolté et stocké dans deux régions différentes présentant des climats différents (méditerranéen et semi-aride) étaient contaminés par l'OTA. Les résultats de la présente étude montrent qu'un seul échantillon s'est révélé contaminé par l'AFB1. Cependant, Riba *et al.* (2010) ont démontré que l'AFB1 a été détectée dans 56,6% des échantillons de blé et de leurs produits dérivés, avec des niveaux de contamination variant de 0,1 à 37,4 µg/kg. Par ailleurs, la littérature rapporte que des champignons aflatoxinogènes tels qu'*Aspergillus flavus* peuvent produire l'AFB1 aussi bien lors du stockage qu'au champ (Joubrane *et al.*, 2011 ; Mato *et al.*, 2024). Une autre étude portant sur le blé algérien et ses produits dérivés (farine et semoule), publiée par Zebiri *et al.* (2018), a montré que la contamination par l'OTA présentait un taux élevé (69,2 %) dans le blé, avec des teneurs comprises entre 0,2 et 27,3 µg/kg. Selon Djaaboub *et al.* (2019), les niveaux de contamination du blé par le DON variaient de 40 µg/kg à 5000 µg/kg pour le blé tendre, et de 120 µg/kg à 15000 µg/kg pour le blé dur. Ils ont démontré que 62,5 % des isolats de *Fusarium graminearum* testés produisaient en moyenne entre 25 et 200 mg de DON/ml. En comparaison avec d'autres céréales algériennes et leurs produits dérivés (orge, maïs, riz et blé) étudiés par Mahdjoubi *et al.* (2020), les niveaux d'enniatiens se sont révélés beaucoup plus élevés que ceux observés dans la présente étude. Ainsi, elles ont été détectées dans 80 % des échantillons d'orge (116 000 µg/kg pour ENA1, 27 000 µg/kg pour ENB et 31 000 µg/kg pour ENB1), dans 66,6 % des échantillons de maïs (29 000 µg/kg pour ENA1, 17 000 µg/kg pour ENB1), ainsi que dans 100 % des échantillons de sorgho (370 000 µg/kg pour ENA1, 72 000 µg/kg pour ENB1).

Selon les résultats de Belasli et al. (2023), l'analyse de 71 produits céréaliers (couscous, des nouilles *rechta* et du pain traditionnel *metloua*), commercialisés en Algérie, a révélé que les AFs ont été détectées dans 47,9 % des échantillons, l'OTA dans 16,9 % et le DON dans 85,9 %, tandis que la zéaralénone n'a été détectée dans aucun échantillon.

Des études antérieures menées dans d'autres pays ont également rapporté la présence de mycotoxines dans des échantillons de blé. Par exemple : dans une étude récente, Aloui et al. (2023) ont rapporté des résultats similaires pour les ENs, dans le blédur tunisien. L'ENB était la plus fréquemment retrouvée (54,3%) à des teneurs comprises entre 30 et 7684 µg/kg, suivie de l'ENB1 (39,1 %, 48–1208 µg/kg) et de l'ENA1 (13 %, 42–1410 µg/kg). Ces niveaux d'ENs étaient beaucoup plus élevés que ceux observés dans notre étude. Enfin, dans une étude récente, le DON a été détecté dans 100% (17/17) et 95,3 % (141/148) des échantillons de blé et de farine de blé, avec des concentrations moyennes respectives de 199 µg/kg et 15,4 µg/kg (Wang et al., 2024).

L'évolution des températures et des précipitations entraîne déjà des modifications de la répartition géographique et de la résistance des agents pathogènes d'origine alimentaire. Le Groupe d'experts intergouvernemental sur l'évolution du climat (GIEC) a signalé que les régions tempérées subissent des températures plus chaudes ; cela peut favoriser l'expansion des ravageurs dans de nouveaux habitats appropriés, influencer la gravité et la fréquence des maladies, et poser de nouvelles préoccupations pour la santé humaine et animale dans certaines zones où elles n'étaient jamais présentes auparavant (GIEC, 2022). En conséquence, des rapports existent déjà concernant l'émergence de mycotoxines, considérées comme jouant le rôle principal dans l'impact du changement climatique sur la sécurité alimentaire, dans des zones sans antécédents de contamination (Moretti et al., 2019) Elle produit de l'aflatoxine B1, qui a des effets mutagènes, immunotoxiques, tératogènes et cancérogènes sur les humains et les animaux, et est classée comme cancérogène de groupe 1 par le CIRC (Ostry et al., 2017).

Conclusion générale

La contamination des céréales par les moisissures et leurs mycotoxines est un processus naturel et complexe. Ces moisissures peuvent avoir pour origine le sol, l'air, le matériel agricole, les locaux de stockage et les conditions agricoles (climat humide et chaud, utilisation de variétés sensibles, rotations de cultures inadéquates) et les mauvaises conditions de stockage (humidité et température élevées, manque d'aération). Toutefois, l'activité de l'eau (a_w) et la température constituent les facteurs climatiques clés dans la contamination des céréales en particulier. Nos résultats de l'analyse fongique ont montré que le blé peut être contaminé à différents stades et dans des conditions climatiques variables. Les taux de contamination par les moisissures dans cette étude varient de 33,2 à 95,7% avec une moyenne de 66%. La comparaison entre les saisons a révélé que le blé de la saison 2022 est relativement plus contaminé (76,1 à 95,7%) que celui des saisons 2020 et 2021 (soit 61 et 50,8%, respectivement). En outre, le blé prélevé au champ dans la zone du littoral (81,9%) est beaucoup plus contaminé que celui prélevé dans les zones semi arides (34,6%). Le taux de contamination par les moisissures varie entre 62,1 et 72,2 %. Le genre *Fusarium* a été isolé à des fréquences plus élevées que le genre *Aspergillus* et *Penicillium*. La dominance du *Fusarium* s'explique par le fait que genre fongique contamine le blé aux premiers stades de sa croissance. Il est considéré comme la flore endogène ; alors que les deux autres genres, *Aspergillus* et *Penicillium*, contaminent le grain à maturité au niveau de la surface. Dans la méthode d'isolement utilisée, les grains de blé subissent une désinfection ce qui élimine une grande partie des contaminants de surface.

Concernant la contamination du blé par les mycotoxines, les raisons citées plus haut expliquent les différences dans les résultats rapportés. Il faut également rappeler que la biogenèse des mycotoxines est un phénomène aussi complexe que les effets des variations climatiques. En effet, les mycotoxines sont des métabolites secondaires dont l'activation est aléatoire, variant selon les conditions environnementales et physiologiques des espèces et des souches impliquées. Le profil et la quantité de mycotoxines produites dépendent non seulement des espèces fongiques et des souches qui les produisent, mais aussi de l'interaction des facteurs dont la composition du substrat, l'activité de l'eau, la température, l'aération et les interactions entre les autres microorganismes. Nos résultats indiquent que les enniatines et le DON sont les plus dominants dans le blé analysé. Dans la région méditerranéenne (ZHL), une forte pluviométrie (400–700 mm/an) combinée à des températures modérées crée des conditions propices au développement des espèces de *Fusarium*, entraînant de fortes concentrations en DON et en ENs. Dans la région semi-aride (ZSA), une pluviométrie plus

Conclusion générale

faible (< 400mm/an) et des températures très variables ont été associées à des niveaux plus bas d'OTA, notamment durant le stockage. L'évolution des températures et des précipitations enregistrés durant ces dernières années peut entraîner des modifications de la répartition géographique et de la résistance des agents pathogènes, cela peut favoriser l'expansion des ravageurs dans de nouveaux habitats appropriés, influencera la gravité et la fréquence des maladies, et poser de nouvelles préoccupations pour la santé humaine et animale.

Les résultats obtenus dans cette étude ouvrent plusieurs perspectives de recherche et d'application. Il serait tout d'abord pertinent d'étendre l'analyse à un plus grand nombre d'échantillons collectés sur plusieurs campagnes agricoles afin d'établir une cartographie nationale plus représentative de la contamination fongique et mycotoxique du blé. L'intégration d'approches moléculaires, telles que le séquençage des gènes de virulence ciblant les gènes de biosynthèse des mycotoxines, permettrait de mieux comprendre la diversité génétique des espèces toxigènes et leurs potentiels de production selon les conditions environnementales. La mise en place de stratégies préventives contre la contamination par les mycotoxines est donc nécessaire afin de réduire les risques sanitaires. Ces stratégies incluent de bonnes pratiques agricoles et de stockage, la réglementation des teneurs maximales, le contrôle de la contamination et l'évaluation de l'exposition. L'amélioration des pratiques d'hygiène ainsi que la réduction de la durée de stockage des céréales pourraient également contribuer à limiter, à l'avenir, ces contaminations observées. Des efforts scientifiques accrus doivent être consacrés au développement de méthodes de détoxification des mycotoxines. Ainsi, une législation stricte, accompagnée d'évaluations rigoureuses des risques liés à l'ingestion quotidienne probable des mycotoxines actuelles et émergentes, s'impose afin de préserver la santé assurer des consommateurs et assurer le développement durable.

Références bibliographiques

- Abarca M.L., Accensi F., Cano, J. et Cabanes F.J. (2004).- Taxonomy and significance of black aspergilli. *Antonie van Leeuwenhoek*, 86, 33–49.
- Al Khoury, C., Tokajian, S., Nemer, N., Nemer, G., Rahy, K., Thoumi, S., Al Samra, L., & Sinno, A. (2024). Computational Applications: Beauvericin from a Mycotoxin into a Humanized Drug. *Metabolites*, 14(4). <https://doi.org/10.3390/metabo14040232>
- Aldred, D., & Magan, N. (2005). *Water , temperature and gas composition interactions affect growth and ochratoxin A production by isolates of Penicillium verrucosum on wheat grain*. 1215–1221. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2005.02695.x>
- Alonso-Jauregui, M., Font, M., González-Peñas, E., de Cerain, A. L., & Vettorazzi, A. (2021). Prioritization of mycotoxins based on their genotoxic potential with an in silico-in vitro strategy. *Toxins*, 13(10), 1–25. <https://doi.org/10.3390/toxins13100734>
- Aloui, A., Salah-abbès, J. Ben, Zinedine, A., Christophe, J., Riba, A., Durand, N., Montet, D., Abbès, S., Aloui, A., Salah-abbès, J. Ben, Zinedine, A., & Christophe, J. (2023). Occurrence of pre- and postharvest multi- mycotoxins in durum wheat grains collected in 2020 and 2021 in two climatic regions of Tunisia. *Food Additives & Contaminants: Part B*, 00(00), 1–14. <https://doi.org/10.1080/19393210.2023.2219996>
- AOUES K, B. H. et B. A. (2017). État Phytosanitaire Du Blé Dur Locale Stocké En Algérie. *Revue Agrobiologia*, 7(1), 286–296.
- Battilani, P., Toscano, P., Van der Fels-Klerx, H. J., Moretti, A., Camardo Leggieri, M., Brera, C., ... & Robinson, T. (2016). Aflatoxin B1 contamination in maize in Europe increases due to climate change. *Scientific reports*, 6(1), 24328.
- Bekkis, S., Benmehaia, M. A., & Kaci, A. (2022). Les enjeux de la dépendance de la filière de blé en Algérie: Analyse par asymétries de réponses de l'offre dans la chaîne de valeur. *New Medit*, 21(1), 133–147. <https://doi.org/10.30682/nm2201h>
- Belasli, A., Herrera, M., Ariño, A. ;, & Djenane, D. (2023). Occurrence and Exposure Assessment of Major Mycotoxins in Foodstuffs from Algeria. *Toxins*, 15(499), 1–16.
- Belabed, I., Abed ,H., Bencheikh ,A., Monteiro, S, C., Cunha , S., Pinto , E., Rouag , N. (2023). *Pathogenicity and mycotoxin prole of Fusarium spp. inducing wheat head blight in Algeria. August*. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-3237786/v1>

Références bibliographiques

Bouchenaf, F. (2024). *The challenges of developing the strategic agriculture in Algeria as a mechanism to guarantee the sustainable food security – With reference to the experience of the Wilayas of El Oued and Mniaa -. 06(03), 145–170.*

Bragulat, M. R., Abarca, M. L., & Cabañes, F. J. (2001). An easy screening method for fungi producing ochratoxin A in pure culture. *International Journal of Food Microbiology*, 71(2), 139-144. [https://doi.org/10.1016/S0168-1605\(01\)00581-5](https://doi.org/10.1016/S0168-1605(01)00581-5)

Bryła, M., Ksieniewicz-Woźniak, E., Waśkiewicz, A., Szymczyk, K., & Jędrzejczak, R. (2018). Natural occurrence of nivalenol, deoxynivalenol, and deoxynivalenol-3-glucoside in polish winter wheat. *Toxins*, 10(2). <https://doi.org/10.3390/toxins10020081>

Bryła, M., Stępniewska, S., Modrzewska, M., Waśkiewicz, A., Podolska, G., Ksieniewicz-Woźniak, E., Yoshinari, T., Stępień, L., Urbaniak, M., Roszko, M., Gwiazdowski, R., Kanabus, J., & Pierzgalski, A. (2022). Dynamics of Deoxynivalenol and Nivalenol Glucosylation in Wheat Cultivars Infected with *Fusarium culmorum* in Field Conditions-A 3 Year Study (2018-2020). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 70(14), 4291–4302. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.2c00314>

Bunny, S. M., Umar, A., Bhatti, H. S., & Honey, S. F. (2024). Aflatoxin risk in the era of climatic change-a comprehensive review. *CABI Agriculture and Bioscience*, 5(1), 1–13. <https://doi.org/10.1186/s43170-024-00305-3>

Casu, A., Leggieri, M. C., Toscano, P., & Battilani, P. (2024). *Changement déplacement des mycotoxines : une étude complète examen de l ' impact du changement climatique sur les mycotoxines contamination.*

Cahagnier B., Dragacci S., Frayssinet C., Fremy J.M., Hennebert G.L., Lesage–Meessen L., Multon J. F., Richard–Molard D. et Roquebert M.F. (1998).- Moisissures des aliments peu hydratés. Ed. Tec et Doc. Lavoisier, Paris, France. 218p.

Chang P.K, Ehrlich K.C. et Hua S.S.T (2006).- Cladal relatedness among *Aspergillus oryzae* isolates and *Aspergillus flavus* S and L morphotype isolates. *International Journal of Food Microbiology*, 108, 172–177.

Chourghal, N., Lhomme, J. P., Huard, F., & Aidaoui, A. (2016). Climate change in Algeria and its impact on durum wheat. *Regional Environmental Change*, 16(6), 1623–1634. <https://doi.org/10.1007/s10113-015-0889-8>

Références bibliographiques

- Cunha, S. C., & Fernandes, J. O. (2010). Development and validation of a method based on a QuEChERS procedure and heart-cutting GC-MS for determination of five mycotoxins in cereal products. *Journal of Separation Science*, 33(4–5), 600–609.
<https://doi.org/10.1002/jssc.200900695>
- Daou, R., Joubrane, K., Maroun, R. G., Khabbaz, L. R., Ismail, A., & El Khoury, A. (2021). Mycotoxins: Factors influencing production and control strategies. *AIMS Agriculture and Food*, 6(1), 416-447.
- Davis, N. D., Iyer, S. K., & Diener, U. L. (1987). Improved method of screening for aflatoxin with a coconut agar medium. *Applied and Environmental Microbiology*, 53(7), 1593.
<http://aem.asm.org/content/53/7/1593>
- Dorner J.W., Cole R.J. et Diener U.L. (1984).- The relationship of *Aspergillus flavus* and *Aspergillus parasiticus* with reference to production of aflatoxins and cyclopiazonic acid. *Mycopathologia*, 87, 13–15
- Dong, L., Wang, H., Shen, Y., Wang, L., Zhang, H., Shi, L., ... & Shen, M. (2023). Straw type and returning amount affects SOC fractions and Fe/Al oxides in a rice-wheat rotation system. *Applied Soil Ecology*, 183, 104736.
- Dijksterhuis, J. (2013). *Development of Aspergillus niger* (Vol. 74, Issue March).
- Djermoun, A. (2009). La production céréalière en Algérie : les principales caractéristiques. *Pages*, 45, 53.
- EC. 2006a. Commission Regulation (EC) No 1881/2006 of 19 December 2006 setting maximum levels for certain contaminants in foodstuffs. European Commission. Official Journal of the European Union L 364:5–24. <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/EN/ALL/?uri=CELEX%3A32006R1881>
- Ekwoadu, T. I., Akinola, S. A., & Mwanza, M. (2021). Fusarium mycotoxins, their metabolites (Free, emerging, and masked), food safety concerns, and health impacts. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 18(22).
<https://doi.org/10.3390/ijerph182211741>
- Ekwoadu, T. I., & Mwanza, M. (2023). Fusarium Fungi Pathogens, Identification, Adverse Effects, Disease Management, and Global Food Security: A Review of the Latest Research.

Références bibliographiques

Agriculture (Switzerland), 13(9). <https://doi.org/10.3390/agriculture13091810>

El Chami, E., El Chami, J., Tarnawa, A., Kassai, K. M., Kende, Z., & Jolánkai, M. (2022). Influence of growing season, nitrogen fertilisation and wheat variety on *Fusarium* infection and mycotoxin production in wheat kernel. *Acta Alimentaria*, 51(2), 282–289. <https://doi.org/10.1556/066.2022.00036>

FAO. (2015). Profil de Pays - Algérie. *AQUASTAT Profil de Pays – Algérie.*, m, 20. www.fao.org/publications

Frisvad J.C. et Samson R.A. (2004).- *Emericella venezuelensis*, a new species with stellate ascospores producing stérigmatocystine and aflatoxin B₁., System. Applied Microbiology, 27, 672–680.

Frisvad, J. C., Lund, F., & Elmholt, S. (2005). *Ochratoxin A producing Penicillium verrucosum isolates from cereals reveal large AFLP fingerprinting variability.* 684–692. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2004.02509.x>

Frisvad, J. C., Hubka, V., Ezekiel, C. N., Hong, S. B., Nováková, A., Chen, A. J., ... & Houbaken, J. (2019). Taxonomy of *Aspergillus* section Flavi and their production of aflatoxins, ochratoxins and other mycotoxins. *Studies in mycology*, 93(1), 1-63.

Froment, A., & Nussbaumer, A. (2017). *Forecast of mycotoxins levels in soft wheat , durum wheat and maize before harvesting with Qualimètre ® Forecast of mycotoxins levels in soft wheat , durum wheat and maize before harvesting with Qualime. June 2011.* <https://doi.org/10.1007/s00003-010-0655-2>

Gemedé, H. F. (2025). *Toxicity , Mitigation , and Chemical Analysis of Aflatoxins and Other Toxic Metabolites Produced by Aspergillus : A Comprehensive Review. Figure 1,* 1–27.

Geiser D.M., Dorner J.W., Horn B.W. et Taylor J.W. (2000).- The phylogenetics of mycotoxin and sclerotium production in *Aspergillus flavus* and *Aspergillus oryzae*. *Fungal Genetics and Biology*, 31, 169–179.

Gil-Serna, J., Patiño, B., Cortes, L., Gonzalez-Jaen, M. T., & Vazquez, C. (2015). *Aspergillus steynii* and *Aspergillus westerdijkiae* as potential risk of OTA contamination in food products in warm climates. *Food Microbiology*, 46, 168–175. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2014.07.013>

Références bibliographiques

- Gil-Serna, J., Vázquez, C., & Patiño, B. (2020). The Genomic Regions That Contain Ochratoxin A Biosynthetic Genes Widely Differ in *Aspergillus* Section *Circumdati* Species. *Toxins*, 12(12). <https://doi.org/10.3390/toxins12120754>
- Giorni, P., Bertuzzi, T., & Battilani, P. (2019). Impact of fungi co-occurrence on mycotoxin contamination in maize during the growing season. *Frontiers in Microbiology*, 10, 1265.
- Gond, F. (2021). Guide du ble dur en region centre et ile de france. *ARVALIS. Institut Du Vegetal*.
- Horn B.W., Greene R.L., Sobolev V.S., Dorner J.W. Powell J.H. et Layton R. C. (1996).- Association of morphology and mycotoxin production with vegetative compatibility groups in *Aspergillus flavus*, *A. parasiticus*, and *A. tamarii*. *Mycologia*, 88(4),574–587.
- Horn B.W. et Dorner J.W. (2002).- Effect of competition and adverse culture conditions on aflatoxin production by *Aspergillus flavus* through successive generations. *Mycologia*, 94, 741–751.
- Ito Y., Peterson S.W., Wicklow D.T. et Goto T. (2001).- *Aspergillus pseudotamarii*, a new aflatoxin producing species in *Aspergillus* section *Flavi* . *Mycological Research*, 105, 233–239.
- Janik, E., Niemcewicz, M., Podogrocki, M., Ceremuga, M., Stela, M., & Bijak, M. (2021). T-2 Toxin — The Most Toxic Trichothecene Mycotoxin : *Molecules*, 3(Figure 1), 1–15.
- Jovana Kos, Mislav Anic, Bojana Radic, Manuela Zadravec, Elizabet Janić Hajnal, and J. P. (2023). Climate Change — A Global Threat Resulting in Increasing. *Foods*, 12(2704).
- Kamle, M., Mahato, D. K., Devi, S., Lee, K. E., Kang, S. G., & Kumar, P. (2019). Fumonisin: Impact on agriculture, food, and human health and their management strategies. *Toxins*, 11(6), 1–23. <https://doi.org/10.3390/toxins11060328>
- Karami-Osboo, R., Mirabolfathy, M., Kamran, R., Shetab-Boushehri, M., & Sarkari, S. (2012). Aflatoxin B1 in maize harvested over 3 years in Iran. *Food Control*, 23(1), 271–274. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2011.06.007>
- Kolawole, O., De Ruyck, K., Greer, B., Meneely, J., Doohan, F., Danaher, M., & Elliott, C.

Références bibliographiques

- (2021). Agronomic factors influencing the scale of Fusarium mycotoxin contamination of oats. *Journal of Fungi*, 7(11), 965.
- Kurtzman C.P., Horn, B.W. et Hesseltine, C.W. (1987).- *Aspergillus nomius*, a new aflatoxin producing species related to *Aspergillus flavus* and *Aspergillus tamarii*. *Antonie van Leeuwenhoek*, 53, 147–158.
- Leslie, J. F., & Summerell, B. A. (2006). Fusarium laboratory workshops—A recent history. *Mycotoxin Research*, 22(2), 73-74.
- Leslie, J. F., Moretti, A., Mesterházy, Á., Ameye, M., Audenaert, K., Singh, P. K., ... & Logrieco, A. F. (2021). Key global actions for mycotoxin management in wheat and other small grains. *Toxins*, 13(10), 725.
- Li, K., Cai, H., Luo, B., Duan, S., Yang, J., Zhang, N., He, Y., Wu, A., & Liu, H. (2025). Recent Progress of Mycotoxin in Various Food Products—Human Exposure and Health Risk Assessment. *Foods*, 14(5), 1–18. <https://doi.org/10.3390/foods14050865>
- Liu, C., & Van der Fels-Klerx, H. J. (2021). Quantitative Modeling of Climate Change Impacts on Mycotoxins in Cereals: A Review. *Toxins*, 13(4). <https://doi.org/10.3390/TOXINS13040276>
- Mahdjoubi, C. K., Arroyo-manzanares, N., & Hamini-kadar, N. (2020). Multi-Mycotoxin Occurrence and Exposure. *Toxins*, 12(194), 1–18.
- Mahuku, G., Nzioki, H. S., Mutegi, C., Kanampiu, F., Narrod, C., & Makumbi, D. (2019). Pre-harvest management is a critical practice for minimizing aflatoxin contamination of maize. *Food Control*, 96, 219-226.
- Marín, P., de Ory, A., Cruz, A., Magan, N., & González-Jaén, M. T. (2013). Potential effects of environmental conditions on the efficiency of the antifungal tebuconazole controlling *Fusarium verticillioides* and *Fusarium proliferatum* growth rate and fumonisin biosynthesis. *International journal of food microbiology*, 165(3), 251-258.
- Medina, A., Gilbert, M. K., Mack, B. M., OBrian, G. R., Rodríguez, A., Bhatnagar, D., Payne, G., & Magan, N. (2017). Interactions between water activity and temperature on the *Aspergillus flavus* transcriptome and aflatoxin B1 production. *International Journal of Food Microbiology*, 256, 36–44. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2017.05.020>

Références bibliographiques

- Medina, A., Schmidt-Heydt, M., Cárdenas-Chávez, D. L., Parra, R., Geisen, R., & Magan, N. (2013). Integrating toxin gene expression, growth and fumonisin B1 and B2 production by a strain of *Fusarium verticillioides* under different environmental factors. *Journal of the Royal Society Interface*, 10(85). <https://doi.org/10.1098/rsif.2013.0320>
- Montet, D., Brabet, C., Schorr-Galindo, S., & Ray, R. C. (n.d.). *Food Biology Series Mycotoxins in Food and Beverages Innovations and Advances Part I*.
- Moreau, S., & Lev, M. (2014). Highly sensitive and rapid simultaneous method for 45 mycotoxins in baby food samples by HPLC-MS / MS using fast polarity switching. 1(7), 1–7.
- Mousavi Khaneghah, A., Fakhri, Y., Gahruie, H. H., Niakousari, M., & Sant'Ana, A. S. (2019). Mycotoxins in cereal-based products during 24 years (1983–2017): A global systematic review. *Trends in Food Science and Technology*, 91(August 2018), 95–105. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2019.06.007>
- Mwanza, M. (2025). Machine Translated by Google Progrès de la chimie alimentaire Prévalence fongiques et autres métabolites non réglementés dans le maïs sud - africain étude pluriannuelle utilisant la LC - MS / MS Queenta Ngum b Machine Translated by Google.
- Nji, Q. N., Ludidi, V. L., & Njobeh, P. B. (2025). Aflatoxin contamination in the dairy sector: A review of the current state of knowledge on sources, processing effects, management and risk characterisation. *International journal of dairy technology*, 78(2), e70026.
- Ouzani, Y., Hiouani, F., Ahmad, M. J., & Choi, K. (2025). *Impact of Climate Change on Wheat Production in Algeria and Optimization of Irrigation Scheduling for Drought Periods*. 1–21.
- Pantano, L., Scala, L. La, Olibrio, F., Galluzzo, F. G., Bongiorno, C., Buscemi, M. D., Macaluso, A., & Vella, A. (2021). *QuEChERS LC – MS / MS Screening Method for Mycotoxin Detection in Cereal Products and Spices*.
- Pardo, E., Marín, S., Sanchis, V., & Ramos, A. J. (2004). Prediction of fungal growth and ochratoxin A production by *Aspergillus ochraceus* on irradiated barley grain as influenced by temperature and water activity. *International Journal of Food Microbiology*, 95(1), 79–88. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2004.02.003>
- Park, H. S., Jun, S. C., Han, K. H., Hong, S. B., & Yu, J. H. (2017). Diversity, application, and synthetic biology of industrially important *Aspergillus* fungi. *Advances in applied*

Références bibliographiques

microbiology, 100, 161-202.

Paterson, R. R. M., & Lima, N. (2017). Thermophilic fungi to dominate aflatoxigenic/mycotoxigenic fungi on food under global warming. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 14(2), 1–11.

<https://doi.org/10.3390/ijerph14020199>

Pavicich, M. A., Compagnoni, S., Meerpoel, C., Raes, K., & De Saeger, S. (2024). Ochratoxin A and AFM1 in Cheese and Cheese Substitutes: LC-MS/MS Method Validation, Natural Occurrence, and Risk Assessment. *Toxins*, 16(12), 1–10.

<https://doi.org/10.3390/toxins16120547>

Perrone, G., Ferrara, M., Medina, A., Pascale, M., & Magan, N. (2020). Toxigenic fungi and mycotoxins in a climate change scenario: Ecology, genomics, distribution, prediction and prevention of the risk. *Microorganisms*, 8(10), 1–20.

<https://doi.org/10.3390/microorganisms8101496>

Pfohl-Leszkowicz A. et Castegnaro M. (1999).- L'ochratoxine A. in : Les mycotoxines dans l'alimentation , évaluation et gestion du risque, eds Technique et Documentation, chapitre 9, 249–277.

Pimenta, R. S., dos Santos Baliza, D. D. M., & da Silva, J. F. M. (2020). *Aspergillus*. In *Beneficial Microbes in Agro-Ecology* (pp. 611-624). Academic Press.

Pitt J.I., Hocking, A.D. (1997).- *Fungi and Food Spoilage*. Blackie Academic and Professionnal, London.

Pitt, J. I., & Hocking, A. D. (2009). *Fungi and food spoilage* (Vol. 519, p. 388). New York: Springer.

Pitt, J. I. ., & Hocking, A. D. (2013). *Fungi and Food Spolage*. In *Springer* (Vol. 53, Issue 9).

Qu, Z., Ren, X., Du, Z., Hou, J., Li, Y., Yao, Y., & An, Y. (2024). Fusarium mycotoxins: The major food contaminants. *MLife*, 3(2), 176–206. <https://doi.org/10.1002/mlf2.12112>

Rai, R. D., & Ahlawat, O. P. (2002). Edible fungi: Biotechnological approaches. *Applied Mycology and Biotechnology*, 2(C), 87–121. [https://doi.org/10.1016/S1874-5334\(02\)80007-7](https://doi.org/10.1016/S1874-5334(02)80007-7)

Riba, A., Mokrane, S., Mathieu, F., Lebrihi, A., & Sabaou, N. (2008). *Mycoflora and*

Références bibliographiques

ochratoxin A producing strains of Aspergillus in Algerian wheat. 122, 85–92.

<https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2007.11.057>

Riba, A., Bouras, N., Mokrane, S., Mathieu, F., Lebrihi, A. and Sabaou, N. (2010) *Aspergillus* section Flavi and aflatoxins in Algerian wheat and derived products. *Food and Chemical Toxicology* [online]. 48 pp. 2772–2777. Available from: <https://hal.archives-ouvertes.fr/hal00725443doi:10.1016/J.FCT.2010.07.005>

Rojas, T. R., Sampayo, C. A. F., Vázquez, B. I., Franco, C. M., & Cepeda, A. (2005). Study of interferences by several metabolites from *Aspergillus* spp. In the detection of aflatoxigenic strains in media added with cyclodextrin. *Food Control*, 16(5), 445-450.
<https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2004.05.005>

Samson R.A., Hong S.B. et Frisvad J.C. (2006).- Old and new concepts of species differentiation in *Aspergillus*. *Medical Mycology*, 44, 133–148.

Samson, R. A., Visagie, A., Visagie, A., & Visagie, A. (2014). *Studies in Mycology*. 1–61.
<https://doi.org/10.1016/j.simyco.2014.07.001>

Silva, D. M., Batista, L. R., Rezende, E. F., Fungaro, M. H. P., Sartori, D., & Alves, E. (2011). Identification of fungi of the genus *Aspergillus* section nigri using polyphasic taxonomy. *Brazilian Journal of Microbiology*, 42(2), 761-773.
<https://doi.org/10.1590/S151783822011000200044>

Streit, E., Schatzmayr, G., Tassis, P., Tzika, E., Marin, D., Taranu, I., Tabuc, C., Nicolau, A., Aprodu, I., Puel, O., & Oswald, I. P. (2012). Current Situation of Mycotoxin Contamination and Cooccurrence in Animal Feed—Focus on Europe. *Toxins*, 4(10), 788-809.
<https://doi.org/10.3390/toxins4100788>

Suàrez–Quiroz M., Gonzàlez–Rios O., Barel M., guyot B., Schorr–galindo S., et Guiraud, J.P. (2004).- Effect of chemical and environmental factors on *Aspergillus ochraceus* growth and toxigenesis in green coffee. *Food Microbiology*, 21, 629–634.

Tantaoui-Elaraki, A., Riba, A., Oueslati, S., & Zinedine, A. (2018). Toxigenic fungi and mycotoxin occurrence and prevention in food and feed in northern Africa – a review. *World Mycotoxin Journal*, 11(3), 385–400. <https://doi.org/10.3920/WMJ2017.2290>

Thathana, M. G., Murage, H., Luther, A., & Abia, K. (2017). *Morphological Characterization*

Références bibliographiques

and Determination of Aflatoxin-Production Potentials of Aspergillus flavus Isolated from Maize and Soil in Kenya. <https://doi.org/10.3390/agriculture7100080>

Tran-Dinh N., Pitt J. I. et Carter D.A. (1999).- Molecular genotype analysis of natural toxigenic and nontoxigenic isolates of *Aspergillus flavus* and *A. parasiticus*. *Mycological Research*, 103, 1485–1490.

Uchiyama M, Isohata E, Takeda Y. (1976).- A case report on the detection of ochratoxin A from rice. *Journal of Food and Hygienics Society of Japan*, 17, 103.

Varga J., Rigo K., Toth B., Teren J. et Kozakiewicz Z. (2003). Evolutionary relationships among *Aspergillus* species producing economically important mycotoxins. *Food Technology and Biotechnology*, 41, 29–36.

Van der Merwe K.J., Steyn P.S., Fourie L., de Scott B. et Theron J.J. (1965). Ochratoxin A, a toxic metabolite produced by *Aspergillus ochraceus* wilh. *Nature*, 205, 1112– 1113.

Varga, J., Frisvad, J. C., & Samson, R. (2011). Two new aflatoxin producing species, and an overview of *Aspergillus* section *Flavi*. *Studies in mycology*, 69(1), 57-80.

Verheecke-Vaessen, C., Diez-Gutierrez, L., Renaud, J., Sumarah, M., Medina, A., & Magan, N. (2019). Interacting climate change environmental factors effects on *Fusarium langsethiae* growth, expression of Tri genes and T-2/HT-2 mycotoxin production on oat-based media and in stored oats. *Fungal Biology*, 123(8), 618–624. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2019.04.008>

Visagie, C. M., & Houbraken, J. (2020). Updating the taxonomy of *Aspergillus* in South Africa. *Studies in Mycology*, 95, 253–292. <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2020.02.003>

Wallace H.A.H. et Sinha R.N. (1962).- Fungi associated with hot spots in farm stored grain . *Canadian Journal of Plant Science*, 42, 130–141.

Wu, Q., Dohnal, V., Huang, L., Kuca, K., Wang, X., Chen, G., & Yuan, Z. (2011). Metabolic Pathways of Ochratoxin A. *Current Drug Metabolism*, 12(1), 1-10.
<https://doi.org/10.2174/138920011794520026>

Xu, W., Liang, J., Zhang, J., Song, Y., Zhao, X., Liu, X., Zhang, H., & Sui, H. (2024). *Natural Occurrence and Co-Occurrence of Beauvericin and*. 1–10.

Yoshida, M., & Nakajima, T. (2010). Deoxynivalenol and nivalenol accumulation in wheat

Références bibliographiques

- infected with *Fusarium graminearum* during grain development. *Phytopathology*, 100(8), 763–773. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-100-8-0763>
- Zaied, C., Zouaoui, N., Bacha, H., & Abid, S. (2012). Natural occurrence of citrinin in Tunisian wheat grains. *Food Control*, 28(1), 106–109. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2012.04.015>
- Zebiri, S., Djemouai, N., Mokrane, S., Riba, A., Mathieu, F., & Meklat, A. (2025). *Effects of water activity and temperature on the growth and ochratoxin A production of three Aspergillus species isolated from stored wheat in Algeria*. 15(November 2024), 232–248. <https://doi.org/10.5943/cream/15/1/16>
- Zebiri, S., Mokrane, S., Verheecke, C., Choque, É., Sabaou, N., Mathieu, F., Riba, A., Zebiri, S., Mokrane, S., Verheecke, C., Choque, É., & Reghioui, H. (2019). Occurrence of ochratoxin A in Algerian wheat and its milling derivatives To cite this version : HAL Id : hal-01981534. *Toxin Reviews*, 0(0), 1–6. <https://doi.org/10.1080/15569543.2018.1438472>
- Zinedine, A., Durand, N., Meile, J. C., Abbès, S., Ben Salah-Abbès, J., & Brabet, C. (2025). Determination of 22 mycotoxins in wheat grains cultivated in two Moroccan climatic areas by UHPLC-MS/MS. *Food Chemistry*, 495(April). <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2025.146356>
- Zinedine, A., Zarati, A., Bennani, M., Abbes, S., & Ben Salah-Abbes, J. (2025). Update of mycotoxin monitoring in the Maghreb region (2019–2024): occurrence in staple food, current legislation, climate impact, and exposure assessment. *Current Opinion in Food Science*, 63(May). <https://doi.org/10.1016/j.cofs.2025.101314>
- Zingales, V., Taroncher, M., Martino, P. A., Ruiz, M. J., & Caloni, F. (2022). Climate Change and Effects on Molds and Mycotoxins. *Toxins*, 14(7), 1–13. <https://doi.org/10.3390/toxins14070445>

Annexe

Annexe1

Composition des milieux de culture utilisés :

Milieu DRBC (Dichloran, Rose Bengal, Chloramphénicol agar)

Glucose	10 g
Peptone bactériologique	5 g
KH ₂ PO ₄	1g
MgSO ₄ 7H ₂ O.....	0.5 g
Agar	15 g
Rose bengale (5% w/v in water, 0.5 ml).....	25 mg
Dichloran (0.2% w/v in ethanol, 1 ml).....	2 mg
Chloramphénicol.....	100 mg
Eau distillée.....	1000 ml
pH final 5,5± 0,3	

Milieu PDA (Pomme de terre, Dextrose, Agar)

Pomme de terre.....	250 g
Glucose	20 g
Agar	15 g
Eau distillée.....	1000 ml
pH final 5,6 ± 0,2	

Milieu SNA (Spezieller Nährstoffarmer Agar)

KH ₂ PO ₄	1 g	KNO ₃
.....	1 g	
MgSO ₄ .7H ₂ O	0.5 g	KCl
.....	0.5 g	
Glucose	0.2 g	
Sucrose		
0.2 g Agar		
20 g		
Eau distillée.....	1000 ml	
pH final 5,6 ± 0,2		

Annexe

Milieu CAM (Coconut Agar Medium)

Cent grammes (100 g) de la noix de coco déchiquetée sont homogénéisés pendant 5 minutes avec 300 ml d'eau distillée portée à ébullition. Le mélange est filtré à l'aide du tissu en mousseline. Le pH final est ajusté à 7 avec une solution de NaOH 2N. Le filtrat est additionné de 20 g d'agar puis complété à 1000 ml par l'eau distillée. 3g de β -cyclodextrine (β -cyd) sont ajoutés à un litre de milieu.

Milieu CYA (Czapek yeast extract agar)

Saccharose	30 g
Extrait de levure	5 g
Czapek concentré	10 ml
K ₂ HPO ₄	1 g
Agar	15 g
Eau distillée	1000 ml

pH final= 6,7

Czapek concentré

NaNO ₃	30 g
KCl	5 g
MgSO ₄ , 7H ₂ O	5 g
Fe SO ₄ , 7H ₂ O	0,1 g
Zn SO ₄ , 7H ₂ O.....	0,1 g
Cu SO ₄ , 5 H ₂ O.....	0,05 g
Eau distillée	100 ml

Annexe 2

Produits chimiques, standards analytiques et Appareillage

1. Les solvants utilisés pour la CCM :

- Acétate d'éthyle(CH₃COOHCH₂CH₃)
- Acide formique (HCOOH)
- Méthanol (CH₃OH),
- Toluène (C₇H₈).

2. Les produits et les réactifs chimiques utilisés pour l'analyse multi-mycotoxines des échantillons de blé dur :

-Les standards de mycotoxines [les 4 aflatoxines (AFB₁, AFB₂, AFG₁ et AFG₂), OTA, fumonisine B₁ (FB₁), fumonisine B₂ (FB₂), DON, ZEN, les toxines T-2 (T₂) et HT-2 (HT₂), CIT, BEA, les 4 enniatines (ENA, ENA₁, ENB, ENB₁), nivalénol (NIV), fusarénol-X (FUX), néosolaniol (NEO), 15-acetyldéoxynivalénol (15ADON) and 3-acetyldéoxynivalénol (3ADON)] ont été achetés chez R-Biopharm (France).

-Les standards internes (U-[¹³C¹⁷]-AFB₁ pour AFB₁, AFB₂, AFG₁ et AFG₂ ; U[¹³C³⁴]-FB₁ pour FB₁ et FB₂; U-[¹³C²⁰]-OTA pour OTA et BEA; U-[¹³C¹⁸]-ZEN pour ZEN, ENB, ENB₁, ENA et ENA₁, U-[¹³C¹⁵]-DON pour DON) ont été achetés chez Libios (France).

-La solution de travail de standard composite et de standard interne de toutes les mycotoxines a été préparée en dissoudre des volumes appropriés de chaque composé

Annexe

dans la phase mobile A : 99.5% d'eau et 0.5% d'acide acétique. Les solutions stocks ont été ensuite diluées avec la phase mobile A pour préparer les solutions d'étalonnage. Toutes les solutions ont été stockées à -20°C dans des flacons en verre ambré et à l'obscurité avant utilisation.

- L'acétonitrile($\text{C}_2\text{H}_3\text{N}$) a été acheté chez Fischer chemical (Loughborough, UK)

l'acide acétique (CH_3COOH) (LC grade) a été acheté chez Carlo Erba (Val-de-Reuil, France). L'isopropanol($\text{C}_3\text{H}_8\text{O}$) a été acheté chez Biosolve (Dieuze, France) et l'acide acétique (LC-MS/MS grade) chez Sigma (St Louis, MO, USA).

-Un kit roQ QuEChERS EN 15562 (4 g de MgSO_4 , 1 g de NaCl , 0,5 g de citrate de sodium dibasique sesquihydraté, 1 g de citrate de sodium tribasique dihydraté) a été acheté chez Phenomenex (Torrance, USA).

-L'eau ultra pure a été produite par un système Milli-Q, Synergy Merk Millipore (Darmstadt, Allemagne).

Appareillage :

- Autoclave (SANO-Clav).

- Balance (KERN, PLJ).

- Balance de précision (KERN).

- Centrifugeuse (Sigma).

- Chambre UV-365nm (Vilber Lourmat).

-Colonne HPLC Phenomenex Kinetex® C18 (2,6 μm , 100 Å, 50 × 2,1 mm).

-Détecteur LC MS 8040 (Shimadzu)

- Etuves (memmert, Allemagne).

- Filtre en polytrifluoroéthylène (PTFE 0.45 μm).

- Micropipettes (20-200 μl / 100- 1000 μl).

- Microscope photonique (UKA-Technic Nahita).

. - Mixeur (Moulinex, France).

-Microscope optique (Leica, Leitz DM RB).

-PH mètre (Corning- EEL modèle 109).

-Plaque de gel de silice (TLC Silica gel 60 F254, Aluminium sheets 20 X 20 cm).



Food Additives & Contaminants: Part B Surveillance

ISSN: (Print) (Online) Journal homepage: www.tandfonline.com/journals/tfab20

Mycotoxins in preharvest, postharvest, and stored wheat grains collected from two climatic regions in Algeria

Hayat Khouni, Jalila Ben Salah-Abbès, Tiziri Badji, Ahmed Al-Amiery, Noel Durand, Abdellah Zinedine, Samir Abbès & Amar Riba

To cite this article: Hayat Khouni, Jalila Ben Salah-Abbès, Tiziri Badji, Ahmed Al-Amiery, Noel Durand, Abdellah Zinedine, Samir Abbès & Amar Riba (19 Feb 2025): Mycotoxins in preharvest, postharvest, and stored wheat grains collected from two climatic regions in Algeria, Food Additives & Contaminants: Part B, DOI: [10.1080/19393210.2025.2463484](https://doi.org/10.1080/19393210.2025.2463484)

To link to this article: <https://doi.org/10.1080/19393210.2025.2463484>



Published online: 19 Feb 2025.



Submit your article to this journal [↗](#)



View related articles [↗](#)



View Crossmark data [↗](#)



Mycotoxins in preharvest, postharvest, and stored wheat grains collected from two climatic regions in Algeria

Hayat Khouni^a, Jalila Ben Salah-Abbès^b, Tiziri Badji^a, Ahmed Al-Amiery^c, Noel Durand^d, Abdellah Zinedine^e, Samir Abbès^b, and Amar Riba^a

^aLaboratoire de Biologie des Systèmes Microbiens (LBSM), Ecole Normale Supérieure de Kouba, Algier, Algeria; ^bLaboratory of Genetic, Biodiversity and Bio-resources Valorisation, University of Monastir, Monastir, Tunisia; ^cAl-Ayen Scientific Research Center, Al-Ayen Iraqi University, AUIQ, Nasiriyah, Iraq; ^dUMR 95 QualiSud, Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement (CIRAD), Université de Montpellier, Avignon Université, Montpellier, France; ^eBIOMARE Laboratory, Applied Microbiology and Biotechnology, Chouaib Doukkali University, El Jadida, Morocco

ABSTRACT

Multi-mycotoxin analysis of 22 mycotoxins in 202 durum wheat samples collected in Algeria from 2019 to 2021 was performed by UHPLCMS/MS. Enniatins were present in 2 out of 45 wheat samples in the 2019 harvest, whereas in the harvest of 2020 37.6% of wheat samples were contaminated by ochratoxin A and/or beauvericin, deoxynivalenol (1076 µg/kg), fumonisin B1, enniatins, and zearalenone (most prevalent in 2020 and 2021 harvest). Mycotoxin contamination increased from 37.6% in 2020 to 55.2% in 2021 harvests. The most frequently observed mycotoxin co-occurrence was the combination of enniatin A1, enniatin B, and enniatin B1 (0.5–126 µg/kg) and DON (1307 µg/kg). AFB1 (0.4–2.6 µg/kg) was found in only one sample collected from the continental region. These results pointed to the necessity of frequent and regular wheat quality controls in order to better evaluate the risk regarding the Algerian population.

ARTICLE HISTORY

Received 15 November 2024
Accepted 3 February 2025

KEYWORDS

Mycotoxins; co-occurrence; UHPLC-MS/MS; wheat; climate change; Algeria

Introduction

Food and feed contamination with mycotoxins is a major public health concern. Humans and animals are exposed to these toxins by consuming contaminated products throughout their lives. The Mediterranean basin, including north of Algeria, is a region that is particularly vulnerable to mycotoxin contamination in many agricultural products, especially wheat and barley, due to the warm and humid climate in the region. These conditions are ideal for fungus growth and mycotoxin production (Tantaoui-Elaraki et al. 2018; Aloui et al. 2023). Cereals, including wheat and barley, are widely consumed in Algeria. Wheat-based bread is the main staple food for the majority of the Algerian people and therefore it is their predominant source of energy compared to other cereal-derived products. For that, several studies on the contamination of grains and derivatives by toxigenic fungi and mycotoxins have been carried out (Riba et al. 2008; Zebiri et al. 2019; Belasli et al. 2023).

Mycotoxins are produced by toxigenic fungi in the field and/or during storage. Mycotoxin levels can vary depending on the season, wheat field location, and storage conditions. Mycotoxins are very stable, even under extreme conditions and thus are nearly impossible to

eliminate from the food chain. Consequently, they cause frequent worldwide losses of crop production, affecting feed and food safety, food security, and international trade (Eskola et al. 2020). Unfortunately, for many African countries, no mycotoxin risk assessment is implemented and regulations or other measures taken against mycotoxin exposure of humans and animals are largely insufficient (Matumba et al. 2017).

Aflatoxins (AFB1, B2, G1, and G2), ochratoxin A (OTA), citrinin, patulin, trichothecenes (mainly deoxynivalenol (DON), T2-toxin (T2), HT2-toxin (HT2), fumonisins (FB1, FB2 and FB3), and zearalenone (ZEN) are the most prevalent mycotoxins in cereal crops (Malachová et al. 2018; Iwase et al. 2023; Atnafu et al. 2024). These mycotoxins are considered to be among the most significant food contaminants in terms of their negative impact on public health. For example, OTA, produced by *Aspergillus* and *Penicillium*, has nephrotoxic effects in humans and animals (Schulz et al. 2018; Badji et al. 2023). Improper storage of food and feed provides conditions for AFs production in crops. Riba et al. (2010) reported that 72% of *A. flavus* strains isolated from Algerian wheat produce AFs, which are highly toxic. The carcinogenicity of AFs has long been associated with the liver. However,

subsequent epidemiological and animal studies demonstrated their carcinogenicity to other organs, including the kidney, the pancreas, the bladder, the bone, the viscera, the central nervous system (Fouad et al. 2019; Benkerroum 2020).

Fusarium genera fungi produce fusarotoxins such as zearalenone (ZEN), which can also contaminate cereals, feed and food worldwide. It was proven that fusarotoxins have been found in different cereals collected from developed and developing countries, including Algeria, Tunisia, and Egypt (Mahdjoubi et al. 2020; Aloui et al. 2023). Fusarotoxins are harmful metabolites causing toxicities to animal and humans and have been shown to cause reproductive disorders and hyper oestrogenic syndrome.

Because of its danger to human and animal health, there is urgent need to understand the magnitude of fungal contamination, to find ways to prevent it and means to remove it from food and feed or at least to reduce it to acceptable levels. In this paper, a multi-mycotoxin survey of durum wheat samples in Algeria from 2019 to 2021 is reported. Twenty two mycotoxins were analysed by UHPLC-MS/MS in 202 durum wheat grain samples collected from two different climatic regions in Algeria. Also the risk of the mycotoxins and probable health risk to consumers associated with contaminated cereals consumption was assessed.

Materials and methods

Study area

For this study, two wheat-producing agricultural regions with various climates were chosen. Together they produce more than 90% of the wheat in Algeria. The first region is

known as the Mediterranean zone (MZ), because it has a Mediterranean climate. This area is the wettest part in Algeria, with annual rainfall varying between 400 and 700 mm/year (Bousri et al. 2022; <https://www.infoclimat.fr/climatologie/annee/2023//60417.html>). It has an altitude ranging from 200 m to 650 m. In this area, the sampling covered the provinces of Annaba, Blida, Bouira, Boumerdes, Medea and Tizi Ouzou, with latitudes and longitudes of (36,78° N, 7,01° E), (36,75 ° N, 3,11 ° E), (36,25° N, 4,25° E), (36,74° N, 3,47°), (36,41° N, 2,75° E) and (36,75° N, 4,06° E), respectively. The second region is a continental zone (CZ), consisting of a semi-arid continental area with hot and dry summer and a cold and wet winter. This area is 100 Km south of the Mediterranean Sea and at an elevation of 1100 m. The yearly rainfall averaged 200 and 500 mm (<https://www.infoclimat.fr/climatologie/annee/2023//60417.html>; Bousri et al. 2022). The provinces chosen were Bordj Bou Arreridj (BBA) (35,88° N, 4,66° E), Constantine (36,33° N, 6,33° E), Laghouat (33,41° N, 3,33° E), M'Sila (35,75° N, 3,83° E), Relizane (35,91° N, 01,83° E), Setif (36,21° N, 4,91° E) and Tiaret (34,77° N, 01,70° E). The Mediterranean zone (MZ) covered Annaba, Blida, Boumerdes, Bouira, Medea and Tizi-Ouzou and is presented in the map (Figure 1) by the numbers 1, 2, 4, 5, 8 and 13, respectively. The continental zone (CZ) including Bordj Bou Arreridj (BBA), Constantine, Laghouat, M'Sila, Relizane, Setif and Tiaret is presented by the numbers 3, 6, 7, 9, 10, 11 and 12, respectively.

Sample collection

A total of 202 wheat grain samples were collected from January 2019 to February 2021, at different stages of



Figure 1. Geographic location of the sampled regions in Algeria. 1: Annaba, 2: Blida, 3: BBA, 4: Boumerdes, 5: Bouira, 6: Constantine, 7: Laghouat, 8: medea, 9: M'Sila, 10: Relizane, 11: Sétif, 12: Tiaret and 13: tizi ousou (adapted from google maps, ; accessed 13 September 2023).

production: 18 samples during the pre-harvest (field), 104 samples 2–3 weeks post-harvest and 80 samples during storage. In 2019 a total of 43 wheat samples (9 from the MZ and 34 from the CZ) were collected from silos after six months of storage. During 2020 a total of 101 samples were collected from MZ (10 samples prior the harvest, 10 samples in postharvest and 22 samples after six months of storage) and from CZ (8 samples prior to harvest, 44 samples postharvest and 7 samples after six months of storage). In 2021 a total of 58 samples were collected from MZ (30 wheat samples post-harvest and 4 wheat samples from storage) and from CZ (20 wheat samples post-harvest and 4 wheat samples during storage). Field sampling was performed at the maturity stage, in July 2020. Each sample consisted of 40–50 ears that were randomly collected from 4 to 5 sampling stations that were 15–20 m apart and stored in sterile paper bags that were adequately sealed (Riba et al. 2010). A sub-sample of 300–400 g was taken through the “trench-type” silo in a transect at three levels (low, middle, and high) and combined to give a sample of about 1 kg per bin (cylindrical bins of corrugated metal). Samples for the postharvest and storage stage (6 months in silos) were provided by the Cooperative of Cereals and Dried Vegetables (CCLS). Prior to multi-mycotoxin analysis, wheat sub-samples were collected and kept at 20°C.

Chemicals and standards

Acetonitrile was purchased from Fischer chemicals (Loughborough, UK), glacial acetic acid (LC grade) was provided by Carlo Erba (Val-de-Reuil, France), acetic acid was purchased from Sigma (St. Louis, MO, USA) and isopropanol (LC-MS/MS grade) was purchased from Biosolve (Dieuze, France). Ultrapure water was obtained from a Milli-Q system from Merck Millipore (Darmstadt, Germany). A roQ QuEChERS (ES EN 15,562) kit was purchased from Phenomenex (Torrance, USA). Standard solutions of 22 mycotoxins including aflatoxins (AFB1, AFB2, AFG1, and AFG2), ochratoxin A (OTA), beauvericin (BEA), four enniatins (ENA, ENA1, ENB, ENB1), zearalenone (ZEN), fusar-enon-X (FUS-X), neosolaniol (NEO), 15-acetyldeoxynivalenol (15-ADON), HT-2 toxin (HT2), T-2 toxin (T2), nivalenol (NIV), deoxynivalenol (DON), 3-acetyldeoxynivalenol (3-ADON), fumonisin B1 (FB1), fumonisin B2 (FB2) and citrinin (CIT) were obtained from R-Biopharm (Saint-Didier- au-Mont-d’Or, France). Working standard solutions were prepared at different concentrations for calibration by dilution of these solutions with mobile phase A (99.5% water and 0.5% acetic acid). A composite standard and Internal Standard (IS)

working solution of all mycotoxins was provided by Libios (Vindry-sur-Turdine, France). Stock and intermediate solutions were stored at – 20°C.

Sample extraction

The QuEChERS (quick, easy, cheap, effective, rugged and safe) method was applied to extract mycotoxins (Moreau and Levi 2014; Pantano et al. 2021; Aloui et al. 2023). All grain samples were divided in two sub-samples, one for mycotoxin analysis and the other for fungal analysis and ground to flour with a fineness of 0.5 mm. Aliquots of 5.0 ± 0.1 g of the sample were weighed in to 50 mL conical polypropylene tubes and 20 mL of the extraction solvent mixture consisting of acetonitrile, ultrapure water and acetic acid at a ratio of (25:74:1 v/v/v) were added and the tubes were agitated for 15 min at 100 rpm with a multi-rotating agitator (Multi-Rotator PTR- 35, Grant-bio; Grant Instruments (Cambridge) Ltd, Royston, UK). Next a roQ QuEChERS ES EN 15,662 kit (4 g MgSO₄, 1 g NaCl, 0.5 g sodium citrate dibasic sesquihydrate, 1 g sodium citrate tribasic dihydrate) was added and the mixture was shaken again for 15 min. After centrifugation at 9000 rpm for 10 min at room temperature, 300 µL of the supernatant was transferred into a 2 mL vial and 1200 µL of ultra- pure water/acetic acid (99.5:0.5 v/v) were added. The solution was filtered using a 0.45 µm PTFE syringe filter and 100 µL of a mixture of IS were added to 400 µL of the filtrate. A total of five IS were used for the 22 analysed mycotoxins: U-(13C17)-AFB1 for AFB1, AFB2, AFG1, and AFG2; U-(13C34)-FB1 for FB1 and FB2; U-(13C20)- OTA for OTA and BEA; U-(13C18)-ZEN for ZEN, ENB, ENB1, ENA, and ENA1 and U-[13C15]-DON for DON (Table 1).

A blank sample fortification procedure was used to determine recoveries. Before the extraction process, five grams of milled wheat samples that had earlier tested negative were spiked with the standards of the 22 analysed mycotoxins solutions in triplicate in order to assess the efficiency of the procedures and the sensitivity of the extraction methods. Calibration curves of standard solutions for each mycotoxin at levels of 0, 0.5, 0.75, 1.0, 1.25, and

Table 1. MS/MS parameters of the internal standards.

Internal standards	Polarity	MRM Q	CE
U-(13C17)-AFB1	+	330.2 > 255.05	–5
U-(13C34)-FB1	+	756.3 > 356.50	–44
U-(13C20)-OTA	+	424.6 > 250.25	–21
U-(13C18)-ZEN	–	331.1 > 185.00	28
U-(13C15)-DON	–	370.8 > 59.00	24

MRM Q: Multiple Reaction Monitoring Quantitative; CE: Collision energy (eV).

1.5 µg/kg were constructed by plotting peak areas versus concentrations. The least detectable quantity of analyte with a signal-to-noise ratio of 3 and 10, respectively, was calculated as the limit of detection (LOD) and the limit of quantitation (LOQ) using spiked blank wheat.

Mycotoxin detection and quantification

Analysis was performed by using a LC-MS/MS 8040 (Shimadzu, Tokyo, Japan), which consists of a UHPLC connected to a mass spectrometer, and quantified by isotopically labelled internal standards, in accordance with the Moreau and Levi (2014) procedure. Data processing was performed with Lab Solutions software v5.91/2017. Reversed-phase UHPLC was used for the chromatographic separation by injecting 50 µl into a Phenomenex Kinetex® 2.6 m C18 100 50 2.1 mm, LC column, maintained at 50°C. Water (99.5%) and acetic acid (0.5%) made up mobile phase A, whereas 99.5% isopropanol and 0.5% acetic acid made up mobile phase B. A mobile phase gradient program was initiated at 90% A (0.01 min), 45% A (1.5 min), 15% A (3.5 min), 20% A (4 min), 98% A (4.01 min) and ending at 98% A (11 min). The flow rate was 0.4 mL/min.

Results and discussion

Method validation

Since the determination coefficients (R^2) were above 0.87 for all calibration curves it could be concluded that linearity felt within the examined range (Table 2).

The LODs and LOQs were respectively between 0.5 and 5 µg/kg and 1.5 and 15 µg/kg. The recovery rates were above 88% for all mycotoxins analysed, which satisfies Regulation No. 401/2006 of the European Commission (2006).

Mycotoxins in Algerian wheat grain samples

The numbers of tested samples, the respective positive rates, as well as the average positives and maxima of different types of mycotoxins are presented in Tables 3–5. The co-occurrence of mycotoxins in positive wheat grain samples collected in two climatic regions of Algeria is shown in Table 6.

In the 2019 samples, enniatins (ENN) were found in two samples (5.9%) of stored wheat grains from the continental zone, with the highest levels of ENA1 ranging from 63.3 to 88.8 µg/kg, followed by ENB from 1.6 to 4 µg/kg and ENB1 from 0.8 to 3 µg/kg.

Of the 2020 samples, 37.6% (38/101) were contaminated with OTA and/or *Fusario*-toxins both in the Mediterranean and the Continental zone. OTA was found in 10 out of 101 wheat samples (9.9%). Among these, 1 post-harvest sample from the continental zone with a level of 3.8 µg/kg exceeded the European limit for cereals of 3 µg/kg destined for human consumption (EC 2023). BEA, DON, FB1, ENNs and ZEN are the most commonly identified *Fusarium* toxins. Enniatins were detected in 27 out of 101 samples, both in the mediterranean and continental zone at different stages of the wheat supply chain (pre-harvest, post-harvest, and storage). ENB was the most frequently found mycotoxin. It was detected in 22.8% of the collected samples

Table 2. Analytical parameters for multi-mycotoxin determination by UHPLC-MS/MS.

Mycotoxins	LOD µg/kg	LOQ µg/kg	MRM Quantitative	MRM Q/CE	Polarity	R2	MRM qualitative	MRM q/CE
AFB1	1.0	3	313.00 > 241.15	−36	+	0.9992	313.00 > 285.05	−26
AFG1	1.0	3	329.00 > 243.10	−29	+	0.9998	329.00 > 200.10	−24
AFB2	1.5	4.5	315.00 > 259.10	−30	+	0.9997	315.00 > 287.10	−21
AFG2	1.5	4.5	331.00 > 189.05	−35	+	0.993	331.00 > 245.10	−35
FB1	1.0	3	722.35 > 334.40	−43	+	0.9996	722.35 > 352.40	−44
FB2	3	9	706.40 > 318.40	−37	+	0.9980	706.40 > 336.40	−44
FUS-X	5	15	355.00 > 175.10	−19	+	0.9967	355.00 > 247.10	−12
OTA	0.5	1.5	404.10 > 239.05	−26	+	0.8750	404.10 > 358.20	−16
ZEN	0.5	1.5	317.10 > 175.00	25	−	0.9733	317.10 > 131.00	30
CIT	0.5	1.5	355.00 > 175.10	−24	+	0.9988	355.00 > 247.10	−24
NEO	5	15	400.20 > 185.10	−22	+	0.9967	400.20 > 215.10	−16
HT2	5	15	447.20 > 345.20	−18	+	0.9967	447.20 > 285.10	−21
T2	5	15	484.00 > 215.10	−19	+	0.9904	484.00 > 305.20	−14
NIV	5	15	371.00 > 281.10	17	−	0.9992	371.00 > 311.20	12
DON	5	15	355.10 > 59.00	35	−	0.9506	355.10 > 265.00	35
3-ADON	5	15	397.20 > 59.00	25	−	0.9901	397.20 > 307.10	16
15-ADON	5	15	338.90 > 137.10	−19	+	0.9900	338.90 > 297.20	−14
BEA	0.5	1.5	784.40 > 244.20	−35	+	0.9935	784.40 > 262.10	−35
ENA	3	9	682.50 > 210.00	−25	+	0.9874	682.50 > 228.00	−39
ENA1	2	6	668.50 > 100.10	−30	+	0.9928	668.50 > 210.00	−12
ENB	0.5	1.5	640.40 > 196.00	−24	+	0.9921	640.40 > 520.60	−40
ENB1	2	6	654.50 > 196.00	−25	+	0.9975	654.50 > 57.10	−36

Table 3. Mycotoxin levels ($\mu\text{g/kg}$) in collected wheat grain samples from the 2019 harvest.

Samples source	Climatic zone	Total samples	positive samples (frequency%)			Positive/total samples (Frequency %)
			ENA1	ENB	ENB1	
Storage	MZ	09	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	2/34 (5.9)
Mean	CZ	34	2 (5.9)	2 (5.9)	2 (5.9)	
Min-max*			76	2.8	2	
			63–88.8	1.6–4	0.8–3	

*of positive samples.

Table 4. Mycotoxin levels ($\mu\text{g/kg}$) in wheat grains produced in different regions in Algeria from the 2020 harvest.

Sample source	Climatic zone	n	Positive samples (frequency %), mean and min-max*								Positives/total (frequency%)
			BEA	DON	ENA1	ENB	ENB1	FB1	OTA	ZEN	
Pre-harvest	MZ	10	4 (40)	$\leq$ LOD	4 (40)	5 (50)	4 (40)	$\leq$ LOD	1 (10)	$\leq$ LOD	6/10 (60)
Mean			2.5		6.3	13	10.7		1.4		
Min-max			2.9–7		0.2–25	0.1–66	0.6–42				
Post-harvest	CZ	08	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	2 (25)	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	2/8 (25)
Mean						0.1					
Post-harvest	MZ	10	3 (30)	3 (30)	1 (10)	3 (30)	4 (40)	3 (30)	2 (20)	$\leq$ LOD	7/10 (70)
Mean				147.3	3.6	27.9	2.9	0.3	1.8		
Min-max			0.4–2	15–426.6		4.4–79.4	0.8–10.8	0.4–0.6	1.6–2		
Post-harvest	CZ	44	4 (9)	1 (2)	1 (2)	3 (6.8)	$\leq$ LOD	3 (6.8)	2 (4.5)	$\leq$ LOD	8/44 (18)
Mean			1	334.6	2.2	31.4		1.5	2.6		
Min-max			0.4–3.8			10.8–83.4		0.4–2.6	1.4–3.8		
Storage	MZ	22	6 (27.3)	4 (18)	7 (31.8)	8 (36)	8 (36)	2 (9.1)	2 (9.1)	1	13/22 (59)
Mean			0.8	274	1.51	24.4	5.05	0.2	1.3	13	
Min-max			0.2–4.6	20–1076	0.6–10	2.4–192.8	1–38.8		1–1.6		
Storage	CZ	7	2 (28.6)	1 (14)	1 (14)	2 (28.6)	2 (28.6)	$\leq$ LOD	3 (42.9)	$\leq$ LOD	5/7 (71)
Mean			0.7	127.8	8	15.6	5.8		1.3		
Min-max			0.2–1			0.8–30.4	0.2–11		0.8–1.8		

*of positive samples.

Table 5. Mycotoxin levels ($\mu\text{g/kg}$) in wheat grains produced in different regions in Algeria from the 2021 harvest.

Samples source	Climatic zone	n	Positive samples (frequency%), mean and min-max*								Positives/total (frequency%)
			AFB1	BEA	DON	ENA1	ENB	ENB1	FB1	OTA	
Post-harvest	MZ	30	$\leq$ LOD	9 (30)	3 (10)	1 (3)	6 (20)	3 (10)	3 (10)	7 (23)	15/30 (50)
Mean				0.2	224	2	21	5.3	0.2	0.4	
Min-max				0.4–1	13.6–658.8		2.4–126	0.5–15		0.6–2.4	
Post-harvest	CZ	20	1 (5)	6 (30)	2 (10)	2 (10)	4 (20)	2 (10)	4 (20)	10 (50)	12/20 (60)
Mean			1.2	0.4	712.6	10.3	5.6	8.8	0.3	0.3	
Min-max				0.2–2	117.8–1307	4–16.6	0.6–21.8	8.6–9	0.4–0.8	0.8–1.8	
Storage	MZ	4	$\leq$ LOD	1 (25)	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	4 (100)	2 (50)	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	4/4 (100)
Mean				1.5			0.3	0.6			
Min-max							0.2–1	0.3–0.5			
Storage	CZ	4	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	1 (25)	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	$\leq$ LOD	1/4 (25)
Min-max							0.3				

*of positive samples.

at levels ranging between 0.1 and 192.8 $\mu\text{g/kg}$. Regarding ENB1, 17.8% of the samples were contaminated, at levels ranging from 0.2 to 42.7 $\mu\text{g/kg}$, whereas ENA1 was present in 13.9% of the samples at levels that ranged from 0.2 to 25 $\mu\text{g/kg}$. These findings are similar to those of Aloui et al. (2023), who demonstrated contamination of the Tunisian wheat samples collected from two climatic regions by the same types of mycotoxins.

In parallel, BEA was detected in 19% (19/101) of the collected wheat samples. On the other hand, none of the pre-harvest analysed samples were contaminated by DON and FB1, but 9 samples out of 101 (8.9%) of

post-harvest and storage wheat samples were contaminated. The highest level of DON was 1076 $\mu\text{g/kg}$ in stored wheat samples collected from the Mediterranean zone. From the same zone, only 1 sample was contaminated by ZEN with a level of 13 $\mu\text{g/kg}$.

From the samples of the 2021 harvest, 55.2% (32/58) were contaminated by 1–6 mycotoxins. Ochratoxin A contamination occurred in 29.3% (17/58) of the investigated samples with a mean level of 2.4 $\mu\text{g/kg}$. Among the post-harvest samples, AFB1 (1.2 $\mu\text{g/kg}$) was found in 1 sample from the continental zone. The contamination frequency of ENNs in wheat samples was

Table 6. Co-occurrence of mycotoxins in positive wheat grain samples collected in two climatic regions of Algeria.

Year	Stage of the wheat supply chain	Region	n	Contamination with 1 mycotoxin (frequency of positives %)		Multi-mycotoxin occurrence (positive samples; frequency %)						
				Contamination with 1 mycotoxin (frequency of positives %)	Contamination with 2 mycotoxins	Contamination with 3 mycotoxins	Contamination with 4 mycotoxins	Contamination with 5 mycotoxins	Contamination with 7 mycotoxins	Total		
2019	Storage	MZ	09	0	0	0	0	0	0	0		
		CZ	34	0	0	ENB1+ENB+ENB1 (2/5.9)	0	0	0	0		
2020	Pre-harvest	MZ	10	(2/20)	0	0	BEA+ENA1+ENB+ENB1 (4/40)	0	0	0		
		CZ	08	(2/25)	0	0	0	0	0	0		
	Post-harvest	MZ	10	(2/20)	BEA+OTA (1/10)	BEA+DON+FB1 (1/10)	0	0	BEA+DON+ENA1+ENB	0		
		CZ	44	(4/9.1)	ENB+ENB1 (1/2.8)	BON+ENB+ENB1 (1/2.8)	BEA+ENA1+ENB+ENB1 (1/2.8)	0	ENB1+FB1+OTA (3/30)	0		
	Storage	MZ	22	(5/22.7)	ENB+ENB1 (1/4.5)	ENA1+ENB1+FB1 (2/9.1)	BEA+ENA1+ENB+ENB1 (1/9.1)	BEA+DON+ENA1	0	0		
		CZ	7	(2/28.6)	0	0	BEA+ENB+ENB1+OTA (2/28.6)	DON+ENA1+ENB	0	0		
2021	Post-harvest	MZ	30	(6/20)	0	0	BEA+DON+FB1+OTA (2/6.7)	BEA+DON+ENB+ENB1+OTA (4/14.9)	BEA+DON+ENA1+ENB	0		
		CZ	20	(3/15)	0	BEA+FB1+OTA (2/10)	BEA+DON+FB1+OTA (5/25)	BEA+DON+ENA1	0	0		
	Storage	MZ	4	(1/25)	0	BEA+ENB+ENB1 (3/7.5)	0	0	ENB1+FB1+OTA (1/5)	0		
		CZ	4	(1/25)	0	0	0	0	0	0		

relatively high: 25.9% (15/58). The highest level of ENB was 126.2 µg/kg in wheat samples collected from different stages of the wheat chain supply. Regarding ENB1, 12.1% of the samples was contaminated, with levels from 0.3 to 15.4 µg/kg. ENA1 was found in 5.2% of the samples collected in post-harvest wheat grain, with levels from 2.2 to 16.6 µg/kg. BEA was found with a high frequency of 27.6% (16/58), the average levels of positive samples being 2 µg/kg. DON was found with a prevalence of 8.6% (5/58) with a highest level of 1307 µg/kg).

Discussion

This study was carried out to obtain surveillance data to support initiatives to assure safe foods, protect consumer health and to estimate the daily exposure of the Algerian population consuming wheats and their by-products. Occurrence of mycotoxins in Algerian wheat samples was also investigated by some other studies. According to Riba et al. (2008), 40% of the wheat was contaminated with OTA during harvest and storage, collected from two different regions with different climates (mediterranean and sub-arid). The obtained levels ranged from 0.2 to 41.6 µg/kg with high frequency in the region with hot summer climate. Zebiri et al. (2018) demonstrated that OTA contamination was found with a high frequency of 69.2% (27/39) in Algerian wheat grains samples at levels ranging from 0.2 to 27.3 µg/kg. Moreover, 13 samples (48.1%) exceeded the maximum limit of 5 µg/kg in raw cereal grains as set by the European Commission (2023). In parallel, 92.9% (39/42 samples) of derived products were contaminated with OTA, as it was found both in semolina and flour at levels ranging from 0.17 to 25.31 µg/kg.

The results of the present study showed that only one sample was contaminated with AFB1. Riba et al. (2010) found AFB1 in 56.6% of the wheat samples and its derived products, with contamination levels ranging from 0.1 to 37.4 µg/kg. Several other authors reported that aflatoxigenic fungi such as *Aspergillus flavus* can produce AFB1 in storage as well as in the field (Joubrane et al. 2011; Mato et al. 2024).

According to Djaaboub et al. (2020) DON contamination in wheat ranged from 40 µg/kg to 5000 µg/kg for soft wheat and from 120 to 15,000 µg/kg for durum wheat. They demonstrated that 62.5% of *F. graminearum* isolates tested produced an average of 25 to 200 mg DON/ml. In a recent study of Wang et al. (2024) DON was found in 100.0% (17/17) of wheat and in 95.3%

(141/148) of wheat flour, with average levels of 199 µg/kg and 15.4 µg/kg, respectively.

Belasli et al. (2023) analysed 71 cereal-based products, comprising of couscous ($n=27$), rechta noodles ($n=26$) and Algerian metlou bread ($n=18$), which were randomly purchased from different markets, hypermarkets and food retailers in eleven administrative territories in Algeria. They found AFs in 47.9%, OTA in 16.9% and DON in 85.9% of the samples, while zearalenone was not detected in any sample.

Mahdjoubi et al. (2020) investigated other Algerian cereals grain and their derived products (barley, maize, rice and wheat) and reported levels for enniatins which were much higher than in the present study. ENNs were found in 80% of barley (116,000 µg/kg for ENA1, 27000 µg/kg for ENB, and 31,000 µg/kg for ENB1), in 66.6% of corn (29,000 µg/kg for ENA1, 17000 µg/kg for ENB1 and in 100% of sorghum (370,000 µg/kg for ENA1, 72000 µg/kg for ENB1) samples. In a recent study Aloui et al. (2023) reported similar results for enniatins, since all 136 Tunisian durum wheat samples collected from continental and coastal regions were contaminated with 60.9% of enniatins at different stages of the wheat supply chain. ENB was most frequently found (54.3% of the collected samples) at levels ranging between 30 and 7684 µg/kg, followed by ENB1 (39.1%; 48–1208 µg/kg) and ENA1 (13%; 42–1410 µg/kg), so also much higher levels than those found in the present study.

Mycotoxins in pre-harvest wheat

At this stage of the wheat supply chain, samples were collected from mediterranean and continental zone only in 2020. Four samples (40%) were contaminated with BEA, ENA1 and ENB1, with ranges of 2.9–7 µg/kg, 0.2–25 µg/kg and 0.6–42.1 µg/kg, respectively. Whereas ENB was founded in five wheat samples (50%) collected from the Mediterranean zone and in two wheat samples (25%) collected from the continental zone, with ranges of 0.1–66 µg/kg and 0.1 µg/kg, respectively. OTA was found in only one wheat sample at a level of 1.4 µg/kg.

In the same year, Aloui et al. (2023) found higher levels of enniatins in Tunisian wheat collected from the field, while all samples were contaminated with at least one mycotoxin. ENB was found in all collected soft and durum wheat samples (30–7684 µg/kg, with a mean of 1301.3 µg/kg), whereas ENB1 was found in 50% of the collected samples (132.4–1208.4 µg/kg, with a mean of 550.4 µg/kg) and ENA1 in only two wheat samples samples with the lowest levels (100–280 µg/kg, with a mean of 190 µg/kg).

In Romania Stanciu et al. (2017) collected 97 wheat samples from the harvest of 2014 and 2015. The highest mean value of ENB (147.1 $\mu\text{g/kg}$) was found in the 2015 harvest, whereas ENA1 and ENB1 were found 2014 harvest samples, with levels of 55.5 $\mu\text{g/kg}$ and 108 $\mu\text{g/kg}$, respectively. In France, Orlando (2019) demonstrated that enniatins were common in wheat samples collected from the field. They found levels higher than in the present study. In soft wheat the mycotoxin levels ranged from 47 to 142 $\mu\text{g/kg}$ and in durum wheat from 55 to 596 $\mu\text{g/kg}$. They also reported that in the field *F. tricinatum* was the leading enniatin producer on durum wheat (29% to 45%) and *F. avenaceum* produced large amounts of enniatins in durum (13% to 17%) and soft (1% to 18%) wheat.

Mycotoxins in stored wheat

The present study did not show mycotoxins in the mediterranean region in stored wheat samples

collected in 2019. However, enniatins contamination was found in two samples (5.9%) of stored wheat grains from the continental zone. The highest mycotoxin level was found for ENA1, with a level from 63.3 to 88.8 $\mu\text{g/kg}$, followed by ENB with 1.6 to 4 $\mu\text{g/kg}$ and ENB1 with 0.8 to 3.2 $\mu\text{g/kg}$. In 2020 the analysed stored samples were confirming the presence of almost all studied mycotoxins: BEA, DON, ENA1, ENB, ENB1 and OTA.

Multi-mycotoxins occurrence

Co-occurrence of mycotoxins has already been described in wheat and other foods. It can affect both the level of mycotoxin production and the toxicity of the contaminated grains resulting in additive and synergistic effects. It seems that not simply single mycotoxin occurrence is encountered in the collected wheat samples during 2019, 2020 and 2021, as shown in Table 6. Several surveys reported the natural co-occurrence of mycotoxins in cereals grains which is explained by the fact that several fungi can contaminate cereals and some

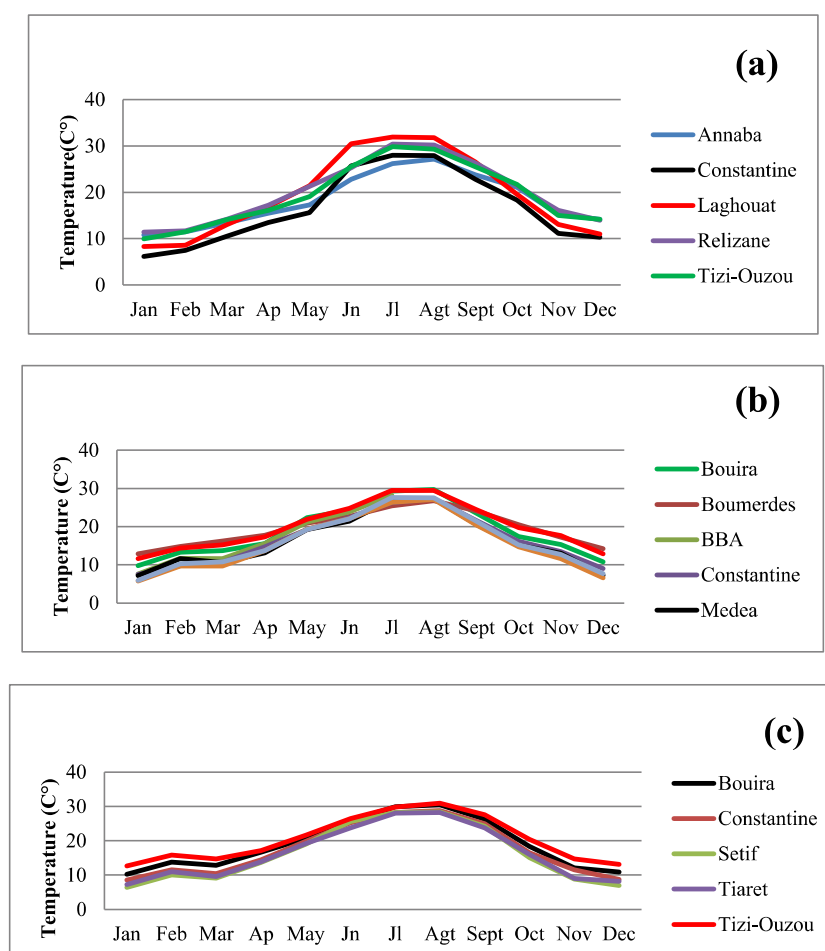


Figure 2. Monthly mean temperature ($^{\circ}\text{C}$) in (a) 2019, (b) 2020, (c) 2021 as obtained from the InfoClimat website (2023).

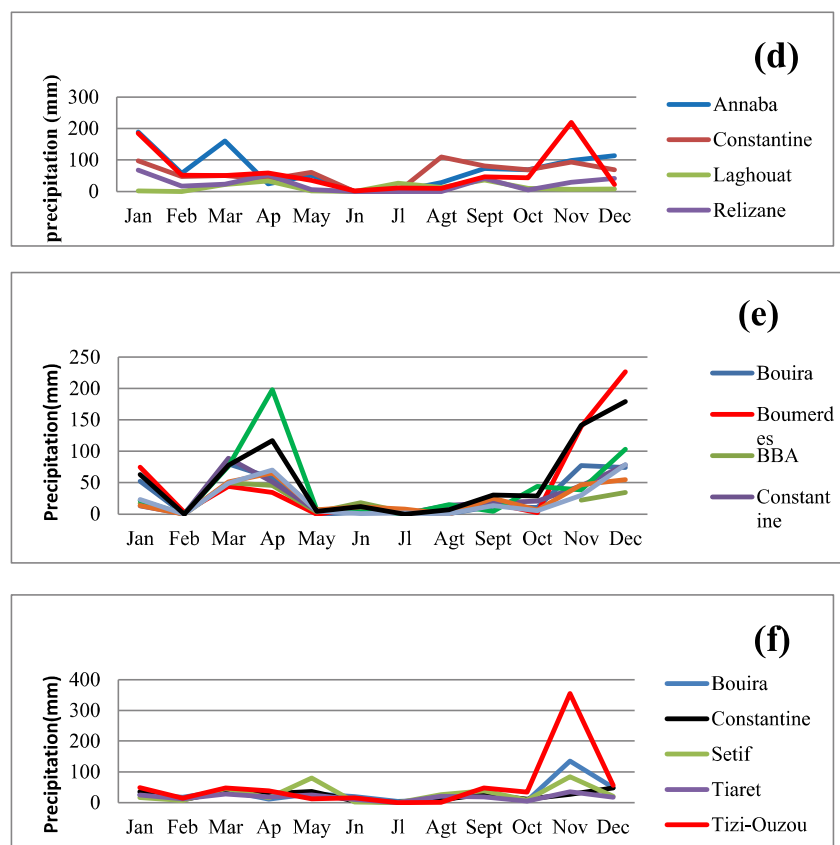


Figure 3. Monthly rainfall levels (mm) during (d) 2019, (e) 2020 and (f) 2021 as obtained from the InfoClimat website (2023).

toxigenic fungi can produce several mycotoxins such as species belonging to *Aspergillus* and *Fusarium* genera. Smith et al. (2016) and Juraev et al. (2023) concluded that high-yielding and good-quality of wheat grain is directly related with climatic conditions, because short-growing periods depended on the annual precipitation, air, temperature and relative humidity. In Algeria, where cereal growing is mainly rain-fed, the amount and the distribution of rainfall was satisfactory at the start of the season, which facilitated sowing and favoured the initial development of crops. However, during the rest of the season, rainfall was erratic and insufficient in land areas, hampering crop development and leading to widespread drought in the western parts of the sub-region. Rainfall in areas close to the coast was better distributed over time and their fluctuation in non-suitable time can improve the fungal colonisation (FAO, 2023).

Mycotoxins and climatic parameters

In the present study, several mycotoxins were found in wheat grain samples collected at different stages. The climatic data such as temperature (Figure 2) and precipitation (Figure 3) recorded in Algeria during 2019 to

2021 appear to be favourable for fungal growth and mycotoxin production. In the Mediterranean zone, high humidity (400–700 mm/year) and moderate temperatures create favourable conditions for *Fusarium* species, leading to high levels of DON and ENNs. However, in the Coastal zone, lower humidity and variable temperatures were associated with lower OTA levels, especially in storage. As reported by Alkadri et al. (2014), the climatic differences play an important role in the diversity of mycotoxins in wheat grains.

The actual climatic change in many regions of the world is in favour of an increase in levels of mycotoxins. They might even exceed 60% according to Eskola et al. (2020). Zearalenone, fumonisins, deoxynivalenol, ochratoxin A, T-2 toxin, aflatoxins and enniatins are most commonly detected mycotoxins as cereal contaminants, including food and feed (Aloui et al. 2023; Ben Hassouna et al. 2023; Awuchi et al. 2021; Iwase et al. 2023). Exposure of staple food for mycotoxin contamination is greatly influenced by climate change. It can influence easily pre and post-harvest and storage conditions such as water activity, temperature, relative humidity and impact of fungal colonisation and thus mycotoxin production (Kos et al. 2023).

Conclusion

The majority of collected data shows that wheat samples are mostly contaminated by AFB1, OTA, ENNs, FB and ZEN. This study on mycotoxin exposure evaluation contributes to risk assessment and management, as well as to the establishment of legislation for monitoring and control of mycotoxins in the food chain. The establishment of preventive strategies for mycotoxin contamination can mitigate health risks, when the action plan includes good agricultural and storage practices, the regulation of maximum levels, contamination control and exposure assessment. Good hygienic practices and reduction of cereal storage periods may in the future reduce contamination. In addition to regulations scientists need working more and more on mycotoxin detoxification methods. Strict legislation and serious risk assessment regarding the daily intake of current and emerging mycotoxins should be implemented to preserve consumer's health.

Acknowledgments

This work has been supported by the Laboratoire de Biologie des Systèmes Microbiens (LBSM), Ecole Normale Supérieure de Kouba, Algiers, Algeria. The authors are also most grateful to the Algerian and Tunisian Ministry of Higher Education and Scientific Research and to CIRAD (Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement), Montpellier (France) for their financial support.

Disclosure statement

No potential conflict of interest was reported by the author(s).

Funding

This research work was funded by PHC-Maghreb Fund Project under grant no [09MAG20].

ORCID

Jalila Ben Salah-Abbès  <http://orcid.org/0009-0004-7857-3965>

Samir Abbès  <http://orcid.org/0000-0002-8466-5063>

References

- Alkadri D, Rubert J, Prodi A, Pisi A, Manes J, Soler C. 2014. Natural co-occurrence of mycotoxins in wheat grains from Italy and Syria. *Food Chem.* 157:111–118. doi: [10.1016/j.foodchem.2014.01.052](https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.01.052).
- Aloui A, Salah-Abbès J B, Zinedine A, Meile JC, Riba A, Durand N, Montet D, Abbès S, Brabet C. 2023. Occurrence of pre- and postharvest multi-mycotoxins in durum wheat grains collected in 2020 and 2021 in two climatic regions of Tunisia. *Food Addit Contam Part B.* 16(3):274–287. doi: [10.1080/19393210.2023.2219996](https://doi.org/10.1080/19393210.2023.2219996).
- Atnafu B, Amare A, Garbaba CA, Lemessa F, Migheli Q, Sulyok M, Chala A. 2024. Co-occurrence of mycotoxins in stored maize from southern and southwestern Ethiopia. *Food Addit Contam Part B.* 17(3):261–274. doi: [10.1080/19393210.2024.2372426](https://doi.org/10.1080/19393210.2024.2372426).
- Awuchi CG, Nyakundi OE, Ogbonna CU, Upadhyay AK, Baran K, Okpala COR, Korzeniowska M, Guiné Raquel PF. 2021. Mycotoxins Affecting Animals, Foods, Humans, and Plants: Types, Occurrence, Toxicities, Action Mechanisms, Prevention, and Detoxification Strategies—A Revisit. *Foods.* 10(6):1279. doi: [10.3390/foods10061279](https://doi.org/10.3390/foods10061279).
- Badji T, Durand N, Bendali F, Piro-Metayer I, Zinedine A, Ben Salah-Abbès J, Abbès S, Montet D, Riba A, Brabet C. 2023. April. In vitro detoxification of aflatoxin B1 and ochratoxin a by lactic acid bacteria isolated from Algerian fermented foods. *Biol Control.* 179:105181.
- Belasli A, Herrera M, Ariño A, Djenane D. 2023. Occurrence and exposure assessment of major mycotoxins in foodstuffs from Algeria. *Toxins.* 15(7):449. doi: [10.3390/toxins15070449](https://doi.org/10.3390/toxins15070449).
- Ben Hassouna K, Hamed AM, Salah-Abbès J B, Chaieb K, Abbès S, García-Campaña AM, Gámiz-Gracia L. 2023. Mycotoxin occurrence in milk and durum wheat samples from Tunisia using dispersive liquid–liquid microextraction and liquid chromatography with fluorescence detection. *Toxins (Basel).* 15(11):633. doi: [10.3390/toxins15110633](https://doi.org/10.3390/toxins15110633).
- Benkerroum N. 2020. Chronic and acute toxicities of aflatoxins: mechanisms of action. *Int J Environ Res Public Health.* 17(2):423. doi: [10.3390/ijerph17020423](https://doi.org/10.3390/ijerph17020423).
- Bousri I, Boucetta A, Sahabi-Abad S. 2022. Régionalisation des normales annuelles des températures en Algérie par la méthode K-means. *JAMA.* 6:40–46.
- Djaaboub S, Moussaoui A, Meddah B, Gouri S. 2020. Prevalence of Mycoflora and fusarium graminearum chemotype DON in wheat in Bechar Province of South-western Algeria. *Acta Phytopathologica et Entomologica Hung.* 55(1):11–26. doi: [10.1556/038.55.2020.002](https://doi.org/10.1556/038.55.2020.002).
- Eskola M, Kos G, Elliott CT, Hajšlová J, Mayar S, Krska R. 2020. Worldwide contamination of food-crops with mycotoxins: validity of the widely cited 'FAO estimate' of 25%. *Crit Rev Food Sci Nutr.* 60(16):2773–2789. doi: [10.1080/10408398.2019.1658570](https://doi.org/10.1080/10408398.2019.1658570).
- European Commission. 2006. Commission Regulation 2006/401/EC of 23 February 2006 laying down the methods of sampling and analysis for the official control of the levels of mycotoxins in foodstuffs. *OJ L* 70/12–34, 9.3.2006.
- European Commission. 2023. Commission Regulation (EU) 2023/915 of 25 April 2023 on maximum levels for certain contaminants in food and repealing Regulation (EC) No 1881/2006. *OJ L* 119/103–157, 5.5.2023.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). 2023. Crop prospects and food situation. Quarterly global report. Rome, Italy No. 2, July. ISBN 978-92-5-137991-2.

- Fouad AM, Ruan D, El-Senousey HK, Chen W, Jiang S, Zheng C. 2019. Harmful effects and control strategies of aflatoxin B 1 produced by *aspergillus flavus* and *aspergillus parasiticus* strains on poultry: review. *Toxins*. 1(3):1–21. doi: [10.3390/toxins11030176](https://doi.org/10.3390/toxins11030176).
- Iwase CHT, Piacentini KC, Silva NCC, Paula Rebellato A, Rocha LO. 2023. Deoxynivalenol and zearalenone in Brazilian barley destined for brewing. *Food Addit Contam Part B*. 16(2):86–92. doi: [10.1080/19393210.2022.2151046](https://doi.org/10.1080/19393210.2022.2151046).
- Joubrane K, El Khoury A, Lteif R, Rizk T, Kallassy M, Hilan C, Maroun R. 2011. Occurrence of aflatoxin B1 and ochratoxin a in Lebanese cultivated wheat. *Mycotoxin Res*. 27(4):249–257. doi: [10.1007/s12550-011-0101-z](https://doi.org/10.1007/s12550-011-0101-z).
- Juraev D, Amanov O, Sh D, Boysunov N, Turaeva S, Mamadjanova N, Raimova D. 2023. Winter wheat assessment for growth, grain yield, and quality parameters under diverse soil and climatic conditions. *SABRAO J Breed Genet*. 55(4):1193–1204. doi: [10.54910/sabrao2023.55.4.15](https://doi.org/10.54910/sabrao2023.55.4.15).
- Kos J, Anić M, Radić B, Zadavec M, Janić Hajnal E, Pleadin J. 2023. Climate change—A global threat resulting in increasing mycotoxin occurrence. *Foods*. 12(14):2704. doi: [10.3390/foods12142704](https://doi.org/10.3390/foods12142704).
- Mahdjoubi CK, Arroyo-Manzanares N, Hamini-Kadar N, García-Campaña AM, Mebrouk K, Gámiz-Gracia L. 2020. Multi-mycotoxin occurrence and exposure assessment approach in foodstuffs from Algeria. *Toxins (Basel)*. 12(3):194. doi: [10.3390/toxins12030194](https://doi.org/10.3390/toxins12030194).
- Malachová A, Stránská M, Václavíková M, Elliott CT, Black C, Meneely J, Hajšlová J, Ezekiel CN, Schuhmacher R, Krška R. 2018. Advanced LC-MS-based methods to study the co-occurrence and metabolism of multiple mycotoxins in cereals and cereal-based food. *Anal Bioanal Chem*. 410(3):801–825. doi: [10.1007/s00216-017-0750-7](https://doi.org/10.1007/s00216-017-0750-7).
- Mato L, Damani Z, Spahiu J, Halimi E, Seiti B, Topi D. 2024. High prevalence of mycotoxigenic fungi and aflatoxin B 1 contamination in corn and wheat grains grown to Albania: implications for food safety. *J Food Qual Hazards Control*. 11:59–68. doi: [10.18502/jfqc.11.1.14996](https://doi.org/10.18502/jfqc.11.1.14996).
- Matumba L, Poucke CV, Ediage EN, De Saeger S. 2017. Keeping mycotoxins away from the food: Does the existence of regulations have any impact in Africa. *Crit Rev Food Sci Nutr*. 57(8):1584–1592. doi: [10.1080/10408398.2014.993021](https://doi.org/10.1080/10408398.2014.993021).
- Moreau S, Levi M. 2014. Highly sensitive and rapid simultaneous method for 45 mycotoxins in baby food samples by HPLC-MS/MS using fast polarity switching. Shimadzu application note ASMS 2014 MP 345. https://www.shimadzu.com/an/sites/shimadzu.com/an/files/pim/pim_document_file/applications/posters/12239/ego114068.pdf.
- Orlando B, Grignon G, Vitry C, Kashefifard K, Valade R. 2019. *Fusarium* species and enniatin mycotoxins in wheat, durum wheat, triticale and barley harvested in France. *Mycotoxin Res*. 35(4):369–380. doi: [10.1007/s12550-019-00363-x](https://doi.org/10.1007/s12550-019-00363-x).
- Pantano L, La Scala L, Olibrio F, Galluzzo FG, Bongiorno C, Buscemi MD, Macaluso A, Vella A. 2021. QuEChERS LC-MS/MS screening method for mycotoxin detection in cereal products and spices. *Int J Environ Res Public Health*. 18(7):3774. doi: [10.3390/ijerph18073774](https://doi.org/10.3390/ijerph18073774).
- 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 Chem Toxicol*. 48(10):2772–2777. doi: [10.1016/j.fct.2010.07.005](https://doi.org/10.1016/j.fct.2010.07.005).
- Riba A, Mokrane S, Mathieu F, Lebrihi A, Sabaou N. 2008. Mycoflora and ochratoxin A producing strains of *aspergillus* in Algerian wheat. *Int J Food Microbiol*. 122(1–2):85–92. doi: [10.1016/j.ijfoodmicro.2007.11.057](https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2007.11.057).
- Schulz M, Schumann L, Rottkord U, Humpf H, Gekle M, Schwerdt G. 2018. Synergistic action of the nephrotoxic mycotoxins ochratoxin A and citrinin at nanomolar concentrations in human proximal tubule-derived cells. *Toxicol Lett*. 291:149–157. doi: [10.1016/j.toxlet.2018.04.014](https://doi.org/10.1016/j.toxlet.2018.04.014).
- Smith MC, Madec S, Coton E, Hymery N. 2016. Natural Co-occurrence of mycotoxins in foods and feeds and their in vitro combined toxicological effects. *Toxins*. 8(4):94. doi: [10.3390/toxins8040094](https://doi.org/10.3390/toxins8040094).
- Stanciu O, Juan C, Miere D, Dumitrescu A, Bodoki E, Loghin F, Mañes J. 2017. Climatic conditions influence emerging mycotoxin presence in wheat grown in Romania – a 2-year survey. *Crop Protect*. 100:124–133. doi: [10.1016/j.cropro.2017.06.014](https://doi.org/10.1016/j.cropro.2017.06.014).
- Tantaoui-Elaraki A, Riba A, Oueslati S, Zinedine A. 2018. Toxicogenic fungi and mycotoxin occurrence and prevention in food and feed in northern Africa – a review. *World Mycotoxin J*. 11(3):385–400. doi: [10.3920/WMJ2017.2290](https://doi.org/10.3920/WMJ2017.2290).
- Wang P, Wang H, Wang X, Li Y, Sun J, Wang X, Zhang G. 2024. Mycotoxins in grains (products), Gansu province, China and risk assessment. *Food Addit Contam Part B*. 17(2):1–9. doi: [10.1080/19393210.2023.2300652](https://doi.org/10.1080/19393210.2023.2300652).
- Zebiri S, Mokrane S, Verheecke-Vaessen C, Choque E, Reghioui H, Sabaou N, Mathieu F, Riba A. 2018. Occurrence of ochratoxin A in Algerian wheat and its milling derivatives. *Toxin Rev*. 38(3):206–211. doi: [10.1080/15569543.2018.1438472](https://doi.org/10.1080/15569543.2018.1438472).
- Zebiri S, Mokrane S, Verheecke-Vaessen C, Choque E, Reghioui H, Sabaou N, Mathieu F, Riba A. 2019. Occurrence of ochratoxin A in Algerian wheat and its milling derivatives. *Toxin Rev*. 38(3)

Résumé

Les mycotoxines sont des composés naturellement toxiques, considérées comme une préoccupation internationale en matière de sécurité sanitaire et alimentaire. Les céréales sont les denrées alimentaires les plus fréquemment contaminées. En Algérie, le blé est la céréale la plus cultivée, il constitue, avec ses dérivés, l'épine dorsale du système alimentaire algérien. Ce pays se caractérise par un climat chaud et humide qui offre des conditions favorables à la croissance et la multiplication des champignons toxinogènes. Ce travail avait pour principal objectif l'évaluation des niveaux de contamination de blé de production locale collecté dans deux zones climatiques différentes (zone humide littorale – ZHL et zone semi-aride – ZSA) par les champignons et leurs mycotoxines durant ces dernières années (2019-2022), ainsi, évaluer l'impact que peut avoir des variations climatiques notamment l'humidité et la température sur cette contamination. Dans cette étude un total de 284 échantillons ont été analysés, l'analyse de la flore fongique totale a été effectuée sur milieu DRBC (n=241) et l'identification sur milieu PDA et milieu SNA nous a permis d'identifier les genres *Aspergillus*, *Penicillium* et *Fusarium*. L'étude de la prévalence des mycotoxines dans la filière blé (n=202) a été réalisée par une analyse multi-mycotoxines par UHPLC-MS/MS. Le taux de contamination fongique varie de 33,2 à 95,7% avec une moyenne de 66%. Les taux de contamination les plus élevés (76,1 à 95,7%) sont enregistrés dans la récolte de 2022. Le genre *Aspergillus* a présenté une fréquence moyenne de 14,7 %, prédominant en 2020 (33,2 % dans le blé stocké). Le genre *Fusarium* a été le genre le plus fréquent (30,4 % en moyenne), avec une forte prévalence en 2021 (jusqu'à 62 %). Le genre *Penicillium* était isolé à des fréquences de 11,6 ; 15,3 et 2,6% (9,8%). Ce genre représente environ 10% de la flore fongique durant les deux campagnes 2020 et 2021, alors qu'il a été détecté à un taux beaucoup plus faible, soit 1,8%, en 2022. De plus, l'analyse multi-mycotoxines par UHPLC-MS/MS a montré que 35,6 % des échantillons étaient contaminés par une à huit mycotoxines, principalement : AFB1, BEA, DON, ENs (ENA1, ENB, ENB1), FB1 et OTA. Globalement, la prévalence des mycotoxines a varié selon les années, En 2019, seules les ENs ont été détectées dans 5,9 % des échantillons stockés de la ZSA. En 2020, 37,6% des échantillons étaient contaminés, dominés par les ENs (22,8 %), suivies de la BEA (19 %), de l'OTA (9,9 %) et du DON (8,9 %), avec des concentrations allant jusqu'à 1076 µg/kg. En 2021, la contamination a atteint 55 %, marquée par la présence d'OTA (29 %), d'ENs (25,9 %), de BEA (16 %) et de DON (8,6 %), avec un cas d'AFB1 (1,2 µg/kg) dans la ZSA. Ces résultats révèlent une forte variabilité interannuelle et régionale de la contamination fongique et mycotoxinique du blé dur en Algérie. Les conditions climatiques (humidité, température) et le mode de conservation influencent nettement la prolifération des champignons et la biosynthèse des mycotoxines, en particulier dans la zone humide, plus vulnérables au développement des espèces toxinogènes comme *Aspergillus* et *Fusarium*.

Mots clés : blé, champignons toxinogènes, mycotoxines, UHPLC-MS/MS, variations climatiques, Algérie.

Abstract

Mycotoxins are naturally occurring toxic compounds considered a major global concern for food and feed safety. Cereals are among the most frequently contaminated food commodities. In Algeria, wheat is the most widely cultivated cereal and, together with its derivatives, forms the backbone of the national food system. The country's warm and humid climate provides suitable conditions for the growth and proliferation of toxigenic fungi. The main objective of this study was to assess the contamination levels of locally produced wheat collected from two different climatic zones (humid coastal zone – HCZ and semi-arid zone – SAZ) by fungi and their mycotoxins during recent years (2019–2022), and to evaluate the impact of climatic variations, particularly humidity and temperature, on this contamination. A total of 284 samples were analyzed. Fungal flora analysis was performed on DRBC medium (n = 241), and identification on PDA and SNA media allowed the isolation of the genera *Aspergillus*, *Penicillium*, and *Fusarium*. The prevalence of mycotoxins in the wheat supply chain (n = 202) was determined using a multi-mycotoxin analysis by UHPLC-MS/MS. The fungal contamination rate ranged from 33.2% to 95.7%, with an average of 66%. The highest contamination levels (76.1–95.7%) were recorded in the 2022 harvest. The genus *Aspergillus* showed an average frequency of 14.7%, predominating in 2020 (33.2% in stored wheat). *Fusarium* was the most frequent genus (average 30.4%), with a high prevalence in 2021 (up to 62%), while *Penicillium* was isolated at frequencies of 11.6%, 15.3%, and 2.6% (average 9.8%). This genus represented about 10% of the fungal flora during the 2020 and 2021 campaigns but dropped to 1.8% in 2022. Moreover, the UHPLC-MS/MS multi-mycotoxin analysis revealed that 35.6% of samples were contaminated with one to eight mycotoxins, mainly AFB1, BEA, DON, ENs (ENA1, ENB, ENB1), FB1, and OTA. Overall, mycotoxin prevalence varied between years: in 2019, only ENs were detected in 5.9% of stored SAZ samples; in 2020, 37.6% of samples were contaminated, dominated by ENs (22.8%), followed by BEA (19%), OTA (9.9%), and DON (8.9%), with concentrations up to 1076 µg/kg. In 2021, contamination reached 55%, marked by OTA (29%), ENs (25.9%), BEA (16%), and DON (8.6%), with one case of AFB1 (1.2 µg/kg) in the SAZ. These results reveal strong occurring or varying between different years and regional variability in fungal and mycotoxin contamination of durum wheat in Algeria. Climatic conditions (humidity and temperature) and storage practices clearly influence fungal proliferation and mycotoxin biosynthesis, particularly in the humid zone, which is more prone to the development of toxigenic species such as *Aspergillus* and *Fusarium*.

Keywords: wheat, toxigenic fungi, mycotoxins, UHPLC-MS/MS, climatic change, Algeria.

الملخص

الميكوتوكسينات هي مركبات سامة طبيعية، تعتبر مصدر قلق دولي فيما يتعلق بالسلامة الصحية والغذائية. الحبوب هي الأغذية الأكثر تعرضاً للتلوث في الجزائر، القمح هو الحبوب الأكثر زراعة، ويشكل مع مشتقاته، العمود الفقري للنظام الغذائي الجزائري. يتميز هذا البلد بمناخ حار ورطب يوفر ظروفاً مواتية لنمو وتكاثر الفطريات المسببة للسموم. كان الهدف الرئيسي من هذا العمل هو تقييم مستويات تلوث القمح المحلي الذي تم جمعه في منطقتين مناخيتين مختلفتين (المنطقة الساحلية الرطبة ZHL والمنطقة شبه القاحلة ZSA)، وكذلك تقييم تأثير التغيرات المناخية بالفطريات وميكوتوكسيناتها خلال السنوات الأخيرة (2019-2022)، ولا سيما الرطوبة ودرجة الحرارة، على هذا التلوث.

تم تحليل 284 عينة. أجري تحليل الفطريات على وسط DRBC (عدد العينات = 241)، وأتاح التعريف على الأوساط PDA و SNA عزل الأجناس *Fusarium*، *Penicillium*، *Aspergillus*. تم تحديد مدى انتشار السموم الفطرية في سلسلة توريد القمح (عدد العينات = 202) باستخدام تحليل متعدد للسموم الفطرية بواسطة تقنية الكروماتوغرافيا السائلة عالية الأداء المقترنة بمطياف الكتلة (UHPLC-MS/MS). تراوح معدل التلوث الفطري من 33.2% إلى 95.7%، بمتوسط بلغ 66%. وسجلت أعلى مستويات التلوث (95.7% - 76.1%) في حصاد عام 2022. أظهر جنس الرشاشيات *Aspergillus* تردداً متوسطاً بلغ 14.7%، وسيطر بشكل خاص في عام 2020 (بنسبة 33.2% في القمح المخزن). بينما كان جنس الفيوزاريوم *Fusarium* هو الأكثر تكراراً (بمتوسط 30.4%)، مع انتشار مرتفع في عام 2021 (بلغ حتى 62%). في المقابل، تم عزل جنس البنسيليوم *Penicillium* بتردد تبلغ 11.6%، و 15.3%، و 2.6% (بمتوسط 9.8%). مثل هذا الجنس (البنسيليوم) حوالي 10% من الفطريات خلال موسمي 2020 و 2021، لكنه انخفض إلى 1.8% في عام 2022. علاوة على ذلك، كشف التحليل متعدد السموم الفطرية بتقنية الكروماتوغرافيا السائلة عالية الأداء/مطياف الكتلة (-UHPLC-MS/MS) أن 35.6% من العينات كانت ملوثة بما يتراوح بين واحد إلى ثمانية من السموم الفطرية، وهي بشكل رئيسي: الأفلاتوكسين B1 (AFB1)، البيافيريسين (BEA)، الديوكسينيفالينول (DON)، الإينياتينات (ENS) وتشمل (ENA1، ENB، ENB1)، الفومونيسيدين (FB1)، الأوكراتوكسين A (OTA). بشكل عام، اختلف معدل انتشار السموم الفطرية بين السنوات بشكل لافت: ففي عام 2019، لم يُكتشف سوى سموم الإينياتينات (ENS) في 5.9% من عينات المنطقة شبه الجافة (SAZ) المخزنة. وفي عام 2020، تلوث 37.6% من العينات، وسادت فيها الإينياتينات (ENS) بنسبة 22.8%، تليها البيافيريسين (BEA) بنسبة 19%، فالأوكراتوكسين A (OTA) بنسبة 9.9%، ثم الديوكسينيفالينول (DON) بنسبة 8.9%، مع وصول التركيزات إلى 1076 ميكروغرام/كغ. أما في عام 2021، فقد بلغت نسبة التلوث ذروتها عند 55%، وتميزت بسيادة الأوكراتوكسين A (OTA) بنسبة 29%، والإينياتينات (ENS) بنسبة 25.9%، والبيافيريسين (BEA) بنسبة 16%، والديوكسينيفالينول (DON) بنسبة 8.6%، مع تسجيل حالة واحدة تلوثت بالأفلاتوكسين B1 (AFB1) في المنطقة شبه الجافة (SAZ) بتركيز 1.2 ميكروغرام/كغ.

تُظهر هذه النتائج وجود تباين قوي في التلوث الفطري والسموم الفطرية للقمح القاسي في الجزائر، يختلف باختلاف السنوات والمناطق. وتؤثر الظروف المناخية (الرطوبة ودرجة الحرارة) وممارسات التخزين بشكل واضح على انتشار الفطريات والتصنيع الحيوي للسموم الفطرية، لا سيما في المنطقة الرطبة الأكثر عرضة لتطور أنواع منتجة للسموم مثل الرشاشيات (*Aspergillus*) والفيوزاريوم (*Fusarium*).

الكلمات المفتاحية: قمح، فطريات منتجة للسموم، سموم فطرية، UHPLC-MS/MS، تغير مناخي، الجزائر.