

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République algérienne démocratique et populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique
جامعة عين تموشنت بلحاج بوشعيب
Université –Ain Temouchent- Belhadj Bouchaib
Faculté des Sciences et de Technologie
Département des sciences de la nature et de la vie



Projet de Fin d'Etudes
Pour l'obtention du diplôme de Master en sciences biologiques
Domaine : Sciences de la nature et de la vie
Filière : Sciences biologiques
Spécialité : Microbiologie appliquée
Thème

**Modélisation de la croissance des moisissures
mycotoxinogènes dans l'alimentation de volaille cas
de la Wilaya de Ain Temouchent**

Présenté Par :

1) Melle. Khadidja BENABDERRAHMANE

Devant le jury composé de :

Pr. BELLAHCENE M	Professeur	UAT.B.B (Ain Temouchent)	Président
Dr. BOUAMRA M	MCA	UAT.B.B (Ain Temouchent)	Examineur
Dr. ZIANE M	MCA	UAT.B.B(Ain Temouchent)	Encadrant

Année Universitaire 2021/2022

Remerciements	i
Liste des figures	i
Liste des tableaux	ii
Liste des abréviations	iii
Introduction	

I. Synthèse bibliographique

I.1.Généralité sur l'alimentation de volaille	03
I.1.1.Alimentation de volaille	03
I.1.1.1. Alimentation des poules pondeuses	03
I.1.1.2. Alimentation de poussin reproducteur	04
I.1.1.3. Alimentation de poulet de chair	05
I.1.2.Apport nutritif essentiel	05
I.1.2.1 Carbohydrates	06
I.1.2.2. Lipides	06
I.1.2.3. Protéines et acides aminés	06
I.1.2.4. Minéraux	06
I.1.2.5. Vitamines	07
I.1.3.Matières premières utilisées dans l'alimentation de volaille	07
I.2.Moisissures	08
I.2.1. Identification des moisissures	09
I.2.1.1.Caractéristiques macroscopiques	09
I.2.1.2.Caractéristiques microscopiques	10
I.2.2.Taxonomie et classification des moisissures	13
I.2.3.Conditions de développement des moisissures	16
I.2.3.1. Activité en eau et l'humidité	16
I.2.3.2. Température	16
I.2.3.3. L'oxygène	17
I.2.3.4. Le pH	17
I.2.3.5. Facteurs nutritifs	17
I.2.3.5.1. Source de carbone	17
I.2.3.5.2. Source d'azote	17
I.2.3.5.3. Source de sels minéraux et de vitamines	17
I.2.4.Principales moisissures mycotoxinogènes	17
I.2.4.1. Genre <i>Aspergillus</i>	18
I.2.4.2. Genre <i>Penicillium</i>	20
I.2.4.3. Genre <i>Fusarium</i>	21
I.2.4.4. Genre <i>Alternaria</i>	22
I.2.4.5. Genre <i>Claviceps</i>	23
I.3.Les mycotoxines	24
I.3.1.Définition	24
I.3.2.Mycotoxines rencontrées dans la nourriture de volaille	25
I.3.2.1.Aflatoxine	26
I.3.2.2.Ochratoxine A (OTA)	26
I.3.2.3.Tricothécène	27
I.3.2.4.Fumonisine	27
I.3.2.5.Zéaralénone	28

1.3.3. Biosynthèse des mycotoxines	28
1.3.4. Effets des mycotoxines sur les volailles	30
1.3.5. Normes et législations des mycotoxines dans l'alimentation de volaille	30

II. Partie expérimentale

II.1. Matériel et méthodes	33
II.1.1. Echantillonnage et transport des échantillons de nourriture de volaille	33
II.1.2. Détermination de la mycoflore de la nourriture de volaille	33
II.1.2.1. Préparation des échantillons	33
II.2.2.2. Dénombrement de la mycoflore	34
II.2.2.3. Purification des isolats	35
II.2.3. Identification des espèces fongiques	35
II.2.4. Mise en évidence de la production de la mycotoxine	35
II.2.4.1. Détection visuelle de la production de mycotoxines sur milieu CAM	35
II.2.4.2. Détection de la production de mycotoxines par (CCM)	36
II.2.5. Etude de la croissance des moisissures	37
II.2.5.1. Étude <i>in vitro</i>	37
II.2.5.2. Estimation de paramètres de croissance des isolats testés	37
II.2.6. Modélisation de la croissance de moisissures durant le stockage de produit	38
II.2. Résultats et discussions	40
II.2.1. Détermination de la mycoflore de la nourriture de volaille	40
II.2.2. Analyses mycotoxicologiques	42
II.2.2.1. Détection visuelle de la production de mycotoxines sur milieu CAM	42
II.2.2.2. Détection de la production de mycotoxine par CCM	44
II.2.3. Modélisation de la croissance des moisissures	45
II.2.4. Effet des conditions de stockage de la nourriture de volaille sur la croissance des moisissures testés	47
CONCLUSION	49
Références bibliographiques	50
Annexes	61
Résumé	62

Remerciements

Au nom d'Allah, le tout miséricordieux, le très miséricordieux, Louange et reconnaissance à lui en premier, car sans lui rien ne peut être accomplie,

*J'adresse mes premiers remerciements à mon encadrant Docteur Mohammed ZIANE, Maître de conférences classe A, pour la qualité de son encadrement enrichissant. Je vous remercie pour avoir investie autant de temps afin d'assurer l'encadrement de ce projet de fin d'étude. Merci d'avoir veiller au bon déroulement du travail au laboratoire merci pour votre disponibilité votre patience, votre bienveillance et vos précieux conseils. Merci de nous motiver, et de nous pousser à aller plus loin dans cette discipline. Je ne pourrai oublier votre générosité et votre efficacité, vous faites partie des enseignants qu'on n'oublie pas.
Merci sincèrement pour tout.*

Mes remerciements s'étendent au Pr. Miloud BELAHCENE, Professeur à l'université de Ain Témouchent, et Dr Mohammed BOUAMRA, Maître de conférences classe A, à l'université de Ain Témouchent, pour avoir accepté d'examiner et de juger ce travail.

Je remercie aussi les ingénieurs de laboratoire pour leur aide et leur disponibilité.

Merci à l'ensemble des enseignants du département de SNV et particulièrement à ceux qui m'ont formé et soutenue tout au long de ce parcours.

Je remercie également toute ma promotion 2017-2022 a la quelle je me suis beaucoup attachée du fait de leur sympathie et de leur amabilité.

Enfin merci à mon petit cercle d'amis solide et sure qui s'est agrandi tout au long de mon cursus universitaire. C'est à travers eux que je fis la découverte du sens réel de l'amitié.

Merci à toute ma famille en particulier ma cousine Safia pour sa disponibilité et a toute ces personnes qui ont marqué ma vie et qui m'ont aidé.

Je finis ces remerciements par les êtres les plus chers que je ne pourrais jamais remercier assez, mes parents. Merci de m'avoir offert tout ce dont un enfant peut rêver. Merci d'avoir toujours veiller à mon bien être. Merci de m'accompagner et de me soutenir dans les différentes étapes de ma vie. Et surtout merci de m'avoir donné une éducation vertueuse et de m'avoir enseigné des valeurs qu'on apprend nulle part ailleurs.

Je ne peux clôturer ces remerciements sans mon frère Youcef, l'avoir dans ma vie est une bénédiction.

Khadidja

A tous ceux qui croient en ma réussite

Liste des figures

Figure 1 : Cycle de vie d'une moisissure	09
Figure 2 : Schémas simplifié de l'identification des moisissures	11
Figure 3 : Schéma représentatif des endospores (a) et des exospores (b)	12
Figure 4 : Représentations de quelques formes de spores	12
Figure 5 : Schémas représentatif d'une tête aspergilliaire	20
Figure 6 : Appareil reproducteur chez <i>Penicillium</i>	21
Figure 7 : Aspect microscopique des conidies de fusarium (macroconidiide et microconidies)	22
Figure 08 : Spores d' <i>Alternaria</i> spp	23
Figure 09 : Sclérote de claviceps en brun foncé et noir	23
Figure 10 : Structure moléculaire de l'aflatoxine AFB1	26
Figure 11 : Structure moléculaire de l'OTA	26
Figure 12 : Structure moléculaire des trichothecene des groupes A et B	27
Figure 13 : Structure moléculaire de la fumonisine	27
Figure 14 Structure moléculaire de la zéaralénone	28
Figure 15 : Voies de biosynthèse des mycotoxines	29
Figure 16 : Préparation des échantillons de la nourriture de volaille	34
Figure 17 : Filtration du milieu YES sur papier Wattman	36
Figure 18 : Séparation des mycotoxines sur plaque de CCM réalisé dans cette étude	37
Figure 19 : Fréquence de contamination par genre	42
Figure 20 : Aspect fluorescent de la mise en évidence de la production de mycotoxine par les isolats testés	43
Figure 21 : Chromatogramme de révélation de la production de mycotoxines par les isolats testés	45
Figure 22 : Cinétiques de croissance de l'isolat <i>Penicillium</i> BBc	46

Listes des Tableaux

Tableau 01 : Granulométrie de l'aliment de volaille en fonction de l'âge	05
Tableau 02 : Composition de l'alimentation de volaille en céréales	08
Tableau 03 : Classification simplifiée	14
Tableau 04 : Mycotoxines et leurs moisissures productrices	15
Tableau 05 : Principaux mycotoxines	19
Tableau 05 : Effets et mécanismes d'action cellulaire des mycotoxines	25
Tableau 06 : Teneurs maximales règlementées en mycotoxines dans l'alimentation de volaille	31
Tableau 07 : Méthodologie, variable et distributions utilisés pour l'estimation de concentration de moisissure durant le stockage de nourriture de volaille	39
Tableau 08 : Fréquences de contamination des échantillons par genre de moisissures	42
Tableau 09 : Paramètre de croissance de moisissures isolés à partir de la nourriture de volaille. La température de challenge test est de 25°C	47
Tableau 10 : Résultats de la simulation de Monte Carlo	48

Liste des abréviations

% : pourcentage
°C : Degres celcius
Kcal : kilo calories
Kg : kilogramme
mm: millimetre
AA: acide amine
Co : cobalt
ADN : Acide Désoxy-Ribonucleique
ARN : Acide Ribo-Nucleique
Etc : Etcetera
aw : activité en eau
pH : Potentiel d'hydrogenisation
sp : species : espèce non identifiée
spp : plusieurs espèces
kDa : Kilo dalton
ANSES : Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail
OTA : Ochratoxine A
FAO : Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture
U.V : ultra-violette
Mol : molécule
g : gramme
ZEN : zéaralénone
DL50 : dose létale médiane
AFSSA : Agence française de sécurité sanitaire des aliments
mL : millilitre
µL : micro-litre
CFU: Colony Forming Unit (Unité formant colonie)
PDA: Potatoes Dextrose Agar
Eq : equation
CAM: Coconuts Agar Medium
CCM : chromatographie sur couche mince
YES: Yeast Extract Sucrose
SCE: somme des carrés des résidus

Introduction

Introduction

L'intérêt des algériens pour les viandes blanches et particulièrement la viande de poulet a fortement augmenté à tel point que l'offre en viandes blanches est passée de 95000 à près de 300 000 tonnes en seulement 30 ans. En effet, depuis 1980 jusqu'à 2011, la filière avicole algérienne a évolué, d'une manière remarquable et a pu enregistrer une progression de +212 %, par rapport aux autres productions animales (MADR, 2011). Suite à cette intensification de l'élevage avicole, une attention particulière à l'alimentation destinée aux volailles est requise, car, cette dernière, représente la moitié du coût total de la production avicole (Scanes et Christensen, 2020). À cet effet, le maintien de la qualité nutritionnelle durant le stockage est indispensable dû au développement microbien, surtout, qu'il s'agit d'un aliment non stérile, étant à base de céréales et de produits cultivés aux champs à l'air libre. En effet, ce type de culture est plus vulnérable à la contamination microbienne notamment tellurique. L'un des principaux contaminants de céréales et produits agricoles, sont les moisissures comme était montré par Khodaei et *al.*, (2021). Cette contamination est essentiellement favorisée par le changement climatique constaté ces dernières années. Cet effet est largement développé par Bidartondo et *al.* (2018).

Durant la production et le stockage de la nourriture de volaille, les moisissures peuvent se développer en dégradant 5 à 100% des nutriments disponibles dans l'aliment (Okoli et *al.*, 2006). En plus ces microorganismes peuvent produire des substances toxiques, durant la phase stationnaire, responsables de graves problèmes de santé chez les humains et les animaux (Baddi et *al.*, 2021). L'ingestion de mycotoxines entraîne une baisse de l'ensemble des performances notamment une diminution de la production d'œufs, de leurs qualités et de leur éclosabilité. Ils augmentent également la mortalité et la détérioration de l'indice de consommation. Tous ces effets peuvent aboutir à des pertes économiques considérables (Kovalsky, 2013). En plus de tout cela, la contamination des animaux peut donner lieu à d'autres contaminations secondaires des consommateurs humains par l'intermédiaire d'œufs ou de viande (Nyamongo et Okioma, 2005).

Dans ce contexte, ce travail a été proposé pour (1) rechercher, dénombrer et identifier les moisissures mycotoxinogènes dans l'alimentation de volaille, (2) évaluer leur capacité de croissance dans le milieu PDA, (3) estimer la concentration finale dans le produit au moment de la vente.

Pour mener à bien cet objectif, nous avons divisé notre travail en deux parties :

- La première étant la partie bibliographique, est consacrée au recensement des généralités concernant l'alimentation de volaille, les moisissures et les mycotoxines ;
- La seconde partie, décrira la partie expérimentale puis exposera les principaux résultats obtenus.

Synthèse bibliographique

I.1. Généralité sur l'alimentation de volaille

I.1.1. Alimentation de volaille

La formulation des aliments destinée à l'élevage animal notamment les volailles doit faire face aux contraintes nutritionnelles des matières premières disponibles et compenser les déficits en énergie, protéines et acides aminés des unes par d'autres matières premières plus concentrées et cela, sans augmenter le coût de l'aliment (Bouvarel *et al.*, 2014).

Les volailles ont besoin de glucides, de graisses, de protéines, de vitamines, de minéraux et d'eau. Les nutriments doivent fournir à la fois l'énergie (sous forme de glucides ou de lipides) et les protéines. Ces deux-là sont plus efficaces si elles sont disponibles en bonnes proportions (Mahajan, 2015). La quantité et les besoins nutritionnels des aliments dépendent du poids et de l'âge de la volaille ainsi que de la saison (Gillespie et Flanders, 2009 ; Damerow, 2012). En générale, l'alimentation destinée aux volaille est composé en moyenne de 34 % de blé, 27 % de maïs, 27 % de tourteau de soja et 12 % d'autres matières premières telles que l'huile (3 %), tourteau de colza (0.2 %), tourteau de tournesol (0.3 %) ou drêches (0.9 %) (Bouvral *et al.*, 2014).

Sur le commerce, la nourriture de volaille se présente sous trois formes de base : la purée, les miettes et les granulés (Damerow, 2012). La variété des choix de forme et de formule varie en fonction de l'âge et des besoins nutritionnelles. A cet effet, trois types généraux d'élevage de poulet sont distingués la production d'œufs, la production de poussins reproducteurs et la production de poulets de chair et (Gillespie et Flanders, 2009). Le type de l'alimentation de volaille est dépend de la période d'élevage.

I.1. 1. 1. Alimentation des poules pondeuses

La période d'élevage des poules pondeuse est divisée en 2 parties : la période de démarrage qui correspond aux 6 à 8 premières semaines, suivie de la période de croissance qui se termine par l'entrée en ponte entre la 20^{ème} et 23^{ème} semaines (Larbier et Leclercq, 1992). Le régime de démarrage est toujours distribué à volonté. Il renferme traditionnellement 2800 à 2900 kcal d'énergie métabolisable par kg et 18% de protéines brutes. Pour la période de croissance l'apport énergétique est en moyenne compris entre 2600 et 2800 Kcal/kg (Larbier et Leclercq, 1992).

Le maïs, le blé et le tourteau de soja représentent les matières premières de base utilisées pour l'alimentation des poules pondeuses (Bouvarel et *al.*, 2010). L'alimentation de ponte peut être disponible avec différents niveaux de protéines. Les niveaux les plus élevés sont utilisés en température élevées lorsque les poules ont tendance à manger moins et aussi à améliorer l'éclosabilité des œufs (Damerow, 2012).

L'alimentation des poules pondeuse influe sur la masse d'œuf globale par le nombre ou le poids des œufs mais ne peut pas avoir un effet sur la composition des constituants majeurs de l'œuf, elle modifie que très modérément les proportions d'albumen et du jaune (Bouvarelet *al.*, 2010). Néanmoins, certains constituants des aliments comme les acides gras et les nutriments présents en quantité mineure (vitamines ou oligo-éléments) ainsi que les caroténoïdes du jaune des aliments influencent leur teneur dans l'œuf (Bouvarel et *al.*, 2010). La modification du mode de distribution ou de la composition de l'aliment au cours de la journée peut également affecter la production et la qualité de l'œuf, probablement du fait du cycle journalier de formation de l'œuf (Bouvarelet *al.*, 2010).

I.1. 1. 2. Alimentation de poussin reproducteur

Un troupeau de reproducteurs est dédié à l'obtention, par femelle, d'un nombre maximum d'œufs et surtout de poussins qui auront au cours de leur croissance les meilleures performances zootechniques (Larbier et Leclercq, 1992)

La vie des reproducteurs peut être répartie en deux grandes étapes. La première, est dite période d'élevage, c'est au cours de celle-ci que l'organisme se développe passant de la naissance à la maturité sexuelle. La deuxième étape correspond à la période de reproduction (Larbier et Leclercq, 1992).

Les besoins nutritionnels diffèrent selon l'âge des animaux, le niveau de production et aussi l'espèce. Une purée spéciale est faite destinée à l'élevage de troupeaux reproducteurs. Elle contient 14,5% de protéine et est enrichi en vitamine A, D, B12, riboflavine, supplément d'acide pantothénique, niacine et manganèse. Le troupeau reproducteur doit commencer à consommer la purée environ 1 mois avant l'éclosion, les œufs doivent être conservés. Les petits des reproducteurs peuvent être nourris avec une ration qui est une moitié de purée et une moitié de grain. Les reproducteurs sont nourris à peu près de la même manière que le troupeau pondeur. (Gillespie et Flanders, 2009)

I.1. 2. 3. Alimentation de poulet de chair

L'alimentation des volailles doit leur permettre de couvrir tous leurs besoins et leur apporter en proportions adéquate différents minéraux, acides aminés et vitamines qui leur sont indispensables. Cette notion de besoin n'est pas absolue, elle fait obligatoirement référence à un critère ou à un objectif : Gain de poids recherché, indice de consommation souhaité et qualité de carcasse désirée (Sourokou, 2014).

En général, il est prévu 3 types d'aliment en fonction du stade de développement (Tableau 2) : aliment de démarrage, de croissance et de finition. Ils sont constitués en fonction des besoins nutritionnels de chaque stade de développement du poulet. L'aliment doit être donné en quantité suffisante et doit contenir un bon équilibre d'ingrédients (Mahma et Berghouti, 2016).

Le poulet qui reçoit pendant la phase de démarrage un aliment présenté en miettes et ensuite en granulés (de 3,5 à 5 mm), présente une croissance plus rapide et un meilleur indice de consommation. Cependant, Cette amélioration de performances sous l'effet de la granulation diminue à mesure que la teneur énergétique des aliments s'élève ; elle n'est guère perceptible au-delà de 3 200 kcal/kg (Institut national de la recherche agronomique, 1989).

Tableau 1 : Granulométrie de l'aliment de volaille en fonction de l'âge (Djerou, 2006).

Phases d'élevage	Forme de l'aliment	Composition de l'aliment	
		Energie (Kcal/kg)	Protéines brutes (%)
Démarrage	Farine ou miettes	2800 à 2900	22
Croissance	Granulée	2900 à 3000	20
Finition	Granulée	3000 à 3200	18

I.1. 2. Apport nutritif essentiel

Comme tout être vivant, la volaille a besoin de glucides, de graisses, de protéines, de vitamines, de minéraux et d'eau. Ces nutriments représentent à la fois l'énergie (sous forme de glucides ou de lipides) et les protéines (Mahajan, 2015).

I.1.2.1.Carbohydrates

Les glucides sont le principal composant des aliments pour volailles et sont dérivés des céréales (par exemple : le maïs) et légumineuses (par exemple : soja). Le glucose est le produit de digestion de l'amidon polysaccharidique. S'ils sont digérés, les glucides, principalement le glucose, sont la principale source d'énergie dans les régimes alimentaires fournissant de l'énergie pour toutes les activités de volaille. De plus, le glucose peut être convertis en triglycérides et stockés dans le tissu adipeux (Scanes et Christensen, 2020).

I.1.2.2. Lipides

Le régime alimentaire des volailles n'a pas d'exigence globale en graisse. Ces dernières représentent une source d'énergie utile, car comme les glucides, ils contiennent trois éléments : le carbone, l'hydrogène et l'oxygène (Scanes et Christensen, 2020).

I.1.2.3.Protéines et acides aminés

Les protéines sont nécessaires dans l'alimentation en tant que source d'acides aminés (AA), ils représentent les pièces principales pour la formation de la peau, du tissu musculaire, des plumes, des œufs, etc. Les protéines du corps sont dans un état dynamique avec synthèse et dégradation qui se produit continuellement ; c'est pour quoi un apport constant et adéquat d'AA alimentaire est obligatoire. Un apport insuffisant en protéines alimentaires et donc en Acides aminés entraîne une réduction ou cessation de la croissance ou de la productivité et une interférence avec les fonctions essentielles du corps (Blair, 2018).

Les besoins en protéines et en AA varient en fonction de l'âge et du stade de développement. Les poulets de chair en croissance nécessitent un taux élevé en AA pour répondre aux besoins de rapidité de croissance. Les coqs matures ont des exigences AA inférieures à celles de poules pondeuses, même si leur taille corporelle est plus importante et la consommation d'aliments est similaire (Blair, 2018).

I.1.2.4.Minéraux

Les minéraux sont des éléments qui se trouve souvent sous forme de sels avec des éléments inorganiques ou des composés organiques (Scanes et Christensen,2020). Ils remplissent des fonctions importantes dans le corps de l'animal assurant une bonne croissance

et une reproduction appropriée. Le manque de minéraux dans l'alimentation peut entraîner des signes de carence, y compris réduction ou faiblesse d'apport alimentaire, de taux de croissance réduits, développement anormal des plumes (Blair, 2018).

Parmi les éléments minéraux essentiels : le calcium, le phosphore, le sodium, le cuivre, l'iode, le manganèse, le sélénium et le zinc (Blair, 2018). Les minéraux requis en quantité relativement importante sont considérés comme macro minéraux, Les oligo-éléments sont quant à eux requis en traces, tel que le cobalt (Co) (Scanes et Christensen, 2020).

I.1.2.5. Vitamines

Les vitamines ont chacune des rôles importants chez la volaille, par exemple la vitamine B 12 est impliquée dans la production de globules rouges, le fonctionnement nerveux et dans le métabolisme de l'ADN et de l'ARN, la biotine, joue un rôle de coenzyme dans le fonctionnement des cellules, la vitamine A, rentre dans le développement de la peau des os et d'autres tissus (Scanes et Christensen, 2020).

Un déficit en vitamines, entraîne de graves problèmes tel que : une baisse de croissance, des maladies de la peau, une augmentation du taux de mortalité, ...etc. (Scanes et Christensen, 2020). Pour s'assurer que les besoins en vitamines sont satisfaits, les régimes alimentaires de la volaille doivent être complétés par des vitamines ou un mélange de vitamines (Scanes et Christensen, 2020).

I.1.3. Matières premières utilisées dans l'alimentation de volaille

Comme montre le Tableau 2, une grande variété d'aliments peut être utilisée dans l'élaboration de l'alimentation pour volailles. Ils peuvent être classés en tant qu'aliments énergétiques, suppléments de protéines et acides aminés spécifiques, suppléments de minéraux, suppléments vitaminiques et autres additifs non nutritifs (Conservateurs et antibiotiques) (Scanes et Christensen, 2020).

Tableau 2 : Composition de l'alimentation de volaille en céréales (Scanes et Christensen, 2020).

	Mais jaune	Sorgho	Blé	Orge	Seigle	Millet perlé
Glucides	72	63	70	56	72	62
Protéines	8.9	8.3	10.6	11.0	8.7	11.55
Graisse	4.0	3.9	1.9	3.4	1.5	4.7
Fibres	8.0	4.1	1.0	3.7	2.2	1.5
Cendres	1.5	2.6	1.4	1.9	1.8	1.5

Pour les Protéines, la principale source est le tourteau de soja. Il présente un taux protéique très élevé (surtout en lysine et tryptophane), et est également riche en phosphore (Tabti, 2014). D'autres aliments peuvent être utilisés mais demeurent des solutions de remplacement seulement, comme par exemple, le tourteau de colza qui est peu énergétique, riche en cellulose et pauvre en protéines (Tabti, 2014). Le tourteau d'arachide qui renferme des protéines de valeur biologique inférieure à celles du tourteau de soja du fait d'une basse teneur en lysine, méthionine et tryptophane (Tabti, 2014).

I.2. Moisissures

Les moisissures sont des organismes pluricellulaires, filamenteux du règne des eumycètes (vrais champignon) (Chasseur et Nolard, 2003). Ils représentent un groupe hétérogène de mycètes invisible à l'œil nu (micromycètes), saprophyte et quelques fois parasites (Delahaye, 2011). Elles possèdent un appareil végétatif constitué de filaments mycéliens à croissance apicale ce qui leur confère le nom de thallophytes (Guinberteau et *al.*, 2015).

Les moisissures étant qualifiées d'organismes hétérotrophe, nécessitent une source de carbone et d'azote afin de pouvoir se développer. Ceci leur permet de jouer un rôle dans la biodégradation et le recyclage de la matière organique (Chabasse et *al.*, 2002).

Deux types de reproduction sont observés chez ces microorganismes : sexuée et asexuée.

- Le développement asexué passe par trois étapes principales : la germination, la croissance et la sporulation. Comme montre la figure 1a, en premier lieu, l'hydratation

de la spore aboutie à la formation du premier filament appelé hyphe. L'hyphe puise l'eau et les nutriments dans le substrat colonisé, s'allonge et se ramifie pour former une structure appelée « le mycélium ». C'est cette structure qui permettra à la moisissure d'assurer son maintien, sa croissance et sa multiplication. A maturité, des organes de fructification qu'on appelle conidiphores se développent à partir du mycélium et donnent de nouvelles spores qui assurent la dissémination des moisissures (Joblin, 2012 ; Méheust, 2012).

- Quant à la reproduction sexuée, elle consiste en la fusion de deux hyphes de types sexuels compatibles faisant partie du même mycélium (Raven et *al.*, 2017).

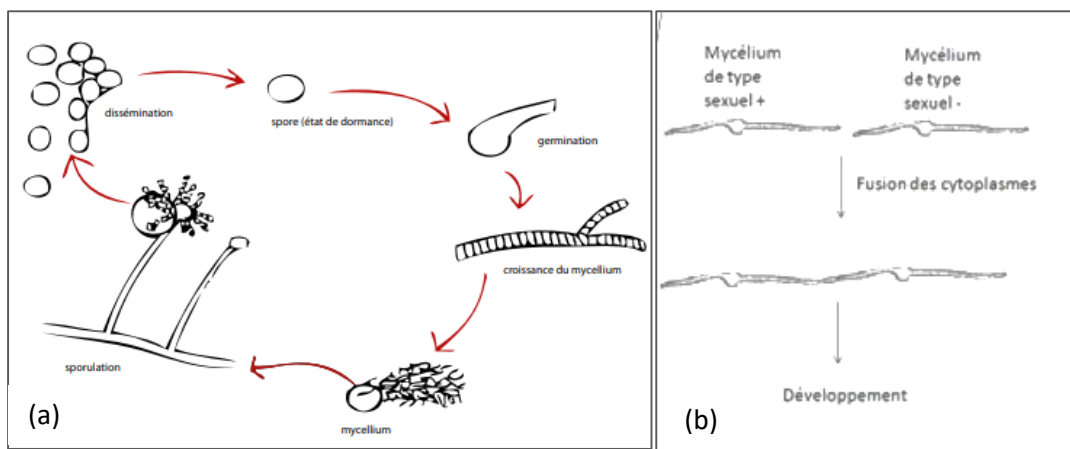


Figure 01 : Cycle de vie d'une moisissure ; a : reproduction asexuée ; b : reproduction sexuée (Roquebert, 2002).

I.2.1. Identification des moisissures

L'identification des moisissures peut se faire en s'appuyant sur diverses démarches techniques complémentaires, chacune ayant des degrés divers de précision et de fiabilité et nécessite des compétences et des équipements différents.

La méthode classique d'identification des moisissures consiste en l'analyse macroscopique et microscopique des colonies obtenues après culture (Blaize et *al.*, 2021).

I.2.1. 1. Caractéristiques macroscopiques :

L'aspect de la colonie est le critère principal pour l'identification des moisissures, leur colonie ont des apparences spécifiques qui les distingue des levures habituellement lisse, glabre,

humides d'aspect brillant ou mat. En effet, les champignons filamenteux possèdent des textures plutôt poudreuses, cotonneuses, veloutées ou granuleuses (Chabasse et *al.*, 2002). La forme de la surface de la colonie (cerebriforme, plissées ou simplement plate) ainsi que la consistance (molle, dure, friable) peuvent aussi orienter l'identification. La couleur, élément aussi d'importance, doit être observée sur le recto et le verso de la colonie. La présence de pigmentations dans le milieu est également un élément à prendre en considération. Ces deux derniers critères ne restent néanmoins pas stables dû à leur influence par la composition du milieu. La taille rentre aussi dans l'identification, la colonie peut être petite ou grande allant même jusqu'à envahissante comme chez les Mucorales (Chabasse et *al.*, 2002).

La vitesse de croissance est également l'un des critères qui peuvent renseigner sur le genre. Chez certains, comme les *Aspergillus* et les Mucorales, elle peut être très rapide, et on peut observer une croissance remarquable en 24h à 72h à 37°C. Pour d'autres, les dermatophytes comme *Trichophyton*, elle est plutôt lente ou difficilement distinguable à la même température (Chabasse et *al.*, 2002 ; Blaize et *al.*, 2021). Elle varie aussi en fonction de la richesse de l'inoculum et est plus rapide dans les inoculum importants (Chabasse et *al.*, 2002).

I.2.1. 2. Caractéristiques microscopiques :

Bien que l'observation macroscopique puisse orienter l'identification, il est primordial d'examiner au microscope les cultures, car cette dernière dépend beaucoup plus de l'observation des structures particulières que produit l'organisme à maturité lorsqu'il sporule, de la forme et de l'arrangement des spores (Dismukes et *al.*, 2003).

Les lames destinées à l'observation sont préparées soit à la technique du drapeau de Roth (technique qui consiste à prélever en collant légèrement un ruban adhésif sur la colonie) ou en prélevant un fragment à l'anse, puis déposer sur une lame contenant préalablement une goutte de bleu lactique (Ripert, 2013).

L'analyse microscopique se portera en premier lieu sur l'appareil végétatif ou mycélium. Les filaments qui le composent peuvent être non septés appelés alors thalle siphonné ou thalle coenocytique. Ce thalle, peu ou pas ramifié, caractérise les champignons inférieurs représentés par les Zygomycètes et les Chytridomycètes. Ou bien septés, c'est le thalle cloisonné, rencontré chez les champignons supérieurs Ascomycète, Basidiomycètes et deutéromycètes filamenteux (Chabasse et *al.*, 2002). Un autre critère à prendre en

considération, la couleur des hyphes. Certains, ont la paroi foncée ou mélanisée, ils sont appelés Dématiés, tandis que d'autres restent claires et sont appelées Mucédinés (Chabasse et *al.*, 2002).

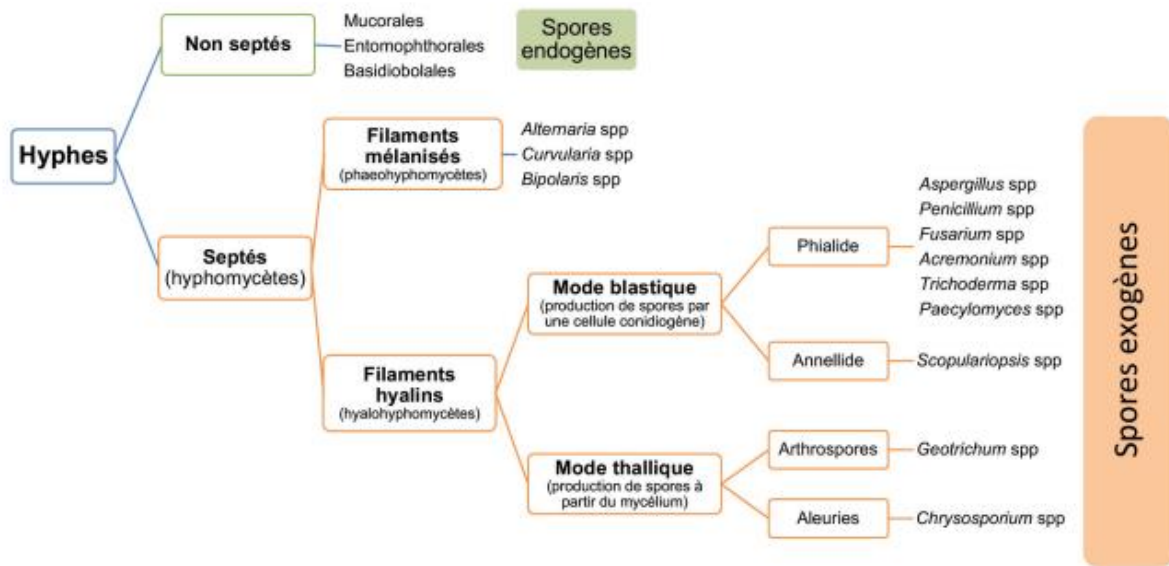


Figure 02 : Schémas simplifié de l'identification des moisissures (© Service de parasitologie-mycologie, hôpital de La Pitié-Salpêtrière).

En deuxième lieu, l'observation des organes de fructifications qui constitue le lieu où les spores asexuées sont produites (Balize et *al.*, 2021). On distingue les spores endogènes ou endospores et les spores exogènes ou exospores illustrés dans la figure 3 :

- Les endospores : Sont des spores asexuées produites à l'intérieure d'un sac appelé sporocyste ou sporange, elles sont libérées après rupture de la paroi du sac à maturité (Chabasse et *al.*, 2002).
- Les exospores : Sont des spores asexuées appelée également conidies et produites plus communément par phénomène de bourgeonnement à partir d'une cellule destinée à ce fait qu'on appelle cellule conidiogène, phialides ou annellides, c'est le mode blastique (Chabasse et *al.*, 2002 ; Blaize et *al.*, 2021). Il y'a aussi un second mode de formation de ces conidies exogènes, le mode thallique. Dans ce cas, c'est seulement un fragment du filament qui devient une conidie (Blaize et *al.*, 2021).

Ensuite, il y'a la forme et l'arrangement des spores qui bien qu'aujourd'hui, ils représentent des critères de moindre importance, autrefois ils étaient à la base de la

classification (Chabasse et *al.*, 2002). Ainsi, les spores peuvent être rondes ou allongée (fusiforme), lisses ou ornementées, solitaires, en chainettes ou en amas (Blaize et *al.*, 2021). Selon Chabasse et *al.* (2002), il y'a cinq groupes de spores qui sont illustré sur la Figure 4.

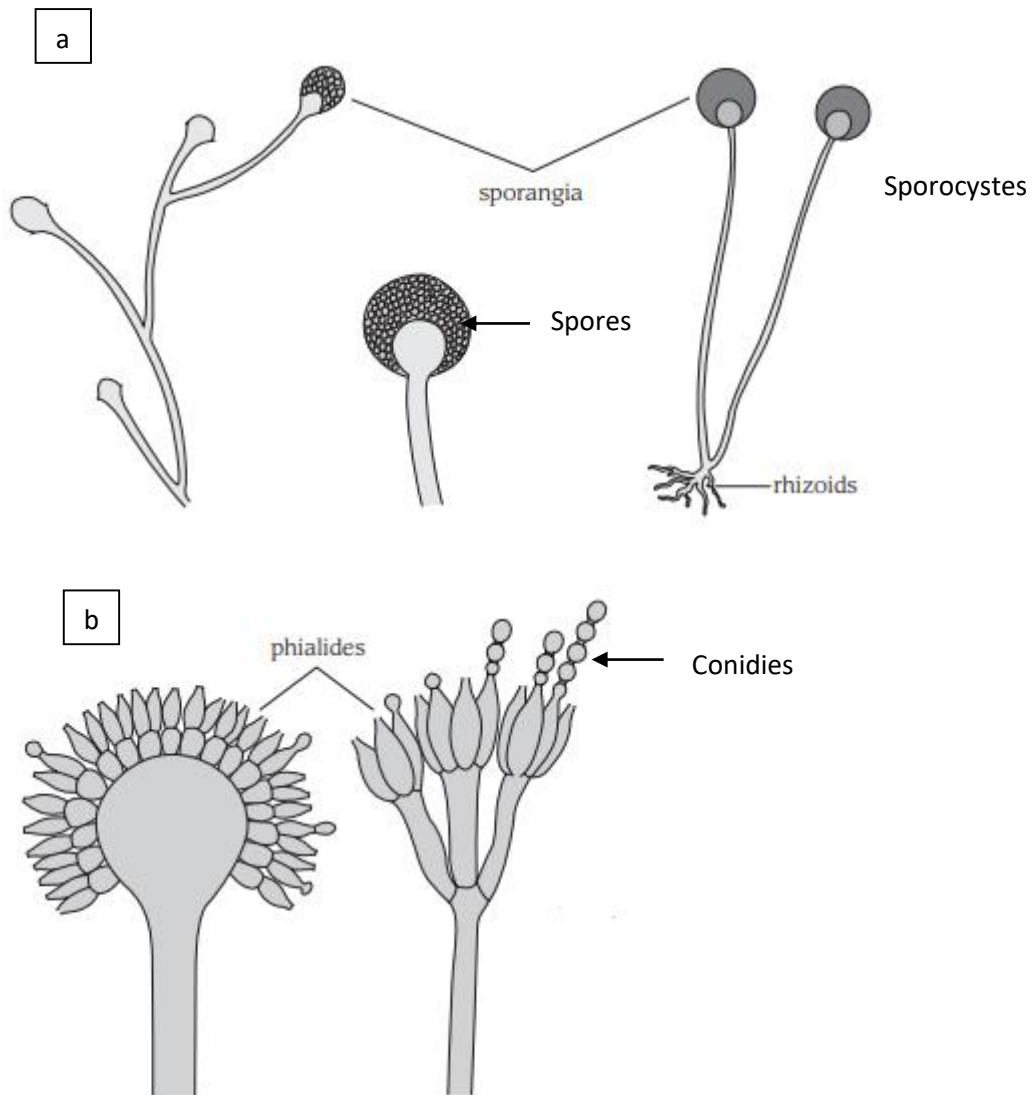


Figure 03 : Schéma représentatif des endospores (a) et des exospores (b) (Campbell et al., 2013)

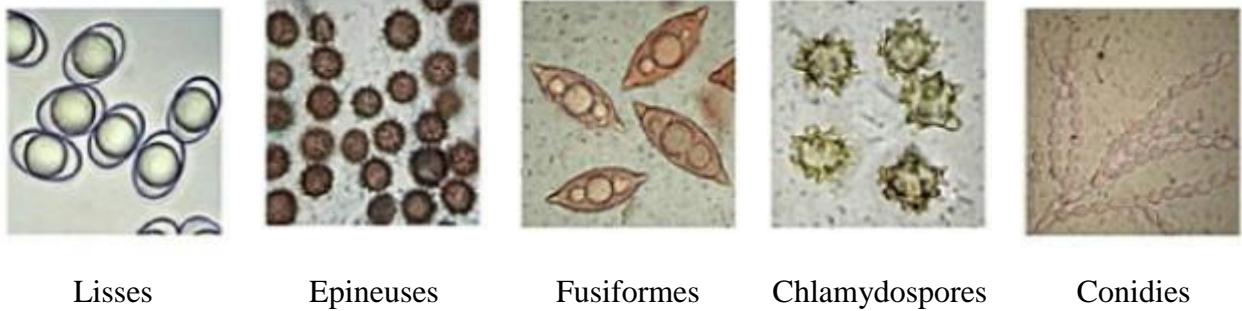


Figure 04 : Représentations de quelques formes de spores (Després, 2013).

I.2. 2. Taxonomie et classification des moisissures

Avant 2011, la classification la plus utilisée était la classification de Hawksworth, Sutton et Ainsworth (1971) modifiée par Kwon Chung et Bennett (1992) puis par Hoog (1995) (Chabasse et *al.*, 2002).

Avec les apports de la biologie moléculaire, Cette classification évolue et on se retrouve à l'intermédiaire entre l'ancienne classification de Hawksworth, Sutton et Ainsworth (1971) et les avancées en phylogénie (Branger et *al.*, 2007) comme le montre le Tableau 3.

Certains classements semblent étonnants qui mettent par exemple *Aspergillus* et *Penicillium* dans la classe des ascomycètes mais aussi dans le groupe des deutéromycètes. Ceci est dû au fait que chez certaines espèces la reproduction sexuée ou stade téléomorphe est connue et chez d'autres elle ne l'est pas (Branger et *al.*, 2007). Les champignons pléomorphes avaient ainsi été définis avec deux noms différents basés sur l'identification phénotypique du stade sexuel (téléomorphe) ou de la forme asexuée (anamorphe) (Walsh et *al.*, 2020).

En 2011, l'instauration du concept de « un champignon / un nom » a fait l'office d'un changement historique dans le domaine de la taxonomie fongique (Walsh et *al.*, 2020). En effet, en Juin 2011, la section de nomenclature du congrès international en botanique à Melbourne en Australie, a invité à arrêter l'utilisation du système de nomenclature doublé pour les champignons ayant les deux stades de reproduction sexué et asexué (Hawksworth, 2011).

Actuellement, selon Walkinson et *al.* (2016) six phylums sont reconnus dans la taxonomie des champignons à savoir (1) Basidiomycota, (2) Ascomycota, (3) Glomeromycota, (4) Blastocladiomycota, (5) Chytridiomycota et Neocallimastigomycota.

Tableau 3 : Classification simplifiée (Branger et al., 2007).

Divisions	Caractères distinctifs	Taxons importants	Caractères	Genres importants
<i>Chytridiomycota</i> (<i>Chytridiomycetes</i>)	Thalle siphonné, spores souvent flagellées, présence d'un centriole, espèces aquatiques	Néocallismaticales (0)	Symbiotes dans la panse des ruminants	
<i>Zygomycota</i> (<i>Zygomycetes</i>)	Thalle siphonné, spores non flagellées, présence d'une zygospore issue de l'enkystement du zygote qui subit directement la méiose	Mucorales (0)	Production de spores endogènes dans des sporanges	<i>Mucor, Rhizopus, Phycomyces, Thamnidium, Syncephalastrum, Absidia</i>
<i>Ascomycota</i> (<i>Ascomycetes</i>)	Thalle cloisonné (hyphe), les spores méiotiques sont produites à l'intérieur de sacs (les asques)	Archiascomycotina ou Taphrinomycotina (SD)	Champignons levuriformes, quelquefois filamenteux, les asques ne sont pas protégés par un sporophore, pas de chitine dans la paroi	<i>Schizosaccharomyces, Pneumocystis</i> (pathogène de l'homme)
		Saccharomycotina ou Hemiascomycotina (SD)	Champignons levuriformes, quelquefois filamenteux, les asques ne sont pas protégés par un sporophore pas de chitine dans la paroi	<i>Saccharomyces, Kluyveromyces, Debaryomyces, Pichia, Hansenula ...</i>
		Pezizomycotina (SD)	Champignons souvent macroscopiques asques produites par un sporophore	Truffe, helvelle, monille, pizize, ergot du seigle (Sordaria).

Tableau 3 (suite): Classification simplifiée (Branger et al., 2007).

Divisions	Caractères distinctifs	Taxons importants	Caractères	Genres importants
<i>Basidiomycota</i> (<i>Basidiomycetes</i>)	Les spores sexuées sont produites à l'extrémité de basides (cellules spécialisées).	Hétérobasidiomycetes (Cl)	Pas de stade levuriforme en général, basides cloisonnées (phragmo- basides)	Oreille de Judas (<i>Auricularia auricula judae</i>), Tremelle...
		Homobasidiomycetes (Cl)	Pas de stade levuriforme, basides non cloisonnées (holobasides)	<i>Sporobolomyces</i> , bolets, amanites, agarics, tricholomes...
		Uredinomycetes (Cl)	Parasites d'animaux, de végétaux ou d'autres champignons, souvent levuriformes, phragmobasides	<i>Puccinia graminis</i> (rouille noire du blé) <i>Rhodotorula</i> ...
		Ustilagomycetes (Cl)	Parasites de végétaux, phragmo- basides ou homobasides souvent levuriformes	<i>Ustilago maydis</i> (charbon du maïs) <i>Rhodotorula</i> ...
		Wallemiomycetes (Cl)	Moisissures très xerophiles (jambon, charcuterie salée, fruits séchés)	<i>Wallemia</i>
<i>Glomeromycota</i> (<i>Glomeromycetes</i>)	Ils ont perdu la sexualité eucaryote classique, forment obligatoirement des mycorhizes			
Deuteromycota	Absence de reproduction sexuée connue	Hyphomycetes, Coelomycetes et Agonomycetes	Reproduction uniquement par voie végétative	<i>Geotrichum</i> , <i>Scopulariopsis</i> , <i>Aspergillus</i> , <i>Penicillium</i> , <i>Cladosporium</i> , <i>Botrytis</i> , <i>Fusarium</i> , <i>Chrysonilla</i> , <i>Monilia</i> , <i>Sporendonema</i> , <i>Candida</i> , <i>Cryptococcus</i> , <i>Torulopsis</i> , <i>Torula</i>

(SD) : sous-division , (Cl) : classe , (O) :ordre

I.2.3. Conditions de développement des moisissures

La contamination d'un substrat ou d'un aliment par les spores de moisissures n'aboutit pas directement à leur développement et à la production de métabolites. Pour qu'une moisissure puisse croître et se développer, des conditions environnementales et des propriétés précises sont requises (Baddi et *al.*, 2021).

I.2.3.1. Activité en eau et l'humidité

L'activité en eau est un facteur qui a été établie en 1957 par Scott, ce dernier a démontré que a_w quantifie la relation entre l'humidité dans un aliment et la capacité des microorganismes à y croître (Pitt et Hocking, 1997). Elle témoigne du potentiel de germination d'une spore (Chapeland-Leclerc et *al.*, 2005). L'activité en eau est définie par le rapport :

$$a_w = p/p_o$$

Où p est la pression partielle de vapeur d'eau dans le matériau d'essai et P_o est la pression de vapeur saturante d'eau pure dans les mêmes conditions.

Quant au taux d'eau disponible dans le substrat, il reste nécessaire pour la poursuite de la croissance du mycélium. La valeur d'eau disponible de chaque denrée alimentaire diffère d'une denrée à une autre par exemple 12 et 13% pour le blé, 7% pour les oléagineux, et c'est ainsi que les conditions de conservations ne seront pas les mêmes pour tous les aliments et changeront selon leur nature (Chapeland-Leclerc et *al.*, 2005).

I.2.3.2. Température

Elle représente également l'un des caractères qui modèlent la croissance mycélienne. On peut distinguer des moisissures (les plus couramment rencontrés) qui croient entre 15 et 30 °C, des moisissures très résistantes aux températures basses comme le *Cladosporium herbarum* qui présente une croissance à -6 °C sur viande réfrigérée, ou des spores de *Penicillium* et de *Cladosporium* revivifiables à -20 °C), et des moisissures qui croient à des températures très hautes notamment *Byssechlamys fulva* qui peuvent former des tubes germinatifs à 100 °C (Chapeland-Leclerc et *al.*, 2005). Ainsi en plus de prendre en compte la notion de croissance d'une espèce, il y'a aussi la notion de son caractère revivifiable en d'autres termes la survie du champignon (Chapeland-Leclerc et *al.*, 2005).

I.2.3.3. L'oxygène

Bien que les moisissures soient des organismes aérobies et que leur croissance nécessite de l'oxygène, elles peuvent quand même pour la plupart se développer à des teneurs dix fois plus faible en oxygène que celle de l'atmosphère (Ahmadou, 2019). La concentration de l'oxygène dissous dans le substrat a beaucoup plus grande influence sur la croissance fongique que l'oxygène atmosphérique (Miller et Golding, 1949) (Pitt et Hocking, 1997).

I.2.3.4. Le pH

En générale le pH optimal pour les moisissures est environ de 5 (Pitt et Hocking, 1997). Toutefois, La plupart des champignons sont peu affectés par le pH au-dessus d'un large intervalle généralement de 3 à 8 (Pitt et Hocking, 1997). Certains champignons conoïdaux sont même capables de croissance vers un pH de 2 (Pitt et Hocking, 1997).

I.2.3.5. Facteurs nutritifs

I.2.3.5.1. Source de carbone

La grande majorité des espèces de moisissures ont la capacité d'assimiler toute sorte de source de carbone à l'exception des hydrocarbures et de certains polymères hautement condensés comme la cellulose et la lignine (Pitt et Hocking, 1997).

I.2.3.5.2. Source d'azote

Les moisissures utilisent comme source d'azote le nitrate, l'ammonium et certains acides aminés par absorption directe à travers la membrane car ne peuvent pas assimiler l'azote atmosphérique (Nicklin et *al.*, 2000).

I.2.3.5.3. Source de sels minéraux et de vitamines

La croissance des moisissures requiert des sels minéraux comme le phosphore, le potassium, le magnésium, le calcium et le soufre. Elles peuvent accéder à ces composés en sécrétant des enzymes ou en synthétisant des sédérophores ou des acides organiques qui leur permettant de les assimiler (Nicklin et *al.*, 2000). Certains nécessitent des vitamines déjà préformées comme la thiamine et la biotine (Nicklin et *al.*, 2000).

I.2.4.Principales moisissures mycotoxinogènes

On distingue deux groupes de moisissures toxino-gènes. Le premier type est représenté par les moisissures qui envahissent leur substrat et produisent les mycotoxines sur plantes sénescentes (en fin de vie) ou stressées, on appelle alors les toxines de champs. Le second, rassemble ceux qui produisent les toxines après récolte, c'est les toxines de stockage (Gallotti et Fremy, 2006). Le tableau 2 présente quelques mycotoxines et leur espèce productrice.

Comme montre le Tableau 4, les principaux genres de champignons connus à ce jour pour être producteurs de mycotoxines il y'a *Aspergillus*, *Penicillium*, *Fusarium*, *Claviceps* et *Alternaria* (Hendry et Cole, 1993).

I.2.4.1.Genre *Aspergillus*

La plupart des *Aspergillus* infectent les végétaux qui sont déjà abîmés par des lésions, des piqûres d'insectes ou même colonisés par d'autres champignons. Ils se trouvent aussi présents sur la surface des graines où les conditions de stockage sont mauvaises (Hocking, 2006).

Le genre *Aspergillus* est composé d'environ 180 espèces, réparties en 18 groupes (Gams et al., 1986). Sur ces 180 espèces, une vingtaine sont pathogène pour l'homme et l'animal.

Les *Aspergillus* croissent à des températures de 22 à 25°C. Cependant, certaines espèces thermophiles comme *A. fumigatus* se développe à des températures de 37 à 40°C (Morin, 1994).

Leurs colonies sont poudreuses ou granuleuses, avec des couleurs qui diffèrent d'une espèce à une autre permettant ainsi d'orienter l'identification : gris-vert pour *A. fumigatus*, vert-jaune pour *A. flavus*, vert foncé à chamois pour *A. nidulans*, brun cannelle pour *A. terreus*, chamois clair, jaune et rose pour *A. versicolor*, jaune puis noir pour *A. niger* et blanche pour *A. candidus* (Chabasse et al., 2002).

Tableau 4 : Mycotoxines et leurs moisissures productrices (Gallotti et Fremy, 2006).

	Mycotoxines	Principales moisissures productrices
Mycotoxines réglementées ou en cours de réglementation	Aflatoxines B1, B2, G1, G2 Ochratoxine A Patuline Fumonisines B1, B2, B3 Trichothécènes (DON) Zéaralène	<i>Aspergillus flavus</i> , <i>A. parasiticus</i> , <i>A. nomius</i> <i>Penicillium verrucosum</i> , <i>Aspergillus ochraceus</i> , <i>Aspergillus carbonarius</i> <i>Penicillium expansum</i> , <i>Aspergillus clavatus</i> <i>Byssochlamys nivea</i> <i>Fusarium verticillioides</i> , <i>F. proliferatum</i> <i>Fusarium graminearum</i> , <i>F. culmorum</i> <i>F. crookwellense</i> , <i>F. sporotrichioides</i> <i>F. poae</i> , <i>F. tricinctum</i> , <i>F. acuminatum</i> <i>Fusarium graminearum</i> , <i>F. culmorum</i> <i>F. crookwellense</i> .
	Alcaloïdes d'ergot (dit ergot du seigle)	<i>Claviceps purpurea</i> , <i>C. paspali</i> , <i>C. Africana</i>
Autres mycotoxines	Citrinine Toxines d' <i>Alternaria</i> (alternariol, alternariol méthyl éther...) Acide cyclopiazonique Stérigmatocystine Sporidesmines Stachybotryotoxines Toxines d'endophytes (ergovaline, lolitrème B) Phomopsines Toxines trémorgènes	<i>Aspergillus terreus</i> , <i>A. carneus</i> , <i>A. niveus</i> <i>Penicillium verrucosum</i> , <i>P. citrinum</i> , <i>P. expansum</i> <i>Alternaria alternata</i> , <i>Alternaria solani</i> <i>Aspergillus flavus</i> , <i>A. versicolor</i> , <i>A. tamarii</i> <i>Penicillium</i> dont <i>P. camemberti</i> <i>Aspergillus nidulans</i> , <i>A. versicolor</i> , <i>A. flavus</i> <i>Pithomyces chartarum</i> <i>Strachybotrys chartarum</i> <i>Neotyphodium coenophialum</i> , <i>N. lolii</i> <i>Phomopsis leptostromiformis</i> <i>Penicillium roquefortii</i> , <i>P. crustosum</i> , <i>P. puberrelum</i> <i>Aspergillus clavatus</i> , <i>A. fumigatus</i>

Les espèces d'*Aspergillus* ont un appareil végétatif formé de filaments mycéliens cloisonnés et ramifiés, au sommet de ces filaments, se dressent les conidiophores qui se terminent par une vésicule de forme variable. Sur cette vésicule Soit des phialides sont directement insérés on appelle alors « tête unisériée », ou les cellules conidiogènes sont précédées de métules, on parlera alors de « tête bisériée » (Raper et Fennel., 1965) (Figure 6).

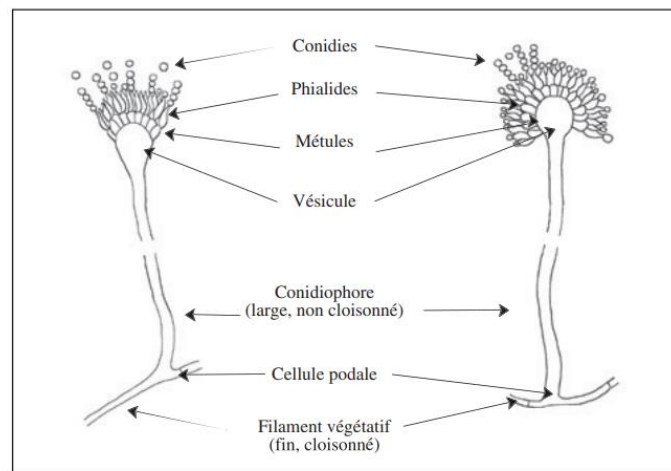


Figure 1 : Schémas représentatif d'une tête aspergilliaire (Chabasse et *al.*, 2002)

I.2.4.2. Genre *Penicillium*

Très commun dans l'environnement, *Penicillium* est un polyphage et saprophyte responsable de nombreuses dégradations. On le retrouve dans les sols et les matières organiques en décomposition mais aussi dans les denrées alimentaires telles que les céréales, les arachides et les produits laitiers (Storey et *al.*, 2004).

Le genre *Penicillium* compte près de 227 espèces dont la structure est composée de thalle, des pénicilles et des spores (Pitt, 1988). Ils se développent dans les milieux humides car Ils nécessitent une activité hydrique élevée contrairement aux *Aspergillus*. Leurs températures de croissance sont de l'ordre de 20 à 27°C (Pitt, 1988).

Les colonies de *penicillium* présentent un aspect poudreux voir duveteux, de couleur vert-gris comme *P. citrinum*, vert-jaune comme *P. chrysogenum*, vert sombre comme *P. roqueforti*, et plus rarement blanche comme *P. camemberti* (Botton et *al.*, 1990 ; Pitt, 1988).

Leur thalle est formé d'un mycélium septé et hyalin. Il porte les conidophores qui peuvent être simples ou ramifiés, et à leur extrémité on trouve les phialides (cellules

conidogènes). Ces dernières peuvent être insérées directement comme pour *Penicillium monoverticillé* ou par l'intermédiaire d'une ou plusieurs rangées de métules le cas de *Penicillium biverticillé*, (figure6). C'est ces phialides qui donnent naissance à des conidies, les spores unicellulaires qui peuvent avoir plusieurs formes et être de couleurs grisâtre ou verdâtre (Botton et al., 1990).

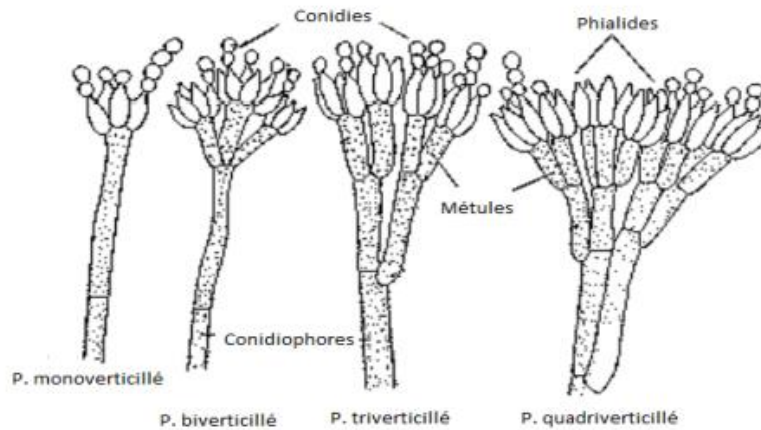


Figure 2 : Appareil reproducteur chez *Penicillium* (Chabasse et al., 2002)

I.2.4.3. Genre *Fusarium*

Le genre *Fusarium* renferme environ 40 espèces très répandues (Nelson et al., 1983), dont des phytopathogènes, responsable de fusarioses chez certaines plantes. Presque la totalité des espèces de *Fusarium* sont potentiellement productrice de mycotoxines et par conséquent sont responsables d'intoxication chez les êtres humains et les animaux d'élevage (Chabasse et al., 2002).

Les *Fusarium* ont une température de croissance comprise entre 22 et 37°C (Chabasse et al., 2002).

Les colonies que produisent les *Fusarium* sont planes, d'aspect cotonneux, parfois floconneux, et de couleurs claires selon les espèces elles peuvent être crème, blanche, saumon, violette, brune, jaune (Chermette et Bussieras, 1993). Les *Fusarium* sont reconnue grâce à leur macroconidies fusiformes et cloisonnées. Leurs phialides peuvent avoir un site de bourgeonnement unique, on les appelle alors monophialide et il se situe à l'extrémité d'un col allongé cas de *F. solani* ou court et trapu comme chez *F. oxysporum*. D'autres espèces comme *F. proliferatum*, leurs phialides présentent plusieurs sites de bourgeonnement (polyphialides) (Chabasse et al., 2002) On distingue deux types de conidies : les Microconidies : de petite taille,

fusiformes, cylindriques ou ovoïdes, isolés, solitaires ou groupées, disposées en verticille ou en chaînettes et les Macroconidies pluricellulaires à cloisons seulement transversales, fusiformes, souvent courbées (Chabasse et *al.*, 2002).

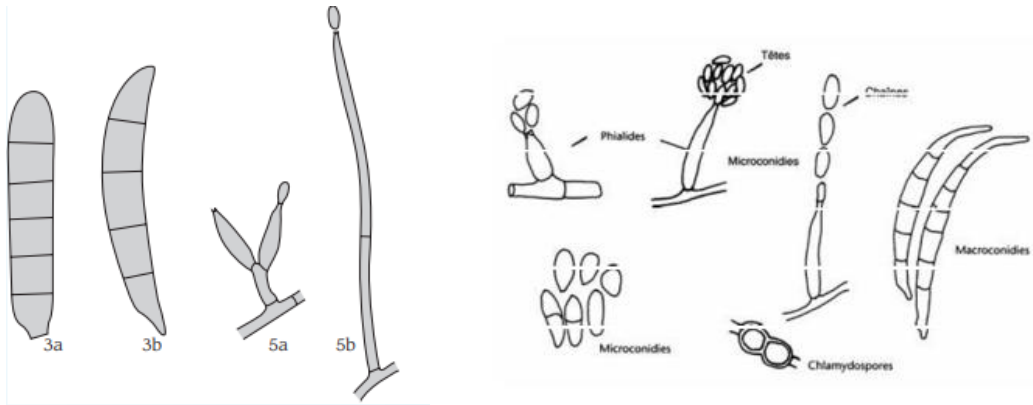


Figure 3 : Aspect microscopique des conidies de *Fusarium* (macroconidiide et microconidies) (Campbell et *al.*, 2013 ; Chabasse et *al.*, 2002). 3a : Macroconidie droite, avec des extrémités rondes ; 3b : Macroconidies incurvées, avec des extrémités pointues ; 5a : Microconidie sur phialide courte ; 5b : Microconidie sur phialide longue.

I.2.4.4. Genre *Alternaria*

On compte parmi les *Alternaria* des espèces saprophytes et des espèces qui peuvent devenir des agents pathogènes opportunistes causant des maladies chez, les insectes et les êtres humains mais surtout chez les plantes la grande majorité étant phytopathogènes. Une vaste gamme de plantes est concernée par les alternarioses, allant des céréales (*Alternariatriticina*) aux cultures maraîchères et fruitières (Rotem, 1994).

Les espèces d'*Alternaria* donnent des colonies d'un aspect de velours, de couleur noire ou grise. Sous microscope, leur conidiophores apparaissent courts et cloisonnés, de couleur foncée. On rencontre à leur extrémité des chaînes simples ou ramifiées de spores (Figure 8). Leurs spores sont pluricellulaires et divisées par des cloisons longitudinales ou transversales (Larone, 1987).

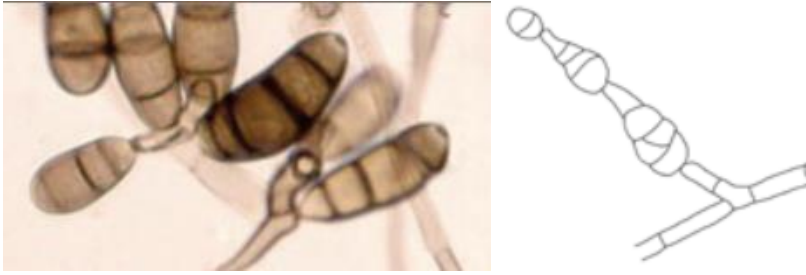


Figure 4 : Spores d'*Alternaria* spp (Chabasse et al., 2002).

I.2.4.5. Genre *Claviceps*

Faisant partie des Ascomycètes, *Claviceps* regroupe une cinquantaine d'espèces productrice de plus de cinquante alcaloïdes différents (Rehacek et Sajdl, 1990). L'espèce la plus connue de ce genre est *Claviceps purpurea*, responsable de la maladie de l'ergot du seigle chez les végétaux et de l'ergotisme chez l'Homme et l'animal (Bouchet et al., 2005).

Préférant les zones tempérées, la croissance de *Claviceps* nécessite des températures comprises entre 5 et 20°C avec un optimum vers 12°C pour la formation du sclérote (Alderman, 1993).

Le genre *Claviceps* se distingue par la formation d'un sclérote de couleur, de taille et de forme différente selon les espèces. Ce sclérote, aussi appelé ergot, représente la forme de résistance du champignon en conditions hivernales. Il se caractérise par une enveloppe protectrice rigide et de couleur sombre (brun-violacé à noir). Il se compose d'un amas compact de filaments mycéliens dénommé stroma, qui au printemps lorsque le sclérote germe, il devient l'organe dans lequel les ascocarpes (responsable de la production de spores) sont élaborés (Gauthier, 2016).



Figure 5 : Sclérote de claviceps en brun foncé et noir ([Ergot Alkaloids - \(aokin.de\)](http://aokin.de))

I.3. Les mycotoxines

Les mycotoxines, substances produites par des moisissures sont recensées parmi les contaminants qui exercent un pouvoir toxique réel sur le consommateur qu'il soit être humain ou animal et ceci même à des concentrations minimales (Eskola, 2002 ; Bennet, 1987).

Bien qu'on compte plus de 300 métabolites secondaires fongiques, seulement une trentaine d'entre eux possède des caractéristiques toxiques (Pfohl-Leszkowicz, 1999). Il est possible que différentes espèces de moisissures produisent une même toxine par contre, certaines souches d'une espèce productrices peuvent ne pas produire de mycotoxines (Eskola, 2002).

I.3.1. Définition

Le terme mycotoxine est constitué de deux mots : « Mycos » du grec ancien qui signifie champignon, et « Toxicum » signifiant poison en latin. Les mycotoxines sont des métabolites secondaires toxiques sécrétées par certains micromycètes filamenteux qui se développent en particulier sur les céréales (Pitt, 1996).

Les mycotoxines sont définies comme étant des composés chimiques de nature non protéiques à poids moléculaire faible (0,3 – 0,7 kDa). Certaines moisissures pathogènes les produisent avant et après le stockage de l'aliment. Ce sont des métabolites secondaires synthétisés pendant la « phase en plateau » (idiophase) donc indispensables à la vie et au développement de l'espèce. Ces substances d'où leur nom, possèdent des caractéristiques toxicologiques nocives pour les organismes, même à faibles doses (Pellan, 2020). Il est probable que ces mycotoxines représentent le moyen de défense qu'utilisent les champignons contre des parasites ou contre des micro-organismes en concurrence avec eux dans le même environnement (Adams, 2002).

On peut classer les mycotoxines en fonction de leur origine biologique et leur structure on a alors les polycétoacides, terpènes, cyclopeptides et métabolites azotés ou plus simplement selon leurs principaux effets toxiques. Parmi les groupes de mycotoxines ayant une importance du point de vue agro-alimentaire et sanitaire, Il y'a les aflatoxines, les ochratoxines et l'ochratoxine A en particulier, la patuline, les fumonisines, la zéaralénone et les trichothécènes et tout particulièrement le déoxynivalénol (Gallotti et Fremy, 2006).

Il est important de prendre en considération que le taux de toxicité peut varier considérablement d'une toxine à une autre et ceci même dans un même groupe structural de toxines, et que le danger n'est pas exclusivement lié à la toxine elle-même, mais peut aussi être du a ses métabolites et a l'effet coordonné en cas de multi-contamination (Gallotti et Fremy, 2006).

Tableau 5 : Principaux mycotoxines (Snini, 2014).

Mycotoxine	Principaux Producteurs	Produits touchés	Effets délétères
Aflatoxines	<i>A.flavus</i> / <i>A.parasiticus</i>	Mais, blé, noix, amandes, figues, dattes	Cancérogénicité, Génotoxicité, Hépatotoxicité
Trichothécènes (DON)	<i>F.graminearum</i>	Blé, maïs, orge, riz	Immunotoxique
Ochratoxine A	<i>A.ochraceus</i> <i>P.verrucosum</i>	Raisin, céréales, noix, fruits sec	Génotoxicité, Néphrotoxicité
Zéaralénone	<i>F.graminearum</i>	Mais, blé	Ostrogénique
Fumonisines	<i>F.verticillioides</i>	Mais	Hépatotoxicité, Génotoxicité
Patuline	<i>P.expansum</i> <i>B.nivea</i>	Pommes, ensilages	Neurotoxicité

I.3.2. Mycotoxines rencontrées dans la nourriture de volaille

L'Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) estime qu'environ 25% des céréales produite dans le monde sont contaminées par les mycotoxines

(Rice et Ross, 1994). D'autres aliments comme les graines, les épices, les fruits, et leur sous-produit peuvent également être contaminés par ces toxines.

Selon des études récentes, 80% des céréales et fourrages du monde contiennent des mycotoxines (Kovač et al., 2018). L'alimentation de volaille, est en grande partie composée de céréales ce qui fait d'eux des espèces fréquemment exposées aux mycotoxines (Magninet al., 2016).

I.3.2.1. Aflatoxine

Produite généralement par deux souches d'*Aspergillus* section *Flavi* (Marin et al., 2013), ce sont des molécules possédant un poids moléculaire faible (312 à 330 g/mol), peu solubles dans l'eau et insolubles dans les solvants non polaires. Elles sont facilement extraites dans les solvants organiques moyennement polaires (chloroforme et alcool méthylique), du fait de leur solubilité dans ces derniers. Sous lumière ultra-violette (U.V. longs), elles dégagent une fluorescence bleue pour les AFB "blue" et verte pour les AFG "green", l'AFM1 ayant une fluorescence bleu-mauve (Gallotti et Fremy, 2006).

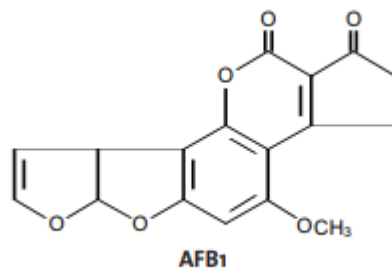


Figure 10 : Structure moléculaire de l'aflatoxine AFB1 (Gallotti et Fremy, 2006).

Plusieurs types d'aflatoxines peuvent être rencontrés dans les aliments, dont l'aflatoxine B1 (AFB1) qui est la plus toxique, suivie par ordre décroissant de toxicité, par l'AFM1, l'AFG1, l'AFB2 et l'AFG2 (Magnin et al., 2016).

I.3.2.2. Ochratoxine A (OTA)

Son nom fait référence à l'espèce de laquelle elle a été isolée la première fois *Aspergillus ochraceus* (Van der Merwe et al., 1965). Elle est produite par deux genres principaux *Aspergillus* et *Penicillium* (Marin et al., 2013). L'OTA est une substance qui dérive de la famille des dihydrocoumarines et reliée à une phenylalanine, elle est pourvue d'un pouvoir tératogène et cancérigène reconnue ainsi que d'une néphrotoxicité (Chapelard-leclerc et al., 2005).

La structure de l'OTA lui permet d'être stable au stockage ainsi elle peut résister généralement aux procédés de transformation industriels (Gallotti et Fremy, 2006).

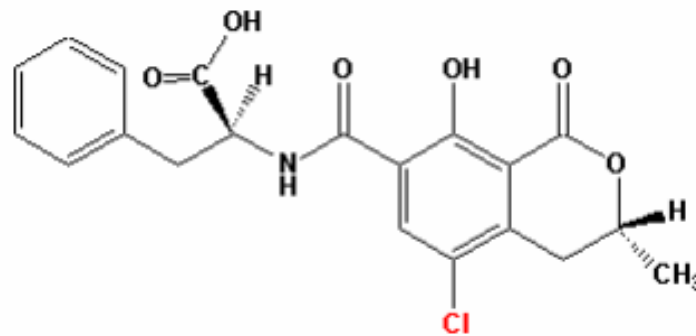


Figure 11 : Structure moléculaire de l'OTA (Eskola, 2002).

I.3.2.3. Tricothécène

Appartenant au groupe des sesquiterpénoïdes, les tricothécènes sont produits par plusieurs espèces du genre *Fusarium*, en particulier *F. graminearum*, *F. culmorum*, *F. poae* et *F. sporotrichioides* (Gallotti et Fremy, 2006). Ils sont classés en groupes dont la prévalence et la toxicité varient. Les groupes A et B sont les plus couramment retrouvés dans les céréales et c'est les tricothécènes du groupe A qui sont considérés comme les plus toxiques (Leeson et al., 1995).

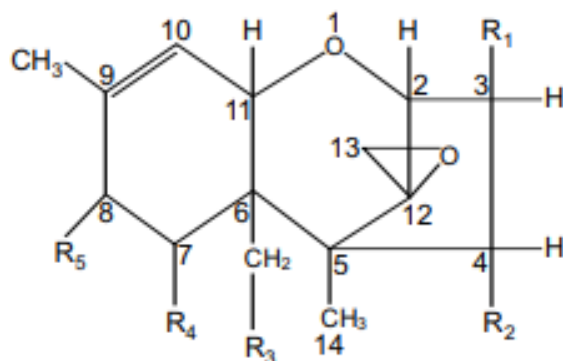


Figure 12 : Structure moléculaire des trichothecene des groupes A et B (Magnin et *al.*, 2016).

1.3.2.4. Fumonisine

Les fumonisines sont également produites par le genre *Fusarium* notamment par les espèces *Fusarium moniliforme* et *F. proliferatum* sur des céréales comme le maïs, l'orge, le sorgho, aussi bien en champ que dans les réservoirs de stockage (Bennett et Klich, 2003).

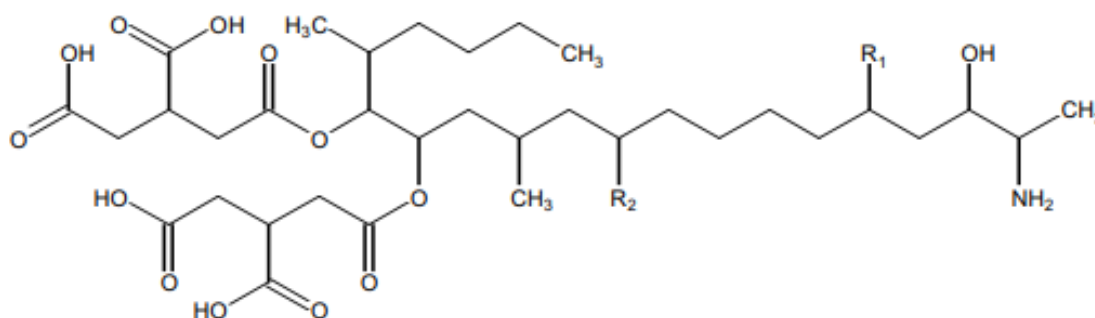


Figure 13 : Structure moléculaire de la fumonisine (Gallotti et Fremy, 2006).

1.3.2.5. Zéaralénone

La zéaralénone (ZEN) possède une structure oestrogénique non-stéroïde, elle est synthétisée par des espèces du genre *Fusarium* tel que *Fusarium graminearum* et *Fusarium culmorum* (Bennett et Klich, 2003). La molécule émet une fluorescence bleue et atteint son maximum d'émission à 450 nm (Gallotti et Fremy, 2006)

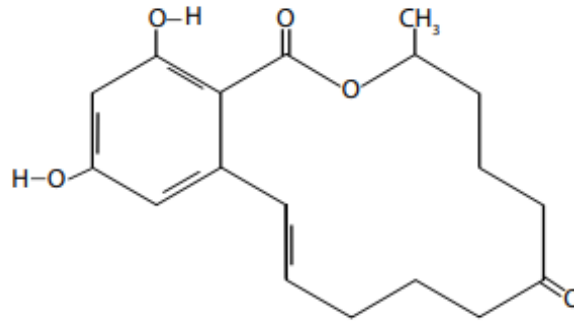


Figure 14 : Structure moléculaire de la zéaralénone (Gallotti et Fremy, 2006)

1.3.3. Biosynthèse des mycotoxines

La mycotoxicogénèse est le processus qui consiste en la synthèse des toxines fongiques. Comme la croissance fongique, il est conditionné par différents facteurs physique, chimique et biologique, dont la température, l'intensité lumineuse, le dioxyde de carbone de l'air, les éléments nutritifs disponibles et la présence d'autres espèces compétitives (D'Melloet *al.*, 1997 ; Hendry et Cole, 1993).

La production de mycotoxines a lieu au cours de l'idiophase en partant des précurseurs issus du métabolisme primaire (Steyn, 1998), Il y'a les dérivées des acides aminés comme les alcaloïdes de l'ergot, acide aspergillique, gliotoxine, roquefortine, ceux issues de la voie des polyacetates tel que les aflatoxines, acide penicillanique, citrinine, fumonisines, ochratoxines, patulines, zéaralénone et les dérivées des terpènes comme les trichothécènes, deoxynivalenol, verrucarines (Chapeland-leclerc et *al.*, 2005).

Les voies de biosynthèse des mycotoxines sont longues et complexe et Les réactions de biosynthèses sont catalysées par des enzymes spécifiques autres que celles du métabolisme primaire (Steyn, 1980).

D'autres moyens autre que la biosynthèse permet d'obtenir une toxicité. La bioconversion par exemple ou le champignon peut transformer une substance non toxique en une denrée toxique c'est le cas de l'acide coumarique, qui devient dicoumarol, un anticoagulant puissant (Chapeland-leclerc et *al.*, 2005). Il y'a aussi le cas où l'espèce parasite d'un végétal

détourne le métabolisme normal de la plante et aboutit à la formation de produits toxiques n'existant pas dans la plante à l'état normal (Chapeland-leclerc *et al.*, 2005).

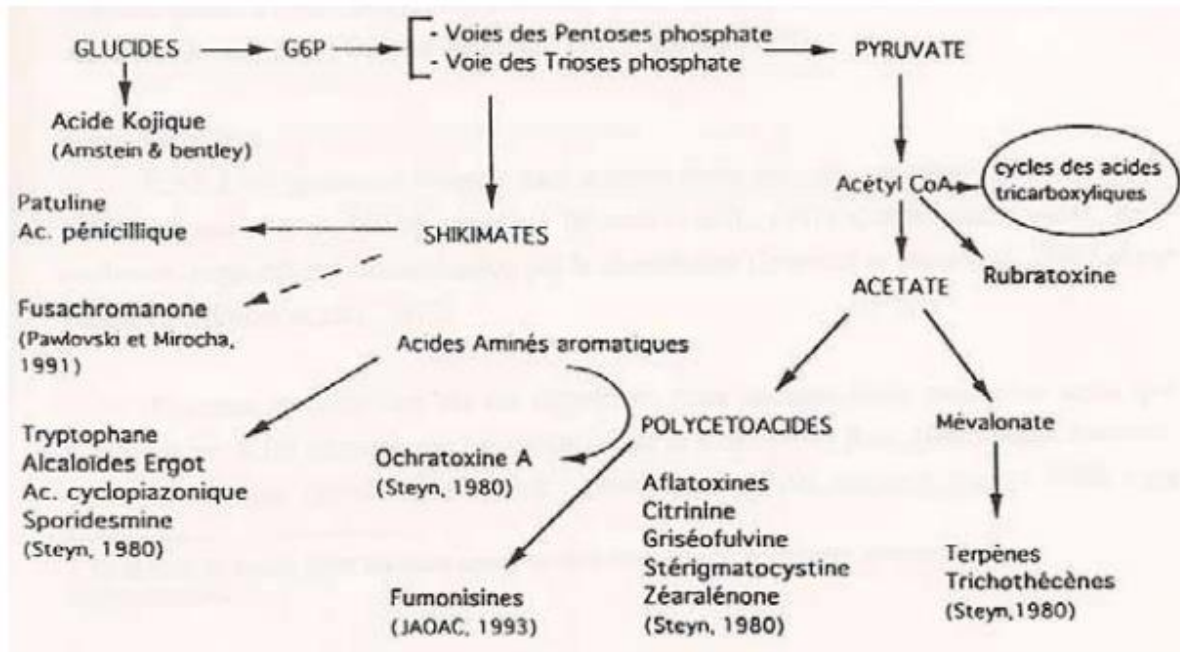


Figure 15 : Voies de biosynthèse des mycotoxines (Tabuc, 2007).

I.3.4. Effets des mycotoxines sur les volailles

Du fait de la part importante que prennent les céréales dans leur alimentation, les animaux monogastriques d'élevage tel que les volailles sont particulièrement exposés aux mycotoxicoses. En effet, étant dépourvue de réservoir ruminal contenant des microorganismes, les toxines ne peuvent pas être dégradées avant leur absorption intestinale (Gallotti et Fremy, 2006).

Les conséquences observées en présence de mycotoxines dans les aliments dépendent certes des mycotoxines en elles-mêmes mais aussi du niveau d'exposition à ces dernières (dose, durée) (Magnin *et al.*, 2016). En effet, certaines mycotoxines montrent une toxicité en une seule exposition à une forte dose, ce qu'on appelle toxicité aiguë (Gallotti et Fremy, 2006). On parle alors de dose létale médiane (DL50), en d'autres termes, c'est la dose de substance causant la mort de 50% de la population exposée (Magnin *et al.*, 2016).

L'effet chronique correspond à la toxicité issue d'une exposition répétée à des doses très faibles, c'est l'effet le plus redouté en vue du pouvoir persistant des toxines (Gallotti et Fremy,

2006). Sur le long terme, on peut observer la réduction de prise alimentaire et par conséquent de croissance chez les animaux on peut observer aussi des infections gastro-intestinales, des maladies des voies respiratoires, des déficiences immunitaires voir même des cancers comme le cancer hépatocellulaire (Barac, 2019).

Selon l'Agence française de sécurité sanitaire des aliments (AFSSA, 2009), on observe nombreux effets indésirables des mycotoxines sur les volailles : des effets hépatotoxiques, néphrotoxiques, dermatotoxiques ou reprotoxiques. D'autres effets plus discrets s'ajoutent tels une toxicité digestive, un effet immunomodulateur et des altérations de performances.

I.3.5. Normes et législations des mycotoxines dans l'alimentation de volaille

La réglementation établie des seuils de concentration à ne pas dépasser dans l'alimentation humaine et animales y compris l'alimentations de volaille (Tableau 6) mais les maximums admissibles diffèrent d'un pays à un autre (Guezlane-tebibel et *al.*, 2016). Environ 100 pays dont 15 africains ont établies des réglementations pour les mycotoxines (Bandyopadhyay et *al.*, 2007).

En Algérie, l'arrêté correspondant au 11 octobre 2006 rend obligatoire la méthode de dosage de l'aflatoxine B1 et le totale des aflatoxines B1, B2, G1 et G2 dans les céréales et produits alimentaires (Chetatha, 2014).

Tableau 5 : Effets et mécanismes d'action cellulaire des mycotoxines (AFSSA 2009).

Toxines	Effets	Mécanismes d'actions cellulaires et moléculaires
Aflatoxines B1 + M1	Hépatotoxicité Genotoxicité Cancérogénicité	Formation d'adduit à l'ADN
Ochratoxines A	Immunomodulation Néphrotoxicité Genotoxicité	Peroxydation lipidique Bioactivation par cytochromes P450 Conjugaison aux GS-transférases
Patuline	Neurotoxicité Mutagenèse in vitro	Inhibition indirecte d'enzymes
Trichothécènes (Toxine T-2, DON, ...)	Hématotoxicité Immunomodulation Toxicité cutanée	Induction de l'apoptose sur progéniteur hématopoïétique et cellules immunitaires Impact sur la synthèse des protéines Altération des immunoglobulines
Zéaralène	Fertilité et Reproduction	Liaison aux récepteurs œstrogéniques Bioactivation par des réductases Conjugaison aux glucuronyltransférases
Fumonisines B1	Lésion du système nerveux central Hépatotoxicité Immunomodulation Genotoxicité	Inhibition de la synthèse de céramide Altération du rapport sphinganine/sphingosine Altération du cycle cellulaire

Tableau 6 : Teneurs maximales réglementées en mycotoxines dans l'alimentation de volaille (Magnin et al., 2016)

Espèces	Mycotoxines	Teneur maximale réglementée/recommandée dans un aliment complet* (mg /kg)	Références
Volailles	Fumonisines (FB1 + FB2)	20	Recommandation 2006/576/CE
Volailles	Déoxynivalénoles	5	Recommandation 2006/576/CE
Volailles	Zéaralène	2''	Recommandation 2006/576/CE
Volailles	Ochratoxine A	0,1	Recommandation 2006/576/CE
Volailles	Aflatoxine B1	0,01	Règlement 2011/574/CE
Volailles	Aflatoxine B1	0,005	Règlement 2011/574/CE
Volailles	Ergot	1000'''	Règlement 2011/574/CE
Volailles	T2 + HT2	0,25	Recommandations 2013/165/UE et 2013/637/UE

Pour un aliment ayant un taux d'humidité de 12% ; '' Teneur maximale recommandée pour les céréales et les produits à base de céréales, excepté les produits issus du maïs ; '''Matières premières des aliments pour animaux et aliments composés pour animaux contenant des céréales non moulues.

II. Partie expérimentale

II.1. Matériel et méthodes

Ce travail a été réalisé au niveau du laboratoire de Microbiologie (pédagogique) de l'université Belhadj Bouchaib – Ain Temouchent (UBBAT), durant le second semestre du Master 2 de l'année universitaire 2020/2021.

II.1.1. Echantillonnage et transport des échantillons de nourriture de volaille

Trente-trois (33) échantillons ont été prélevés de plusieurs points de vente dans les villes de Maghnia et Ain Temouchent à Hai Zitoun. Les points visités sont ceux disponibles dans les régions d'étude. En plus, l'étude était coïncidée avec une rupture de la nourriture de volaille.

Plusieurs types de nourriture étaient prélevés à savoir (1) celle destinée à la croissance pour le poulet de chair, (2) celle destinée aux poules pondeuses et (3) celle destinée aux poussins. D'autres échantillons d'orge et de blé ont été prélevés car ils sont utilisés aussi pour l'alimentation de volaille.

Enfin, les échantillons prélevés dans des boîtes de prélèvement stériles ont été transportés au laboratoire dans les conditions de leur vente pour éviter de changer la qualité organoleptique du produit. Ce changement, e. g. activité d'eau, peut affecter la qualité et la quantité des moisissures recherchées.

II.1. 2. Détermination de la mycoflore de la nourriture de volaille

La recherche de moisissures contaminant la nourriture de volaille a été réalisée suivant la procédure décrite par l'Arrêté du 19 Chaoual 1436 correspondant au 4 août 2015 rendant obligatoire la méthode horizontale pour le dénombrement des levures et moisissures par comptage des colonies dans les produits dont l'activité d'eau est inférieure ou égale à 0,95.

II.1.2.1. Préparation des échantillons

Le principe de dénombrement consiste à ensemercer sur un milieu solide sélectif en boîtes de Pétri des aliquotes d'une série de dilutions décimales.

Une série de dilutions ont été réalisées dans des tubes d'eau physiologique. Pour cela, un 1 g de nourriture est incorporé à 9 mL d'eau physiologique puis mélangé pour construire une dilution de 10^{-1} . A partir de cette suspension, un volume de 1 mL était prélevé puis ajouté à 9 mL d'eau physiologique pour obtenir une dilution de l'ordre de 10^{-2} .



Figure 16 : Préparation des échantillons de la nourriture de volaille.

II.2.2.2. Dénombrement de la mycoflore

Des aliquotes de 500 μL de chaque dilution ont été prélevées puis déposées sur la gélose Dichloran 18% supplémentée d'antibiotique Oxytétracycline (50 mg/L) et des éléments traces de Zinc et Cuivre. La composition est détaillée dans l'annexe 1. L'ajout de l'antibiotique sert à inhiber la croissance des bactéries, tandis que les éléments traces aident les moisissures à présenter toute leur morphologie, notamment les pigments qu'elles produisaient habituellement.

L'intérêt de l'utilisation de milieu Dichloran est de ralentir le développement des mycètes envahissantes telles que les *Mucor* et les *Rhizopus*.

Les boîtes de Pétri inoculées sont incubées à 25°C pendant 7 jours. Après incubation, le dénombrement a été effectué à l'aide de la formule de l'équation 1.

Les résultats de l'identification des espèces fongiques contaminant la nourriture de volaille sont exprimés en CFU/g.

$$N \text{ (UFC)} = \frac{\Sigma C}{(n_1 + 0,5n_2)dV} \quad \text{Eq. 1}$$

Soit,

ΣC (UFC): Somme de colonies comptées sur toutes les boîtes retenues ;

V (mL) : Volume inoculé à chaque boîte ;

n_1 : Nombre de boîtes retenues à la première dilution ;

n_2 : Nombre de boîtes retenues à la deuxième dilution ;

d : Facteur de dilution de la première dilution retenue pour les comptages sur boîte.

II.2.2.3. Purification des isolats

Afin d'obtenir des isolats purs pour leur identification, les isolats ont été repiqués à l'aide d'une anse de platine stérile au centre des boîtes de Pétri contenant le milieu PDA (Annexe 1). Les boîtes étaient ensuite incubées à 25°C pendant 7 jours.

II.2.3. Identification des espèces fongiques

Pour l'identification des espèces de moisissures, la méthodologie était basée sur l'observation macroscopique de l'aspect des colonies puis l'observation microscopiques par la technique du drapeau de Roth appelée également la technique du scotch décrite par Chabasse et *al.*(2002). Cette technique consiste à prélever une fraction mycélienne en collant légèrement un ruban adhésif sur la colonie.

Pour certains isolats mal observés par la précédente technique, la technique des micro-dilutions a été utilisé comme décrite par HARIS (1989). Elle consiste à inoculer les spores des isolats sur une lame menée de petits carrés, de milieu PDA acidifié et les recouvrir par une lamelle. Les spores étaientensemencées sur les limites périphériques du milieu pour leur fournir un potentiel d'oxygène élevé afin qu'elles puissent germer. L'ensemble est conditionné dans une boîte de Pétri stérile et humide puis incubé à $25 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant 3 à 5 jours.

Après incubation, les lamelles auxquelles s'adhèrent le mycélium sont transférées sur d'autres lames stériles. Les observations microscopiques sont effectuées aux grossissements $\times 10$, $\times 40$ et $\times 100$.

Les genres sont déterminés par les caractères cultureux et microscopiques en se référant au manuel de Barnett et Hunter (1972).

II.2.4. Mise en évidence de la production de la mycotoxine

Deux méthodes ont été utilisées pour détecter la capacité des isolats identifiés, à produire les mycotoxines.

II.2.4.1. Détection visuelle de la production de mycotoxines sur milieu CAM

La procédure suivie est celle décrite par Gacem (2021). Elle consiste à repiquer l'ensemble des isolats sur milieu CAM (Coconut agar medium) C'est un milieu gélosé à base de noix de coco qui rend les espèces mycotoxinogène capables d'émettre une fluorescence visuelle à lumière UV de 365nm (Lin et Dianase, 1976). Les boîtes de Petri ont été incubées a 25°C pendant 7 jours ou plus dépendant de la cinétique de croissance de l'isolat testés.

II.2.4. 2.Détection de la production de mycotoxines par la chromatographie sur couche mince (CCM)

Les isolats ont été repiqués séparément sur milieu YES (Yeast Extract Sucrose). Ce milieu étant riche en vitamine du groupe B complexes qui favorise la production de métabolites secondaire et induit les réactions anabolisantes conduisant à la production des mycotoxines (Gacem, 2021). Les flacons sont incubés à 25°C pendant 14 jours.

Une fois les 14 jours d'incubation écoulés, le milieu YES a été filtré sur papier filtre type Wattman afin d'éliminer la biomasse formée (Figure 17). Les 50mL de filtrat obtenu a été mélangé avec 100 mL de chloroforme. Le mélange était agité pendant 10 min puis décanté à l'aide d'une ampoule à décantation. Ensuite, la phase chloroformique est concentrée par évaporation sous vide à l'aide d'un évaporateur rotatif jusqu'à l'obtention d'un volume de 2 mL.



Figure 17 : Filtration du milieu YES sur papier Wattman.

Enfin, la détection est basée sur la séparation par la chromatographie sur couche mince. Elle est réalisée sur une plaque de gel de silice (gel de silice 60 F254) activée au four pasteur à 105°C pendant 30 min. Des spots de 20µl et de 40µl de chaque extrait chloroformique concentré étaient déposés sur la plaque. Elle est ensuite placée dans une cuve chromatographique contenant un mélange de solvant d'élution composé de toluène, d'acide formique et d'acétate d'éthyle de volume respectifs (5 ; 1 ; 4) (Multon,1982) (Figure 18).

Une fois la migration du produit d'éluion à sec faite, la plaque est examinée sous une lampe UV à une longueur d'onde de 365 nm. La présence ou l'absence des mycotoxines est traduite par des fluorescences.



Figure 18 : Séparation des mycotoxines sur plaque de CCM réalisé dans cette étude.

II.2.5. Etude de la croissance des moisissures

II.2.5. 1. Étude *in vitro* :

Pour l'étude de la croissance, un repiquage central a été effectué sur milieu PDA puis incubé à 25°C pendant 15 jours. Tout au long de l'incubation, le diamètre (mm) des colonies a été mesuré chaque jour et à différent moment de la journée.

II.2.5. 2. Estimation de paramètres de croissance des isolats testés

Les paramètres de croissance de chaque isolat ont été estimés à l'aide du modèle de Baranyi et Roberts (1993) représenté par les deux équations suivantes :

$$\gamma = \gamma_0 + \mu_{max} A - \ln \left(1 + \frac{\exp(\mu_{max} A) - 1}{\exp(\gamma_{max} - \gamma_0)} \right) \quad \text{Eq. 2}$$

$$A = t + \left(\frac{1}{\mu_{max}} \right) \ln [\exp(-\mu_{max} t) + \exp(-\mu_{max} \lambda) - \exp(-\mu_{max} t - \mu_{max} \lambda)] \quad \text{Eq. 3}$$

γ : Rayon de la colonie (mm) ;

γ_0 : le rayon initial de la colonie (mm) ;

γ_{max} : Rayon maximal de la colonie (mm) ;

μ_{max} : Taux maximum de croissance radial (mm / j) de la colonie ;

λ : Temps de latence (j, temps pour rayon > 2.5mm) ;

t : Temps en jours (j).

II.2.6. Modélisation de la croissance de moisissures durant le stockage de produit

L'évolution de moisissures a été estimée durant le stockage de la nourriture de volaille pour les deux mois plus froid (Janvier) et plus chaud (Aout) pour l'année 2022. Puisque l'ensemble de distributeur de l'aliment de volaille, stockent leur farine à la température ambiante, les données de la température ont été collectées de la météo (dzmeteo.com) pour les régions de prélèvement ville de Ain Témouchent. Quant au temps de stockage a été également collectés de point de distribution (Tableau 6). Le Tableau 6 montre la méthodologie de la simulation de l'évolution de concentration de moisissures en fonction de conditions de stockage. La simulation de Monte Carlo a été réalisée à l'aide de logiciel @risk version 5.

Tableau 7 : Méthodologie, variable et distributions utilisés pour l'estimation de concentration de moisissure durant le stockage de nourriture de volaille.

Variable	Symbole	Distribution	Référence et/ou source
Contamination initiale de la nourriture de volaille			
Concentration de moisissures (UF)/échantillons	C_0	RiskDuniform($N_1 ; N_{33}$)	Dans cette étude
Nombre des échantillons contaminé	-	\underline{n}	Dans cette étude
Nombre des échantillons non contaminé	-	\underline{c}	Dans cette étude
Prévalence de moisissures	P	RiskBeta($n+1 ; c+1$)	Dans cette étude
Distribution de la concentration de moisissures	D_0	$C_0 \times P$	Dans cette étude
Croissance de moisissure durant le stockage chez la boulangerie			
Température de challenge test (°C)	$T^\circ C$	25	Dans cette étude
Temps de latence (jour) à 25°C	$\lambda_{25^\circ C}$	Equation 2&3	Dans cette étude
Taux de croissance(jour ⁻¹) à 25°C	$\mu_{25^\circ C}$	Equation 2&3	Dans cette étude
Température cardinale minimale (°C)	T_{\min}	RiskDuniform(-9,1 ; ; -35,4)	Nguyen Van Long et al. (2021)
Température cardinale maximale(°C)	T_{\max}	RiskDuniform(29 ; ; 30,3)	
Température cardinale optimale(°C)	T_{opt}	RiskDuniform(23 ; ; 28,5)	
Distribution gamma température(°C)	$\gamma_{T^\circ C}$	$\gamma_{T^\circ C} = \frac{(T - T_{\min})^2 (T - T_{\max})}{(T_{\text{opt}} - T_{\min}) [(T_{\text{opt}} - T_{\min}) (T - T_{\text{opt}}) - (T_{\text{opt}} - T_{\max}) (T_{\text{opt}} + T_{\min} - 2T)]}$	Ziane et al. (2019)
Taux de croissance optimum (jour ⁻¹)	μ_{opt}	$\mu_{25^\circ C} / \gamma_{25^\circ C}$	Ziane et al. (2014)
Température de stockage (°C)	$T^\circ C$	Janvier : 13,6 Aout : 27,5	Ziane et al. (2021)
Temps de latence à la température de stockage (Jour)	$\lambda_{T^\circ C}$	$\mu_{25^\circ C} \times (\lambda_{25^\circ C} / \mu_{T^\circ C})$	Ziane et al. (2019)
Taux de croissance à T°C (jour ⁻¹)	$\mu_{T^\circ C}$	$\gamma_{T^\circ C} \times \mu_{\text{opt}}(\text{farine})$	Ziane et al. (2019)
Temps de stockage (jour)	t	RiskPert(10 ; 12 ; 15)	Dans cette étude
Concentration finale de moisissure dans la nourriture de volaille (UFC/g)			
Proportion des moisissures mycotoxinogène	P_{myco}	RiskUniform(0 ; 1)	Dans cette étude
Concentration de moisissures toxigène (UFC/g)	[Mycoflore]	$P_{\text{myco}} \times D_0 \times \exp(\mu_{T^\circ C} \times t)$	Dans cette étude

II.2. Résultats et discussions

II.2. 1. Détermination de la mycoflore de la nourriture de volaille

Dans cette étude, 32 échantillons (sur 33 échantillons analysés) d'aliment de volaille ont été retrouvés contaminés par des moisissures. Cette contamination représente une fréquence de contamination de 96,97% avec une moyenne de 8,01 UFC/g. Cette fréquence de contamination est avérée moins contaminée par rapport aux échantillons analysés par Ghaemmaghami et al., 2016, et plus contaminée par rapport aux échantillons analysés (43%) et (25-43%) par Anifowose et al. (2021) et Embaby et al. (2015) respectivement. Quant à la concentration fongique dans les échantillons analysés, elles sont plus élevées par rapport aux échantillons analysés 4 log(UFC/g) et 5 log (UFC/g) par Anifowose et al. (2021) et Krnjaja et al. (2014) respectivement.

L'origine des matières premières de l'alimentation de volaille, peut expliquer cette contamination fongique. De nombreuses espèces sont des habitants du sol. Certains, sont des agents biodégradateurs importants ; et d'autres se spécialisent dans la colonisation des produits de base de l'alimentation, en particulier les céréales et les produits qui en sont dérivés (Pitt, 2002).

Dans cette étude, 10 genres de moisissures ont pu être isolés à des proportions différentes (Figure 19) avec une dominance du genre *Penicillium* (75%) suivie de *Fusarium* (48%) et *Aspergillus* (45%). Les résultats présentés par Oliviera (2006), au Brésil et Sukmawati (2018) en Indonésie montrent également une dominance du genre *Penicillium* avec respectivement une fréquence de (41,26 %) et (36,36 %) respectivement, mais suivie dans leur cas par *Aspergillus* (33,33% et 13,63%) puis *Fusarium* (20,63 % et 13,63%). Sukmawati et al. (2018) ont montré également la même dominance de ces genres parmi 6 genres identifiés. Quant à Neumannova et al. (1986) ont pu identifier 16 genres avec une dominance de *Aspergillus*.

Les deux genres *Penicillium* et *Aspergillus* sont qualifiés comme contaminants des denrées alimentaires maltraitées mais surtout mal conservées. C'est pour cette raison que Pelhate (1988) ; Berthier et Valla (1998), les considèrent comme contaminant de stockage. Selon Pitt (2002), *Penicillium* peut croître à des températures modérées voire basses qui caractérise le mois de prélèvement des échantillons étudiés (février 2022). À titre d'exemple, le Maïs est l'hôte principal de *Penicillium*. Il peut être infecté pendant les phases pré- et post-récolte et par la suite transmis par les graines (Sukmawati et al., 2018).

Fusarium apparaît en deuxième position, probablement parce qu'il s'agit d'une espèce contaminatrice du maïs. Le maïs est un ingrédient commun de aliments mélangés pour volaille (Bragulat et *al.*, 1995).

En revanche, plusieurs autres études tels que Shareef (2010), Alkhursan (2021) ont obtenue des résultats avec une dominance du genre *Aspergillus* avec la fréquence respective de (88,8%) et (62,77%). Cette différence peut être expliquée par les conditions climatologiques et écologiques des régions de l'étude.

Il est aussi probable que ces différences de fréquences sont dues aux proportions des ingrédients de base utilisés pour l'élaboration de la nourriture de volaille. Par exemple, les espèces d'*Aspergillus* sont des contaminants très fréquents de maïs de blé et d'orge (Tabuc, 2008).

Quant aux autres genres : *Rhizopus spp*, *Alternaria spp*, *Cladosporium spp*, et *Mucorspp* sont rencontrées à des fréquences modérées (Tableau 8). Alors que *Aureobasidium spp*. et *Phaeoacremonium spp*, se trouvent en proportions les plus basse de 3%. La faible présence d'*Aureobasidium*, contrairement à *Aspergillus*, est dû aux faites par exemple il n'est pas présenté comme un phytopathogène des céréales, il simplement rencontré dans des résidus végétaux, des fleurs, du sol, du bois (Dongyou Liu, 2011).

Dans cette étude la liste de genres identifié n'est pas exhaustive. C'est-à-dire l'absence des genres non identifié ne nie pas leur présence. En effet, la présence et la prévalence est sensiblement lié à la nature de l'aliment, aux nombres des échantillons testés, quantités et nombre de prélèvement, méthode d'échantillonnage et méthode et procédure d'analyse.

A cet effet, d'autre travaux ont reporté la présence des autres genres non identifié dans cette étude à savoir *Rhizopus*, *Chrysosporium*, *Scopulariopsis* (Ghaemmaghami et *al.* 2016).

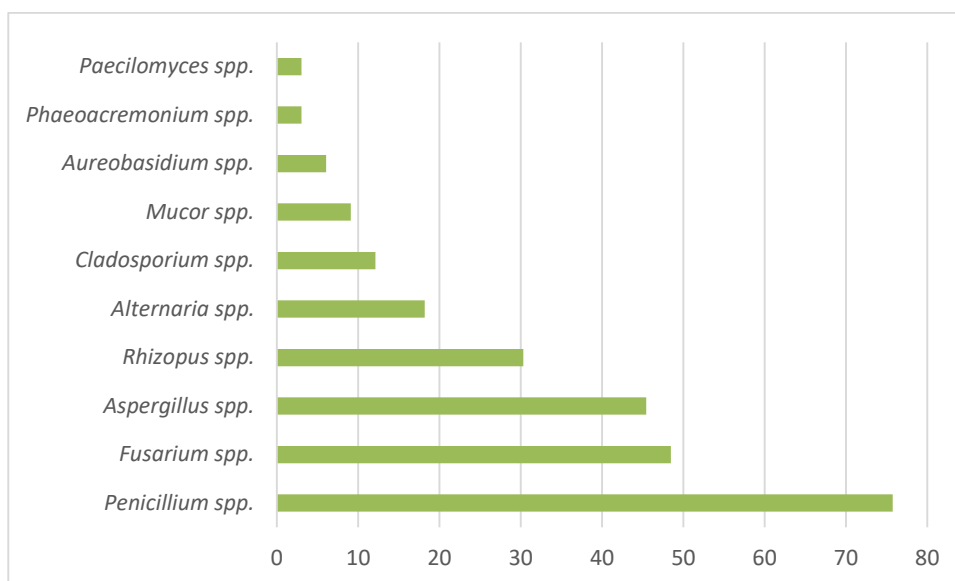


Figure 19 : Fréquences de contamination par genre.

Tableau 8 : Fréquences de contamination des échantillons par genre de moisissures.

Genres	Nombre des échantillons	Prévalence	Concentrations fongiques (UFC/g)		
			Moyenne	Minimum	Maximum
<i>Penicillium spp.</i>	25	75,75	2,31	1,30	4,10
<i>Fusarium spp.</i>	16	48,48	2,14	1,30	3,92
<i>Aspergillus spp.</i>	15	45,45	2,09	1,30	3,14
<i>Rhizopus spp.</i>	10	30,30	2,34	1,30	5,07
<i>Alternaria spp.</i>	6	18,18	2,04	1,60	2,60
<i>Cladosporium spp.</i>	4	12,12	1,97	1,30	2,38
<i>Mucor spp.</i>	3	9,09	2,80	1,90	4,30
<i>Aureobasidium spp.</i>	2	6,06	2,24	1,90	2,58
<i>Phaeoacremonium spp.</i>	1	3,03	2,53		
<i>Paecilomyces spp.</i>	1	3,03	2,01		

II.2.2. Analyses mycotoxiques

II.2.2.1. Détection visuelle de la production de mycotoxines sur milieu CAM

Pour la détection de la production de mycotoxines sur milieu CAM, les isolats identifiés ont été ensemencés directement sur le milieu de culture. Ce milieu a été décrit par Lin et Dianase (1976) pour une détection rapide de l'aflatoxine. Une fluorescence bleue sous lumière UV (365nm) est observée du côté opposé des colonies productrices d'aflatoxines.

Dans cette étude, après 7 jours d'incubation à 25 °C, les cultures ont été exposées à la lumière UV (365nm) pour révéler la production de mycotoxine. Comme le montre les Figures 20, la fluorescence est apparue autour des colonies.

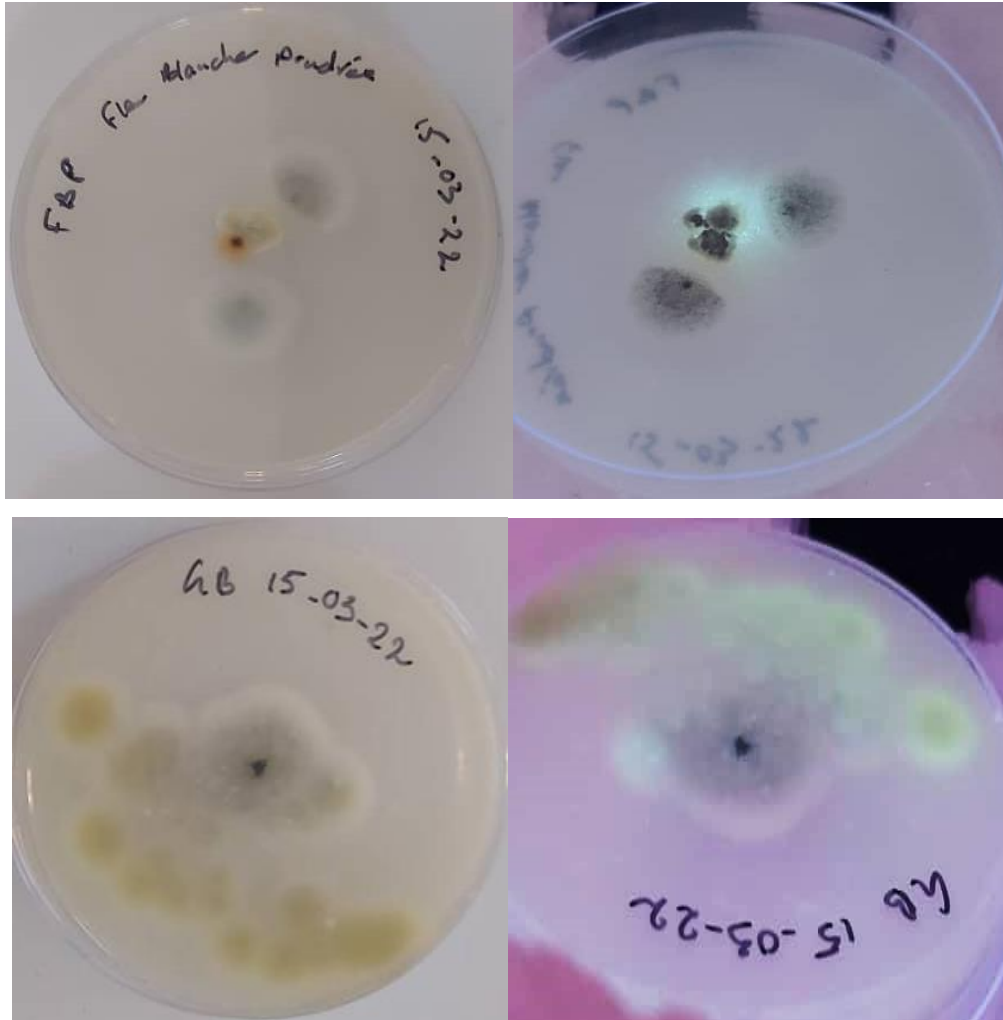


Figure 20 : Aspect fluorescent de la mise en évidence de la production de mycotoxine par les isolats testés. a: *Penicillium* sp FBP b :*Aspergillus* sp. GB sur milieu CAM

Les zones fluorescentes sont spécifiques aux mycotoxines produites par les moisissures : *Penicillium* sp. FBP et *Aspergillus* sp. GB. Sur 25 souches testées seulement deux ont montré une fluorescence sur le milieu CAM. En termes de genres, la production de mycotoxine a été révélée également par Holmes et al. (2008) et Gacem (2021), Lin et Dianase (1976). Atanda (2011) également ont identifiés des aflatoxines a fluorescence de couleur bleue

pour précisément l'AFB1 et AFB2 et une fluorescence de couleur bleu-vert pour AFG1 et AFG2 sous lumière UV (365 nm).

Les constituants de la noix de coco ont un effet sur la production de pigments fluorescent dans le milieu CAM. Par contre, l'utilisation de la noix de coco les milieux de détection des aflatoxines n'est pas toujours fiable en raison de la grande sensibilité d'*Aspergillus* aux constituants du milieu (Yazdani et al., 2010). Dyer et Mc Cammon (1994) a déclaré que la gélose à la crème de noix de coco CMA (50 % de crème de noix de coco) était plus efficace qu'un milieu à base de noix de coco séchée.

Des résultats présentés par Yazdani (2010) ont montré que les aflatoxines n'étaient détectées que sur l'extrait de noix de coco par la présence d'un anneau de fluorescence mais pas sur noix de coco déshydraté. Ceci peut expliquer pourquoi nous n'avons pu obtenir que deux souches sur des 25 testées.

Par ailleurs, la souche *Penicillium sp.* FBP, montre une fluorescence bleue. Selon Pitt et al. (2002), l'ochratoxine A est une toxine produite par une espèce de *Penicillium* : *P. verrucosum*. Heenan et al., (1998) ont déjà signalé que l'OTA avait été produit sur une gélose à la crème de noix de coco. Elle émettait une fluorescence bleu-vert. Aussi, Mantle et Chow (2000) ont signalé que l'OTA apparaît comme une fluorescence bleue intense sur la gélose de noix de coco. Ainsi la fluorescence bleue qui apparaît autour de la souche FBP est probablement l'Ochratoxine A produite par *Penicillium*.

II.2. 2.2. Détection de la production de mycotoxine par CCM

La chromatographie sur couche mince, permet de révéler la production de mycotoxines dans le milieu Y.E.S. Les 4 isolats testés appartiennent aux genres *Aspergillus sp.* JM, *Penicillium sp.* FP, *Penicillium sp.* VRB et *Aspergillus sp.* JC, ont toutes montré une production de mycotoxines comme le montre la Figure 24.

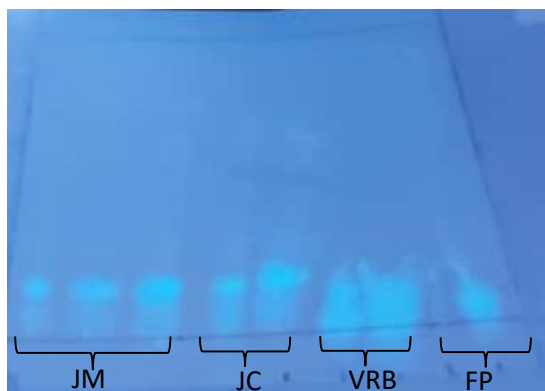


Figure 21 : Chromatogramme de révélation de la production de mycotoxines par les isolats testés. JM et JC : *Aspergillus sp* et *Penicillium sp*. VRB et FP

En effet, les *Aspergillus* et *Penicillium* sont des champignons de stockage et sont connus pour être des producteurs de mycotoxines (Lozada, 1995). Plusieurs études tel que Rahman et al. (2015) Et Shareef et al. (2009) ont également obtenue une production de mycotoxines par ces deux genres.

II.2. 3.Modélisation de la croissance des moisissures

La microbiologie prédictive consiste en l'application de modèles mathématiques pour prédire la présence des agents pathogènes dans les aliments (Dantigny et al., 2005 ; Lahlali et al., 2005). Son application dans le cas des champignons filamenteux n'est pas très réputée contrairement à son application pour les bactéries (Gibson et Hocking, 1997). Ceci est peut-être expliqué par les complexités inhérentes liées à la quantification de la croissance fongique (Gibson et Hocking, 1997). En effet, les champignons ne sont pas unicellulaires. Ils forment un mycélium dont le poids, sauf au stade précoce de la croissance, n'augmente pas de façon exponentielle. De plus, il n'est pas possible de diviser le mycélium en cellules individuelles. Par conséquent, la méthode de quantification par CFU (Colony Forming Unit) ne peut être utiliser que pour dénombrer les spores (Vindeløv et Arneborg, 2002).

En générale, les modèles cinétiques utilisés sont ceux qui sont basés sur la mesure du diamètre de la colonie, une technique simple pour obtenir des données. La croissance des moisissures sur des substrats solides, dans des conditions optimales et en absence de facteurs limitants, suit généralement un modèle constitué d'une phase de latence et d'une phase de

croissance linéaire. Sous des conditions défavorables, une phase stationnaire peut apparaître lorsque les champignons arrêtent de croître (Gibson et *al.*, 1994).

Dans cette étude, le modèle de Baranyi et *al.* (1993) a été appliquée. Malgré la complexité de ce modèle, il donne une bonne qualité d'ajustement lors de modélisation des croissances de moisissures.

En effet, les résultats d'ajustement ont révélé une bonne qualité d'ajustement avec $R^2 \geq 0.98$ à l'exception de quelques cinétiques. La Figure 22 montre un exemple de cinétique de croissance qui obéit bien à une cinétique de premier ordre caractéristique d'une croissance microbienne, semblable à celle des bactéries, ayant différentes phases de croissance : temps de latence ($\lambda_{T^{\circ}C}$), phase exponentielle ($\mu_{T^{\circ}C}$) et phase stationnaire.

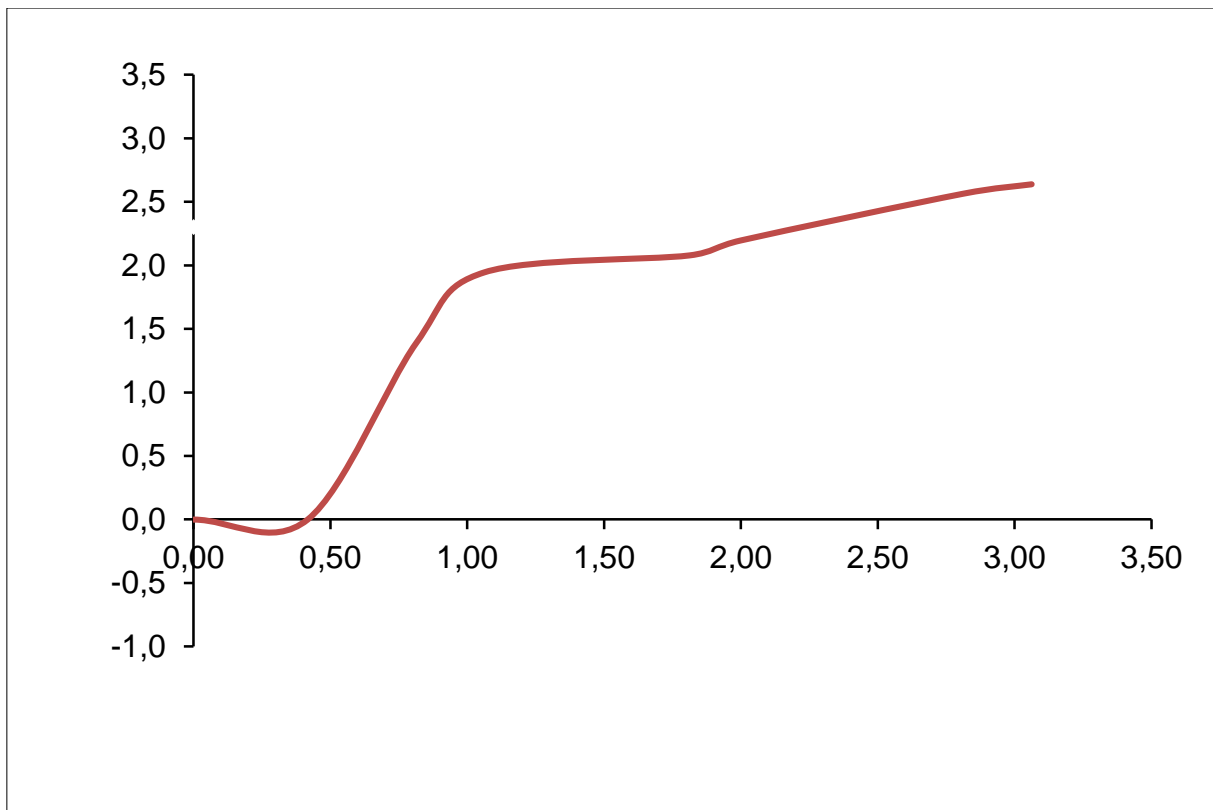


Figure 22 : Cinétiques de croissance de l'isolat *Penicillium BBc*.

Le tableau 9 illustre l'ensemble des paramètres de croissance estimé par la méthode de moindre de carrée. Cette méthode permet de minimiser l'erreur SCE pour estimer les paramètres de croissance : temps de latence ($\lambda_{T^{\circ}C}$) et phase exponentielle ($\mu_{T^{\circ}C}$).

Pour l'ensemble des isolats testés, le temps de latence moyenne varie entre 0,81 et 6,49 jours. Un court temps de latence ($\lambda_{T^{\circ}C}$) a été reporté pour le genre *Alternaria spp*, tandis que le plus long a été estimé pour *Rhizopus spp*. Quant au taux de croissance ($\mu_{T^{\circ}C}$), la valeur la plus élevée a été estimée pour *Cladosporium spp*, cependant, la faible est estimée pour *Alternaria sp*. Quant aux genres producteurs de mycotoxines, ont révélé un temps de latence long mais un taux de croissance élevée. En conclusion de ces résultats, les paramètres de croissance sont dépendants de l'isolat comme étaient montré par

Tableau9: Paramètre de croissance de moisissures isolés à partir de la nourriture de volaille. La température de challenge test est de 25°C.

	Nombre des isolats testés	logR ₀	logR _{max}	lag (λ)	μ_{max}
<i>Penicillium spp.</i>	11	0,58±0,22	2,94±0,5	5,19±1,61	4,42±0,92
<i>Fusarium spp.</i>	1	0	0,46	1,51	2,716
<i>Aspergillus spp.</i>	6	0,616±0,22	3,28±0,5	5,98±0,11	4,997±0,015
<i>Rhizopus spp.</i>	1	1,34	3,58	6,49	4,95
<i>Alternaria spp.</i>	1	0,48	1,64	0,812	1,27
<i>Cladosporium spp.</i>	1	0,70	3,59	6,18	5,01
<i>Mucor spp.</i>	1	1,37	3,58	6,064	4,98
<i>Paecilomyces spp.</i>	2	0,39±0,39	3,58±0,00028	6,192±0,11	4,85±0,13

II.2.4.Effet des conditions de stockage de la nourriture de volaille sur la croissance des moisissures testés

L'évolution de la concentration des moisissures durant le stockage de la nourriture de volaille dans les régions d'étude a été estimé. Le Tableau 10 montre les principaux résultats de la simulation de l'évolution de la concentration fongique durant le stockage. Suite au manque des informations sur la distribution des espèces mycotoxinogènes, une distribution de probabilité Uniform a été utilisé qui modélise la présence par une probabilité étale entre 0 et 1. La modélisation de la concentration initiale a montré une concentration moyenne de 3.25 UFC/g, une médiane de 2.50 UFC/g et maximale de 4.20 UFC/g.

Quant à l'estimation des paramètres de croissance des moisissures à la température de stockage des mois de Janvier et Aout, les moisissures montrent une capacité de croissance au mois d'Aout plus élevée par rapport au mois de Janvier, avec un temps de latence ($\lambda_{T^{\circ}C}$) et un taux de croissance ($\mu_{T^{\circ}C}$) médiane de $2 \log(\text{jours}^{-1})$ respectivement. Cela peut être due à la température moyenne du mois d'aout plus proche à la température optimale de croissance (22 à 25°C). Après simulation de Monte Carlo, la croissance de moisissures estimée après une stockage de Perte (10jours ;12jours ;15jours), aboutit à des concentrations qui dépasse 5 log UFC/g.

Tableau 10 : Résultats de la simulation de Monte Carlo.

	Janvier	Aout
Température (°C)		
Moyenne de médiane maximale et minimale	13.6	27,5
Concentration initiale des moisissures : D (log UFC/g)		
Moyenne	3.25	
Médiane	2.50	
Maximale	4.20	
Taux de croissance (jour-1) Médiane		
	2 log ₁₀	
Temps de latence (jours)		
Maximum	9.62	
Moyenne	6.08	
Médiane	5.5	
Temps de stockage		
	RiskPert(10 ;12 ;15)	
Concentration finale des moisissures mycotoxinogène [Mycoflore]		
Médiane	2.17	1.79
Moyenne	2.16	
Nombre de portion $\geq 4^* \log UF$	0.032	0.88

CONCLUSION

Conclusion

A travers ce travail, les moisissures mycotoxinogènes ont été identifiées puis vérifiées leur capacité de croissance et capacité de production des mycotoxines, ainsi que d'estimer la concentration fongique finale au moment de vente de produit en basant sur la microbiologie prédictive.

Au terme de cette étude, les résultats de l'énumération ont montré que le genre de moisissure le plus dominant est le genre *Penicillium*, suivie de *Fusarium*, *Aspergillus*, et *Rhizopus*. L'incidence élevée du genre *Penicillium* est due au fait que les échantillons ont été récoltés en hiver, où les températures sont favorables à la croissance de cette moisissure. L'évaluation de la capacité de production des mycotoxines des champignons a montré que le genre *Aspergillus* et le genre *Penicillium* sont producteurs respectivement d'aflatoxines et d'ochratoxines. Ces deux genres de champignons sont connus pour être mycotoxinogènes.

Quant à la modélisation de croissance basée sur les données obtenues in vitro « challenge test à 25°C », la simulation de Monte Carlo a montré que les moisissures peuvent se développer dans les conditions de stockage. Au total 0.09 % de portions peuvent dépasser des concentrations de 5 log UFC/g.

Les résultats obtenus au cours de cette étude peuvent varier en fonction des conditions de stockage et des conditions climatiques de la région étudiée.

Comme perspectives, il est proposé d'approfondir cette étude par l'augmentation du nombre des échantillons testés, l'élargissement de la région d'étude, la confirmation de la production de mycotoxine par la biologie moléculaire HPLC couplée avec SM, l'identification moléculaire des isolats obtenus et l'étude de la croissance des moisissures dans l'aliment à différentes températures pour déterminer les valeurs cardinales.

Références bibliographiques

A

- Adams, R. Z. (2002). Indoor environment connections featured public Library Closes Down for Mold Investigation www.ieconnections.com/archive/jan_01/jan-01.htm.
- Alderman, S. C. (1993). Aerobiology of *Clavicepspurpurea* in Kentucky bluegrass. *Plant Disease*, 77(10), 1045-1049.
- Alkhursan, R. N., Khudor, M. H., & Abbas, B. A. (2021). Fungal Contaminant of Poultry Feed in Basrah, Iraq. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 761(1). <https://doi.org/10.1088/1755-1315/761/1/012098>.
- Anifowose, O. R., & Bakre, A. A. (2021). Evaluation of Fungal Contamination in Poultry Feeds During the Rainy Season in Ogun State, Nigeria. *Alexandria Journal of Veterinary Sciences*, 69(1), 107-107.
- Atanda, O., Ogunrinu, M., & Olorunfemi, F. (2011). A neutral red desiccated coconut agar for rapid detection of aflatoxigenic fungi and visual determination of aflatoxins. *World Mycotoxin Journal*, 4(2), 147-155. doi:10.3920/wmj2010.1241.

B

- Baddi, M., Nassik, S., Alali, S., & El hraiki, A. (2021)a. L'impact économique et sanitaire des mycotoxines entre aujourd'hui et demain. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, 9(3).
- Baddi, M., Nassik, S., Alali, S., & El Hraiki, A. (2021)b. Co-occurrence of mycotoxins in poultry feed and feed-ingredients marketed in Morocco. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, 9(3).
- Bandyopadhyay, R., Kumar, M., & Leslie, J. F. (2007). Relative severity of aflatoxin contamination of cereal crops in West Africa. *Food additives and contaminants*, 24(10), 1109-1114. <https://doi.org/10.1080/02652030701553251>.

- Barac, A. (2019). Mycotoxins and human disease. *Clinically Relevant Mycoses*, (pp. 213-225). Springer, Cham.
- Baranyi, J., Roberts, T. A., & McClure, P. (1993). A non-autonomous differential equation to model bacterial growth. *Food microbiology*, *10*(1), 43-59.
- Barnett, H. L., & Hunter, B. B. (1972). Illustrated genera of imperfect fungi. Illustrated genera of imperfect fungi., (3rd ed).
- Bennett, J. W., & Klich, M. (2003). Mycotoxins. *Clinical Microbiology Reviews*, *16*(3), 497-516.
- Bennett, J. W. (1987). Mycotoxins, mycotoxicoses, mycotoxicology and Mycopathologia. *Mycopathologia*, *100*(1), 3-5.
- Berthier, J., & Valla, G. (1998). Moisissures-mycotoxines et aliments: du risque à la prévention. Université Claude Bernard, Lyon, 05-20.
- Bidartondo, M. I., Ellis, C., Kauserud, H., Kennedy, P. G., Lilleskov, E., Suz, L., & Andrew, C. (2018). Climate change: Fungal responses and effects. In: Willis, Katherine J., editor. State of the World's Fungi 2018. Royal Botanical Gardens, Kew, UK. 62-69.
- Blair, R. (2018). Nutrition and feeding of organic poultry. 2nd édition. UK : CABI.
- Blaize, M., Normand, A. C., Fekkar, A., & Piarroux, R. (2021). Identification des moisissures au laboratoire de routine hospitalière. *Revue Francophone des Laboratoires*, (529), 58-65.
- Botton, B., Breton, A., Fèvre, M., Guy, P., Larpent, J. P., & Veau, P. (1990). Moisissures utiles et nuisibles : Importance industrielle. Paris : Masson 2^{ème} édition,. 442p
- Bouchet, P., Guignard, J. L., Pouchus, Y. F., & Villard, J. (2005). Les champignons : mycologie fondamentale et appliquée. Elsevier Masson. Paris : Masson 2^{ème} édition, pp. 109-111.

- Bouvarel, I., Lessire, M., Narcy, A., Duval, E., Grasteau, S., Quinsac, A., Peyronnet, C., Tran, G., & Heuze, V. (2014). Des sources de protéines locales pour l'alimentation des volailles : quelles voies de progrès ? *OCL - Oilseeds and Fats*, 21(4). D405 <https://doi.org/10.1051/ocl/2014014>
- Bouvarel, I., Nys, Y., Panheleux, M., & Lescoat, P. (2010). Comment l'alimentation des poules influence la qualité des œufs. (Vol. 23, Issue 2). INRA. <https://hal.inrae.fr/hal-02667258>
- Bragulat, M. R., Abarca, M. L., Castellá, G., & Cabañes, F. J. (1995). A mycological survey on mixed poultry feeds and mixed rabbit feeds. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 67(2), 215-220. doi:10.1002/jsfa.2740670211

C

- Campbell, C. K., Johnson, E. M., Elizabeth M., & Warnock, D. W. (2013). Identification of pathogenic fungi. Wiley-Blackwell.
- Chabasse, D., Bouchara, J. P., de Gentile, L., Brun, S., Cimon, B., Penn, P. (2002). Les moisissures à intérêt médical. Cahier de formation N° 25. Bioforma 230 bd raspail 75014 Paris.
- Chapeland-Leclerc, F., Papon, N., Noël, T., & Villard, J. (2005). Moisissures et risques alimentaires (mycotoxicoses). *Revue francophone des laboratoires*, (373), 61-66.
- Chasseur C. & Nolard N. (2003). Les champignons de l'habitat 1ère partie : introduction a la mycologie, risque pour la sante, expertises. p: 3.4.7.8.
- Chermette, R., & Bussieras, J. (1993). Parasitologie vétérinaire. Mycologie, *Edité par le Service de Parasitologie de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Maisons-Alfort*.

- Chetatha M., (2014). Contribution à l'étude mycologique et mycotoxicologique du café commercialisé dans la région de Laghouat. Mémoire magister de l'UNIVERSITE ABOU BEKR BELKAID. P : 20.
- Scanes, C. G & Christensen, K. D. (2020). Poultry science. etats unies: Waveland Press, Inc.
- Christian, R. (2013). Mycologie medicale. cachan: Lavoisier.

D

- Dantigny, P., Guilmart, A., & Bensoussan, M. (2005). Basis of predictive mycology. *International Journal of Food Microbiology*, 100(1-3), 187-196.
- D'Mello J. P, Porter J. K, McDonald. (1997). *Fusarium* Toxins. Boca Raton : CRC Press., pp. 287-301.
- Damerow, G. (2012). The chicken encyclopedia: an illustrated reference. Storey Publishing.
- Després, J. (2014). Le tour du monde des champignons en 60 tableaux. Les Presses de l'Université de Montréal.
- Dyer, S. K., & McCammon, S. (1994). Detection of toxigenic isolates of *Aspergillus flavus* and related species on coconut cream agar. *Journal of Applied Bacteriology*, 76(1), 75-78.

E

- Eskola, M. (2002). Study on trichothecenes, Zearalenone and Ochratoxin A in finnish Cereals : Occurrence and Analytical Techniques. Academic dissertation.
- Afssa. (2009). Évaluation des risques liés à la présence de mycotoxines dans les chaînes alimentaires humaine et animale. *Rapport final*, 1-308.

G

- Gacem, M. A. (2021). Polycopié des travaux pratiques de mycologie fondamentale pour Licence Microbiologie. Université de Laghouat.
- Gams, W., Christensen, M., Onions, A. H., Pitt, J. I., & Samson, R. A. (1986). Infrageneric taxa of *Aspergillus*. In *Advances in Penicillium and Aspergillus systematics* (pp. 55-62). Springer, Boston, MA.
- Gauthier, A. (2016). Les mycotoxines dans l'alimentation et leur incidence sur la santé. *Sciences pharmaceutiques*. <https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-01315198>
- Ghaemmaghami, S. S., Modirsaneii, M., Khosravi, A. R., & Razzaghi-Abyaneh, M. (2016). Study on mycoflora of poultry feed ingredients and finished feed in Iran. *Iranian journal of microbiology*, 8(1), 47.
- Gibson, A. M., Baranyi, J., Pitt, J. I., Eyles, M. J., & Roberts, T. A. (1994). Predicting fungal growth: the effect of water activity on *Aspergillus flavus* and related species. *International journal of food microbiology*, 23(3-4), 419-431.
- Gibson, A. M., & Hocking, A. D. (1997). Advances in the predictive modelling of fungal growth in food. *Trends in Food Science & Technology*, 8(11), 353-358.
- Gillespie, J., Flanders, F. (2009). *Modern Livestock and Poultry Production*. 8th éd, Cengage Learning.
- Greco, M. V., Franchi, M. L., Rico Golba, S. L., Pardo, A. G., & Pose, G. N. (2014). Mycotoxins and mycotoxigenic fungi in poultry feed for food-producing animals. *The Scientific World Journal*, 2014. <https://doi.org/10.1155/2014/968215>
- Guezlane-tebibel, N., Bouras, N., & Ould El Hadj, M. D. (2016). Les mycotoxines : un danger de santé public. *Algerian Journal of Arid Environment "AJAE"*, 6(1), 32-49.
- Guinberteau J., Joly P., Nicot J., & Olivier J. M. 2015. « Champignons » Encyclopædia Universalis [en ligne], 16p URL : <http://www.universalis.fr/encyclopedie/champignons/>

H

- Haris, C. (1989). Introduction to modern microbiology black wall scientific publication p. 179.
- Hawksworth, D. L. (2011). A new dawn for the naming of fungi: impacts of decisions made in Melbourne in July 2011 on the future publication and regulation of fungal names. *IMA fungus*, 2(2), 155-162.
- Heenan, C. N., Shaw, K. J., & Pitt, J. I. (1998). Ochratoxin A production by *Aspergillus carbonarius* and *A. niger* isolates and detection using coconut cream agar.
- Hendry, K. M., & Cole, E. C. (1993). A review of mycotoxins in indoor air. *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part A Current Issues*, 38(2), 183-198.
- Hocking, A. D. (2006). *Aspergillus* and related teleomorphs. *Food spoilage microorganisms*, 451-487. Australia. Woodhead Publishing 451-487.
- Holmes, R. A., Boston, R. S., & Payne, G. A. (2008). Diverse inhibitors of aflatoxin biosynthesis. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 78(4), 559-572.

J

- Sukmawati, D., Saidah, N., Handayani, K. T., & Rahayu, S. (2018). The characteristics of fungi contaminating chicken feed in Tegal, Bogor, West Java. *Asian Journal of Agriculture and Biology*, 6(4), 472-480.
- Joblin, Y. (2011). Elaboration d'un microsystème d'analyse de l'air destiné à la détection rapide d'un développement fongique dans les espaces clos : Elaboration of a rapid and continuous air analyzing macrosystem for fungal contamination detection in enclosed spaces. Doctoral dissertation, Université Paris-Est).

K

- Khodaei, D., Javanmardi, F., & Khaneghah, A. M. (2021). The global overview of the occurrence of mycotoxins in cereals: a three-year survey. *Current Opinion in Food Science*, 39, 36-42.doi:10.1016/j.cofs.2020.12.012
- Kovač, M., Šubarić, D., Bulaić, M., Kovač, T., & Šarkanj, B. (2018). Yesterday masked, today modified; what do mycotoxins bring next ?. *Arhiv za higijenu rada i toksikologiju*, 69(3), 196-214.
- Kovalsky, P., 2013. Mise à jour 2013 sur les mycotoxines. BIOMIN Holding GmbH.
- Krnjaja, V., Pavlovski, Z., Lukić, M., Škrbić, Z., Stojanović, L., Bijelić, Z., & Mandić, V. (2014). Fungal contamination and natural occurrence of ochratoxin A (OTA) in poultry feed. *Biotechnology in Animal Husbandry*, 30(3), 481-488.

L

- Larbier, M., Leclercq, B. (1992). Nutrition et alimentation des volailles (1^{er} éd., vol. x). Versailles, France : Quae.
- Larbier, M., & Leclercq, B. (1992). Nutrition et alimentation des volailles. *Nutrition et alimentation des volailles*, 1-358.
- Larone, D. H., & Larone, D. H. (1987). Medically important fungi: a guide to identification (Vol. 196, p. 203). New York: Elsevier.
- Lahlali, R., Serrhini, M. N., & Jijakli, M. H. (2005). Studying and modelling the combined effect of temperature and water activity on the growth rate of *P. expansum*. *International Journal of Food Microbiology*, 103(3), 315-322.
- Leeson, S., Diaz, G., & Summers, J. D. (1995). Aflatoxins. *Poultry metabolic disorders and mycotoxins*, 248-279. Leibetseder J. Die bedeutung der Mykotoxine für Mensch und Tier. *Ernähr Nut.*1989;13:739.

- Lin, M. T., & Dianese, J. C. (1976). A coconut-agar medium for rapid detection of aflatoxin production by *Aspergillus spp.* *Phytopathology*, 66(12), 1466-1469. Liu, D. (2011). *Molecular Detection of Human Fungal Pathogens*. Florida: CRC Press.
- Lozada, A. F. (1995). Isolation and identification of mycotoxigenic fungi in selected foods and feeds. *Food Additives & Contaminants*, 12(3), 509-514.
- Pellan, L. (2020). Décryptage des mécanismes impliqués dans le biocontrôle des champignons mycotoxinogènes des céréales. (Doctoral dissertation, Montpellier).

M

- M. MAGNIN, A. T. D. (2016). Effets des mycotoxines sur la santé et. *INRA Prod. Anim*, 217-232.
- MADR (Ministère de l'agriculture et du Développement Rural), (2011). Statistique agricoles, séries A et B. Alger, Algérie.
- Mahajan, N. (2015). *Poultry Nutrition and Management* (xe éd., vol. x). Lieu de publication : Maison d'édition.
- Mahajan, N. (2015). *Poultry Nutrition and Management*. NEW DELHI, INDIA: AnVi Composers.
- Mahma, H., et Berghouti F (2016). La filière avicole (poulet de chair) dans la wilaya d'Ouargla : autopsy de dysfonctionnement Cas de la région d'Ouargla. P 16.
- Mantle, P. G., & Chow, A. M. (2000). Ochratoxin formation in *Aspergillus ochraceus* with particular reference to spoilage of coffee. *International Journal of Food Microbiology*, 56(1), 105-109.
- Marin, S., Ramos, A. J., Cano-Sancho, G., & Sanchis, V. (2013). Mycotoxins: Occurrence, toxicology, and exposure assessment. *Food and chemical toxicology*, 60, 218-237.

- Marin, S., Ramos, A. J., Cano-Sancho, G., & Sanchis, V. (2013). Mycotoxins: Occurrence, toxicology, and exposure assessment. *Food and Chemical Toxicology* Vol. 60, pp. 218-237. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2013.07.047>
- Méheust, D. (2012). Exposition aux moisissures en environnement intérieur *méthodes : de mesure et impacts sur la santé* (Doctoral dissertation, Université Rennes 1).
- Morin, O. (1994). *Aspergillus* et aspergilloses: biologie, Ed. *Techniques Encycl. Med. Chir.(Elsevier, Paris), Maladies infectieuses*, 8-600.
- Multon, J. L. (1982). Conservation et stockage des grains et graines et produits dérivés : céréales, oléagineux, protéagineux, aliments pour animaux (No. 633.1 M8).

N

- Nelson, P. E., Toussoun, T. A., & Marasas, W. F. O. (1983). *Fusarium* species: an illustrated manual for identification.
- Neumannova, V., Vesela, D., Vesely, D., & Fassatiova, O. (1986). Microscopic fungi in broiler feed mixtures, their toxigenicity and toxicity to chick embryo. *Veterinarni Medicina-UVTIZ (Czechoslovakia)*.
- Nicklin, J., Graeme-Cook, K., & Killington, R. (2000). *L'essentiel en microbiologie*. Berti Editions.
- Nyamongo, J. and Okioma, M., (2005). The aflatoxin outbreaks in Kenya in 2004 and 2005: a case study. In: *Reducing impact of Mycotoxins in Tropical. Agriculture with emphasis on Health and Trade in Africa*. Pp 3.

O

- Okoli, I. C., Nweke, C. U., Okoli, C. G., & Opara, M. N. (2006). Assessment of the mycoflora of commercial poultry feeds sold in the humid tropical environment of Imo State, Nigeria. *International Journal of Environmental Science & Technology*, 3(1), 9-14.

- Oliveira, G. R., Ribeiro, J. M., Fraga, M. E., Cavaglieri, L. R., Direito, G. M., Keller, K. M., & Rosa, C. A. (2006). Mycobiota in poultry feeds and natural occurrence of aflatoxins, fumonisins and zearalenone in the Rio de Janeiro State, Brazil. *Mycopathologia*, 162(5), 355-362.
- El Khoury, A. (2007). Champignons Mycotoxinogènes et Ochratoxine A (OTA) et Aflatoxine B1 (AFB1) dans les vignobles libanais: Occurrence et Origine (Doctoral dissertation).

P

- Pelhate, J., 1988. Microbiology of moist grains. In: Multon, J.L. (Ed.), Preservation and Storage of Grains, Seeds, and their By-products. Lavoisier Publishing, Inc., New York, NY, pp. 328–346.
- Pfohl-Leszkowicz, A., Petkova-Bocharova, T., Chernozemsky, I. N., & Castegnaro, M. (2002). Balkan endemic nephropathy and associated urinary tract tumours: a review on aetiological causes and the potential role of mycotoxins. *Food additives & contaminants*, 19(3), 282-302.
- Pitt, J. I. (1988). A laboratory guide to common *Penicillium* species. *CSI Res. Org. Div. Food Processing*.
- Pitt, J. I. (1996). What are mycotoxins. *Australian Mycotoxin Newsletter*, 7(4), 1.
- Pitt, J. I. (2002). Biology and ecology of toxigenic *Penicillium* species. *Mycotoxins and Food Safety*, 29-41. doi:10.1007/978-1-4615-0629-4_4
- Pitt, J. I., & Hocking, A. D. (1997). Fungi and food spoilage. Blackie Academic & Professional. *New South Wales, Australia*.

R

- Rahman, M. M., Islam, M. S., Alam, M. Z., & Ashrafuzzaman, M. (2015). An investigation into the microbial infestation of poultry feeds. *Journal of the Bangladesh Agricultural University*, 13(1), 79-86.
- Raper, K. B., & Fennell, D. I. (1965). The genus *Aspergillus*. *The genus Aspergillus*.
- Raven, P. H., Mason, K. A., Johnson, G. B., Losos, J. B., & Singer S. R. (2017). Biologie (4^{ème} éd., vol. x; traduit par J. Bouharmont, P. L. Masson, C. Van Hove). France : De Boeck Supérieur.
- Rehacek, Z, Sajdl P. (1990). Ergot Alkaloids. Amsterdam : Elsevier,. 383p.
- Rice, L. G., & Ross, P. F. (1994). Methods for detection and quantitation of fumonisins in corn, cereal products and animal excreta. *Journal of food protection*, 57(6), 536-540.
- Roquebert, M. F. (1998). Taxonomie des moisissures ; Méthodes de culture et techniques d'observation ; Identification”, in “Moisissures des aliments peu hydratés”, Ed. Tec & Doc, 39-95.
- Rotem, J. (1994). The genus *Alternaria*: biology, epidemiology, and pathogenicity (No. 632.442 R843). American Phytopathological Society, St. Paul, Minn.(EUA).

S

- Snini, S. (2014). Éluclation de la voie de biosynthèse d'une mycotoxine, la patuline: caractérisation du cluster de gène et étude de la régulation (Doctoral dissertation).
- Shareef, A. M. (2010). Molds and mycotoxins in poultry feeds from farms of potential mycotoxicosis. *Iraqi Journal of Veterinary Sciences*, 24(1), 17-25. <http://www.vetmedmosul.org/ijvs>
- Sophie Gallotti, J. M. (2006). *Évaluation des risques liés à la présence de mycotoxines*. Nancy: Bialec.

- Sourokou, S. S. (2014). Performances zootechnico-économiques des poulets de chair (COBB 500) nourris aux rations à base de la farine des graines de la variété verte de bissap (*Hibiscus sabdariffa*, Linn.) au Sénégal. *Th. Méd. Vét*, 27, 140.
- Steyn, P. S. (1980). The biosynthesis of mycotoxins: a study of secondary metabolism, Academic Press, INC.
- Tamm, C., Breitenstein, W., & Steyn, P. (1980). The Biosynthesis of Mycotoxins: A Study of Secondary Metabolism.
- Steyn, P. S. (1998). The biosynthesis of mycotoxins. *Revue de médecine vétérinaire*, 149(6), 469-478.
- Storey E, Dangman K. H, Schenck P, et al. (2004). Guidance for clinicians on the recognition and management of health effects related to mold exposure and moisture indoors. Farmington, University of Connecticut Health Center.

T

- Tabuc, C., Marin, D., Guerre, P., Sesan, T., & Bailly, J. D. (2009). Molds and mycotoxin content of cereals in southeastern Romania. *Journal of Food Protection*, 72(3), 662-665.
- Tabuc, C. (2007). Flore fongique de différents substrats et conditions optimales de production des mycotoxines. (Doctoral dissertation).

V

- Van der Merwe, K. J., Steyn, P. S., Fourie, L., (1965). Mycotoxins. Part II. The constitution of ochratoxin A, B and C, metabolites of *Aspergillus ochraceus* Wilh. J. Chem. Soc. 5, 7083–7088.
- Vindeløv, J., & Arneborg, N. (2002). *Saccharomyces cerevisiae* and *Zygosaccharomyces mellis* exhibit different hyperosmotic shock responses. *Yeast*, 19(5), 429-439.

W

- Walsh, T. H., Hayden, R. T., & Larone, D. H. (2020.). Larone's Medically Important Fungi, A guide to identification(6th Edition) mebooksfree.net.
- Watkinson, S. C., Boddy, L., & Money, N. P. (2016). The Fungi Third Edition ed. United Kingdom: Sara Tenney.

Y

- Yazdani, D., Zainal-Abidin, M. A., Tan, Y. H., & Kamaruzaman, S. (2010). Evaluation of the detection techniques of toxigenic *Aspergillus* isolates. African Journal of Biotechnology, 9(45), 7654-7659.
- Institut national de la recherche agronomique (France). (1989). L'alimentation des animaux monogastriques : porc, lapin, volailles. Editions Quae.
- Dismukes, W. E., Pappas, P. G., & Sobel, J. D. (Eds.). (2003). Clinical mycology.
- Ahmadou, A. (2019). Réduction de la mycotoxicité dans l'agriculture malienne à partir de l'utilisation de biochar obtenu des sous-produits de la filière cajou.

ANNEXE

Annexe 1

Tous les milieux de culture et les additifs ont été stérilisés à l'autoclave à 120°C pendant 20 min.

Gélose dichloran à 18% de glycérol (DG)

Ingrédients	Quantité (g)
Digestat enzymatique de caséine	5
D-Glucose (C ₆ H ₁₂ O ₆)	10
Phosphate monopotassique (KH ₂ PO ₄)	1
Sulfate de magnésium (MgSO ₄ H ₂ O)	0.5
Dichloran (2, 6-dichloro-4-nitro-aniline)	0.002
Glycérolanhydre	220
Gélose	12
Chloramphénicol	0.1
Eau distillée ou déionisée qsp 1000mL	

Solution d'éléments trace (additif) pour milieu DG

Ingrédients	Quantité (g)
ZnSO ₄ , 7H ₂ O	1
CuSO ₄ , 5H ₂ O	0.5
Eau distillée	100mL

Gélose PDA (Potato Dextrose Agar)

Ingrédients	Quantité (g)
Pomme de terre	200
Dextrose (Glucose+saccharose)	10
Agar	15g
Eau distillée	1000mL

Bouillon YES (Yeast Extract Sucrose)

Ingrédients	Quantité (g)
Sucrose	40
Extrait de levure	20
Eau distillée	1000mL

Solution de vitamine B (additif) pour milieu YES

Ingrédients	Quantité
Vitamine tri B	10 comprimées
Eau distillée	100 mL

Gélose CEA (Coconut Extract Agar)

Ingrédients	Quantité (g)
Noix de coco déchiqueté	100
Agar	20
Eau distillée chaude	300 mL
Eau distillée	1000 mL

Résumé

La contamination fongique des aliments destinées aux volailles est responsable de deux principaux problèmes, à savoir, l'altération de la qualité nutritive de l'aliment et la production de mycotoxines qui affecte la santé animale et humaine. Dans ce contexte, l'objectif de ce travail était de rechercher les champignons mycotoxinogènes, d'évaluer la capacité à produire les mycotoxines ainsi que de modéliser leur croissance. A cet effet, au total 33 échantillons des aliments destinés aux volaille a été prélevé de plusieurs points de vente de la région de Ain temouchent et Maghnia. Après analyse, 11 genres de moisissures ont été identifiés par observation macroscopique des colonies et observation microscopique des organes de fructification. Les résultats ont montré la prédominance des genres *Penicilium spp*(75%) ; *Fusarium spp*(48%) et *Aspergillus spp*(45%) contre les *Rhizopus*, *Alternaria sp.*, *Cladosporium sp.*, *Mycor sp.*, *Aerobasidium sp.*, *Paecilomyces sp.*, *Phaeoacremonium sp.* Parmi ces genres seulement deux produisaient la mycotoxine sur milieu CAM et milieu YES. Ensuite, la croissance des isolats, y compris mycotoxinogène, a été évalué *in vitro* puis ajusté par la méthode de moindre carré. Les résultats de l'ajustement ont montré que les paramètres de croissance sont dépendant de l'isolat avec des valeurs de temps de latence compris entre 0.81 à 6.45 jours et un taux de croissance de 1.27 à 5 jours⁻¹. Ces données ont été compilé avec les données de stockage de l'aliment de volaille (temps et température), pour construire le modèle de l'évaluation de l'exposition. Les résultats de simulations ont montré la croissance de champignons durant la phase de stockage qui aboutit à a des concentrations qui dépasse 5 log ufc/g pour les deux mois : Janvier et Aout. Ceci permet d'établir des approches et des procédures pour maîtriser les dangers fongiques dans l'alimentations animales et indirectement humaine.

Mots-clés : Mycotoxines, Flore fongique, Incidence, Alimentation de volaille, Modélisation de la croissance, *Penicillium*, *Aspergillus*, *Fusarium*.

Abstract:

Fungal contamination of poultry feed is responsible of two main problems, the alteration of the nutritional quality of the feed and the mycotoxins production which affects animal and human health. In this context, the objective of this work was to (1) research mycotoxinogenic fungi, (2) assess the ability to produce mycotoxins and (3) model their growth. For this, a total of 33 samples of poultry feed were taken from several sale points in Ain Temouchent and Maghnia region. After analysis, 10 genera of molds were identified basing on macroscopic colonies observation and microscopic observation of the fruiting organs. The results showed the predominance of *Penicillium* spp. (75%), *Fusarium* spp (48%) and *Aspergillus* spp. (45%) against *Rhizopus*, *Alternaria* sp., *Cladosporium* sp. *Mycor* sp, *Aerobasidium* sp., *Paecilomyces* sp., *Phaeoacremonium* sp. Only two of these genera produced the mycotoxin on CAM medium and YES medium. Then, the growth of the isolates, including mycotoxinogenic isolate, was evaluated in vitro and then adjusted. The results of the fit showed that the growth parameters are isolate dependent with latency values ranging from 0.81 to 6.45 days and a growth rate of 1.27 at 5 days. These data were compiled with poultry feed storage data (time and temperature), to build the exposure assessment model. The simulation results showed the growth of fungi during the storage phase which results in concentrations exceeding 5 log cfu/g for the two months January and August. This makes it possible to establish approaches and procedures to control fungal hazards in animal and indirectly human food.

Keys words : Mycotoxins, Fungi flora, Incidence, Poultry feed, Growth modeling, *Penicillium*, *Aspergillus*, *Fusarium*.

المخلص

التلوث الفطري لأعلاف الدواجن مسؤول عن مشكلتين رئيسيتين ، وهما إتلاف الجودة الغذائية للأعلاف وإنتاج السموم الفطرية التي تؤثر على صحة الحيوان والإنسان. على هذا السياق ، كان الهدف من هذا العمل هو البحث عن الفطريات المسببة للسموم الفطرية لتقييم قدرتها على إنتاج السموم الفطرية ونمذجة نموها. تم أخذ مجموعة من 33 عينة من أعلاف الدواجن من عدة مراكز بيع في منطقة عين تموشنت ومغنية ، وبعد التحليل تم التعرف على 10 أجناس من الأعفان من خلال الملاحظة بالعين المجردة للمستعمرات والملاحظة المجهرية لأعضاء الاثمار الاعفان. أظهرت النتائج غلبة *Penicillium* spp. (75) %، *Fusarium* spp (48) % و *Aspergillus* spp. (45) % (ضد *Alternaria* ، *Rhizopus* ، *Cladosporium* sp. *Mycor* sp ، *Aerobasidium* sp. ، *Paecilomyces* sp. ، *Phaeoacremonium* sp. من بين هذه الأجناس اثنان فقط أنتجا السم الفطري على وسط CAM ووسط YES ، ثم تم تقييم نمو العزلات بما في ذلك السموم الفطرية في المختبر ثم تعديلها. أظهرت نتائج المطابقة أن متغيرات النمو تعتمد على قيم الكمون التي تتراوح من 0.81 إلى 6.45 يوم ومعدل نمو 1.27 في 5 أيام. تم تجميع هذه البيانات مع بيانات تخزين علف الدواجن (المدة ودرجة الحرارة) ، لبناء نموذج تقييم التعرض. أظهرت نتائج المحاكاة نمو الفطريات خلال مرحلة التخزين مما أدى إلى تراكيزات تزيد عن 5 لوغاريتمات كيميائية / جرام لشهرين يناير وأغسطس. هذا يجعل من الممكن وضع نهج وإجراءات للسيطرة على المخاطر الفطرية على الحيوان والأغذية البشرية بشكل غير مباشر.

الكلمات المفتاحية السموم الفطرية ، الفطريات ، الإصابة ، علف الدواجن ، نمذجة النمو ، البنسليوم ، الاسبيرجيليوس ، الفيوزاريوم.