

UNIVERSITE KASDI MERBAH OUARGLA
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Biologiques



Mémoire de Master Académique

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biologie

Spécialité : Microbiologie Appliquée

THEME

**La mise en évidence de la flore fongique
contaminant l'orge stocké**

Présenté par :
M^{elle}. BOUROGA Nada

Soutenu publiquement :
Le 18/06/2025

Devant le jury :

M ^{elle} . SALHI Nesrine	Président	Professeur	UKM Ouargla
M ^{me} . DJERBAOUI Amina Nesrine	Promoteur	M.A.A	UKM Ouargla
M ^{me} . BOUAZIZ Sabrina	Examineur	M.C.B	UKM Ouargla

Année Universitaire : 2024/2025

Remerciements

Au terme de ce travail, je tiens à exprimer mes profondes reconnaissances et à remercier :

Mme DJARBAOUI Amina Nesrine, Maître-assistant « A » au Département des Sciences Biologiques, Faculté des Sciences de la nature et de la vie, Université d'Ouargla, pour avoir dirigé ce travail et accepté de l'encadrer, pour ses conseils et pour ses orientations.

Melle SALHI Nesrine, Professeur au Département des Sciences Biologique Faculté des Sciences de la Nature et de la vie, Université d'Ouargla, pour avoir accepté de présider ce jury.

BOUAZIZ Sabrina, Maître de Conférences « B » au Département des Sciences Biologiques, Faculté des Sciences de la Nature et de la vie, Université d'Ouargla, pour avoir accepté d'examiner ce travail.

En fin, je remercie tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail, sans oublier les membres des laboratoires pédagogiques, et les étudiants de la promotion Microbiologie Appliquée 2024/2025.

Dédicaces

*Avant toute chose, je tiens à remercier Allah, qui
m'a donné la force et la volonté pour terminer ce
modeste travail ;*

*À mes très chers parents, mes sœurs et mon seul
frère ;*

À tous les membres de ma famille et mes amies.

Bouroga Nada

Table des matières

REMERCIEMENTS	I
DEDICACES	II
TABLE DES MATIERES	III
LISTE DES ABREVIATIONS	VI
LISTE DES FIGURES	VII
LISTE DES TABLEAUX	VIII
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	IX
INTRODUCTION	IX
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	2
I.1. ORGE	3
I.1.1. CLASSIFICATION DE L'ORGE	3
I.1.3. PRODUCTION DE L'ORGE	4
I.1.4. MORPHOLOGIE DE LA PLANTE D'ORGE	4
I. 1.5. COMPOSITION BIOCHIMIQUE	5
I.1.6. STOCKAGE DE L'ORGE	6
A. STOCKAGE DANS DES SILOS SOUTERRAINS (MATMOURA)	6
B. STOCKAGE EN VRAC	7
C. STOCKAGE EN SAC	7
D. STOCKAGE EN SILO METALLIQUE	8
E. STOCKAGE DANS DES SILOS EN BETON ARME	8
I.2. APERÇU SUR LES CHAMPIGNONS ASSOCIES A L'ORGE	8
I.2.1. CHAMPIGNONS ASSOCIES A L'ORGE AU NIVEAU DU CHAMP	9
A. GENRE <i>ALTERNARIA</i>	9
B. GENRE <i>FUSARIUM</i>	9
I.2.2. FLORE INTERMEDIAIRE	10
I.2.3. FLORE DE STOCKAGE	10
A. LE GENRE <i>ASPERGILLUS</i>	10
B. LE GENRE <i>PENICILLIUM</i>	11
C. LES MUCORALES	12
I.2.4. LES MALADIES FONGIQUES TRANSMISES PAR LES SEMENCES DE L'ORGE	12
I.2.5. FACTEURS DE DEVELOPPEMENT DES CHAMPIGNONS ASSOCIES A L'ORGE	13
A. PH	13
B. OXYGENE	13
C. LUMIERE	13

D. TEMPERATURE	13
E. HUMIDITE	13
F. LES ARTHROPODES	14
I.2.6. METHODES DE LUTTE CONTRE LES CHAMPIGNONS ASSOCIES A L'ORGE	14
A. METHODES PROPHYLACTIQUES	14
B. LUTTE CHIMIQUE	14
C. LA LUTTE PHYSIQUE	15
D. LA LUTTE BIOLOGIQUE	15
MATERIEL ET METHODES	16
II.1. MATERIEL VEGETAL	17
II.2. ÉTUDE PHYSICOCHIMIQUE ET MICROBIOLOGIQUE DE L'ORGE	17
II.2.1. ÉTUDE PHYSICOCHIMIQUE DE L'ORGE	17
II.2.1.1. POURCENTAGE DES GRAINS BRISES	17
II.2.1.2. HUMIDITE	17
II.2.1.3. MESURE DU PH	18
II.2.2. ÉTUDE DE LA QUALITE MICROBIOLOGIQUE DE L'ORGE	18
II.2.2.1. DENOMBREMENT DE LA FLORE FONGIQUE	18
II.2.2.1. IDENTIFICATION DES MOISSURES	19
A. IDENTIFICATION DES GENRES	19
B. IDENTIFICATION DES ESPECES FONGIQUES	20
RESULTATS ET DISCUSSION	17
III.1. RESULTATS	22
III.1.1. QUALITE PHYSICOCHIMIQUE DE L'ORGE	22
III.1.1.1. POURCENTAGE DES GRAINS CASSES	22
III.1.1.2. HUMIDITE (H)	22
III.1.1.3. LE PH	23
III.1.2. QUALITE MICROBIOLOGIQUE DE L'ORGE LOCAL ET IMPORTE	23
III.1.2.1. DENOMBREMENT DE LA FLORE FONGIQUE	23
III.1.2.2. ISOLEMENT DES DIFFERENTS GERMES OBTENUS	24
III.1.2.2.1. CARACTERISATION MACROSCOPIQUE DES ISOLATS OBTENUS	24
III.1.2.2.2. ABONDANCES RELATIVES DES ISOLATS OBTENUS	27
III.1.2.3. IDENTIFICATION DES MOISSURES	27
III.1.2.3.1. IDENTIFICATION DES GENRES	27
III.1.2.3.1.1. ABONDANCES RELATIVES DES GENRES DETERMINES	28
III.1.2.3.2. IDENTIFICATION DES ESPECES	29
A. DETERMINATION DES ESPECES DU GENRE <i>PENICILLIUM</i>	29

A.1. DETERMINATION DE L'ESPECE DE L'ISOLAT I1	29
A.2. DETERMINATION DE L'ESPECE DE L'ISOLAT I2	30
A.3. DETERMINATION DE L'ESPECE DE L'ISOLAT I3	31
B. DETERMINATION DE L'ESPECES DU GENRE <i>CLADOSPORIUM</i>	32
B.1. DETERMINATION DE L'ESPECE DE L'ISOLAT I4	32
III.2. DISCUSSION	33
III.2.1. PARAMETRES PHYSICOCHIMIQUES DE L'ORGE	33
III.2.2. PARAMETRES MICROBIOLOGIQUES DE L'ORGE	34
B. ISOLEMENT ET IDENTIFICATION DES GENRES	35
C. IDENTIFICATION DES ESPECES FONGIQUES	35
CONCLUSION	38
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	41
ANNEXES	47
ANNEXES I : COMPOSITION DES MILIEUX DE CULTURES	47

Liste des abréviations

Abréviation	Signification
Milieu CDA	Milieu Czapek Dextrose Agar.
Milieu MEA	Milieu Malt Extract Agar.
Milieu G25N	Milieu Glycérol Nitrate Agar.
Milieu CYA	Milieu Czapek Yeast Agar.
UF	Unité fongique.
H	Humidité relative.
Aw	Activité de l'eau.
CCLS	Coopérative des Céréales et légumineuses Secs.
pH	Potentielle d'hydrogène.
I1	Isolat 1
I2	Isolat 2
I3	Isolat 3
I4	Isolat 4

Liste des figures

Figure	Page
Figure 1- Les grains de l'orge (Marnet, 2019).....	3
Figure 2- Structure du grain d'orge (Clergt, 2011).	5
Figure 3- Coupe d'un silo souterrain (Bartali, 1994).....	7
Figure 4 -Exemple d'un Bâtiment de stockage en vrac (Kara, 2021).	7
Figure 5- Types de piles (De Groot, 2004).	7
Figure 6- Exemple des Silos métalliques (Kara, 2021).....	8
Figure 7- Exemple d'un Silos en béton armé (Kara, 2021).....	8
Figure 8- Schéma représentatif de la structure végétatif d'Alternaria (Tarek et al., 2016).	9
Figure 9- Représentation schématique de la structure du <i>Fusarium</i> (Kallayanee, 2018).	10
Figure 10- Schéma d'un conidiophore d' <i>Aspergillus</i> (Oceancetaceen, 2022).	11
Figure 11- Schéma représentatif de la structure du <i>Penicillium</i> (Kallayanee, 2018).....	11
Figure 12 Diagramme anatomique du <i>Mucor</i> (Kara, 2021).	12
Figure 13 Les échantillons d'orge utilisés dans ce travail (Bouroga, 2025).	13
Figure 14 Techniques d'isolement et de dénombrement des souches fongiques.....	16
Figure 15 Méthode d'identification microscopique des moisissures (Chabasse, 2002).	19
Figure 16 - Inoculation des isolats sur les différents milieux de cultures (Lansborough, 2004).	20
Figure 17 Pourcentage des grains brisés de l'orge stocké.....	22
.Figure 18 Taux d'humidité des grains de l'orge stocké.	22
Figure 19 pH des grains de l'orge stocké.	23
Figure 20 Dénombrement de la flore fongique de l'orge stocké.	23
Figure 21 Aspect d'isolat I1 dans le milieu CDA.....	24
Figure 22 Aspect d'isolat I2 et I3 dans le milieu CDA	24
Figure 23 Aspect d'isolat I4 dans le milieu CDA	24
Figure 24 Observation macroscopique de l'isolat I1 (a- surface, b- revers).....	26
Figure 25 Observation macroscopique de l'isolat I2 (a- surface, b- revers).....	26
Figure 26 Observation macroscopique de l'isolat I3 (a- surface, b- revers).....	26
Figure 27 Observation macroscopique de l'isolat I4 (a- surface, b- revers).....	26
Figure 28 Abondances relatives des 4 isolats obtenus	27
Figure 29 Aspect microscopique des isolats appartenant au genre <i>Penicillium</i> (a- Isolat I1,.....	28
Figure 30 Aspect microscopique des isolats appartenant au genre <i>Cladosporium</i>	28
Figure 31 Abondances relatives des genres fongiques déterminés.	29
Figure 32 Aspect macroscopique de l'isolat I1 cultivé sur les différents milieux de culture.....	30
Figure 33 Aspect macroscopique de l'isolat 2 cultivé sur CDA et MEA. (a- sur CDA, b- sur MEA).....	31
Figure 34- Aspect macroscopique de l'isolat I3 cultivé sur CDA et MEA. (a- sur CDA, b- sur MEA).....	31
Figure 35 Aspect macroscopique de l'isolat I4 cultivé sur CDA, MEA et G25 (a- sur CDA, b- sur MEA, c- sur G25N).....	32

Liste des tableaux

Tableau	Page
TABLEAU I - COMPOSITION BIOCHIMIQUE DE L'ORGE (GETACHEW ET AL., 2006) _____	6
TABLEAU II - EXEMPLES DE MALADIES FONGIQUES TRANSMISES PAR LES SEMENCES DE L'ORGE (NASRAOUI, 2008) _____	12
TABLEAU III - METHODES DE LUTTE PROPHYLACTIQUE (PFOHL-LESZKOWICZ, 1999). _____	14
TABLEAU VI - CARACTERES MACROSCOPIQUES DES ISOLATS OBTENUS A PARTIR DES ECHANTILLONS D'ORGE.	25

Introduction

La filière céréalière et légumineuse constitue une des principales filières de la production agricole dans le monde et en Algérie (Gueye et *al.*, 2011).

L'orge (*Hordeum vulgare* L.) a toujours occupé une place importante parmi les autres céréales (blés dur et tendre) en Algérie. Jusqu'à une certaine époque (1900), elle était à la tête des cultures et destinée à l'autoconsommation humaine. Son rôle dans l'alimentation animale a toujours reste fondamental. La rusticité de l'espèce, ses capacités d'adaptation aux irrégularités du climat algérien, ses qualités nutritionnelles voire ses vertus sur la santé humaine font d'elle une culture qui mérite une attention particulière (Rahal, 2015).

Au cours du stockage, ce sont surtout les moisissures qui constituent la menace la plus fréquente car elles peuvent se développer dès que l'humidité relative de l'air dépasse 65% (ou $aw > 0,65$) alors que les levures ou les bactéries ne se développent que sur des grains très humides (respectivement aw de 0,85 et de 0,90). Il existe de nombreuses espèces de moisissures et les spécialistes distinguent généralement entre la parcelle cultivée et le silo, une flore du champ, une flore intermédiaire et enfin une flore de stockage dont les espèces les plus caractéristiques sont les *Aspergillus spp.* et les *Penicillium spp.* (Cruz et *al.*, 2016).

La contamination fongique, qu'elle provienne de moisissures, de levures ou d'autres champignons, peut avoir des effets variés sur la santé humaine, allant de réactions légères comme les réactions allergiques, à des maladies graves comme: les mycoses et les infections systémiques, voire mortelles, en particulier chez les personnes dont le système immunitaire est affaibli (Kara, 2021).

Dans le but de reconnaître la diversité de la flore fongique associée aux grains d'orge local et importé stocké, et les méthodes les plus adaptées pour leur isolement et leur caractérisation ; une synthèse bibliographique a été effectuée représentant le premier chapitre de notre travail afin de regrouper les informations essentielles sur l'orge et sur les moisissures qui pouvant se développer lors de son stockage. Ensuite le deuxième chapitre représente la méthodologie et les techniques utilisées pour la réalisation de cette étude, suivie par le troisième chapitre qui regroupe les résultats obtenus et leurs discussions. En fin cette étude est achevée par une conclusion.

CHAPITRE I

Synthèse bibliographique

I.1. Orge

I.1.1. Classification de l'orge

Selon Stanca et *al.* (2016), On peut classer l'orge botaniquement comme ci-dessous :

Règne	Plantae
Division	Magnoliophyta
Classe	Liliopsida
Sous classe	Commelinidae
Ordre	Poale
Famille	Poaceae
Sous famille	Hordeoideae
Tribu	Hordeae
Sous tribu	Hordeinae
Genre	<i>Hordeum</i>
Espèce	<i>Hordeum vulgare</i> L.



Figure 01: Les grains de l'orge (Marnet, 2019).

De plus, l'orge est classée selon la fertilité des épillets et la consistance de l'épi en deux groupes :

- ✓ L'orge à six rangs, dont les épillets latéraux et médians sont fertiles.
- ✓ L'orge à deux rangs, seuls les épillets médians sont fertiles (Zeng et *al.*, 2017).

Il peut encore être classé selon sa période de culture en 3 groupes :

- ✓ L'orge d'hiver.
- ✓ L'orge de printemps. (Zeng et *al.*, 2017).

I.1.2. Importance de l'orge

Dans le monde l'orge est utilisée pour le maltage (notamment en brasserie) en alimentation animale et en alimentation humaine surtout dans les régions tropicales et subtropicales (Ceccarelli et Grando, 2006). Actuellement, l'orge est consommée par les êtres humains selon les régions sous formes de couscous, de soupe, et de galette (Rahal-Bouziane et Abdelguerfi, 2007). C'est l'une des espèces fourragères les plus importantes par sa production en vert dans toutes les régions, du nord au sud (Boulal et *al.*, 2007).

I.1.3. Production de l'orge

À l'échelle mondiale, la production a été estimée de 145 millions de tonnes. À l'année 2023, le conseil international de céréales (C.I.C) a déclaré que le continent africain est peu présent sur le marché mondial de l'orge. En fait, les pays maghrébins sont les seuls pays à être intéressés par cette céréale. Selon le C.I.C., la Tunisie s'en fait livrer 1 millions de tonnes, le Maroc, 0,8 millions de tonnes et l'Algérie 0,6 millions de tonnes (Hénin, 2023).

Le département américain de l'Agriculture (U.S.D.A.) a publié au début d'octobre 2024 ses prévisions pour la filière céréalière algérienne. Selon ce rapport, la superficie plantée en céréales et la production nationale devraient rester stables. Pour l'orge, la superficie plantée est estimée à un million d'hectares pour les deux années 2023 et 2024 (Hénin, 2023).

I.1.4. Morphologie de la plante d'orge

L'orge (*Hordeum vulgare* L.) est une céréale annuelle, autofécondée, très similaire au blé dans la structure de ses organes végétatifs et floraux. A la phase herbacée, elle se diffère des autres céréales par des feuilles vert clair, une ligule très évoluée, des oreillettes lisses, et un tallage herbacé fort (Boulal et *al.*, 2007). Les racicules se forment par un système de racines séminales et autres adventices pour assurer le développement et la nutrition de la plante (Simon et *al.*, 1989).

La plante a une tige cylindrique, creuse présentant des nœuds entrecoupés à partir desquelles les feuilles vont être formées (Gomez- Macpherson, 2001). L'appareil reproducteur est groupé en inflorescences qui constituent des épillets. Chaque épi est constitué d'un axe (rachis) qui est le support des épillets (Gomez- Macpherson, 2001). Le grain est constitué par des glumelles attachées chez les variétés d'orge cultivées (Fig. 2). Les assises de

cellules du grain sont similaires à celles du blé, cependant l'assise à aleurone présente trois couches de cellules plutôt qu'une seule (Clement-Grandcourt et Prats, 1971).

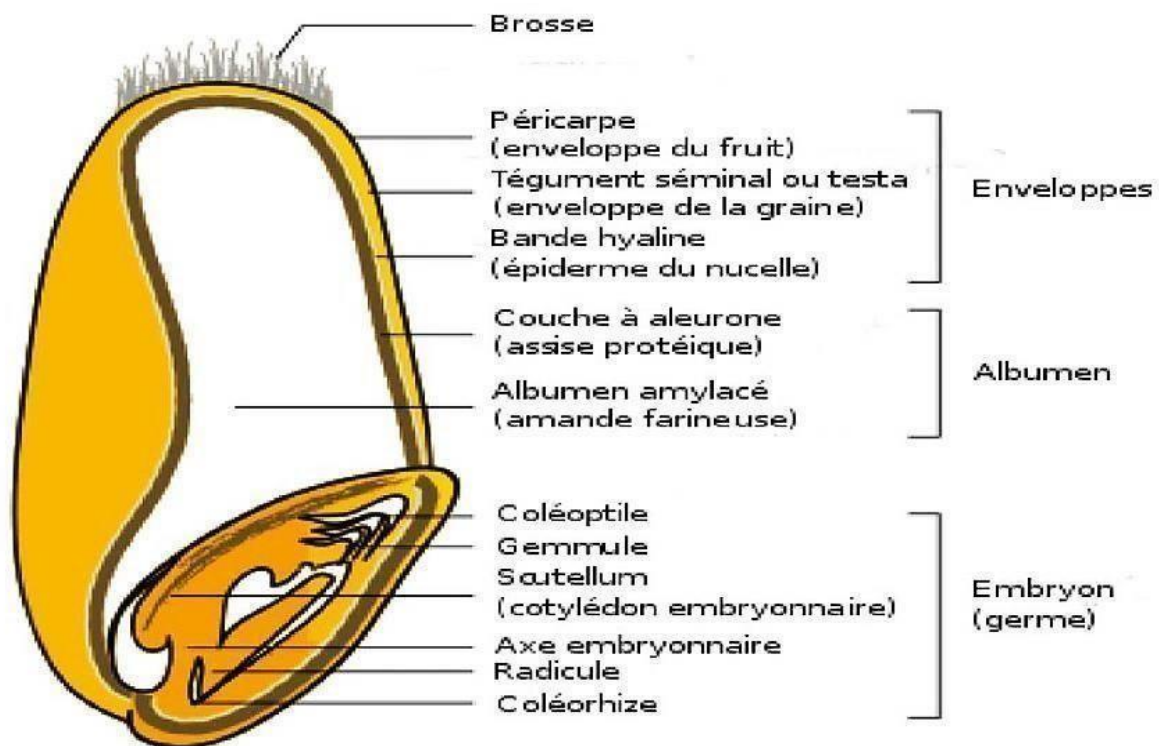


Figure 02 - Structure du grain d'orge (Clergt, 2011).

I. 1.5. Composition biochimique

L'orge possède une faible teneur en gluten pour cela on ne peut l'employer pour fabriquer du pain levé. La teneur élevée en fibres alimentaires aide à lutter contre des diverses maladies comme le diabète, l'obésité, l'hypertension.... Si c'est en raison de ses lemmes et paléoles sclérifiées ; l'orge est préférée au blé et au seigle pour le maltage (Getachew et *al.*, 2006). La composition biochimique de l'orge par 100g de partie comestible est représentée dans le tableau ci-dessous :

Tableau I - Composition biochimique de l'orge (Getachew et *al.*, 2006)

Composition	Quantités/ 100 grammes
Eau	9.4 grammes
Energie	1482 Kilo Joule
Protéines	12.5 grammes
Lipides	2.3 grammes
Glucides	73.5 grammes
Fibres alimentaires	17.3 grammes
Sels minéraux	436 grammes
Vitamines	5.86 milligrammes
Acides aminés	3.5 grammes
Acides gras	1.8 grammes

I.1.6. Stockage de l'orge

Le stockage est l'opération qui consiste à placer, pour une période donnée, des céréales dans un magasin suivant des normes et des règles qui permettent la bonne conservation des grains (Laurent et *al.*, 2003). Le bon stockage et la bonne conservation ont pour but de préserver au maximum les qualités originelles des grains (Ndiaye, 1999). Les modes de stockage de l'orge sont diversifiés, parmi ceux nous citons : le stockage dans des silos souterrains (matmoura), le stockage en vrac, le stockage en sac, le stockage en silo métallique,

a. Stockage dans des silos souterrains (Matmoura)

Ce mode de stockage est appliqué surtout pour l'orge et le blé dans des enceintes vides de simples trous rectangulaires ou cylindriques, mais il est important que le sol soit fixe dans des endroits sèches et de nature argileuse. Les locaux doivent être bien protégés ou proches de la ferme, ces lieux de stockage ont une capacité de quelques mètres cubes, elle est généralement variable (Doumandji et *al.*, 2003) (Fig. 3).

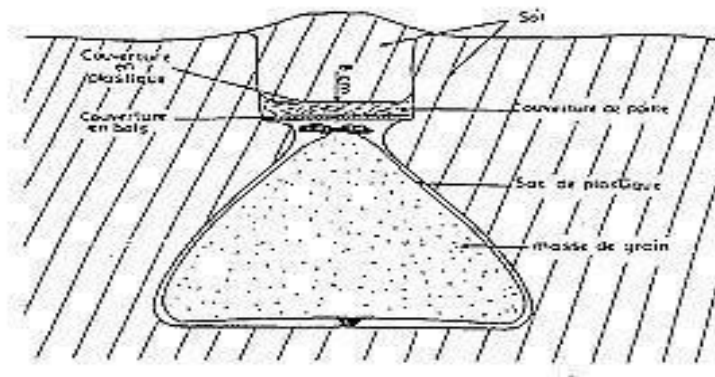


Figure 03 - Coupe d'un silo souterrain (Bartali, 1994)

b. Stockage en vrac

Les grains en grandes quantités sont laissés dans des hangars ouverts à structure métallique à l'air libre, mais les contaminations par des champignons sont possibles, ce mode de stockage est pour une durée courte (Lakhial, 2018) (Fig. 4).



Figure 04 - Exemple d'un Bâtiment de stockage en vrac (Kara, 2021).

c. Stockage en sac

Ce type de stockage est temporaire. Les grains sont conservés dans des sacs fabriqués en polypropylène ou en toile de jute. Les sacs sont entreposés dans divers endroits, magasins ou hangars. L'utilisation de sacs est importante quand il y a une saturation dans les locaux (Lakhial, 2018) (Fig.5).

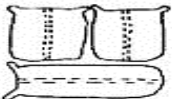
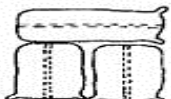
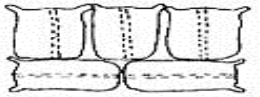
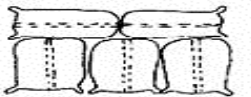
Couches impaires	Couches paires	Nombre de sacs par couche
		Trois par couche
		Cinq par couche
		Huit par couche

Figure 05 - Types de piles (De Groot, 2004).

d. Stockage en silo métallique

Les cellules sont faites en métal (d'acier galvanisé ou d'aluminium, plan ou pendulées, boulonnées ou serties). Leurs diamètres varient entre 2 à 4 mètres et la hauteur pouvant atteindre 20 mètres. Elles sont bouchées à leur partie supérieure par un plancher sur lequel sont placés les appareils de remplissage des cellules (Fig. 6). L'emploi des silos réduit la main d'œuvre, augmente la surface de stockage et efface l'utilisation des sacs couteux. Ce mode de stockage est appliqué pour les céréales après broyage (Lakhial, 2018).



Figure 06 - Exemple des Silos métalliques (Kara, 2021).

e. Stockage dans des silos en béton armé

La plupart des silos de grande capacité en Algérie sont construits en béton armé (Kara, 2021) (Fig. 7).



Figure 07 - Exemple d'un Silos en béton armé (Kara, 2021).

I.2. Aperçu sur les champignons associés à l'orge

Dans ce qui suit, nous allons présenter les champignons associés à l'orge au niveau du champ, la mycoflore intermédiaire et les espèces fongiques associées à l'orge dans les lieux de stockage. Les facteurs influençant ces espèces et les principaux moyens de lutte sont aussi développés.

I.2.1. Champignons associés à l'orge au niveau du champ

Les champignons de champ envahissent les graines avant la récolte et sont souvent pathogènes ou commensaux sur les grains (Pitt et Hocking, 1997). Les dommages causés aux semences par la croissance des champignons de culture comprennent les taches, la perte de germination, le flétrissement, la décoloration et la production de mycotoxines, survenant avant la récolte ou pendant le séchage, mais pas pendant le stockage (Christensen, 1969).

Les genres les plus fréquents rencontrés sont : *Alternaria*, *Fusarium*, *Cladosporium*, *Epicoccum*, *Helminthosporium*, *Chaetomium*, *Curvularia*, *Rhizopus* et *Stemphylium* (Zilinsky, 1983).

a. Genre *Alternaria*

Les *Alternaria* sont classés dans l'ordre des *hyphales* (Fig.08), ayant des conidiophores peu différenciés, libres, disséminés sur le substrat, une croissance sympodiale et des conidies qui se forment hors d'un concept spécial (Agrios, 2005).

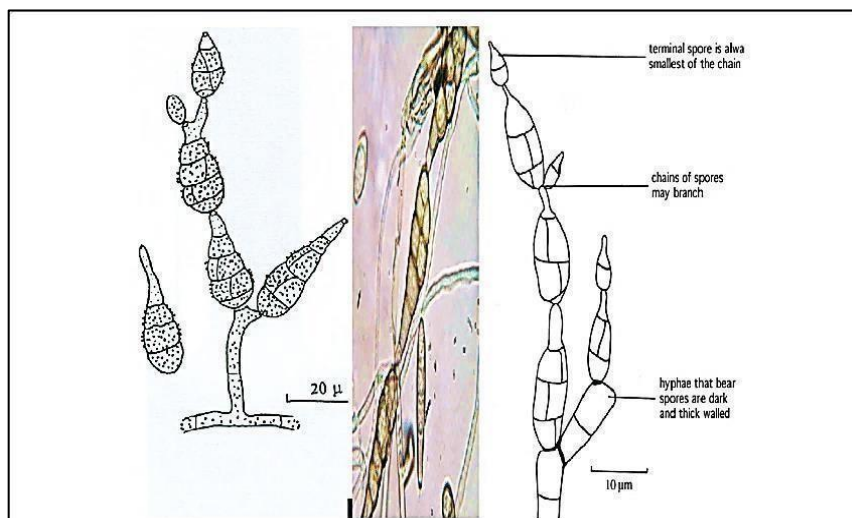


Figure 08 - Schéma représentatif de la structure végétatif d'*Alternaria* (Tarek et *al.*, 2016).

b. Genre *Fusarium*

Selon Gelinas (1995), le nom *Fusarium* vient de « *fusus* » qui signifie fuseau d'après la forme de ces macroconidies fusiformes et cloisonnées (Fig.09). Ce sont des champignons cosmopolites, on distingue près de 40 espèces largement répandues dans la nature et vivants en saprophytes. Certaines espèces sont phytopathogènes et beaucoup produisent des mycotoxines contaminants les denrées alimentaires et provoquant alors des maladies graves (mycotoxicooses) chez les herbivores (Chabasse et *al.*, 2002). Les fusarioses participent à la réduction du rendement et de la qualité des grains en compromettant la valeur (Abramson et *al.*, 2001).

Les espèces phytopathogènes les plus souvent rencontrées sur céréales sont surtout : *Fusarium culmorum*, *Fusarium graminearum*, *Fusarium avenaceum*, *Fusarium poae* (Van Der Burget et Timmermans, 2009).

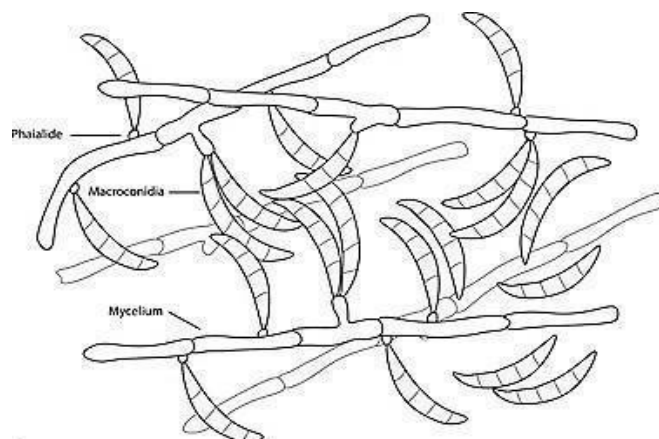


Figure 09 - Représentation schématique de la structure du *Fusarium* (Kallayanee, 2018).

I.2.2. Flore intermédiaire

D'après Multon (1982), ces champignons peuvent être confondus avec la flore du champ pour leur présence avant la récolte, ils s'en distinguent par leur évolution plus durable en période de récolte et au cours même du stockage, leur comportement écologique ne peut relever strictement que du parasitisme ou du saprophytisme.

I.2.3. Flore de stockage

Les moisissures des grains stockés sont présentes sous forme de mycélium dormant sous le péricarpe ou spores en dormance sur la surface du grain. Cependant, un certain nombre de moisissures sont superficiellement associées aux grains stockés. Les principaux genres rencontrés sont : *Aspergillus* et *Penicillium* en raison de leurs capacités de se développer sur la majorité des substrats possibles et dans une large gamme de température et d'humidité (Mathew et al., 2011).

a. Le genre *Aspergillus*

Les espèces du genre *Aspergillus* se multiplient d'autant plus rapidement que la température (jusqu'à 40°C) et l'activité de l'eau sont élevées (Feillet, 2000). Ce genre est souvent associé aux *Penicillium* et se distingue de ces derniers par l'aspect des conidiophores (Fig.10) qui sont terminés par une tête renflée (Champion, 1997).

Les *Aspergillus* sont des contaminants très communs, ce genre comprend de 180 à 250 espèces selon les auteurs dont seules *A. fumigatus*, *A. flavus*, *A. nidulans*, *A. terreus*, et *A. niger* sont considérées comme thermotolérantes (Reboux et *al.*, 2010). Quand les grains sont récoltés humides, insuffisamment séchés ou lorsqu’elles prennent de l’humidité pendant le stockage, les *Aspergillus* peuvent évoluer rapidement et se transforment de saprophytes en parasites et entraînent une baisse importante de la faculté germinative sur les semences (Champion, 1997).

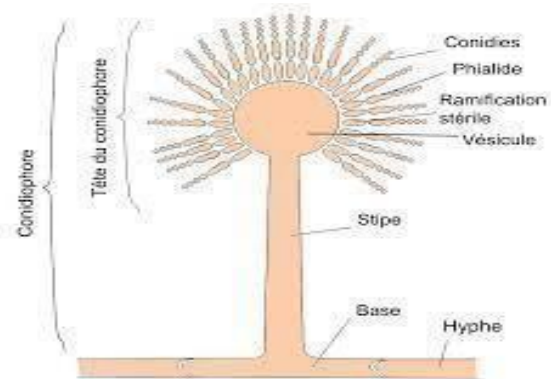


Figure 10 - Schéma d'un conidiophore d'*Aspergillus* (Oceancetaceen, 2022).

b. Le genre *Penicillium*

Les espèces de ce genre sont moins fréquentes avant la récolte mais commencent à croître rapidement pendant le stockage, quand les conditions appropriées sont réunies. Elles se développent même lorsque la teneur en eau est relativement basse (au-dessus d'un seuil de 14%) à un taux d'humidité de 75% (Neergaard, 1977 ; Boudreau & Menard, 1992).

Ce genre se caractérise par l'aspect du conidiophore, divisé en articles rappelant ainsi la forme d'un pinceau (Fig.11) (Champlon, 1997). Comme dans le cas des *Aspergillus*, les spores asexuées ou bien les conidies ou conidiospores sont produites par bourgeonnement (Larpen & Gouraud, 1990).

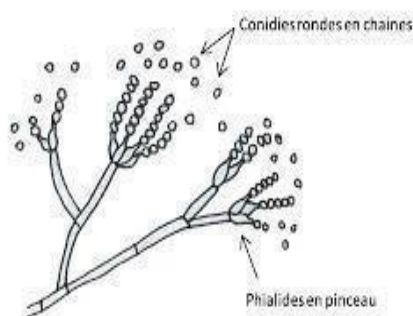


Figure 11 - Schéma représentatif de la structure du *Penicillium* (Kallayanee, 2018).

c. Les Mucorales

Cette sous famille regroupant les genres *Absidia* sp., *Mucor* sp., *Rhizomucor* sp. et *Rhizopus* sp. (Reboux et al., 2010). Les mucorales sont des champignons cosmopolites très répandus comme saprophytes dans le sol, se nourrissent à partir de végétaux (Fig.12). Ils contaminent fréquemment les denrées alimentaires comme les céréales, les fruits et les légumes, certaines espèces sont pathogènes de plantes (Chabasse et al., 2002).

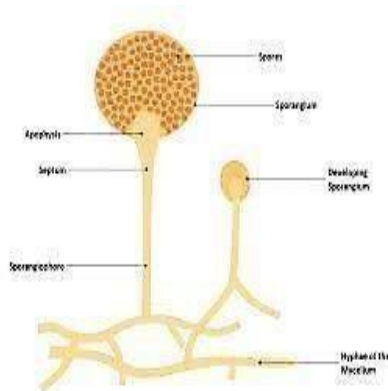


Figure 12 - Diagramme anatomique du *Mucor* (Kara, 2021).

I.2.4. Les maladies fongiques transmises par les semences de l'orge

L'orge peut être infecté par de diverses maladies fongiques ayant comme origine ses semences infectées par leurs agents causaux. Les exemples sont mentionnés dans le tableau ci-dessous :

Tableau II - Exemples de maladies fongiques transmises par les semences de l'orge (Nasraoui, 2008).

Maladies de l'orge	L'espèce responsable
L'oïdium	<i>Blumeria graminis</i>
Les taches nécrotiques	<i>Bipolaris sorokiniana</i>
La rhynchosporiose	<i>Rhynchosporium secalis</i>
La Tavelure	<i>Fusarium</i> sp.
Les rouilles	<i>Puccinia</i> sp.
La rayure réticulée	<i>Pyrenophora teres</i>
L'helminthosporiose	<i>Pyrenophora graminea</i>
Les charbons	<i>Ustilago</i> sp.

I.2.5. Facteurs de développement des champignons associés à l'orge

Les différents facteurs physicochimiques et les arthropodes vivant au voisinage de l'orge cultivé ont une grande influence sur le développement des champignons qui l'attaquent, ainsi que sur leur germination (Botton et *al.*, 1999).

a. pH

La majorité des champignons filamenteux se développent dans une zone de pH de 4.5 – 8.0. Bien qu'ils soient capables de croître dans une large gamme de pH avec une tendance à croître dans des milieux légèrement acides (Botton et *al.*, 1999).

b. Oxygène

La plupart sont aérobies, les plus exigeants vivent dans des régions périphériques des substrats, les moins exigeants peuvent se développer en profondeur comme *Fusarium* et *Aspergillus fumigatus* (Bourgeois, 1989 ; Botton et *al.*, 1999).

c. Lumière

Les radiations du spectre visible (380 - 720) n'ont en général pas d'action sur la croissance végétative des champignons, mais peuvent agir sur la sporulation. La plupart des champignons n'exigent pas de lumière pour leur croissance, ni pour la germination de leurs spores (Botton et *al.*, 1999).

d. Température

La température joue un rôle important dans la croissance mycélienne. Elle intervient également dans la sporulation (Bourgeois, 1989). Certaines espèces sont des psychrophiles ou psychrotolérantes, se développant à basses températures (entre -5 et 10°C) tels que *Helicostylum pulchrum*, *Chrysosporium pannorum* et *Cladosporium herbarum*, ces espèces peuvent survivre même à -60°C. On les rencontre dans des entrepôts frigorifiques (Davet, 1996 ; Botton et *al.*, 1999).

e. Humidité

Les champignons ont en général un besoin en eau faible par rapport aux autres microorganismes (Davet, 1996). Néanmoins, l'humidité a une grande influence sur le développement des champignons non seulement sur la croissance mycélienne et la sporulation, mais plus particulièrement sur la germination des spores (Bourgeois, 1989).

f. Les arthropodes

Les arthropodes tels que les insectes, les acariens et leurs interactions complexes, contribuent à la prolifération des moisissures et ce par leur rôle de vecteurs de spores (Proctor, 1995).

I.2.6. Méthodes de lutte contre les champignons associés à l'orge

La qualité initiale des grains, la maîtrise de la température, de l'humidité et de la composition du milieu ambiant et les traitements physiques et chimiques, sont la clé du contrôle de l'activité microbienne (Multon, 1982).

a. Méthodes prophylactiques

Pour pouvoir lutter contre les champignons de l'orge, il faut savoir à quel moment ils se développent. Il est possible de définir trois moments : lors de la culture, lors de la récolte et lors du stockage. Les moyens de lutte prophylactique proposés pour chaque période définie sont consignés dans le tableau 3.

Tableau III - Méthodes de lutte prophylactique (Pfohl-Leszkowicz, 1999).

Période définie	Solutions proposées
Au champ	- Choisir des plantes résistantes - Limiter le développement par l'emploi de fongicides - Arrosage adapté - Apport en minéraux
À la récolte	- Veiller à la maturité du grain - Inspection visuelle pour éliminer les éléments abîmés - Eviter les récoltes par temps humide
Au stockage	- Contrôle périodique - Maintenir une bonne température - Contrôler l'humidité - Détruire les grains contaminés - Une bonne aération des silos.

b. Lutte chimique

Des acides organiques de faible poids moléculaire (acide propionique, acide acétique et acide formique) et leurs sels sont les plus employés pour conserver les grains (Magan et *al.*, 2004). Cependant, ils ont beaucoup d'inconvénients : leur efficacité dépend du temps ; ils sont

corrosifs ; les traitements de l'acide détruisent la viabilité de la graine ; et surtout, le soin spécial qui doit être pris par l'utilisateur pour éviter l'inhalation (Magan et *al.*, 2004).

Certaines substances chimiques utilisées pour faire face aux dégradations présentent un risque toxique non négligeable : c'est le cas de l'oxyde d'éthylène, du bromure de méthyle. Également, l'aldéhyde formique a été utilisé avec succès pour lutter contre le développement des moisissures des grains, mais son emploi pose également de nombreux problèmes (odeur, couleur, perte d'activité enzymatique) (Flamini et *al.*, 2003).

c. La lutte physique

Des méthodes physiques se sont généralement appliquées dans le stockage des grains. Les atmosphères modifiées et l'irradiation gamma devraient être mentionnées. L'action létale de l'irradiation sur les organismes vivants résulte de modifications chimiques, même quantitativement infimes, induites dans leurs molécules vitales (Magan et *al.*, 2004).

d. La lutte biologique

Des levures, et des bactéries nombreuses se sont avérées efficaces dans le contrôle du produit agricole frais après récolte. Les mécanismes par lesquels la croissance fongique et la production des mycotoxines peuvent être empêchées dans l'environnement concurrentiel incluent : la concurrence pour les nutriments ; l'induction des mécanismes de défense ; les interactions hyper parasitiques. Bien que le contrôle biologique ne semble pas encore être faisable sur les grains, un avantage important qui pourrait émerger des études sur les mycètes antagoniques serait la découverte des composés inhibiteurs à la production de mycètes et/ou de mycotoxines de stockage (Magan et *al.*, 2004)

CHAPITRE II

Matériel et méthodes

II.1. Matériel végétal

Les échantillons de l'orge stocké sont fournis par la coopérative des céréales et légumes secs (C.C.L.S.) d'Ouargla. Ils s'agissent de deux échantillons : celle de l'orge local qui appartient à la variété de Saida dont la récolte se fait au région des hauts plateaux, entrée au lieu de stockage en Janvier 2025, et celle de l'orge importé de France, entrée au lieu de stockage en Juin 2024 (Fig. 13). Les échantillons ont été conservés dans des sacs plastiques bien fermés, dans les conditions ambiantes de température et d'humidité.



Figure 13 - Les échantillons d'orge utilisés dans ce travail (Bouroga, 2025).

II.2. Étude physicochimique et microbiologique de l'orge

Par suite de l'effet connu des facteurs du milieu sur le développement des espèces fongiques, on a caractérisé nos échantillons d'orge par leurs propriétés physicochimiques et microbiologiques.

II.2.1. Étude physicochimique de l'orge

II.2.1.1. Pourcentage des grains brisés

Les grains d'orge endommagés sont facilement atteints par les moisissures. Pour cela il est nécessaire de comptabiliser les grains cassés à partir de 100 grains prélevés au hasard de chaque échantillon d'orge local et importé (Gacem, 2011).

II.2.1.2. Humidité

C'est une méthode de séchages répété d'une prise d'essai des grains d'orge, local et importé, à une température de 105°C jusqu'à l'obtention d'un poids fixe (Gacem, 2011). L'humidité et mesurée par la formule :

$$H\% = \frac{(P_0 - P_t) - (P_1 - P_t)}{P_0 - P_t} * 100$$

H% : humidité en (%)

P_t : poids de la tare

P₀ : poids de la tare avec échantillon

P₁ : poids constant après séchage multiple

II.2.1.3. Mesure du pH

À partir d'une solution préparée à base de 5g d'orge et 45 ml d'eau physiologique après l'agitation et une heure de repos la mesure du pH se fait par l'utilisation du pH mètre de type adwa (Multon, 1982).

II.2.2. Étude de la qualité microbiologique de l'orge

II.2.2.1. Dénombrement de la flore fongique

Pour le dénombrement des espèces fongiques on a appliqué la méthode de dilution à partir d'une solution mère composée de 5g de grains d'orge en suspension avec 45 ml d'eau physiologique et quelques gouttes de la solution tween 80 qui sert à émulsifier la solution mère. Par la suite, des dilutions décimales sont réalisées à partir de cette suspension pour chaque échantillon d'orge, local et importé (Multon, 1982). A la fin, On aensemencé deux boîtes pour chaque dilution avec 0.1 ml d'inoculum étalé en surface, et on a fait l'incubation à une température de 28°C pendant 5 à 7 jours. Le milieu utilisé pour le dénombrement des espèces fongiques est : CDA (Czapek Dextrose Agar) (Fig.14).

La formule utilisée pour faire le dénombrement de la flore fongique est la suivante :

$$N = \frac{\sum \text{colonies}}{V_{ml}(n_1 + 0.1n_2)d_1}$$

N : Nombre d'UFC par gramme ou par ml de produit initial

∑ colonies : Somme des colonies des boîtes N colonies interprétables

V : volume de solution déposée (ml)

n₁ : nombre de boites considéré à la première dilution retenue

n₂ : nombre de boite considéré à la seconde dilution retenue

d₁ : facteur de la première dilution retenue

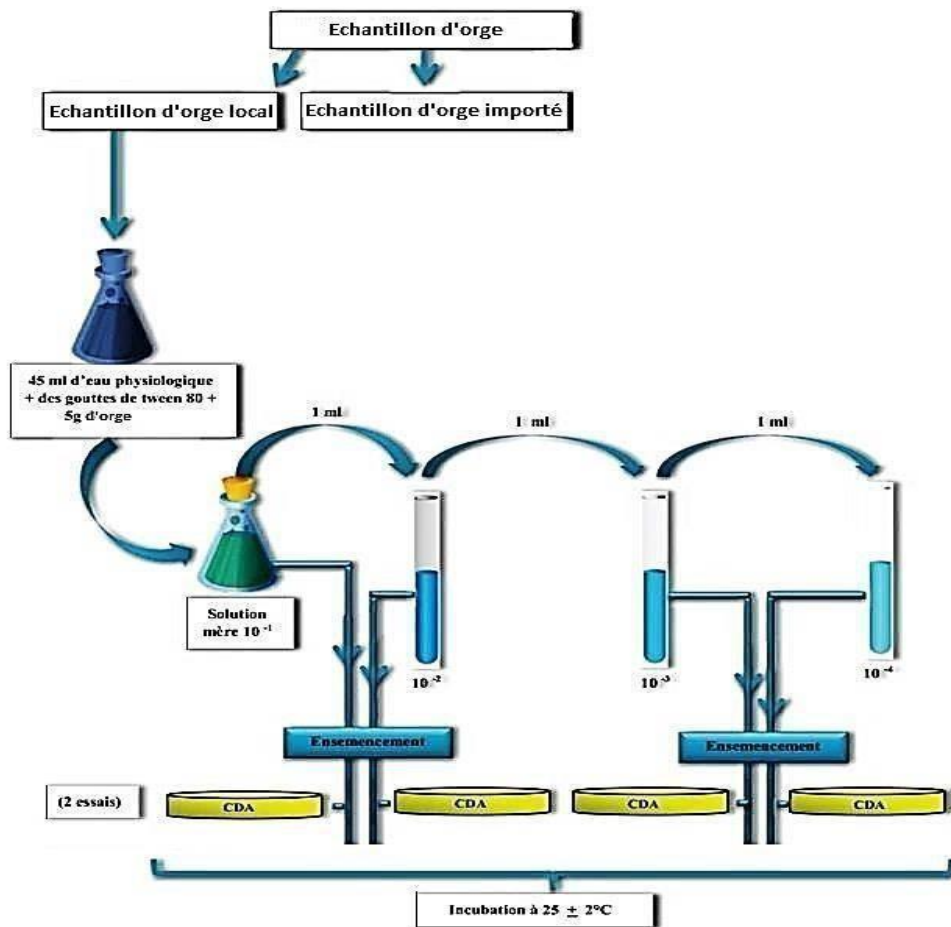


Figure 14 - Techniques d'isolement et de dénombrement des souches fongiques (Lansborough, 2004).

II.2.2.1. Identification des moisissures

L'identification se fait selon les caractères cultureux et morphologiques des moisissures isolées (Botton et *al.*, 1990). Les caractères cultureux sont les critères macroscopiques comme : la texture et la couleur du thalle, la vitesse de croissance, la couleur du revers de la culture, la présence ou l'absence d'un pigment diffusible et l'odeur de l'exsudat (Gacem, 2011). Les caractères morphologiques sont l'étude microscopique du champignon, la nature des organes de multiplication et l'étude biométrique (Gacem, 2011).

a. Identification des genres

L'identification des genres a été faite par la technique de scotch. Elle consiste à adhérer à l'aide d'un morceau de scotch une fraction mycélienne à partir d'une culture jeune et la coller sur une lame contenant une goutte du rouge Congo et la visualiser par un microscope optique sous les grossissements $\times 10$, $\times 40$ et $\times 100$ (Gacem, 2011) (Fig. 15).

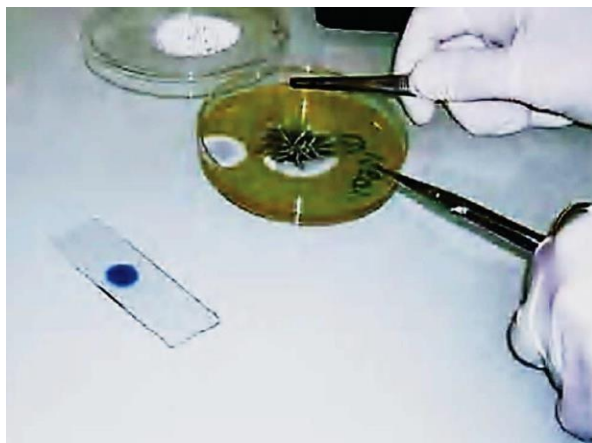


Figure 15 - Méthode d'identification microscopique des moisissures (Chabasse, 2002).

b. Identification des espèces fongiques

L'identification des espèces fongiques a été réalisée par la méthode de Single Spore, basée sur la relation entre l'activité de l'eau du milieu de culture et la température d'incubation. Elle consiste à l'inoculation de spores prélevés à partir d'une culture jeune dans des tubes à hémolyse contenant une suspension semi solide composée de 0.2% d'agar + l'eau physiologique et quelques gouttes de tween 80 (Gacem, 2011).

L'ensemencement s'est fait par piqûre centrale à la surface des milieux de culture suivants :

CDA (Czapek Dextrose Agar) à 28 °C

MEA (Malt Extract Agar) à 28°C

G25N (Glycérol Nitrate Agar) à 28°C

CYA (Czapek Yeast Agar) à deux températures différentes : 37°C et 5°C

La lecture s'est faite après 7 à 14 jours d'incubation en se référant aux clefs d'identification Pitt et *al*, 2009 ; les données de Bensch et *al*. (2012), Pitt and Hoking, (1991) et Tabuc (2007) (Fig.16).

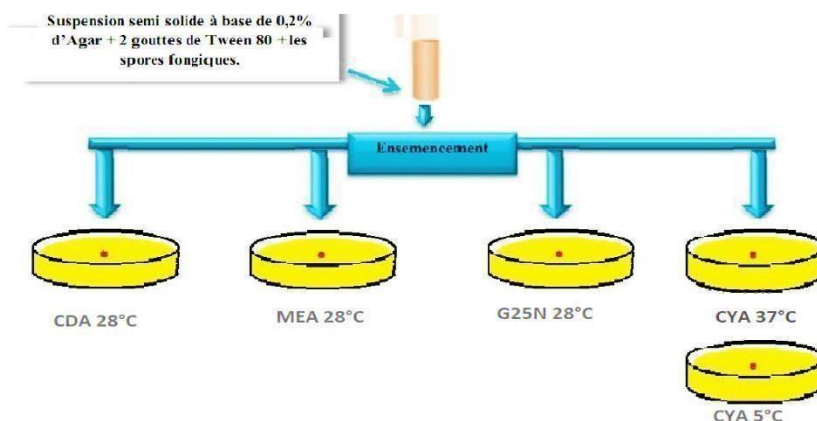


Figure 16 - Inoculation des isolats sur les différents milieux de cultures (Lansborough, 2004).

CHAPITRE III

Résultats et discussion

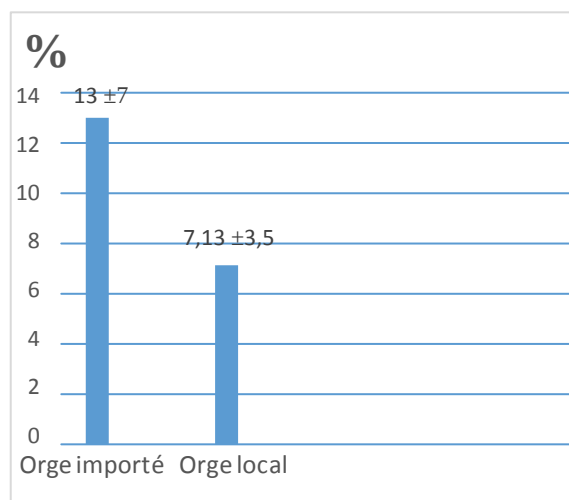
III.1. Résultats

III.1.1. Qualité physicochimique de l'orge

III. 1.1.1. Pourcentage des grains cassés

Sur les 100 grains d'orge prélevés au hasard, nous avons trouvé que l'échantillon de l'orge importé présente un taux de grains cassés égale à $13 \pm 7\%$ alors que l'orge local présente un taux inférieur $7.13 \pm 3,5\%$ (Fig. 17).

Figure 17- Pourcentage des grains brisés de l'orge stocké.



III.1.1.2. Humidité (H)

Selon les résultats présentés sur la figure suivante, les deux échantillons d'orge révèlent des taux d'humidités presque élevés. Les valeurs moyennes des deux types d'orge sont proches. Elles sont respectivement de l'ordre de $10.82 \pm 0,6\%$ et $9.45 \pm 0,15\%$ pour l'orge importé et local (Fig. 18).

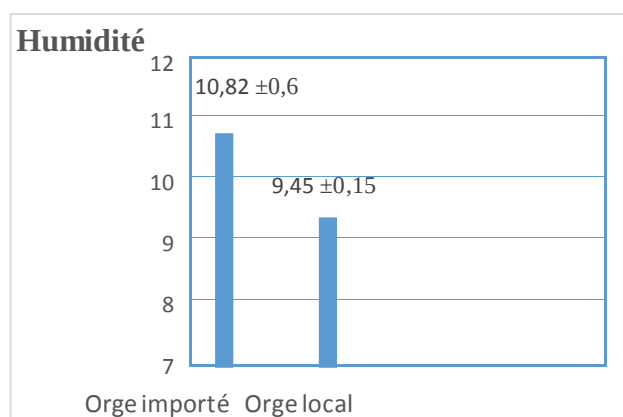


Figure 18 – Taux d'humidité des grains de l'orge stocké.

III. 1.1.3. Le pH

Les valeurs moyennes du pH des différents échantillons d'orge sont représentés dans la figure suivante les deux variétés d'orge local et importé présente un ph neutre elles sont par ordre $6,85 \pm 0,07$ et $6,99 \pm 0,03$ (Fig. 19).

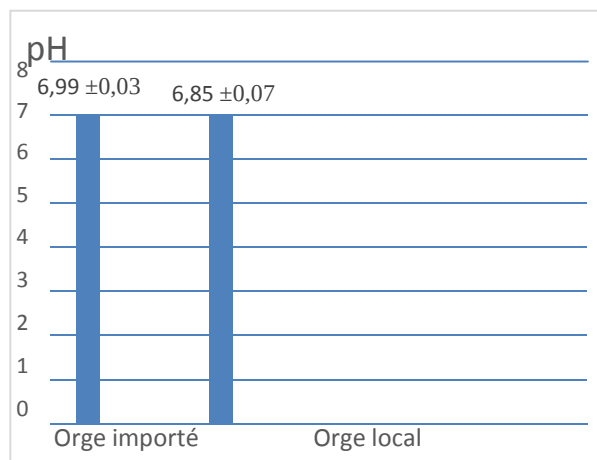


Figure 19 - pH des grains de l'orge stocké.

III.1.2. Qualité microbiologique de l'orge local et importé

III.1.2.1. Dénombrement de la flore fongique

Les résultats obtenus sur le dénombrement des champignons associés à l'orge ont révélé que l'échantillon d'orge importé représente une mycoflore totale égale à $3,1 \times 10^3$ UFC/g supérieur à celle de l'orge locale qui était égale à $2,7 \times 10^3$ UFC/g (Fig. 20).

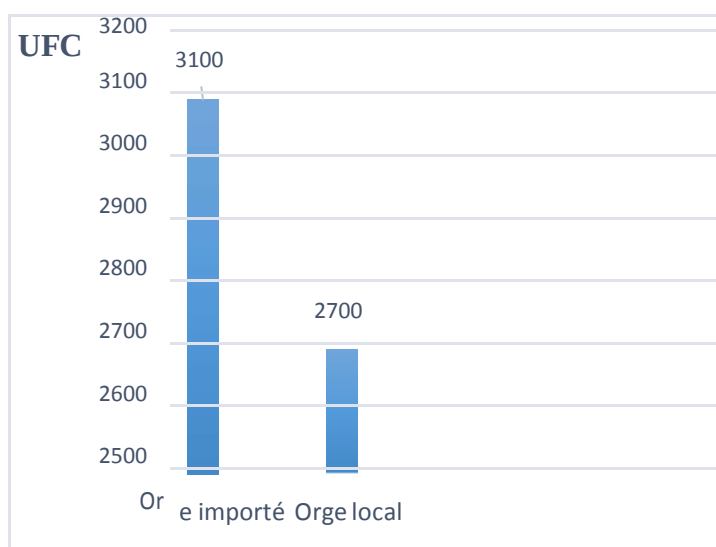


Figure 20- Dénombrement de la flore fongique de l'orge stocké.

Aspects des isolats obtenus:



Figure 21: Aspect d'isolat I1
dans le milieu CDA

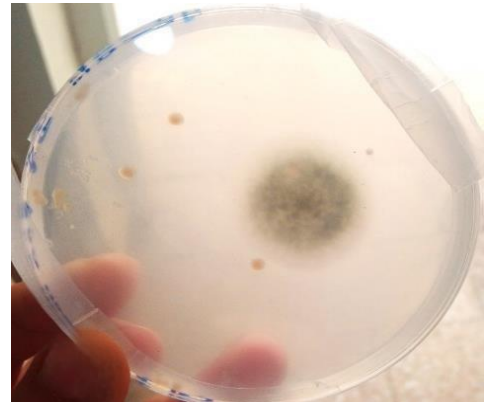


Figure 22 : Aspect d'isolat I2 et I3
dans le milieu CDA



Figure 23: Aspect d'isolat I4 dans le milieu CDA

III.1.2.2. Isolement des différents germes obtenus

III.1.2.1.1. Caractérisation macroscopique des isolats obtenus

Les 4 isolats obtenus à partir des échantillons d'orge, local et importé, sont classées selon leurs critères macroscopiques comme c'est présenté au tableau 4.

Tableau 04 - Caractères macroscopiques des isolats obtenus à partir des échantillons d'orge.

Code de l'isolat	Nombre de colonies		Couleur		Aspect	Croissance	Forme et relief de la colonie
	Orge local	Orge importé	Recto	Verso			
I1	5	3	Blanche	Pale	Velouté	Moyenne	Circulaire, plate
I2	1	6	Vert à bordure blanche	Vert	Poudreuse	Moyenne	
I3	2	1	Rouge	Pale	Velouté	Lente	
I4	1	0	Brun foncé à noir	Brun foncé à noir	Velouté	Lente	

Pour l'échantillon d'orge local, nous avons pu distinguer 4 types d'isolats dont les caractéristiques se diffèrent largement sauf en ce qui concerne la forme et le relief de leurs colonies. Ces dernières étaient circulaires et plates respectivement.

Le premier isolat (I1) s'est présenté sous forme de 5 colonies, ayant une couleur blanche dorsalement et pale versalement, un aspect velouté et un diamètre compris entre 1cm et 3cm indiquant une vitesse moyenne de croissance.

Le second isolat (I2) s'est présenté sous forme de 6 colonies, verte dorso-versalement, ayant un aspect velouté et un diamètre compris entre 1cm et 3cm indiquant une vitesse moyenne de croissance.

Le troisième isolat (I3) s'est présenté sous forme de deux colonies, rouges rectalement et pales versalement, ayant un aspect velouté et un diamètre inférieur à 1cm, indiquant une croissance lente.

Le quatrième isolat (I4) s'est présenté également sous forme d'une seule colonie, brune foncée à noire dorso-versalement, ayant un aspect velouté et un diamètre inférieur à 1cm, indiquant une croissance lente.

Pour l'échantillon d'orge importé, on a distingué 3 isolats seulement. Il s'agit des isolat I1, I2, I3, alors que l'I4 n'a pas apparu sur ce type d'orge. Le nombre de colonies sous lesquelles chaque isolat s'est présenté était de 3, 6 et 1 pour l'I1, I2 et I3 respectivement.

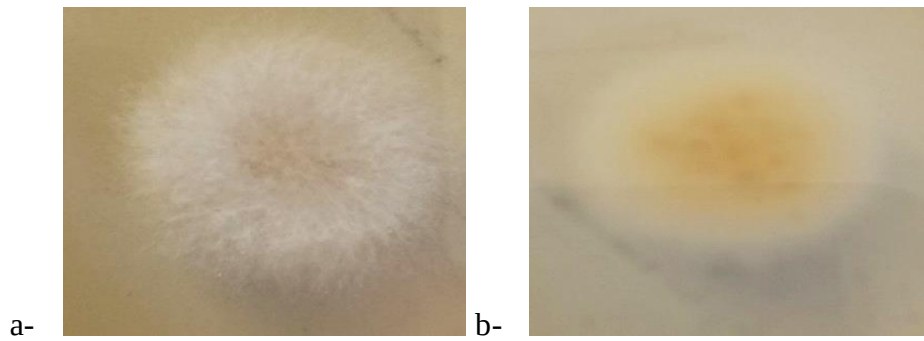


Figure 24- Observation macroscopique de l'isolat I1 (a- surface, b- revers)

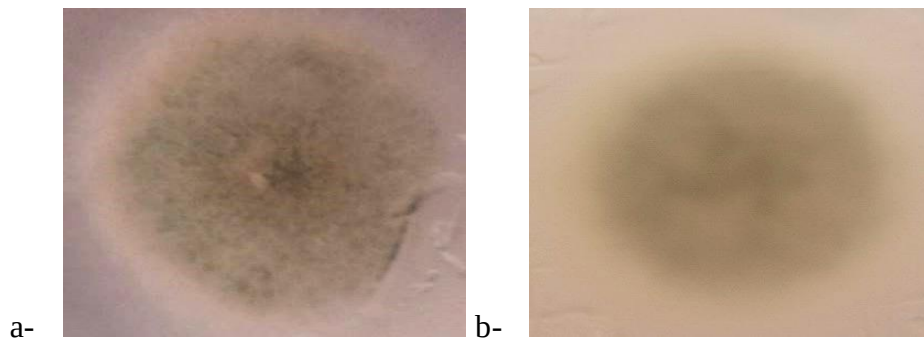


Figure 25 - Observation macroscopique de l'isolat I2 (a- surface, b- revers)

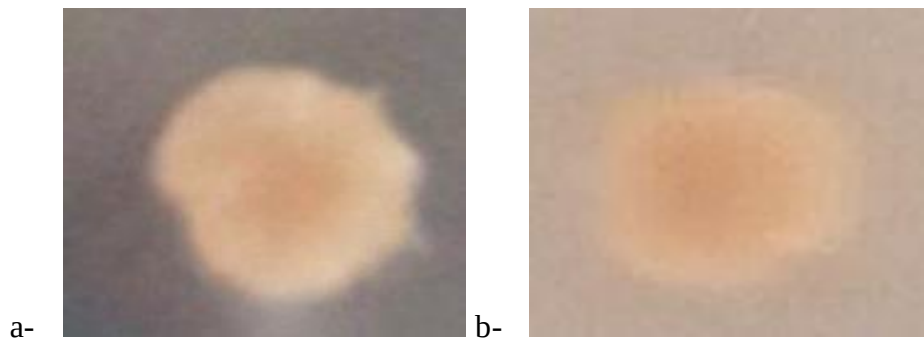


Figure 26 - Observation macroscopique de l'isolat I3 (a- surface, b- revers)

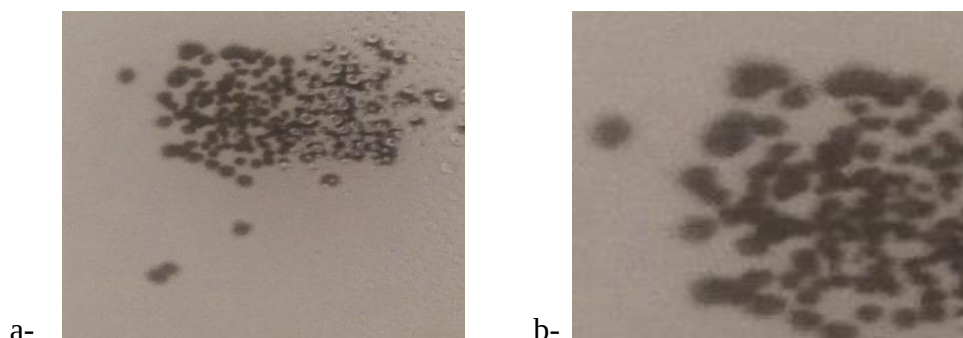
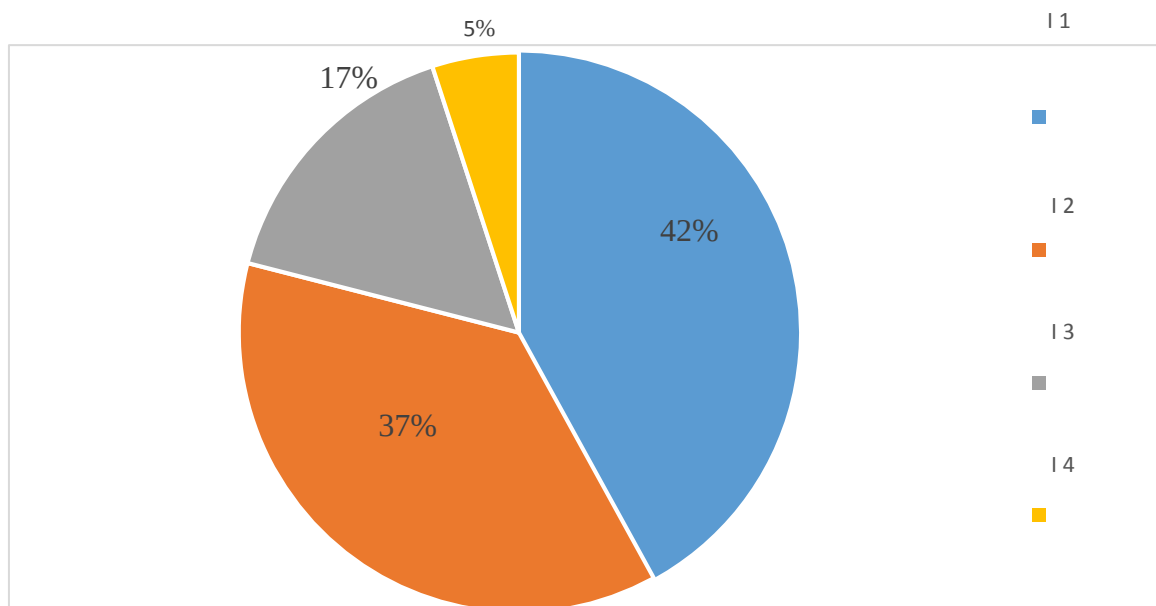


Figure 27 - Observation macroscopique de l'isolat I4 (a- surface, b- revers)

III.1.2.1.2. Abondances relatives des isolats obtenus

Figure 28 - Abondances relatives des 4 isolats obtenus



Selon les résultats obtenus on a remarqué que I1 est l'isolat le plus dominant pendant le stockage par un taux de 42%, suivi par les isolats I2 et I3 qui présentent 37% et 17% respectivement, puis l'isolat I4 qui est le moins abondant par un taux de 5% (Fig. 28).

III.1.2.3. Identification des moisissures

III.1.2.3.1. Identification des genres

L'isolement des moisissures sur le milieu CDA a permis d'obtenir 4 types d'isolats : I1, I2, I3, et I4. Pour identifier le genre de chaque germe on a utilisé la technique du scotch, puis on a fait l'observation microscopique sous les grossissements 10 et 40.

L'observation microscopique révèle l'existence de deux genres différents. En effet, les isolats I1, I2 et I3, présents dans les deux échantillons d'orge, local et importé, appartiennent au même genre (Fig.29), alors que l'isolat I4, présent seulement associés à l'orge local, appartient à un genre différent (Fig. 30).

Le premier genre se caractérise par la présence de conidiophores, lisses ou granuleux, simples ou ramifiés, se terminant par un pénicille, et pouvant être isolés, groupés en faisceaux lâches ou agrégés en corémies bien individualisés. Les conidies sont disposées en longues chaînes globuleuses, elliptiques, cylindriques ou fusiformes, lisses ou rigoureuses, grisâtres ou verdâtre. Le thalle est cloisonné (Fig. 29).

Le deuxième genre présente des conidiophores ramifiés et allongés, de couleur brune, lisses ou légèrement rigoureux, avec des longueurs variées mais souvent mesurables. Les conidies ont en général une forme elliptique unicellulaire avec une couleur brune à verdâtre, et souvent disposées en chaînes ramifiées. Elles sont souvent lisses, avec des cicatrices aux points de détachement des conidiophores (Fig. 30).

Selon la clé de détermination Pitt et *al*, 2009 ; les données de Bensch et *al*. (2012), pour les espèces de *Cladosporium* et Pitt and Hoking, (1991), Tabuc (2007) pour *Penicillium* on suggère que le premier genre est celui de *Penicillium*, alors que le deuxième est celui de *Cladosporium*.

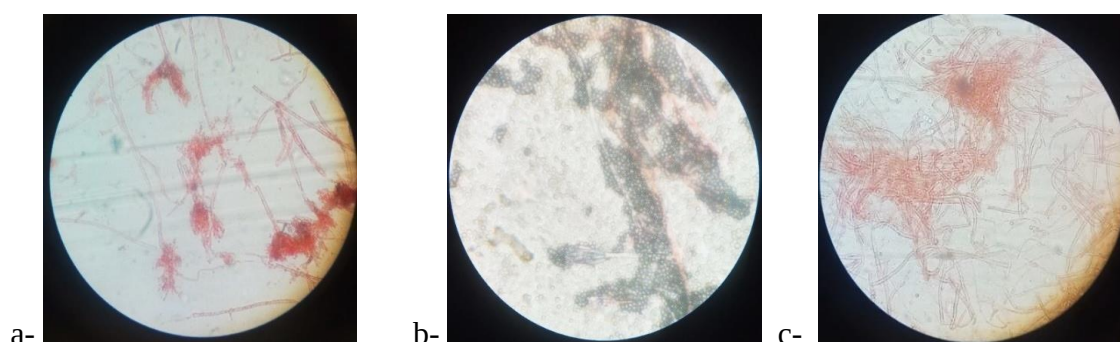


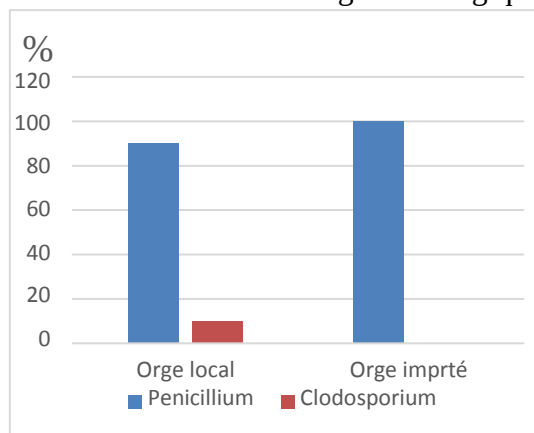
Figure 29- Aspect microscopique des isolats appartenant au genre *Penicillium* (a- Isolât I1, b- Isolât I2, c- Isolât I3)



Figure 30 - Aspect microscopique des isolats appartenant au genre *Cladosporium*

III.1.2.3.1.1. Abondances relatives des genres déterminés

Le dénombrement des moisissures présents sur l'échantillon d'orge local a montré que ces derniers sont dominés par le genre *Penicillium* (88,8%), alors que le genre *Cladosporium* est faiblement représenté. Sur l'orge importé le seul genre était celui de *Penicillium*. Le genre *Penicillium* s'avère donc le plus abondant des champignons qui s'attaquent à l'orge stocké (Fig. 31).

Figure 31- Abondances relatives des genres fongiques déterminés

III.1.2.3.2. Identification des espèces

a. Détermination des espèces du genre *Penicillium*

a.1. Détermination de l'espèce de l'isolat I1

La figure 32 représente l'aspect macroscopique de l'isolat I1 sur les milieux CDA, MEA, CYA et G25N. On remarque que l'isolat 1 possède une colonie de couleur brun foncé sur le CDA, brune sur MEA, et blanche sur CYA et G25N. Le recouvrement de la surface du milieu de culture (contenue dans des boîtes Petri de 9 cm de diamètre) était total dans le cas du CDA et du MEA et partiel dans les cas du CYA et G25N. l'aspect des colonies était velouté sur tous les milieux de culture, sauf dans le cas du CYA où l'aspect était cotonneux. Les colonies présentant souvent des sillons radiaux, affichent un centre de couleur gris-turquoise à gris-orange avec une périphérie blanche et de petites gouttes de liquide à leur surface (Fig. 32).

À l'échelle microscopique, on remarque la présence d'hyphes septées et hyalines. Les conidiophores sont relativement longs et présentant deux niveaux de ramification). On signale aussi la présence de phialides caractérisées par de longues mutules et de conidies ayant une forme globuleuse à subglobuleuses et s'organisant en longues chaînes (Fig. 29, a).

Selon les caractères macroscopiques et microscopiques obtenus et les données de Pitt et Hocking, 1997 on suggère que l'espèce à laquelle appartient l'isolat I1 est *Penicillium citrinum*.

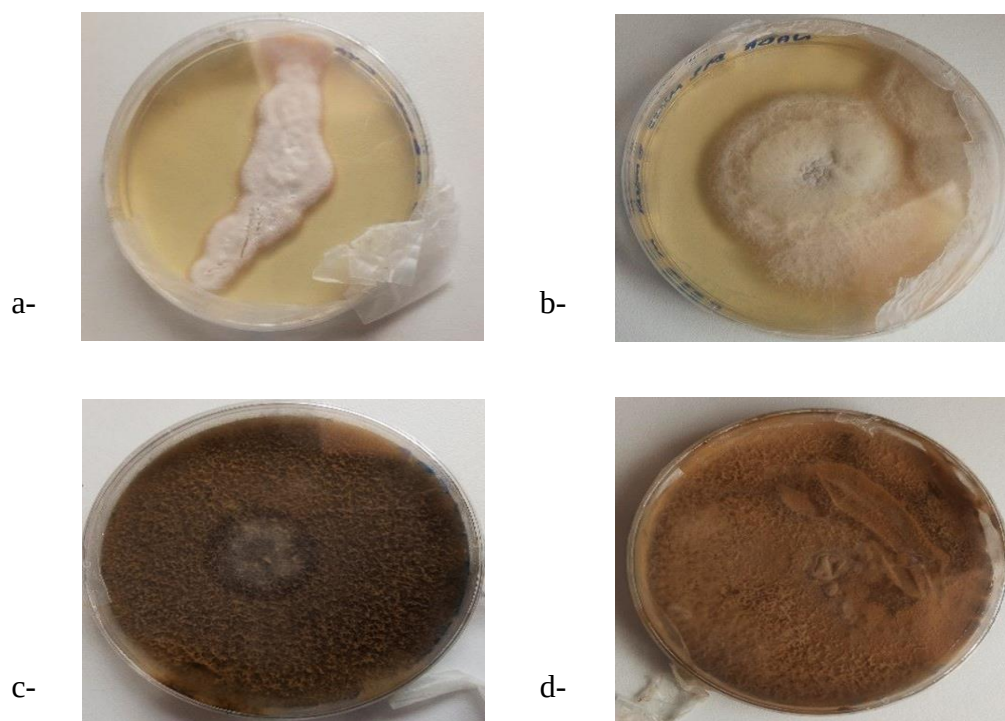


Figure 32- Aspect macroscopique de l'isolat I1 cultivé sur les différents milieux de culture (a- CDA, b- MEA, c- CYA, d- G25)

a.2. Détermination de l'espèce de l'isolat I2

La figure 33 représente l'aspect macroscopique de l'isolat I2 sur les milieux CDA et MEA, car la culture sur les deux autres milieux n'a pas eu lieu.

D'après l'observation macroscopique sur les différents milieux, on remarque que l'isolat I2 possède une colonie ayant un aspect poudreux, de couleur vert foncé sur le CDA et blanc avec un centre rouge sur le MEA. La couleur devient rapidement vert olive en raison de la production massive de conidies. Le recouvrement de la surface du milieu de culture était partiel dans les deux milieux. L'odeur est désagréable (Fig. 33).

À l'échelle microscopique, on remarque la présence d'hyphes septées. Les conidies sont lisses, de forme ovale à cylindrique (6-15 μm de long), produites en chaînes. (Fig. 29, b) et portées sur des conidiophores asymétriques.

Selon les caractères macroscopiques et microscopiques obtenus et les données de Tabuc (2007) on suggère que l'espèce à laquelle appartient l'isolat I2 est *Penicillium degitatum*.

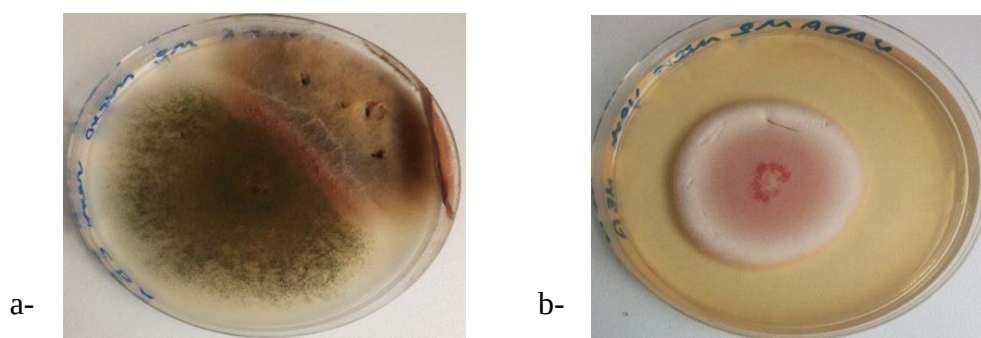


Figure 33 - Aspect macroscopique de l'isolat 2 cultivé sur CDA et MEA.
(a- sur CDA, b- sur MEA)

a.3. Détermination de l'espèce de l'isolat I3

La figure 34 représente l'aspect macroscopique de l'isolat I3 sur les milieux CDA et MEA, car la culture sur les deux autres milieux n'a pas eu lieu.

D'après l'observation macroscopique, on remarque que l'isolat I3 possède une colonie ayant un aspect velouté, de couleur rouge avec un centre noir sur le CDA et brun foncé sur le MEA. Le recouvrement de la surface du milieu de culture était faible dans les deux milieux (Fig. 34).

À l'échelle microscopique, on remarque que les conidiophores sont portés sur des stipes rugueux, et présentent une seule couche de branches supportant des phialides ampliformes. Les conidies sont globuleuses (Fig. 29, c).

Selon les caractères macroscopiques et microscopiques obtenus et les données de Pitt et Hocking (1997) on suggère que l'espèce à laquelle appartient l'isolat I3 est *Penicillium sclerotiorum*.

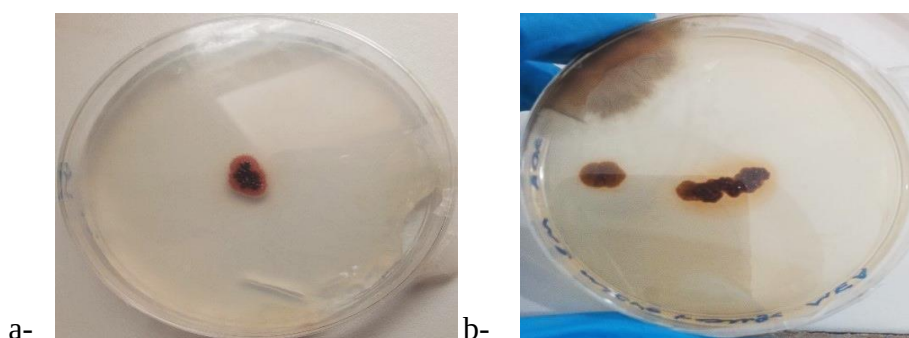


Figure 34 - Aspect macroscopique de l'isolat I3 cultivé sur CDA et MEA.
(a- sur CDA, b- sur MEA)

b. Détermination de l'espèce du genre *Cladosporium***b.1. Détermination de l'espèce de l'isolat I4**

La figure 35 représente l'aspect macroscopique de l'isolat I4 (appartenant au genre *Cladosporium*) sur les milieux CDA, MEA et G25. La culture sur le milieu CYA n'a pas eu lieu.

D'après l'observation macroscopique, on remarque que l'isolat I4 possède une colonie ayant un aspect velouté, de couleur brun foncé sur le CDA, marron avec une bordure blanche sur le MEA, et blanche sur le G25N. Le recouvrement de la surface du milieu de culture était total sur le CDA et le MEA et partiel sur le G25N (Fig. 35).

À l'échelle microscopique, on remarque que les conidies sont petites, unicellulaires, de forme ovoïde à citron, et s'organisent en longues chaînes ramifiées (Fig. 30).

Selon les caractères macroscopiques et microscopiques obtenus et les données de Pitt (2009) on suggère que l'espèce à laquelle appartient l'isolat I4 est *Cladosporium cladosporioides*.

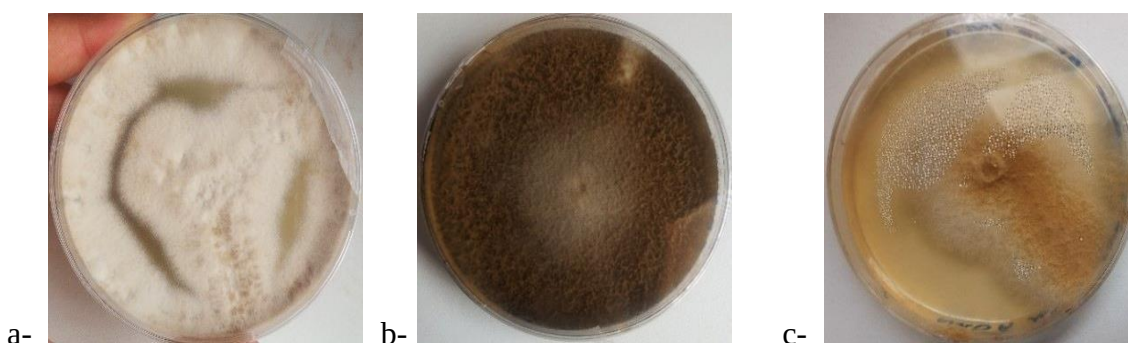


Figure 35 - Aspect macroscopique de l'isolat I4 cultivé sur CDA, MEA et G25
(a- sur CDA, b- sur MEA, c- sur G25N)

III.2. Discussion

III.2.1. Paramètres physicochimiques de l'orge

La croissance fongique est régulée par certains paramètres intrinsèques et extrinsèques du milieu. On cite principalement, la présence de grains cassés (brisés), la charge initiale en mycoflore, le taux d'humidité relative, le pH et la température de stockage des grains (Zia-Ur-Rahman, 2006).

Les résultats obtenus à partir des tests (mesure de pH, le pourcentage des grains cassés et détermination d'humidité) ont montré que le pH était neutre pour l'orge importé et local. Selon Duron (1999), les champignons sont des êtres acidophiles dont le pH de croissance est compris entre 3 et 7. Le développement maximum des moisissures sur les céréales s'opère entre des pH entre 6 à 8 (Moghet et *al.*, 2009) Donc nos échantillons d'orge constituent un milieu favorable pour le développement des moisissures.

Pour le pourcentage des grains brisés, les résultats obtenus ont montré que l'orge importé présente un pourcentage supérieur à celui de l'orge local ($13 \pm 7\%$ et $7.13 \pm 3,5\%$ respectivement). Les travaux de Tahani et *al.*, (2008) indiquent que la présence des grains brisés peut favoriser la contamination fongique. Lorsque la structure granulaire est détruite les constituants peuvent entrer en contact avec les microorganismes et leurs substances sécrétées ne peuvent être qu'en défaveur d'un stockage d'une longue durée (Gacem, 2011).

Cette augmentation dans le nombre des grains cassés pourrait être due à plusieurs facteurs tels que les caractéristiques de chaque variété, les mauvaises conditions de récolte, les défaillances mécaniques des appareils et surtout aux chocs infligés aux grains lors du transport mécaniques aux silos (Gacem, 2011).

Concernant le taux d'humidité, on remarque qu'il est supérieur chez l'orge importé par rapport à celui de l'orge local ($10.82 \pm 0,6\%$ et $9.45 \pm 0,15\%$ respectivement). L'humidité a un effet important sur le développement de la flore fongique ; non seulement sur la croissance mycélienne et la sporulation, mais aussi sur la germination des spores (Bourgeois, 1990). Selon Duron, (1999), les bactéries sont incapables d'altérer les produits pauvres en eau libre à l'inverse des champignons qui peuvent les altérer. L'humidité relative qui est la quantité d'eau libre disponible dans l'échantillon est responsable de plusieurs phénomènes d'altération biologique de l'aliment notamment mycologique. De nombreuses études ont traité la

contamination des céréales stockés par les champignons et les pertes considérables qui s'en résultent (Atalia et al., 2003 ; Molinie et al., 2005).

Selon Benmansour-Bixi (2005), les moisissures de stockage sont capables de pousser sur des substances contenant 10 à 18 % d'humidité, l'optimum de croissance est compris entre 11% et 13 %. Les taux d'humidité obtenus s'avèrent plus faibles que ceux déclarés comme taux optimaux. Il se peut que les grains d'orge aient perdu un petit taux de leur humidité après avoir ressorties de leur lieu de stockage et avant d'être analysés. Les faibles teneurs en humidité relative permettent de classer les échantillons d'orge analysés dans la catégorie des produits peu hydratés, avantage qui n'exclut pas leur contamination par une flore fongique xérotolérante (Belli et al., 2004).

Les résultats obtenus ont montré que les grains d'orge importé caractérisés par leur taux élevé de grains cassés, leur pH plus acide et leur humidité relative plus importante, qui offrent un milieu plus favorable au développement de la flore fongique par rapport à ceux des grains de l'orge local. Ces grains demandent donc des conditions de stockage plus pertinentes et des précautions plus précises pour faire face à leur vulnérabilité.

III.2.2. Paramètres microbiologiques de l'orge

a. Dénombrement de la flore fongique

Les résultats du dénombrement microbiologique ont révélé que l'échantillon d'orge importé était plus contaminé par les moisissures que l'échantillon de l'orge local (3.1×10^3 UFC/g et 2.7×10^3 UFC/g respectivement).

Ce résultat confirme notre constatation faite après l'analyse des paramètres physicochimiques, disant que l'orge importé est le plus vulnérable. De plus, cette différence est influencée parfois par les conditions climatiques au champ, les conditions de stockage (humidité, température et système de ventilation) et l'installation d'une charge mycologique importante, ce qui peut entraîner une modification qualitative et quantitative de la mycoflore (Le bars et Le Bars, 1987). D'autre part, l'échantillon de l'orge importé était plus contaminé par les moisissures malgré qu'il se fût nouvellement introduit au lieu de stockage. La durée de stockage semble donc avoir un effet moins accentué sur les grains d'orge devant les conditions de stockage et l'historique de la culture.

b. Isolement et identification des genres

On a pu distinguer 4 différents isolats appartenant à deux genres de moisissures filamenteuses, celui de *Penicillium* et celui de *Cladosporium*. Selon Pitt et *al.*, (2009), la flore fongique totale de l'orge stocké est constituée essentiellement de moisissures filamenteuses, très sporulantes, dotées d'un grand pouvoir de dissémination. D'autre part, l'absence des autres genres fongiques reconnus comme flore du champ ; *Alternaria* et *Fusarium* dans nos relevés signifie que la récolte a été bien faite et en bonnes conditions. Par contre, la présence des souches mentionnés précédemment (*Cladosporium* et *Penicillium*) est probablement due au fait que les grains n'étaient pas bien conservés après leur récolte (Pitt et *al.*, 2009). Selon Berthier et Valla (1998), les *Penicillium* et les *Cladosporium* sont considérés comme contaminants de stockage des céréales et de leurs dérivés, surtout lorsque ces derniers sont maltraités ou mal- conservés (Botton et *al.*, 1990).

Notre étude a révélé que le genre *Penicillium* peut être dominant lors d'une contamination fongique de l'orge. A l'inverse, des résultats obtenus par plusieurs études récentes sur la mise en évidence de la flore fongique contaminant les céréales stockées ont montré que le genre *Penicillium* semblent être moins dominant avec des pourcentages faibles (Cahagnier, 1998 ; Frillet, 2000). La faible dominance du genre *Penicillium* a été également signalé par Gecem (2011), Orlici et *al.*, (2018) ont travaillé sur la flore fongique du blé tendre et du blé dur respectivement pour eux et dans les mêmes conditions d'humidité et du pH c'est le genre *Aspergillus* qui prédomine, par contre Moghet et *al.*, (2009) qui s'intéressaient au blé tendre ont signalé que le genre *Penicillium* est le plus dominant cela est interprété selon eux par les faibles taux d'humidité préféré par les moisissures du genre *Penicillium*.

c. Identification des espèces fongiques

La détermination a révélé l'existence de trois espèces fongiques appartenant au genre *Penicillium* et une seule espèce du genre *Cladosporium*. Il s'agit de *Penicillium digitatum*, *Penicillium citrinum*, *Penicillium sclerotiorum* et *Cladosporium cladosporioides*. Le recensement de ces espèces ne se contra-dicte pas avec les données publiées sur leurs caractéristiques et les cultures pouvant les accueillir.

En effet, le *Penicillium citrinum* est fréquemment isolée des agrumes moisiss, des épices tropicales, des céréales, ainsi que de divers environnements comme le sol et même les sédiments de pergélisol. *P. digitatum* choisit également les agrumes comme cible principale mais il a été isolé d'autres sources alimentaires, notamment les noisettes, les pistaches, les noix

de kola, les olives noires, le riz, le maïs et certaines viandes. De même, *Penicillium sclerotiorum* se retrouve sur divers produits agricoles, incluant les céréales, les fruits et d'autres denrées. Par contre, *Cladosporium cladosporioides* se retrouve fréquemment à l'intérieur des bâtiments, où il peut coloniser diverses surfaces présentant un taux d'humidité élevé ou une accumulation de matière organique. (Botton et al.,1990)

Concernant les préférences des espèces retrouvées, nous rappelons que *Penicillium citrinum* est une espèce mésophile, *Cladosporium cladosporioides* est une espèce saprophyte, se nourrissant de la matière organique en décomposition et *P. digitatum* est un pathogène nécrotrophe de blessure, ce qui signifie qu'il a besoin d'une lésion sur le fruit pour initier l'infection et qu'il tue les cellules de l'hôte pour se nourrir. (Botton et al.,1990)

Ces préférences s'avèrent être offertes par les conditions qui existent au milieu de stockage et par les caractéristiques physicochimiques des grains échantillonnés. On effectue les grains d'orge analysés étaient stockés dans des sacs fermés posés sur des étagères exposées à l'air libre et à la température et l'humidité ambiantes.

Selon ONM (2024) la région de Ouargla se caractérise par des périodes sèches étalées sur toute l'année causées par des fortes températures et des faibles quantités de précipitation. L'environnement offre donc une humidité faible favorable au développement d'une flore fongique résistante à la sécheresse.

Les espèces fongiques recensées sont connues pour la production de diverses mycotoxines comme la citrinine produite essentiellement par *Penicillium citrinum* et *Penicillium digitatum* mais à un degré moindre. On cite aussi la sclérotinine produite par *Penicillium sclerotiorum*. Ces mycotoxines, bien qu'il ne soit pas un pathogène humain primaire, peuvent avoir des effets néfastes sur la santé humaine, soit néphrotoxiques, hépatotoxiques, génotoxiques, tératogènes (peut causer des malformations chez le fœtus), immunotoxique, aéro-allergènes (allergène transporté par l'air), Irritants et Inflammatoires. (Pitt et Hocking, 1991).

En raison de leur capacité à produire des mycotoxines ces espèces fongiques sont considérées comme un contaminant dangereux pour les aliments des humains et des animaux. (Pitt et Hocking, 1991).

Plus d'analyses doivent donc être faites pour mieux connaître les espèces fongiques attaquant l'orge stocké, cerner leurs effets, et surtout identifier le seuil à partir duquel les

denrées infectées deviennent inconsommables. Le problème majeur qu'on face est le fait que ces espèces fongiques ont développés une forte résistance a de nombreux fongicides chimiques couramment utilisés pour le contrôle post-récolte, ce qui complique leurs gestions.

Les mesures prophylactiques semblent donc être les plus efficaces pour lutter contre ces champignons. On cite notamment la minimisation des blessures sur les grains, le refroidissement de ces grains après la récolte et surtout la maintenance de conditions adéquates de stockage.

Conclusion

Au cours de notre travail, basé sur la mise en évidence de la flore fongique contaminant l'orge stocké, L'objectif est de contrôler la qualité physicochimique et microbiologique d'orge local et importé stocké au niveau de coopérative des céréales et légumes secs (CCLS) de la wilaya d'Ouargla.

Pour répondre à cet objectif, un échantillon représentatif de chaque variété d'orge (local et importé) a été analysé.

Selon les résultats obtenus par l'étude physico-chimique appliquée sur les deux échantillons d'orge, les valeurs obtenues de pH et d'humidité sont voisins dans les deux échantillons et il paraît qu'ils sont favorables au développement des espèces fongiques. Il faut signaler que le pourcentage des grains brisés chez l'orge importé est élevé par rapport à celui local. La présence d'un taux élevé des grains cassés dans les échantillons d'orge constitue un point d'entrée facile de certains microorganismes notamment les moisissures attirées par la matière organique présente dans l'orge.

Concernant la contamination fongique chez les deux échantillons d'orge, les résultats obtenus ont montré la présence de deux genres de champignons appartenant à deux groupes distincts ont été identifiés ; *Penicillium* et *Cladosporium* qui sont connus comme des flores du stockage et intermédiaires. Les espèces obtenues sont *Penicillium citrinum*, *Penicillium digitatum*, *Penicillium sclerotiorum* et *Cladosporium cladosporoides*. Il faut noter qu'il est possible d'avoir des mycotoxines dans les deux échantillons étudiés car le *Penicillium* produit la citrinine. Ainsi que *cladosporium* ne produit pas des mycotoxines mais peut causer des réactions allergiques graves.

Les résultats de ce travail restent préliminaires et plus de travaux doivent être réalisés dans ce thème. Inventorier les espèces fongiques les plus nocives aux denrées stockées, cerner leurs dégâts et reconnaître les méthodes de lutte les plus efficaces contre elles sont les points les plus précieux qui doivent avoir une grande attention prochainement.

Depuis la récolte d'orge jusqu'à son arrivée aux silos de stockage, plusieurs paramètres doivent être pris en compte tels que les moyens de transport, les conditions de stockage, le lieu de stockage, le nettoyage des grains et les traitements effectués au niveau des silos.

En général, la précaution doit être toujours maintenue et la démarche assurance qualité doit être suspectée lors de toutes les étapes de la production céréalières depuis la récolte jusqu'au produit finale.

Références bibliographiques

1. Abramson D., & Demianyk, C., Fields P., Jayas, D., Mills J., Muir W., Timlick B., White N.)2001(. *Protection des céréales, des oléagineux et des légumineuses à grains entreposés à la ferme contre les insectes, les acariens et les moisissures*. Ed : Centre de recherche sur les céréales. 58.
2. Atalla M.M., & Hassanein N., Atef A., Yossef A. (2003). *Mycotoxin production in wheat grains by different Aspergillus in relation to different relative humidity and storage periods*. *Food Nahrung*. 6-10.
3. Bartali E. (1987). *Underground storage pits in Morocco*. *Tunnelling and underground space technology*, 2(4), 381- 383.
4. Belli N., Marin S., Sanchis V., Ramos A. J. (2004). *Influence of water activity and temperature on growth of isolates of Aspergillus section Nigri obtained from grapes*. *International Journal of Food Microbiology*, 96: 19-27.
5. Bench.U, Braun, J.Z; Growenwold and P.W. Crous. (2012). *The genus Cladosporium*, *Studies in Mycology* 72: 401.
6. Berthier J. & Valla G. (1998). *Moisissures - Mycotoxines et Aliments : du Risque à la Prévention*. Université Claude Bernard, Lyon : 05-20
7. Boudreau A., Ménard G., 1992.*Le blé : éléments fondamentaux et transformation*. Presses Université Laval, Paris. Pp 25 - 439.
8. Bourgeois C.M., Mescle J.F., Zucca J. (1989). *Microbiologie alimentaire. Aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments*. Lavoisier. Paris, 21-244p
9. Botton B., Breton A., Fevre M., G S., Guy P.H., Larpeen J.P., Reymond P., Sanglier J.J., Vayssier Y. & Veau P.(1990). *Moisissures utiles et nuisibles importance industrielle*. 2ème édition. Masson. Collection Biotechnologies.34 428p.

10. Cahagnier B. (1998). *Céréales et produits dérivés*. In: Bourgeois C. M., Mescle J.-F., Zucca J. (coord.). *Microbiologie alimentaire : Aspects microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments*. Technique et Documentation, Paris. Pp: 392-414.
11. Ceccarelli S. and Grando S. (1996). *Hordeum vulgare* L. In: Grubben, G. J. H. & Partohardjono, S. (Editors). *Plant Resources of South-East Asia. Cereals Backhuys*. 10:99-102.
12. Chabasse D. (2002). *Les moisissures et leur intérêt médical*. Cahier N°25 de formation de biologie médicale, 25-27p.
13. Champoin R. (1997). Identifier les champignons transmis par les semences, chapitre VIII : les champignons transmis par les semences, p 57 – 240.
14. Christensen Clyde, M., Kaufmann Henry, H. (1969). *Grain storage. The role of fungi in quality loss*. Minnesota archive Editions, 153p.
15. Clement-Grandcourt M. et Prats J. (1971). *Les céréales*. Ed. Baillière et Co, Paris-France. 51p.
16. Davet P. (1996). *Vie microbienne du sol et production végétale*. Edition INRA Paris (France), 383p
17. De Groot I. (2004). *Protection des céréales et des légumineuses stockées*. Agromisa Foundation, p 20.
18. Doumaïndji A., Doumaïndji S., Doumaïndji B. (2003). Cours de technologie des céréales. Office des publications Universitaires Ben - Aknoun- Alger, p 01 - 20.
19. Duron B.S. (1999). *Le Transport Maritime des Céréales. Mémoire de D.E.S.S.* Université d'Aix-Marseille, 81 p.
20. Feillet P. (2000). *Le grain de blé : composition et utilisation*. Editions Quae. p154
21. Flamini G., Luigi Cioni P. (2003). *Activity of Plant Extracts, Essential Oils, and Pure Compounds Against Fungi Contaminating Food stuffs and Causing Infections in Human*.

22. Gacem M. (2011). *Contribution à l'étude de l'activité antifongique et antimycotoxinogène des extraits méthanolique et aqueux des graines de « CitrullusCitrullus colocynthis » sur la croissance de quelque moisissure d'altération de blé tendre stocké.*
23. Gelinas P. (1995). *Répertoire des micro-organismes pathogènes transmis par les aliments*, Ed : St Hyacinthe, Québec.
24. Getachew M., Brink M. (2006). *Céréales et légumes secs*. Fondation PROTA, 327
25. HakimiM., 1993.*L'évolution de la culture de l'orge : le calendrier climatique traditionnel et les données agro-météorologiques modernes.Proceeding of an International Symposium*, Tunis, Ed. Jones M., Marthys G., Rijks D., pp. 157 -166.
26. Kara, R., & Kadri, S. (2021). *La flore fongique associée aux grains de blé et d'orge stockés*. Université Larbi Ben M'hidi Oum El Bouaghi, de mémoire Master.
27. Lakhial S., (2018). *Inventaire des insectes et des maladies des denrées stockées*.
Mémoire de master. 07-08p.
28. Lansbrough, L.A., (2004). *Food microbiology laboratory*. Published by CRC press, pp. 179.
29. Larpent J., Larpent-Gouraud M. (1990). *Mémento technique de microbiologie : Microorganismes eucaryotes et procaryotes, Structure, Métabolisme, Systématique, Applications industrielles, Milieux de culture et réactifs*. 2ème Ed : Technique et documentation, Lavoisier, Paris. P : 41 [16].
30. Laurent C., Maxime F., Maze A., Tichit M. (2003). *Multi fonctionnalité de l'agriculture et modèles de l'exploitation agricole*. Économie rurale. Vol. 273. N°1.134.
31. Le Bars J. et Le Bars P., (1987). *Les moisissures des denrées alimentaires et leurs conséquences. Conférences prononcées dans le cadre de la réunion de la "Section*

- Midi- Pyrénées" à Toulouse.* (Cf. Bulletin de l'Association des Anciens élèves de l'Institut Pasteur, 4^e trimestre 1987).
32. Magan, N., Olsen, M. (2004). *Mycotoxines in food: Detection and control.* *F.Sc.Technol*, 190-203p
 33. Mathew S, Thomas G., Ahmad T. (2011). *An Evaluation of the fungi isolated from sub-epidermal region of post - harvested stored wheat grains.* *Nepal Journal of Biotechnology.* 1(1), 9-13. [12].
 34. Marnet Letellier S. (2019). *Céréales et féculent.* Ed. Lavoisier, Paris, 570 p.
 35. Moghet S., Kadi H., Nahal Boudierba N., Moussaoui A., Amrouche A., Lazouni A. (2012). Effet des paramètres physicochimiques sur la contamination fongique et mycotoxique dans le blé tendre français commercialisé en Algérie. Université de Bechar.
 36. Molinié A., Faucet V., Castegnaro M. and Pfohl-Leszkowicz A., (2005). *Analysis of some breakfast cereals collected on the French market for their content in OTA, Citrinin and Fumonisin B1. Development of a new method for simultaneous extraction of OTA and Citrinin.* *Food chemistry*, 92 : 391-400.
 37. Multon J. L., 1982.- *Conservation et Stockage Des Grains et Graines et Produits Derivés-Céréales, oléagineux, protéagineux, aliments pour animaux.* Ed. Lavoisier, Paris, 576 p
 38. Nasraoui B. (2008). *Principales maladies fongiques des céréales et des légumineuses en Tunisie.* Kef : Centre de Publication Universitaire, p 56- 59. Neergaard P., 1977. *Seed pathology.* Vol1. Mac Millan.P:1187
 39. Ndiaye D.S.B. (1999). *Manuel de stockage et de conservation des céréales et des oléagineux,* Coopérative Autrichienne pour le développement. Décolé Sidy Baba, Cellule centrale d'appui technique PADER. 2, 61.

40. Oudjani, W. (2009). *Diversité de 25 géotypes de blé dur (Triticum durum Desf.) : étude des caractères de production et d'adaptation. Mémoire de magistère*, 113.
41. Orlici Z., & Benkara O. (2018). *Contribution à l'étude de la flore fongique des semences de blé dur de campagne dans la région Nord de Constantine*. Université des Frères Mentouri Constantine. Mémoire de master.
42. Pfohl-Les Zkowsz, A. (1999). *Métabolisation des mycotoxines. Effets biologiques et pathologies Ecotoxicogenese. Dans « Les mycotoxines dans l'alimentation : evaluation et gestion du risque » de Conseil Supérieur d'Hygiene Publique de France*. Technique et Documentation, Paris, 18- 35p.
43. Pitt, J.I. and Hocking, A.D. (1997). *Fungi and food spoilage (2nded)*. Blackie Academic and Professional, London, United Kingdom. 593 p.
44. Pitt J.I (2009). *Fungi and food spoilage*. Ed: Springer. 194- 223
45. ProctorD, (1995). *Techniques d'emmagasiner des grains : évolutions et tendances dans les pays en développement*, Bulletin des services agricoles de la FAO n°109, FAO, Rome.
46. Rahal-BouzianeH.et AbdelguerfiA.(2007). *Caractéristiques agronomiques et Morphologiques d'orges oasiennes (HordeumvulgareL.) de la région d'Adrar (Algérie)*. Recherche agronomique, Ed. INRA, Alger. 19 : 7-13.
47. Rahal-Bouziane H. (2015). *L'orge en ALGÉRIE : passée, présent et importance pour la sécurité alimentaire, face aux nouveaux défis*, Ed. INRAA - Centre de recherche de Mehdi Boualem, Alger.
48. Reboux G., Bellanger A., Roussel S., Grenouillet F., Million L. (2010). *Pollution atmosphérique, Moisissures et habitat : risques pour la santé et espèces impliquées*, Revue française d'allergologie 50. Pp :611–620.
49. Simon M., Codaccioni P., et Coeurs L. (1989). *Identification et classification des variétés d'orge cultivées en France*, éd. INRA. France. 16p.

50. Stanca, A. M., Gianinetti, A., Rizza, F., & Terzi, V. (2016). *Barley: an overview of a versatile cereal grain with many food and feed use.*
51. Tabuc, C. (2007). *Flore Fongique De Différents Substrats Et Conditions Optimales De Production Des Mycotoxines. Thèse De Doctorat D'université : Pathologie, Mycologie, Génétique Et Nutrition.* Toulouse : L'institut National Poly Technique Et De L'université De Bucarest. France.190 p.
52. Van der Burgt G., Timmermans B. (2009). *Fusarium in wheat. Effects of soil fertility strategies and nitrogen levels on mycotoxins and seedling blight.* LBL Publication.
53. Zeng, Z., Huang, H., Han, N., Huang, C. Y., Langridge, P., Bian, H., & Zhu, M. (2017). *Endopolyploidy levels in barley vary in different root types and significantly decrease under phosphorus deficiency. Plant Physiology and Biochemistry, 118, 11-21.*
54. Zia-Ur-Rahman K. (2006). *Storage effect on nutritional quality of commonly consumed cereals.* Food Chemistry, 95: 53-57
55. Zillinsky F. (1983). *Common diseases of small grain cereals. A guide to identification.* CIMMYT. P : 141.

Annexes

Annexes I : Composition des milieux de cultures***Milieu CDA (Czapek Dox Agar)***

Sucrose	30 g
KH ₂ PO ₄	1 g
KCL	0.5 g
MgSO ₄	0.5 g
FeSO ₄	0.01 g
NaNO ₃	3 g
Agar	15 g
Eau distillée	1000 ml

(Czapek Concentre)

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

Milieu MEA (Malt Extract Agar)

Matière Sèche	50 g
Agar	5 g
Eau distillée	1000 ml

Milieu CYA (Czapek Yeast Agar)

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

Milieu G25N (25 % Glycérol Nitrate Agar)

KH ₂ PO ₄	0.75 g
---------------------------------	--------

Czapek Concentre	7.5 ml
Extrait de levure	3.7 g
Glycerol	250 g
Agar	12 g
Eau distillée	750 ml
<i>Eau physiologique</i>	
NaCl	9 g
Eau distillée	1000 ml

Annexe2: Lien de clé d'identification Fungi and food spoilage:

https://www.researchgate.net/profile/Atef_Hassan4/post/Can_you_identify_this_fungal_growth_Fungi_F/attachment/59d6220279197b80779805e0/AS%3A299455162142722%401448407082568/download/Fungi_and_Food_Spoilage_3rd_Edition_0387922067.pdf

Abstract:

The highlighting of fungal flora contaminating stored barley

Our study aimed to determine the level of fungal deterioration in two types of local and imported barley stored in the CCLS Ouargla cereal and pulse cooperative. This was achieved by conducting physicochemical (measurement of pH, humidity, and broken grain rate) and microbiological (total fungal flora count, isolation, and identification of the genera and species of molds found) analyses.

The results obtained showed that the studied physicochemical characteristics (pH, humidity) were similar for both samples analyzed, except for the percentage of broken grains, which was high in imported barley, estimated at $13 \pm 7\%$ compared to the local barley ($7.4 \pm 3.5\%$), which could promote fungal proliferation. Microbiological analyses revealed that imported barley was the most contaminated, with a fungal concentration of 3.1×10^3 CFU/g, compared to the local barley, which represented a fungal load of 2.7×10^3 CFU/g.

Identification of isolates obtained from local barley showed that the most dominant genus was *Penicillium*, with a rate of 88.8%, compared to *Cladosporium*, which represented only 11.2%. Only the genus *Penicillium* was found in imported barley. The species identified were: *Penicillium citrinum*, *Penicillium digitatum*, *Penicillium sclerotiorum*, and *Cladosporium cladosporioides*. These species are known to be a sign of spoilage during storage and can produce mycotoxins that cause serious damage to human health.

From the barley harvest to the his arrival at the storage silos, several parameters must be taken into account, such as transportation methods, storage conditions, storage location, grain cleaning, and treatments performed at the silos. In general, precautions must always be maintained, and quality assurance must be maintained throughout all stages of grain production, from harvest to final product

Keywords : Cereals, stored barley, local, imported, CCLS Ouargla, physicochemical analyses, microbiological analyses, fungal spoilage, *Penicillium citrinum*, *Penicillium digitatum*, *Penicillium sclerotiorum*, and *Cladosporium cladosporioides*.

ملخص :

إبراز الفلورا الفطرية الملوثة للشعير المخزن هدفت دراستنا إلى تحديد مستوى التلف الفطري في نوعين من الشعير المحلي والمستورد المخزنين في تعاونية الحبوب والبقوليات (CCLS) ورقلة. تم تحقيق ذلك عن طريق إجراء تحاليل فيزيائية وكيميائية (قياس الأس الهيدروجيني والرطوبة ونسبة الحبوب المكسورة) وميكروبيولوجية (العدد الكلي للفلورا الفطرية، وعزل وتحديد أجناس وأنواع العفن الموجودة).

أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن الخصائص الفيزيائية والكيميائية المدروسة (الأس الهيدروجيني، الرطوبة) كانت متشابهة لكلا العينتين المحللين، باستثناء نسبة الحبوب المكسورة، التي كانت مرتفعة في الشعير المستورد، حيث قدرت بـ $13 \pm 7\%$ مقارنة بالشعير المحلي ($7.4 \pm 3.5\%$)، مما قد يعزز التكاثر الفطري. كشفت التحاليل الميكروبيولوجية أن الشعير المستورد كان الأكثر تلوثاً، بتركيز فطري يبلغ 3.1×10^3 وحدة تشكيل مستعمرة/غرام، مقارنة بالشعير المحلي الذي مثل حملاً فطرياً قدره 2.7×10^3 وحدة تشكيل مستعمرة/غرام.

أظهر تحديد العينات التي تم الحصول عليها من الشعير المحلي أن الجنس الأكثر سيطرة كان البنيسيليوم (*Penicillium*)، بنسبة 88.8%، مقارنة بـ الكلاوسبوريوم (*Cladosporium*) الذي مثل 11.2% فقط. تم العثور على جنس البنيسيليوم فقط في الشعير المستورد. كانت الأنواع التي تم تحديدها هي *Penicillium citrinum*، *Penicillium digitatum*، *Penicillium sclerotiorum*، و *Cladosporium cladosporioides* من المعروف أن هذه الأنواع تعتبر علامة على التلف أثناء التخزين ويمكن أن تنتج السموم الفطرية التي تسبب أضراراً جسيمة لصحة الإنسان.

منذ حصاد الشعير وحتى وصوله إلى صوامع التخزين، يجب أخذ عدة عوامل في الاعتبار، مثل طرق النقل، وظروف التخزين، وموقع التخزين، وتنظيف الحبوب، والمعالجات التي تتم في الصوامع. بشكل عام، يجب دائماً الحفاظ على الاحتياطات، ويجب الحفاظ على ضمان الجودة في جميع مراحل إنتاج الحبوب، من الحصاد إلى المنتج النهائي.

الكلمات المفتاحية: حبوب، شعير مخزن، محلي، مستورد، CCLS ورقلة، تحاليل فيزيائية وكيميائية، تحاليل ميكروبيولوجية، تلف فطري،

Résumé :

Mise en évidence de la flore fongique contaminant l'orge stockée

Notre étude visait à déterminer le niveau de détérioration fongique de deux types d'orge, locale et importée, stockées au sein de la coopérative des céréales et des légumes secs (CCLS) d'Ouargla. Pour ce faire, nous avons mené des analyses **physico-chimiques** (mesure du pH, de l'humidité et du taux de grains cassés) et **microbiologiques** (dénombrement de la flore fongique totale, isolement et identification des genres et espèces de moisissures trouvés).

Les résultats obtenus ont montré que les caractéristiques physico-chimiques étudiées (pH, humidité) étaient similaires pour les deux échantillons analysés, à l'exception du pourcentage de grains cassés, qui était élevé dans l'orge importée, estimé à $13 \pm 7\%$ comparativement à l'orge locale ($7,4 \pm 3,5\%$), ce qui pourrait favoriser la prolifération fongique. Les analyses microbiologiques ont révélé que l'orge importée était la plus contaminée, avec une concentration fongique de $3,1 \times 10^3$ UFC/g, par rapport à l'orge locale, qui présentait une charge fongique de $2,7 \times 10^3$ UFC/g.

L'identification des isolats obtenus à partir de l'orge locale a montré que le genre le plus dominant était *Penicillium*, avec un taux de 88,8 %, contre *Cladosporium* qui ne représentait que 11,2 %. Seul le genre *Penicillium* a été trouvé dans l'orge importée. Les espèces identifiées étaient : *Penicillium citrinum*, *Penicillium digitatum*, *Penicillium sclerotiorum* et *Cladosporium cladosporioides*. Ces espèces sont connues pour être un signe d'altération pendant le stockage et peuvent produire des **mycotoxines** qui causent de graves dommages à la santé humaine.

De la récolte de l'orge jusqu'à son arrivée aux silos de stockage, plusieurs paramètres doivent être pris en compte, tels que les méthodes de transport, les conditions de stockage, le lieu de stockage, le nettoyage des grains et les traitements effectués dans les silos. En général, des précautions doivent toujours être maintenues et une assurance qualité doit être assurée à toutes les étapes de la production céréalière, de la récolte au produit final.

Mots-clés : Céréales, orge stockée, locale, importée, CCLS Ouargla, analyses physico-chimiques, analyses microbiologiques, altération fongique, *Penicillium citrinum*, *Penicillium digitatum*, *Penicillium sclerotiorum*, *Cladosporium cladosporioides*.

