



République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche
Scientifique



Université Amar Thelidji- Laghouat

FACULTE : SCIENCES

DEPARTEMENT : SCIENCES AGRONOMIQUES

MEMOIRE DE MASTER

Présenté par : **Benghouini naziha & Benchine meriem**

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

FILIERE : SCIENCES AGRONOMIQUES

OPTION : PROTECTION DES VEGETAUX

Thème

**Recherche des agents pathogènes responsables de la
pourriture commune de la tige du maïs**

Jury de soutenance :

Nom et Prénom	Grade	Qualité
SOUFI Ibtissem	MAA	Président
ZAZA Messaouda	MAA	Examinatrice
TOUATI-Hattab Sihem	MCB	
BELMADANI B. Kh DTC chez TIMAG Agro Algérie expert	Ingénieur d'état en phytopathologie	Co- Promoteur

Promotion : Juillet- 2023

Titre de mémoire : Recherche des agents pathogènes responsables de la pourriture commune de la tige du maïs

Nom : Benchine , benghouini prénoms : Meriem , naziha

Encadreur : Touati sihem Co Promoteur : Belmadani B.Kh

Résumé:

Le maïs est l'une des cultures céréalière les plus importantes au monde. La trajectoire de production de l'Algérie s'est considérablement développée ces dernières années surtout dans les régions Sud. Les agents pathogènes responsables de la maladie commune de la pourriture de la tige constituent une sérieuse menace pour cette culture. Ce travail a été effectué dans le but d'identifier et de caractériser les agents pathogènes porté par le maïs. L'analyse des échantillons, de feuille, racine et graine de maïs malades a abouti à l'identification des genres fongiques suivants : *Fusarium*, *Alternaria*, *Aspergilluse*, *Curvularia*, *Nigrospora*, *Microchodium* , *Stenocarpella* et *L' Helminthosporium* . L'identification morphologique des isolats de *Fusarium* a permis de différencier 20 espèces il s'agit de : *F. acutatum* ; *F.nygami* ; *F.Verticilloide* ; *F. proliferatum* ; *F. sporotrichioies* ; *F.poae* ; *F.concentricum* ; *F.subglutinans* sont prédominantes et pour le moins dominante *Helminthosporium* et *Microduchium spp.* L'évaluation de la pathogénicité des isolats de *Fusarium spp.*, *curvularia spp* et *helminthosporium turcicum*. par deux méthodes d'inoculation au niveau de la tige et les feuilles du maïs a montré que ces isolats sont révélés pathogènes et présentaient des symptômes de la maladie avec des variations dans l'intensité.

Mots clés : *Fusarium*, maïs, caractérisation .

Abstract

Maize is one of the most important cereal crops in the world. Algerian's production trajectory has developed considerably in recent years. Fungal wilt pathogens are a serious threat to this crop. These pathogens are the cause of three destructive diseases on but namely root rot, stem rot. This work was carried out, with aim of identifying and characterizing Fusarium wilt born by maize. Analysis of leaf and root and seed samples resulted in the identification of the following fungal genera: *Fusarium*, *Alternaria*, *Aspergillus curvularia*, *Nigrospora* and *Microdochium*, *Stenocarpella maydis*, *Exesorehium turicum* (*L. helmenthospodium*). The morphological identification of the *Fusarium* Isolates made it possible to differentiate: *F. concentricum*: *F. subglutinans* are predominant and least dominant. *Helmenthospodium* and *Microdochium spp.* By two methods of inoculation at the level of the corn leaves showed that these isolates were pathogenic and presented symptoms of the diseases with variations in intensity.

ملخص

تعتبر الذرة من اهم محاصيل الحبوب في العالم . تطور مسار الانتاج الجزائري بشكل كبير في السنوات الاخيرة . تشكل الفطريات تهديدا خطيرا لهذا المحصول . هذه العوامل الممرضة هي سبب ثلاثة مدمرة للذرة و هي تعفن الجذور و تعفن الساق تم تعفن الاوراق . تم تنفيذ هذا العمل بهدف تحديد و وصف الامراض التي تحملها الذرة ادى تحليل عينات الاوراق و الجذور و الساق . ادى تحليل عينات الاوراق و الجذور و البذور الى تحديد الاجناس الفطرية التالية , *Fusarium* , *Alternaria* , *Aspergilluse* , *Curvularia* , *Nigrospora et microchodium* , *Stenocarpella maydis* , *Exserihilum turicum (L' helminthosporium)* . *Fusarium a permi* de d *F. acutatum* ; *F.nygami* ; *F.Verticilloide* ; *F. proliferatum* ; *F. sporotrichioies* ; *F.poaie* ; *F.concentricum* ; *F. acutatum* جعل التحديد المورفولوجي لعزلات *Fusarium* من الممكن التفريق بين 20 عزلة *F. subglutinans* و *F. nygami* . و *F. sporotrichioe* المتكاثرة. ؛ *F. poae* و *F. subglutinans* هي السائدة و على الأقل المهيمنة *Helminthosporium* و *Microduchium spp* من خلال طريقتين للتفريق على مستوى أوراق الذرة أظهرت أن هذه العزلات كانت مسببة للأمراض و أظهرت أعراض المرض مع اختلافات في الشدة.

Remerciements

Avant tous, nous remercions Dieu tout puissant de nous avoir accordé la force, le courage et les moyens afin de pouvoir accomplir ce modeste travail. Nous tenons à exprimer notre reconnaissance à Madame Touati Siham Pour avoir proposé ce thème et pour son encadrement. Nous remercions madame Soufi Ibtissem. pour avoir accepté de présider le jury de soutenance. Nos remerciements s'adressent également à Madame Zaza Messaouda d'avoir accepté d'examiner ce travail .

Dédicace

Avant tout nous remercions Dieu tout puissant de nous avoir accordé la force, le courage et les moyens afin de pouvoir accomplir ce travail. Nous adressons mes sincères remerciements à notre encadreur Mme Touati Siham , Pour l'intéressant sujet qu'elle nous avait proposé et qui n'a cessé de nous orienter et nous appuyer a chaque étape; c'est par sa disponibilité, ses conseils précieux et son aide que ce travail s'est concrétisé.

C'est avec profonde gratitude et sincères mots, que je dédie ce modeste travail de fin d'étude : À la mémoire de mes grand parents Ahmed Benhattab et Halima Gassas qui pourraient être fiers de moi. J'espère qu'ou ils sont maintenant, ils apprécient cet humble geste comme preuve de reconnaissance de ma part, je prie toujours pour le salut de leurs âmes. Puisse Allah, le tout puissant, les avoir en sa sainte miséricorde ! Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce qu'ils méritent.

À l'homme de ma vie, ma source de joie et de bonheur, celui qui s'est toujours sacrifié pour me voir réussir, que dieu te garde, à toi mon père Benghouini Abdelkader , A la lumière de mes jours, ma vie et mon bonheur ; maman que j'adore Benhattab kaltoum Puisse dieu, vous accorder santé, bonheur et longue vie.

À mes sœurs : Amel et hadjer

À mon frère : Abdellah

A Ma grand-père : Abdellah

Toutes mes amies et collègues

Mon binôme : Meriem benchine

Dédicace

A ma mère wahiba naoui

Dont le courage dans l'éducation et la prise en charge de ses enfants méritent, à n'en point douter, un vibrant hommage, bien plus que ce que cette molle dédicace ne saurait exprimer, tant ma fierté d'être son fils déborde de mon cœur.

A mon père, Mohamed benchine

Ainsi que toute ma famille élargie et les braves gens , A ma grande sœur Fatima , Qu'ALLAH les rétribue et les soutienne dans l'héritage combien lourd de

notre mère, qu'elle les supporte et leur donne sa sagesse et le courage de

notre mère

A mon frère, yahia

Qui a toujours été là pour nous, supportant ses cadets avec son calme remarquable et cela malgré nos innombrables défauts,

A mes petites frères, zakaria ,yahia

Notre fierté, qu'ALLAH l'augmente en science et en piété

A tous mes amis,

Qui m'accompagnent dans les péripéties de ma vie,

Je dédie ce modeste travail

Mon binôme naziha ben ghouini

Aussi, je remercie mon Directeur de mémoire, notre encadreur Mme Touati Sihem d'avoir accepté de m'encadrer dans la conception et l'élaboration de ce travail, et aussi pour le dévouement manifesté malgré toutes ses nombreuses occupations.

Sommaire

Liste des figures	I
Liste des tableaux.....	II
1.Introduction	1
2. Synthèse bibliographique	
2.1 LE MAÏS « Zea mays »	6
2.1.1 Généralités :	6
2.1.2 Importance économique :.....	6
2.1.2.1 Situation mondiale de la culture du maïs	6
2.1.2.2 Situation en Algérie :	8
2.1.3 Biologie et physiologie du maïs :	8
2.1.4 Développement du maïs :	9
2.1.4.1 La phase végétative :	9
2.1.4.2 Phase reproduction :	9
2.1.4.3 La phase de développement de grain et de maturation	10
21.5 Les agents pathogènes et maladies du maïs	10
2.2. Les maladies des pourritures communes de la tige du maïs	11
2.2.1 L'Anthracnose	
2.2.2 Pourriture charbonneuse	
2.2.3 Pourriture à <i>Diplodia</i>	
2.2.4 La pourriture de la tige causée par les <i>Fusaria</i>	
2.2.4.1 Agents responsables	
2.2.4.2 Symptomatologie	
2.2.4.3 Epidémiologie de l'infection sur plant de maïs	
2.2.5 Brûlure des feuilles du maïs	

2.2.6 Tache foliaire de <i>Curvularia</i>	18
2.3 Les moyens de lutte	
3. Matériel et méthodes	
3.1 Matériel :	18
3.1.1 Prospections :	18
3.2 Méthodes :	19
3.2.1 Identification des champignons associés à la pourriture commune de la tige du maïs	19
3.2.1.1 Isolement :	19
3.2.1.2 Purification par culture monospore	19
3.2.1.3 Identification morphologique des isolats obtenus :	20
3.2.1.4 Calcule de la fréquence des espèces fongiques :	20
3.2.1.5 Mesure de la vitesse de croissance :	21
3.2.2 Évaluation de la pathogénie et l'agressivité des isolats :	21
3.2.2.1 La préparation du sol :	22
3.2.2.2 Dispositif expérimental :	22
3.2.2.3 Inoculation par injection d'une suspension de spores	22
3.2.2.3 Notation des symptômes	23
3.2.2.3 Inoculation par pulvérisation de la suspension sporale sur les feuilles de maïs	
3.2.2.3 Inoculation par pulvérisation sporale après traitement des plants avec « L'EUROFIT Max »	24
2.4 Analyses statistiques :	24
4. Résultats	
4.1 Recherche d'espèces responsables de la pourriture commune de la tige de maïs en Algérie	26
4.1.1 La fréquence des espèces fongiques	27
4.2 Description morphologique des espèces obtenues des isolements	28
4.2.1 Mesure de la croissance	38
4.3 Évaluation de l'agressivité des isolats de <i>Fusarium spp</i> ; <i>Microdochium spp.</i> <i>Exerihilum turiccicum</i> et <i>Curvularia specifera</i>	40

4.3.1 Inoculation par injection d'une suspension de spores	40
4.3.2 Évaluation de l'agressivité des isolats sur feuilles	42
4.3.3 Essai inoculation après application de L'EUROFIT MAX	45
5. Discussion	48
6. Conclusion	51
7. Références bibliographiques	53
Annexe	
Résumés	

Liste des figures

Figure 1 : Production de maïs au niveau mondial en 2022/2023, par pays(en milliers de tonnes métriques)	7
Figure 2 : Phases de développement	10
Figure 3 : Symptômes de l'Anthracnose de la tige du maïs (Brown et al., 2017)	11
Figure 4 : Symptômes de la pourriture charbonneuse de la tige du maïs (Brown et al., 2017).....	12
Figure 5 : <i>Diplodia</i> , pourriture de la tige	13
Figure 6 : Symptômes externes et internes de la pourriture fusarienne de la tige .Décoloration rose / rougeâtre caractéristique de l'effet <i>Gibberella</i> et rupture de la tige à la hauteur du nœud caussée par collet	14
Figure 7 : le cycle d'infection de <i>Fusarium verticilloides</i> dans maïs	15
Figure 8 : Schéma de dispositif expérimental de l'essai de l'évaluation de la pathogénicité adopté aux deux méthodes d'inoculation	22
Figure 9 : L'injection de la tige du maïs par une suspension conidienne après 4 semaines de semis.....	23
Figure 10 : Aspect cultural des espèces fongiques isolées à partir des échantillons de maïs après 7-10 jours d' incubation à l' obscurité sur milieu PDA à 22°C	32
Figure 11 : Aspect microscopique des espèces d' <i>Alternaria</i> spp.et <i>Aspergillus</i> spp. (Gx400).....	33
Figure 12 : Aspect microscopique des espèces <i>Nigrospra</i> spp ; <i>Curvularia specifera</i> et <i>stenocarpella maydis</i> . (Gx400)	33
Figure 13 : Aspect microscopique de l'espèce de <i>curvularia lunata</i>	34
Figure 14 : Aspect macroscopique des colonies des espèces fongiques isolées à partir de plants de maïs après 7-10 jours d'incubation à l'obscurité de sur milieu PDA sur 22°	34
Figure 15 : Aspect microscopique de <i>Fusarium poae</i> et <i>Exserihilum turcicum</i> (Gx400).....	35
Figure 16 : Aspect microscopique de <i>Microdochium</i> spp. et <i>F.nygamai</i> (Gx400).....	36

Figure 17: Aspect microscopique de <i>F.acutatum</i> ; <i>F. proliferatum</i> et <i>F.sporotrichoides</i> (Gx200) et (Gx400).....	37
Figure 18 : Mesure de croissance des isolats	40
Figure 19 : Le pourcentage d' indice d' attaque sur le collet	41
Figure 20 : Le pourcentage d'indice d'attaque sur les feuilles	43
Figure 21 : les symptômes de la feuilles obtenus après 28 j de l'inoculation des feuilles.....	44
Figure 22: les symptômes de la tige obtenu après 28 j de l'inoculation de la tige	44
Figure 23 : les symptômes de la feuille après application du le produit.....	46

Liste des tableaux

Tableau 1 : Liste des échantillons plants entiers de maïs utilisés.....	18
Tableau 2 : Isolats utilisés pour le test de pathogénicité	21
Tableau 3 : Identification des 45 isolats obtenus des isolements.....	27
Tableau 4 : Pourcentage (%) des espèces fongiques dans les échantillons du maïs.....	38
Tableau 5 : Mesure de la vitesse de la croissance des isolats sur PDA à 22°C.....	39
Tableau 6 : Le pourcentage des indices d'attaques sur collet et feuille.....	42
Tableau 7 : Les groupes homogènes des isolats inoculés sur les feuilles selon Le test de Tuckey.....	44
Tableau 8 : Les groupes homogènes des isolats inoculés sur la tige selon Le test de Tuckey	45

Introduction

Introduction

Le maïs est la première céréale cultivée dans le monde en termes de quantité et de surface, devant le blé et le riz. C'est la céréale par excellence en ce qui concerne la production dans le monde.

En effet, annuellement, le maïs est la céréale la plus produite dans le monde avec environ 850 millions de tonnes produites sur approximativement 162 millions d'hectares, soit un rendement moyen de 5.2 t/ha (FAOSTAT, 2022).

Le maïs est cultivé sur tous les continents, il est adapté à un schéma d'agriculture vivrière comme c'est le cas en Afrique subsaharienne, ou au contraire plus intensif comme aux Etats-Unis. Dans le monde, les zones à haut rendement restent relativement limitées : elles se situent principalement aux Etats-Unis et en Europe de l'Ouest. Dans ces régions, le maïs est destiné essentiellement à l'alimentation animale et aux industries de transformation. Le maïs est aussi cultivé en Asie, en Afrique et en Amérique latine, où il sert également pour l'alimentation humaine. <https://www.semae-pedagogie.org>.

En Algérie, la culture du maïs est concentrée dans le sud du pays. Elle est conduite sous pivot. Cette culture est destinée principalement à l'alimentation du bétail. Avec le développement intensif de la production de lait et l'organisation de la filière, la production a migré, ces dernières années, vers le maïs ensilage (Zibani et *al.*, 2021).

Selon l'Office Nationale d'Aliments de Bétail (ONAB), le maïs et le soja représentent 80% de l'alimentation du bétail et l'Algérie importe plus de 2,5 millions de tonnes de maïs par an (Belaid, 2016). En 2020, la production nationale est estimée à 3221 tonnes, pour une superficie totale emblavée de 530 ha (FAOSTAT, 2022).

Cette production n'assure qu'un très faible taux de couverture de la consommation du maïs.

Du semis au stockage du grain de maïs, les ravageurs ainsi que les maladies du maïs sont nombreux (Combyet et *al.*, 2018). En effet, dès le semis, divers oiseaux et rongeurs viennent se nourrir des grains. Les insectes sont le plus souvent considérés comme la principale cause des pertes de grains (Gwinner et *al.*, 1996). Plusieurs ravageurs tels que les insectes s'attaquent aux racines (taupins, chrysomèle) et aux parties aériennes (pyrale, sésamie, cicadelle, noctuelle, puceron, oscarie).

Introduction

En effet les larves de pyrale (*Ostrinia nubilalis*), lépidoptère de la famille des crambidés, sont considérées comme causant les pertes les plus importantes des cultures de maïs. Les larves peuvent infester la tige, favorisant la verse, mais également attaquer directement les épis. Deux générations peuvent se succéder si les conditions sont favorables. Les attaques par ces différentes larves offrent des voies d'entrée à toute une population fongique, et les dégâts sont directs (baisse du rendement, récolte plus difficile en raison de la verse).

On dénombre plusieurs champignons pathogènes du maïs parmi lesquels on peut compter ceux qui induisent la rouille du maïs (*Puccinia sorghi*), et principalement les champignons pathogènes responsables de la pourriture commune de la tige du maïs, telle que: l'anthracnose (*Colletotrichum graminicola*), l'Helminthosporiose (*Helminthosporium turcinum*), le charbon du maïs (*Ustilago maydis*), où encore la fusariose. En plus d'affecter les rendements de récolte, la fusariose de l'épi génère également des problèmes phytosanitaires liés à la production de toxines, appelées mycotoxines, produites par le champignon et qui s'accumulent dans les grains.

Ces toxines sont produites principalement par *F. verticillioides* et *F. proliferatum* de la section *Liseola* et responsable de la fusariose de type FER (*Fusarium* Ear Rot). Un autre grand groupe de *Fusarium*, provoquant les symptômes typiques de « Gibberella Ear Rot » ou GER est majoritairement représenté par *Fusarium graminearum* et *Fusarium culmorum*. Ces deux espèces sont productrices de trichothécènes (TCT) ou de zéaralénone (ZEN), voire des deux toxines. La contamination des grains par ces mycotoxines ajoute une dimension sanitaire au problème de la fusariose.

Caractérisées par une toxicité aiguë avérée à doses élevées, ces mycotoxines seraient responsables d'une toxicité chronique à plus faible dose. Leur consommation régulière pourrait entraîner des pathologies diverses et en particulier des cancers de l'œsophage pour les fumonisines.

Peu d'études ont été menées sur la pourriture commune de la tige du maïs dans le Sud algérien.

De ce fait, notre travail a été réalisé dans le but de faire des isollements à partir des échantillons de plants de maïs entier présentant des symptômes typiques de cette maladie

Introduction

(brunissements et nécroses au niveau du collet et les racines, ainsi que des taches et des nécroses au niveau des feuilles).

La présente étude comprend les parties suivantes :

- Identifier les espèces des isolats obtenues après purification par culture monospore
- Evaluer l'agressivité des isolats sur la partie aérienne « les feuilles »
- Evaluer l'agressivité des isolats sur le collet des plants de maïs.

2. Synthèse bibliographique

2.1 LE MAÏS « Zea mays »

2.1.1. Généralités

La culture du maïs a probablement commencé en Amérique centrale (figure 1), notamment au Mexique (Hubert, 1978). Le maïs a été introduit en Europe après la découverte de l'Amérique durant le XVI^e siècle et de là en Afrique et en Asie, à partir de l'Espagne il s'est répandu dans l'Europe du sud, le Proche-Orient et l'Afrique du nord pour coloniser, au XVII^e siècle, toutes les zones de cultures traditionnelles (Iram et Meriem, 2013).

Le maïs est la première céréale produite au monde. La production mondiale de maïs a augmenté. Les rendements élevés et l'importante production en Amérique du Nord et en Amérique centrale sont principalement dus aux Etats-Unis, qui produisent davantage que des pays comme le Mexique où le maïs est la principale céréale de base (Lobell et al, 2011).

Le maïs est l'une des cultures importantes, qui sert de nourriture et d'huile de maïs à la consommation humaine (Hu et al, 2005).

L'expansion des populations avec plus de nourriture et les besoins énergétiques augmentent la demande d'une plus grande production mondiale de maïs. Malheureusement, les limitations d'environnement telles que la température et la sécheresse continuent de freiner les niveaux de production de maïs comme ils l'ont fait plus tôt des décennies et dans de nombreux domaines, qui devrait empirer avec l'évolution des climats (Battisti et al, 2009).

L'Europe, avec 5 % seulement de la production mondiale, Mais, la France en particulier, Avec une production moyenne annuelle d'environ 817 millions de tonnes en 2009, le maïs est la céréale la plus cultivée avant le blé (681 millions de tonnes) et le riz (678 millions). En Algérie la céréaliculture demeure le pivot de l'agriculture, c'est une filière stratégique et représente un poids considérable dans l'économie agricole (Mishra et al, 2010).

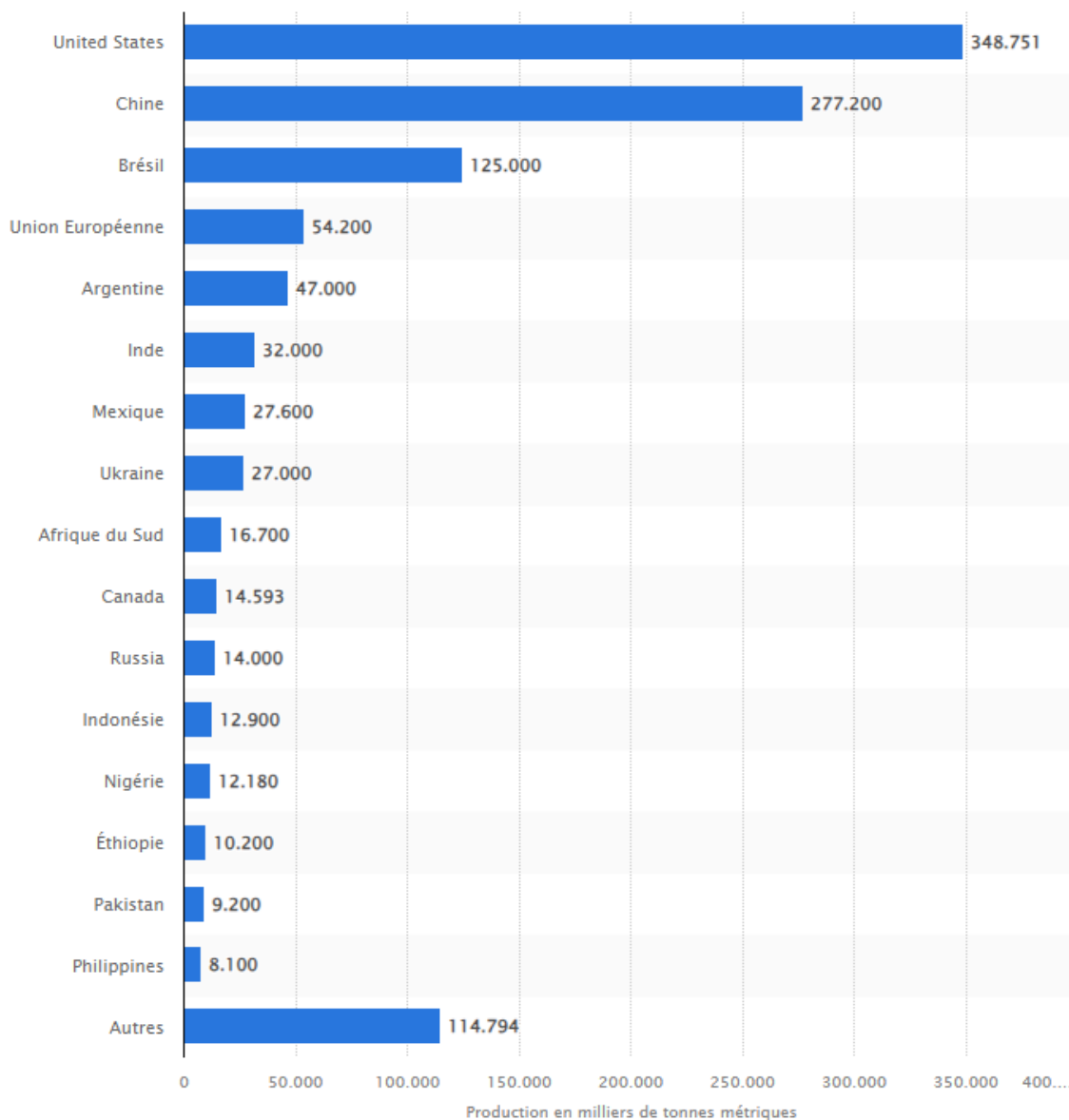
Le maïs était connu des indigènes avant 1830, il ne semble pas cependant que sa culture ait été très développée en Algérie avant l'implantation de la colonisation. (Rozet H, 1833).

2.1.2. Importance économique**2.1.2.1. Situation mondiale de la culture du maïs**

Le maïs est actuellement la culture la plus importante dans la production des aliments destinés aux animaux dans le monde, avec une superficie totale d'environ 200 millions d'hectares, plus que le blé (*Triticum* spp.) et le riz (*Oryza sativa*) (FAOSTAT, 2022). En effet, les rendements ont été augmentés, passant de 325 millions de tonnes dans les années 1980 à plus de 650 millions de tonnes dans la décennie actuelle, qui correspond à 4,2 tonnes par hectare (Loaisiga et al., 2011). En tête de production arrivent les États-Unis, suivis d'autres grands pays producteurs tels que la Chine, le Brésil et l'Argentine. Selon la première estimation du IGC (International Grains Council) pour la campagne

2022-2023, la production mondiale du maïs sera de 1 207 millions de tonnes métriques, contre 1 210 Mt lors de la campagne précédente.

Figure 1. Production de maïs au niveau mondial en 2022/2023, par pays (*en milliers de*



(tonnes métriques) Source <https://fr.statista.com/statistiques/>

2.1.2.2. Situation en Algérie

Annuellement, les céréales destinées à l'alimentation animale, principalement le maïs, représentent plus de 30% de la facture alimentaire. Le maïs occupe une part importante dans la structure des importations céréalières de l'Algérie depuis des années.

Les besoins exprimés sont estimés à 30 millions de quintaux par année (Belaid, 2016). Les zones de production du maïs sont relativement dispersées et limitées. Sa culture reste cantonnée dans les zones irriguées, Ainsi, la culture du maïs, sous pivot, a commencé à connaître son essor dans 3 wilayas du sud : Ghardaïa, Ouargla et Adrar (Zibani et al., 2021).

La maïsiculture dans la wilaya d'Adrar a des perspectives prometteuses. La direction des Services agricoles (DSA) a fait état d'une superficie de 1.663 hectares consacrée en 2018 à la filière, dont 173 ha à la culture du maïs en grain ayant donné une production de 6.920 quintaux, et 1.490 ha au maïs d'ensilage ayant produit 596.000 quintaux. Pour la saison actuelle, la superficie dédiée à la maïsiculture a plus que doublé pour atteindre les 3.967 ha, prévoyant ainsi une hausse sensible de la production, notamment le maïs d'ensilage au fort rendement par rapport au maïs en grain, a-t-on précisé (Zibani et al., 2021).

2.1.3. Biologie et physiologie du maïs

Le maïs, *Zea mays* est une plante tropicale herbacée annuelle, diploïde avec $2n=20$, dont la fleur mâle et la fleur femelle se placent sur différentes positions de la plante mais se trouvent sur le même pied, ce qui en fait une plante monoïque. Sa fécondation étant assurée par des vecteurs (vent, insectes, et/ou homme), ces plantes sont dites allogames. Le maïs est une plante à métabolisme en C4, ce qui lui confère une meilleure résistance à la sécheresse (BRINK et BAILEY, 2006).

2.1.4. Développement du maïs

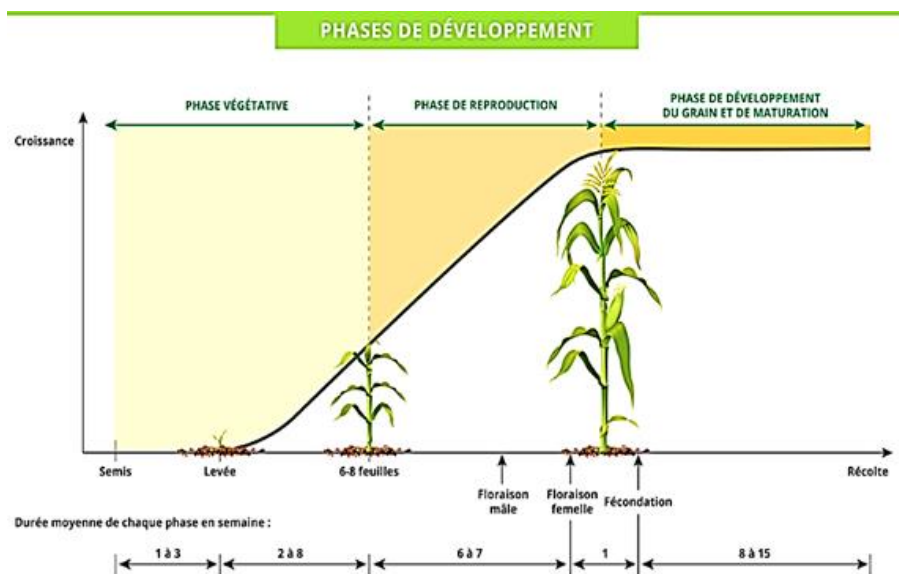
Le cycle de développement du maïs est relativement court grâce à une photosynthèse spécifique qui lui permet de très bien valoriser la lumière et la chaleur. Le développement foliaire de la plante est spectaculaire, fabriquant une grande quantité de matière sèche en peu de temps. Le cycle du maïs se décompose en trois phases de développement bien distinct.

2.1.4.1 La phase végétative

phase où il y a formation de la racine, la tige et les feuilles de la plante. Elle peut durer jusqu'à 60 à 70 jours suivant les types de variétés et les conditions édaphoclimatiques du milieu. Après quelques jours du semis, le grain commence à absorber l'humidité au niveau du sol qui va conduire à la levée de dormance de la graine. Ensuite, à la fin de cette phase, la plante pourra atteindre 50 à 60 cm de hauteur.

2.1.4.2 Phase reproduction

phase où se développent les organes reproducteurs de la plante. La panicule, là où les pollens vont se former, se développe juste après la phase végétative vers le stade 7 à 8 feuilles (http 3). Cette formation du pollen débute 2 à 3 semaines avant la floraison et les anthères sont mûres 2 à 4 jours avant que les soies ne deviennent réceptives. Toutes les soies de la fleur femelle apparaissent après 3 à 5 jours et sont prêtes à recevoir le pollen. Les grains de pollen mûrs sont captés par les soies pour assurer la fécondation de l'ovule (FAO, 1987).



Source : ARVALIS-Institut du végétal, 2018/2019

Figure 2 : Phases de développement.

2.1.4.3. La phase de développement de grain et de maturation

Après la fécondation, le nombre définitif des grains sur la plante est déterminé. Les grains se développent et accumulent des réserves d'amidon de structure évolutive :

laiteuse, pâteuse puis vitreuse. Ces structures renseignent sur le pourcentage d'humidité dans le grain et l'état de maturité des plantes

2.1.5 .Les agents pathogènes et maladies du maïs

De nombreux pathogènes sont susceptibles de provoquer d'importants dégâts chez le maïs.

Plusieurs ravageurs tels que les insectes s'attaquent aux racines (taupins, chrysomèle, scutigérelle) et aux parties aériennes (pyrale, sésamie, cicadelle, noctuelle, puceron, oscinie) tandis que les oiseaux et certains mammifères comme le sanglier ou les rongeurs peuvent attaquer les épis et les grains dès le semis, mais aussi à maturité. Certaines bactéries (*Pseudomonas*, *Xanthomonas*, *Erwinia* ou *Clavibacter*) peuvent provoquer des dommages sur les parties aériennes (flétrissement des feuilles, pourriture, taches), tout comme certains virus (striures, nécroses, nanisme, mosaïques).

Un grand nombre de maladies fongiques peuvent détériorer différentes parties de la plante à plusieurs stades de son cycle de vie. Parmi celles-ci on peut notamment citer l'antracnose (*Colletotrichum graminicola*), la rouille (*Puccinia sorghi*), le charbon (*Ustilago maydis*), l'helminthosporiose (*Exserohilum turcicum*) ou encore la fusariose (*Fusarium* spp.). En plus de provoquer de sérieuses pertes de rendement, certaines espèces fongiques produisent des mycotoxines qui s'accumulent dans les grains, ce qui induit un réel enjeu pour la santé publique (Aouali et Douici, 2009).

2.2. Les maladies des pourritures communes de la tige du maïs

Dans le maïs, c'est souvent au battage qu'on constate les dégâts causés par la pourriture de la tige. quatre maladies sont responsables de la plupart des infections des tiges : la fusariose, Diplodia l'antracnose et la maladie qui porte le nom du champignon en cause, le *Gibberella*. Nous pouvons citer aussi deux maladies foliaires, il s'agit de curvularia et helminthosporiose.

Ces maladies sont relativement faciles à distinguer. L'antracnose se caractérise par la présence d'une teinte noire sur la tige, alors que dans le cas du *Gibberella*, du rose apparaît à la hauteur des nœuds. Quant au *Fusarium*, il cause simplement une moisissure blanche.

2.2.1. L'Antracnose

Agent pathogène : *Colletotrichum graminicola* (Ces.) G.W. Wilson

Ce champignon provoque la pourriture des tiges, le dépérissement des sommets et la brûlure des feuilles. Sous conditions favorables, les dommages peuvent être graves, causant des pertes de rendement allant jusqu'à 20 % sur les cultivars sensibles. La sévérité de la maladie se diffère selon le cultivar du maïs, l'âge du plant de maïs au moment de l'infection, et les conditions environnementales. Des petites taches ovales apparaissent d'abord sur les feuilles à tous les stades de développement, deviennent par la suite bronzées au centre, et forment des bordures brunes rougeâtres ou jaunes (Kleczewski, 2014).

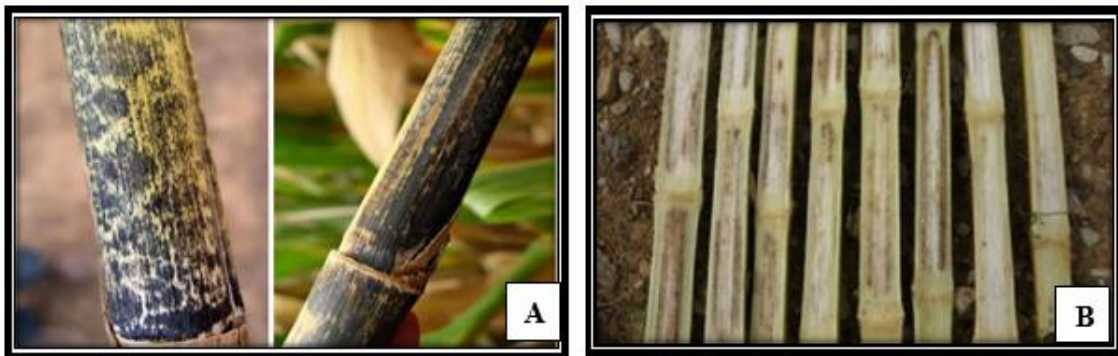


Figure 3 : Symptômes de l'Anthracnose de la tige du maïs (Brown et *al.*, 2017)

- A. Décoloration externe des tiges causée par l'anthracnose
- B. Symptômes internes de l'anthracnose sur les tiges

2.2.2 Pourriture charbonneuse

Agent pathogène : Causée par le champignon du sol, *Macrophomia phaseolina*.

Le champignon peut infecter n'importe quelle partie de la plante, généralement les épis, mais aussi les tiges, et les feuilles. Ce champignon conduit à l'apparition possible des tumeurs (des galles) verte pâle à grises, persistantes, remplies d'une masse des spores noires sur toute les parties aériennes. Les facteurs qui favorisent cette maladie sont les résidus de récolte infectés, la présence d'osciniés (mouche de fruit), le travail minimum du sol et les plantes physiquement endommagées (grêle, sarclage) (Munkacsy et *al.*, 2007).

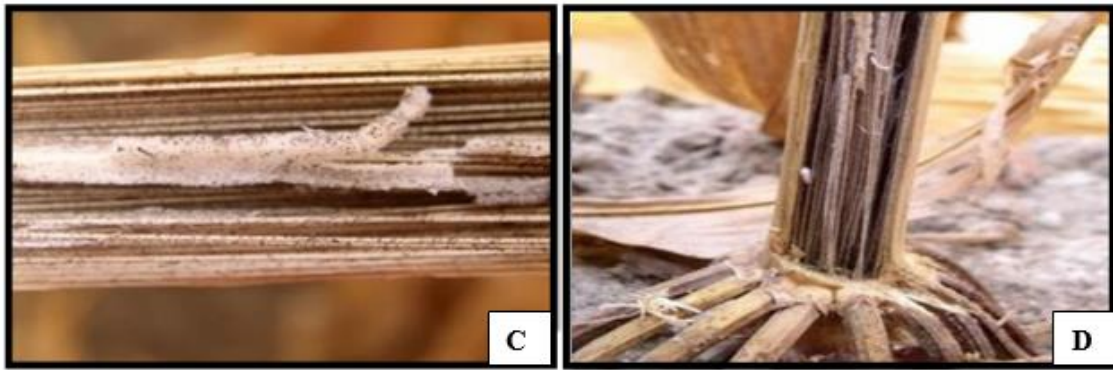


Figure 4 : Symptômes de la pourriture charbonneuse de la tige du maïs

(Brown et al., 2017).

C. Les minuscules sclérotés noirs sur les brins vasculaires de la moelle déchiquetée sont un signe caractéristique de la pourriture du charbon de bois

D. infection des racines. Elle se propage aux entre-nœuds inférieurs de la tige un déchiquetage et une rupture au sommet de la tige de maïs.

2.2.3. Pourriture à *Diplodia*

Agent pathogène : Caused by the fungus *Stenocarpella maydis* (formerly called *Diplodia maydis*).

La pourriture de la tige de *Diplodia* peut se manifester pour la première fois lorsque les plants touchés meurent soudainement au milieu ou à la fin du remplissage de l'épi. Ce champignon produit des lésions brun foncé s'étendant dans les deux sens à partir du nœud, de petites taches noires (pycnides) peuvent se développer juste sous l'épiderme de la tige, près des nœuds. *Diplodia* se traduit par des tiges pourries, désintégrées et décolorées (brunes). Cela permet d'écraser ou de briser facilement la tige.



Figure 5 : *Diplodia* , pourriture de la tige (Mark Jeschke .2018)

2.2.4. La pourriture de la tige causée par les *Fusarium*

2.2.4.1. Agents responsables : Causée principalement par le champignon *Fusarium verticillioides* (Sacc.) Nirenberg, *F. temperatum* Scaufl. & Munaut (anciennement appelé *Fusarium moniliforme*), on le trouve partout où le maïs est cultivé.

D'autres agents pathogènes du genre *Fusarium* peuvent infecter n'importe quelle partie du plant de maïs du début à la fin de la saison de croissance (Shaner et Scott, 1998). *F. subglutinans* (Wollenw. & Reinking) Nelson, Toussoun & Marasas, appartenant au complexe d'espèces *Gibberella fujikuroi* (GFSC), et *F. graminearum* Schwabe (*Gibberella zae*) sont associées à la pourriture de la tige chez le maïs (Shin et al., 2014).

2.2.4.2. Symptomatologie

La pourriture de la tige est un symptôme courant et grave sur le maïs, provoquant une croissance réduite, des gaines foliaires et des tissus internes de la tige pourris et des stries brunes dans les entre-nœuds inférieurs. Chez les plantes matures, il provoque une décoloration rose à saumon des tissus internes de la moelle de la tige (Shaner et Scott, 1998). La pourriture des tiges causée par *Fusarium* et *Gibberella* entraîne la mort prématurée des plants de maïs en interférant avec la translocation de l'eau et des nutriments vers les feuilles et le développement des épis, entraînant donc des pertes de rendement (Dodd, 1980).



Figure 6 : Symptômes externes et internes de la pourriture Fusarienne de la tige. Décoloration rose / rougeâtre caractéristique de l'effet de *Gibberella* et rupture de la tige à la hauteur du nœud causée par collet (Marck Jeschke ;2018)

2.2.4.3. Epidémiologie de l'infection sur plant de maïs

La source principale d'inoculum se trouve dans le sol, principalement sur les résidus du précédent cultural (Sutton, 1982). Le maïs étant généralement cultivé en rotation courte avec une ou deux autres cultures, on retrouve très souvent des résidus de culture de maïs dans le sol. Le pathogène survit d'autant mieux que les résidus se dégradent lentement comme ceux de maïs. Les adventices des cultures sont aussi suspectées d'entretenir un certain inoculum mais leur impact n'est pas encore clairement défini (Jenkinson and Parry 1994; Parry and Jenkinson 1995). Le grain de maïs semé peut être déjà contaminé et alors devenir une source d'inoculum importante (Parry and Jenkinson 1995).

F. verticillioides pousse souvent dans des tiges saines et ne peut causer la pourriture que dans les conditions chaudes et sèches (26-38°C). Les spores sont propagées par le vent et les éclaboussures d'eau, l'infection se fait par les racines, les blessures de la tige ou les cicatrices foliaires (Headrick et Pataky, 1990 ; Lipps et Deep, 1991).

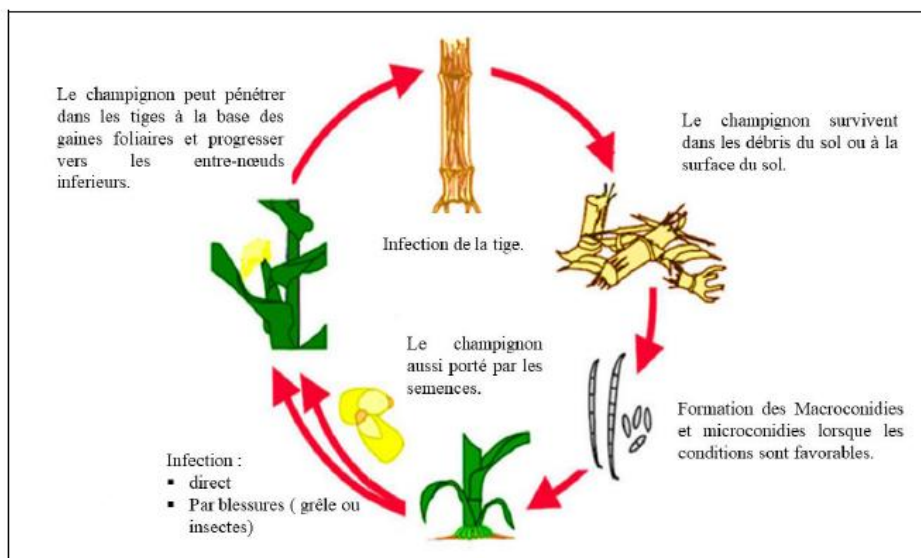


Figure 7 : le cycle d'infection de *Fusarium verticillioides* dans maïs

2.2.5. Brûlure des feuilles du maïs

Agent pathogène : *Bipolaris maydis* (Y. Nisik. & C. Miyake) Shoemaker (teleomorphe: *Cochliobolus heterostrophus* (Drechsler) Drechsler)

Bipolaris maydis est un champignon Ascomycète qui peut infecter le maïs par des conidies ou des ascospores, provoquent des petites lésions bronzées (0,6 cm sur 2,5 cm) qui peuvent couvrir presque toute la feuille . Il existe trois races de *Bipolaris maydis*.

Certaines races du champignon s'attaquent également aux tiges, les gaines foliaires, les enveloppes des épis, et les épis de maïs. Les plantules infectées peuvent présenter les symptômes de flétrissement et la plante infectée mourra après la plantation en quelques jours (Agrios, 2005).

2.2.6. Tache foliaire de *Curvularia*

Agent pathogène : *Curvularia lunata* (Wakker) Boedijn

Ce champignon produit de petites taches nécrotiques ou chlorotiques avec un halo de couleur claire. Les lésions ont un diamètre d'environ 0,5 centimètre lorsqu'elles sont complètement développées. La maladie est répandue dans les zones chaudes et humides et peut provoquer des dommages de manière significative (Jeffers, 2004 ; Debnath et al., 2012).

2.3. Les moyens de lutte

Comme la pourriture des tiges du maïs est une maladie complexe impliquant plus d'un organisme, il est très difficile de gérer la maladie avec une seule mesure de contrôle. Par conséquent, des efforts sont nécessaires pour explorer la faisabilité de combinaison de diverses mesures de contrôle pour une gestion intégrée des pourritures des tiges (Kulkarni et Anahosur, 2011).

Chandra et al. (2008) ont évalué deux fongicides, le tebuconazole et le thiabendazole, pour leur capacité à inhiber la croissance du *F. verticillioides*, réduit efficacement la maladie de la pourriture de la tige et l'accumulation des fumonisines. Les agents de biocontrol sont utiles pour la gestion efficace des propagules comme les chlamydospores des espèces de *Fusarium*, depuis des décennies, différentes espèces de *Trichoderma* (*Trichoderma pseudokoningii*, *T. harzianum*) ont montré des activités antagonistes contre de nombreux pathogènes du maïs, à la fois *in vitro* et *in vivo* (Howell, 2003 ; Sobowale et al., 2005; Shekhar et Kumar, 2010).

L'intégration de la lutte biologique et chimique semble être un moyen prometteur pour contrôler de nombreux pathogènes (Papavizas, 1973). L'utilisation de fongicides et des génotypes tolérants est une méthode efficace pour gérer la pourriture des tiges du

maïs. Kulkarni et Anahosur (2011) ont rapporté que l'application d'engrais de ferme et de tourteaux de neem avec *T. harzianum* avant le semis, a permis de réduire l'incidence de la maladie de 70 à 13 %.

Les moyens de gestion sont généralement les mêmes pour toutes les maladies de pourriture racinaire transmissibles par semences de maïs (Sweets et Wright, 2008 ; Okello et *al.*, 2019).

- Sélectionner des hybrides résistant au *Fusarium*.
- Contrôlez les vers des racines et autres insectes causant des dommages aux racines
- Les traitements de semences peuvent fournir un niveau de protection contre les maladies de la pourriture des racines, mais ils peuvent ne pas éliminer toutes les menaces dans des conditions environnementales sévères qui favorisent l'infection
- Planter des semences de haute qualité avec une profondeur appropriée et dans des conditions de sol appropriées pour favoriser la germination et la levée.
- Les champs qui ont un bon drainage et des sols fonceés, qui ont tendance à se réchauffer rapidement, devraient être ciblés pour un semis précoce.
- Les champs qui ont tendance à rester humides ou qui ont des antécédents de maladies des semis doivent être plantés un peu plus tard dans la saison, lorsque les températures du sol sont plus favorables à la germination.
- Évitez les dommages mécaniques aux semences et les dommages causés par les herbicides.

3. Matériel et méthode

3.1. Matériel

3.1.1. Prospections

Des prospections ont été réalisées dans 5 champs de maïs durant la campagne 2021/2022. Ces champs, situés dans le Sud de l'Algérie. (Tableau 01).

Pour identifier les agents pathogènes responsables de la pourriture commune de la tige du maïs, 10 plants de maïs montrant les symptômes de ces maladies, ont été récoltés de chacune des parcelles visitées, 500 g de grains ont été aussi collectés de façon aléatoire après la moisson. Les échantillons ont été par la suite conservés dans des sacs en papier à 4 °C jusqu'à utilisation. La date et le site de collecte ont été indiqués pour chaque échantillon. Les informations concernant le matériel végétal objet d'analyse sont représentées au niveau du tableau.

Tableau 1 : Liste des échantillons plants entiers de maïs utilisés.

N° d'échantillons	Variétés	organe	Origine	Année
1	Colonia	Feuille	Adrar	2021
2	Colonia	Racine	Adrar	2021
3	Ceross bow	Grains	Adrar	2021
4	ZP	Feuille	El Menia	2022
5	ZP	Racine	El Menia	2022
6	ZP	Graine	Ghardaia	2021
7	Hytech	Feuille	Laghouat	2021
8	Hytech	Racine	Laghouat	2021
9	Hytech	Graine	Laghouat	2021
10	Colonia	Feuille	Adrar 2	2022
11	Colonia	Racine	Adrar 2	2022
12	Colonia	Graine	Adrar 2	2022

- La variété « Ceross bow » a été retenue pour la réalisation des tests pathologiques

3.2. Méthodes

3.2.1. Identification des champignons associés à la pourriture commune de la tige du maïs

3.2.1.1. Isolement

Des isollements ont été réalisés à partir de plants de maïs présentant les symptômes typiques de ces maladies au niveau du collet, racine, feuille et épis (nécroses et brunissement), des fragments sont découpés, et des sous échantillons de 100 grains de maïs ont été préparés à partir de 500 g provenant de différents champs de maïs.

Les fragments et les grains ont été d'abord désinfectés superficiellement dans une solution d'hypochlorite de sodium 1% pendant 3 min, puis rincées 2 fois à l'eau distillée stérile. Les fragments et les grains ainsi désinfectés ont été séchés sur papier filtre stérile sous hotte à flux laminaire. Les grains ont été repiqués dans des boîtes de Pétri contenant du milieu PDA et DCPA et les fragments seulement sur PDA et incubées pendant 3 à 5 jours à 25 °C.

Après incubation, les cultures des isolats obtenus sont purifiées par des repiquages successifs. Les colonies développées sur les graines et fragments de maïs mis en incubation ont été séparées et purifiées par repiquage sur milieu PDA. Plusieurs repiquages ont été réalisés afin d'éliminer les contaminations avant la réalisation de la monospore.

3.2.1.2. Purification par culture monospore

Pour la réalisation de la monospore, une suspension de spores a été préparée à partir d'une culture âgée de 10 jours. Un fragment de 1 cm de diamètre de chaque isolat est mis dans un tube à essai contenant 10 ml d'eau distillée stérile. La suspension est diluée afin d'obtenir une concentration finale de 1×10^3 conidies /ml. Ensuite, à l'aide d'une micropipette, une goutte de la suspension a été étalée de manière uniforme dans une boîte de Petri contenant le milieu PDA. Après 24 h 24 à 48 h des spores individualisées en germination apparaissent, ces dernières sont repiquées dans des boîtes de Petri contenant du PDA et mises en incubation dans les mêmes conditions.

3.2.1.3 Identification morphologique des isolats obtenus

L'identification des isolats obtenus a été basée initialement sur les critères cultureux et microscopiques. La détermination morphologique de l'espèce d'un isolat repose sur l'observation de nombreuses caractéristiques anamorphiques sur des milieux de culture bien définis.

Lorsque toutes les informations présentées ci-dessous sont recueillies, l'identification pourra être réalisée en utilisant les clés de références de Samuel et Hallet (1983) et Hoshino *et al.* (2009) Burgess *et al.* (1994), Aoki et O'Donnell (1999), Nelson *et al.* (1983), Leslie et Summerell (2006) et Mady *et al.* (2015) d'une part pour les deux genres *Microdochium* et *Fusarium* et Malloch *et al.* (1997) et Warham *et al.* (1997) pour l'identification des autres genres.

➤ Les critères cultureux

Les caractères cultureux utilisés dans la description et l'identification des isolats fongiques sont les suivants :

- L'aspect du mycélium
- La couleur des colonies
- La vitesse de croissance (Des mesures quotidiennes de la croissance mycélienne ont été prises après 24 h, 48 h, 72 h, 96 h et 120 h10 Jours d'incubation.
- La pigmentation au niveau de l'agar sur milieu PDA
- La présence ou l'absence des sporodochies

➤ Les critères microscopiques

- L'absence ou la présence des microconidies
- La forme des macroconidies et leur taille
- L'absence ou la présence des chlamydospores et leurs dispositions
- La forme des cellules conidiogènes (les phialides)

Des explants mycéliens (6 mm de diamètre) provenant de cultures âgées de 7 jours de chaque isolat ont été déposés dans des boîtes contenant le milieu PDA et incubés à 22°C à l'obscurité. Trois répétitions ont été réalisées pour chaque isolat.

3.2.1.4. Calcul de la fréquence des espèces fongiques

- **La fréquence :** nous renseigne sur le nombre de fois que le champignon est présent dans les échantillons analysés. Elle est calculée par le rapport.

Le pourcentage d'apparition de chaque champignon a été calculé comme suit :

$$\% \text{ d'apparition} = \text{NAC/NTATC} \times 100$$

Dont :

NAC = Nombre d'Apparition du Champignon ; NTATC = Nombre Total d'Apparition de Tous les Champignons (Dedi et Diomande, 2018).

3.2.1.5. Mesure de la vitesse de croissance

Des explants mycéliens (6 mm de diamètre) provenant de cultures âgées de 10 jours de chaque isolat ont été déposés dans des boîtes contenant le milieu PDA et incubés à 22°C à l'obscurité. Deux répétitions ont été réalisées pour chaque isolat. Des mesures quotidiennes de la croissance mycélienne ont été prises après 24 h, 48 h, 72 h, 96 h et 120 h d'incubation

3.2.2. Évaluation de la pathogénie et l'agressivité des isolats

Les tests de pathogénicité ont été réalisés par inoculation artificielle de la variété « Cerross bow » sur le collet et les feuilles. Deux méthodes d'inoculation ont été adoptées : l'inoculation par injection d'une suspension de spores et l'inoculation par pulvérisation d'une suspension sporale sur les feuilles des plants de maïs. Les informations relatives aux espèces des isolats utilisés dans ces tests sont mentionnées au niveau du tableau 2.

Tableau 2 : Isolats utilisés pour le test de pathogénicité

Code	Espèce
M.AD.CH2.F1	<i>F. sporotrichioies</i>
M.L.F.10	<i>Curvularia specifera</i>
M.AD.F.ISO2	<i>F. proliferatum</i>
M.AD.F 10	<i>F. proliferatum</i>
M.AD.F.ISO3	<i>F.poa</i>
M.M.R.2	<i>Microdochium spp</i>
M.AD.F.ISO2.N	<i>F.nygamai</i>
M.M.R.II	<i>F.acutatum</i>
M.AD.CH2.R	<i>F.verticilloides</i>
M.M.F.4	<i>Exerihilum turiccicum</i> (<i>L`helminthosporiumt</i>)

3.2.2.1. La préparation du sol

Un mélange de 2/3 du sol provenant d'un champ de céréale de la région de Hamda-Laghout, préalablement stérilisé à 120 °C pendant 24 h dans un four, et 1/3 de terreau commercialisé a été préparé pour la réalisation de cet essai.

3.2.2.2. Dispositif expérimental

Trois répétitions ont été réalisées pour chaque isolat et chaque répétition consiste en deux pots y compris le témoin. L'essai a été réalisé sous serre en verre, .des mesures quotidiennes de la température ont été notées et les pots sont irrigués une fois tous les deux jours pendant 35 jours .


































Répétitions	M.A.D.C H2.F1	M.L.F.1 0	M.A.D.F. ISO2	M.A.D. F 10	M.A.D.F. ISO3	M.M.R. 2	M.A.D.F. ISO2.N	M.M.R.II	M.A.D.C H2.R	M.M.F. 4	Témoin
R1											
R2											
R3											

Figure 8 : Schéma de dispositif expérimental de l'essai de l'évaluation de la pathogénicité adopté aux deux méthodes d'inoculation.

3.2.2.3. Inoculation par injection d'une suspension de spores

La technique adoptée est celle décrite par Shin *et al.* (2014), une suspension de spores est obtenue à partir des cultures âgées de 10 jours cultivées sur milieu PDA. La concentration en spore a été ajustée à 4×10^6 conidie /ml dans de l'eau distillée stérile.

Les graines de maïs préalablement désinfectées par l'hypochlorite de sodium à 2% ont été plantées dans des pots contenant le sol stérilisé et placées dans une serre. Ensuite, 1 ml d'une concentration de 4×10^6 conidie /ml) de l'agent pathogène a été injectée dans la tige de la plantule du maïs âgée de 4 semaines en utilisant une seringue stérile .



Figure 9 : L'injection de la tige du maïs par une suspension conidienne après 4 semaines de semis.

3.2.2.4. Notation des symptômes

La pourriture des tiges a été évaluée quatre semaines après l'inoculation. L'intensité de la pourriture des tiges a été déterminée selon une échelle de 1 à 5 décrite par Hooker (1956)

1 = 0 à 25 % de pourriture

2 = 26 à 50 % de pourriture

3 = 51 à 75 % de pourriture

4 = 76 à 100 % de pourriture

5 = 100 % de pourriture avec une infection s'étendant à un entre-noeud adjacent

3.2.2.5 Inoculation par pulvérisation de la suspension sporale sur les feuilles de maïs

Dans cet essai, 11 isolats ont été utilisés, chaque isolat a été cultivé sur 6 boîtes contenant du milieu PDA et âgées de 10 jours à 25 °C. Les spores ont été récupérées par grattage et filtration des cultures. Ensuite, les suspensions sporales obtenues ont été ajustées sur cellule de Mlazzaz à la concentration de 10^4 spores/ mL (Akisanmi et *al.*, 2004).

L'inoculation a été réalisée au stade début tallage, par pulvérisation jusqu'au ruissellement de l'inoculum sur les feuilles. Cette opération a été effectuée à l'aide d'un pulvérisateur donnant un jet homogène et continu. Une fois inoculées, les plantes ont été

recouvertes par des sachets plastiques pendant 48 h pour le maintien d'une humidité relative supérieure à 90% pour favoriser l'infection. Les plants témoins sont constitués par les pots où aucune inoculation artificielle n'a été effectuée.

Les notations des symptômes ont été réalisées visuellement selon une échelle de 1 à 9 (Mascher *et al.*, 2005) après 35 jours d'inoculation.

3.2.2.6. Inoculation par pulvérisation sporale après traitement des plants avec « L'EUROFIT Max »

Avant l'inoculation d'une semaine, les plants ont été traités avec un biostimulant foliaire « L'EUROFIT Max » qui a des propriétés complémentaires pour l'amélioration du système de défense de la plante. Afin de tester la toxicité de ce produit sur le maïs, il a été apporté dans notre essai à différentes concentrations (10ml, 20ml ; 30ml, 40ml, 50ml), sachant que la concentration recommandée sur terrain est de 2.5/ha apportée par pulvérisation. Dans cet essai un seul isolat a été utilisé ISO26 (*F.poae*) et le même protocole a été suivi que l'essai précédent pour cette inoculation artificielle sur feuille.

2.4. Analyses statistiques

Une analyse de la variance à un seul facteur, par le logiciel Minitab version 16 a été effectuée pour interpréter les résultats des tests de pathogénicité, les différences entre les isolats pour les paramètres étudiés ont été comparées à l'aide du test Tukey au seuil de 5 %.

4. Résultats et Discussion

4.1. Recherche d'espèces responsables de la pourriture commune de la tige de maïs en Algérie

Au cours de cette première partie de ce mémoire, nous nous sommes intéressés à rechercher les champignons phytopathogènes responsables de la pourriture commune de la tige de du maïs dans les régions Sud d'Algérie.

Les quatre maladies de *L'helminthosporiose*, *Curvularia*, *Diplodia* et la *Fusariose* du maïs causées respectivement par *Exserihilum turcicum* (*Helminthosporium*), *curvularia spp*, *Stenocarpella maydis* (anciennement appelé *Diplodia maydis*). et *Fusarium spp.* ont été les plus observées dans les champs de maïs des deux wilaya d'Adrar et El Menia. Les parcelles prospectées ont montré un nombre important de plants maïs de touchés par ces quatre maladies.

Des isolements ont été réalisés à partir des échantillons de racines, du collet, des feuilles, des épis et des grains de maïs provenant du Sud de l'Algérie. Les résultats de l'identification morphologique ont montré que ces échantillons analysés, ont été attaqués par 45 espèces réparties entre 8 genres en se basant sur l'observation de nombreuses caractéristiques anamorphiques et critères microscopiques des isolements sur milieu PDA. Lorsque toutes les informations sont recueillies, l'identification préliminaire, pouvait être réalisée en utilisant les clés de Leslie et Summerell (2006) et Aoki, O'Donnell (1999) et Warharm (1994)

Parmi ces champignons cités, le genre *Fusarium* a été identifié dans tous les échantillons de maïs analysés. Nous avons également relevé la présence du genre *Curvularia* avec ses deux espèces *Curvularia lunata* et *C. spicifera* et aussi le genre *Helminthosporium* qui était très fréquent. Plusieurs espèces ont été également recensées comme *Colletotrichum graminicola*, *Stenocarpella maydis* (anciennement appelé *Diplodia maydis*).

Résultats

Tableau 3 : Identification des 45 isolats obtenus des isolements

Numéro de l'isolat	Espèces fongiques	code
ISO1 ISO2 ISO3 ISO4 ISO5 ISO6 ISO7 ISO8 ISO9 ISO10	<i>Alternaria sp</i>	M.L.F.10 M.AD.F.CH2. M.AD.R.CH2 M.L.F.1 M.AD.F1 M.AD.F2 M.L.F.3 M.AD.CH2.G M.M.F.11 M.M.R.IB
ISO11	<i>Aspergillus niger</i>	M.AD.R.7
ISO12 ISO13 ISO14	<i>Aspergillus flavus</i>	M.AD.R.8 M.AD.R.50 M.AD.R.2
ISO15 ISO16 ISO17	<i>Curvularia specifera</i>	M.L.F.10 M.L.R.I M.L.R.I
ISO18	<i>Curvularia lunata</i>	M.AD.CH2.ISO1
ISO19 ISO20	<i>Nigrospora spp</i>	M.AD.CH2.F M.L.F
ISO21 ISO22 ISO23 ISO24	<i>F. proliferatum</i>	M.AD.F M.AD.F.ISO2 M.M.F.10 M.AD.F 10
ISO25 ISO26 ISO27	<i>F.poaie</i>	M.AD.F.ISO3 M.M.F4p M.AD .CH1.R
ISO28 ISO29 ISO30 ISO31 ISO32	<i>F. sporotrichioies</i>	M.AD.CH2.F1 M.M.F.6 N M.AD.CH2.Rsp M.GH.G M.M.F.16
ISO33	<i>F .concentricum</i>	M.M.F.11
ISO34	<i>F. subglutinans</i>	M.AD.CH2.Rgl
ISO35	<i>Microdochium spp</i>	M.M.R.2
ISO36	<i>F.nygamai</i>	M.AD.F.ISO2.N
ISO37 ISO38 ISO39 ISO40	<i>F.acutatum</i>	M.M.F.I M.M.R.II M.AD.CH2.R.ISO1 M.M.RU
ISO41	<i>Exserihilum turicum (L'helminthosporium)</i>	M.M.F.4

Résultats

4.1.1. La fréquence des espèces fongiques

Tableau 4 : Pourcentage (%) des espèces fongiques dans les échantillons du maïs

	Echantillon 1	Echantillon 2	Echantillon 3	Echantillon 4	Echantillon 5
<i>Alternaria sp</i>	4 %	4 %	6 %	0 %	6 %
<i>Aspergillus niger</i>	2 %	0 %	0 %	0 %	0%
<i>Aspergillus flavus</i>	6 %	0 %	0 %	0 %	0 %
<i>Curvularia specifera</i>	0 %	0 %	6 %	0 %	0 %
<i>Curvularia lunata</i>	2 %	0 %	0 %	0 %	0%
<i>Nigrospora sp</i>	2 %	0 %	2 %	0 %	0%
<i>F.proliferatum</i>	6%	2 %	0%	0%	0 %
<i>F. poae</i>	2 %	2%	2%	0%	0%
<i>F. concentracum</i>	0%	2%	0%	0%	0%
<i>F. sporotrichoides</i>	0%	4%	0%	0%	4%
<i>F.subgtinans</i>	0%	0%	0%	0%	2%
<i>F. nygamai</i>	2 %	0%	0%	0%	0%
<i>F. acutatatum</i>	0%	6%	0%	0%	2%
<i>Microchodium sp</i>	0 %	2 %	0 %	0 %	0 %
<i>L'helminthosorium</i>	0 %	2 %	0 %	0 %	0%
<i>Stenocarpella maydis</i>	0 %	4 %	2 %	0 %	%

4.2. Description morphologique des espèces obtenues des isolements

L'identification des genres fongiques isolés à partir des échantillons d'épis et de la semence de maïs a été basée sur les critères décrits dans la clé de Barnett et Huneter (1998) ainsi que les descriptions décrites dans les ouvrages de Warham *et al.* (1996) et Champion (1997).

Alternaria spp.

La colonie, blanc-gris au départ, devient rapidement foncée (vert foncé à noire) au recto comme au verso. La texture est duveteuse à laineuse. Les colonies mycéliennes sont vertes à marron foncé. Le mycélium aérien est ras et renferme une multitude de spores. Les conidiophores sont bruns, ils supportent un grand nombre de spores, produites le plus souvent isolées. Plusieurs types de spores sont présents dans la même culture :

- spores de type sphérique découpées par des cloisons en 2 ou 4 loges ;
- spores de type elliptique, ressemblant à des spores de certains *Stemphylium*. L'apex est rétréci et souvent arrondi aux deux extrémités ;
- spores de type *Alternaria* typique, munies d'un rétrécissement apical plus ou moins allongé.

Cette description correspond à celle du genre *Alternaria* selon la description de Woudenberg *et al.* (2013).

Aspergillus spp.

Les *Aspergillus* sont caractérisés par un appareil végétatif (thalle) formé de filaments mycéliens hyalins. Les conidiophores sont caractérisés par une cellule pied basale et sont renflés à leur extrémité distale en une vésicule sphérique ou ovoïde (Rapert & Fennell, 1965 ; Varga) . Une ou deux rangées de stérigmates (selon les espèces) prennent naissance sur cette vésicule. C'est à partir de ces stérigmates que les spores se forment en de très longues chaînes. Les spores sont claires, plus ou moins colorées ou noirâtres. Elles sont globuleuses à ovoïdes et mesurent de 2,5 à 4. Cette description correspond à celle du genre *Aspergillus* selon Warham *et al.* (1996) ainsi que Champion (1997).

Résultats

Les isolats noirs ont été identifiés morphologiquement comme *A. niger* sur la base de l'aspect des colonies noir , de têtes de conidies bisériées (metulae) et de petites conidies. Les isolats d'*A. flavus* ont été identifiés morphologiquement sur la base de la couleur verte olive .

Curvularia Spicifera

Le champignon *Curvularia spicifera* a été décrit pour la première fois en 1972 par les mycologues indiens K.V. Seshadri et C.V. Subramanian. Colonies apparaissant vitreuses avec de la poudre de suie de conidies, ou poilues si la sporulation est faible. Conidiophores dressés, non ramifiés, cloisonnés, atteignant 250 µm de long et 4-8 µm de large, régulièrement en zigzag dans la partie apicale, avec des cicatrices plates brun foncé sur les bords. Conidies brunes, cylindriques aux extrémités arrondies. Les conidies sont sombres, ellipsoïdales à arrondies aux extrémités ou parfois légèrement effilées vers la base avec 2-3 septa transversales. La germination des conidies est bipolaire. Cette description correspond à celle de l'espèce *Curvularia spicifera* selon la description de Jeon et al. (2015).

Penicillium spp

Les colonies mycéliennes sont vertes. Les conidiophores sont simples et divisés en plusieurs articles parallèles. A l'extrémité de chaque article, un ou plusieurs stérigmates donnent naissance à une multitude de spores.

Les spores sont très nombreuses ; elles sont sphériques et lisses. Cette description correspond à celle du genre *Penicillium* selon la description de Visagie et al. (2014).

Exseriulum turicum(L'Helminthosporium turicum)

La colonie sur semence est pale à brun moyen foncé avec très peu de mycélium aérien blanc Les conidiophores sont séparés ou en groupes de 2 à 6 ,droits ou courbés ,de couleur brun olive clair à foncé , de taille moyenne à longs , parfois très longs , et mesurent 150-300 x 7-11 µm . Les conidies sont droites ou légèrement courbes , en forme de massue ou plus larges près du milieu , effilées près des bouts , avec un apex arrondi et une cellule basale bombée au point d'attachement .Les conidies sont de couleur jaune paille pale à moyen, brun jaunatre ou gris olive, ont 4-9 septes et mesurent 50-144 x 18-33 µm .Les périthèces sont noirs et sphériques. Les asques sont cylindriques avec une

Résultats

courte tige et contiennent 1-8 ascospores (ordinairement 2-4) hyalines ,droites ou légèrement courbes , typiquement avec 3 septas ;ils mesurant 13-17 x 42-78µm. Les conidies s'élèvent à partir de longs conidiophores et sont larges , de couleur brun jaunâtre,droites ou légèrement courbes , plus étroites aux deux extrémités ,avec une cellule basale faisant saillie au point d'attachement .

Stenocapella maydis

La colonie est grise avec une nuance blanche et de croissance lente. Des pycnides noires sont entenaillées au mycélium. Les conidies sont brun olive, droites au légèrement courbes, bicellulaires, à la paroi lisse et mesurent 5-8 x 15-34 µm (Warham et al. 1996).

Nigrospora spp

Les colonies fongiques sur milieu PDA sont d'abord blanches, devenant brunes à noires avec l'âge. Le mycélium est aérien ou partiellement superficiel, les conidiophores sont courts, le plus souvent simples, et hyalins, les conidies sont noires avec un aspect brillant, solitaires, sphériques ou globuleuses. Cette description correspond à celle du genre *Nigrospora* selon la description de Warham et al. (1996)

Microdochium spp

Les colonies présentent souvent un mycélium ras et parfois légèrement aérien dense et feutré. Les cultures sont de couleur blanche à rose saumon, des nappes de sporodochies de couleur orange vif sont présentes très souvent à la périphérie de la culture (mais parfois dispersées sur la culture ou en nappes concentriques Hoshino et al., (2009).

Les *Microdochium spp.* sont Caractérisés par la présence des cellules conidiogènes annélidiques, la forme et la taille des conidies établis par Samuel et Hallet, (1983).

Fusarium proliferatum

Le mycélium aérien finement floconneux à touffu , abondant , de couleur blanche, mais peut devenir violet avec l'âge (Howard , 2002). Les colonies peuvent atteindre 65 mm à 70 mm en 7 jours sur le milieu PDA. Des sporodochies peuvent être présentes sous forme d'entités discrètes ou presque confluentes sur des parties de la colonie. Un pigment diffusible de couleur violette est généralement produit. Des sclérotés de couleur bleu-noire peuvent se développer chez certaines souches (Leslie, 2006). Cette espèce est caractérisée par la présence de rares microconidies, de nombreux monophialides et polyphialides et absence totale de chlamydospores. Les phialides sont en forme de bougie au début, mais deviennent en forme de boule après quelques jours. Les microconidies (5-

Résultats

10 × 2,5-3 µm) sont hyalines, larges, à paroi lisse, de forme variable, elles sont principalement pyramidales ou clavates à base aplatie mais aussi gonflées, piriformes, globuleuses-apiculées. Les macroconidies(25-52,5× 2,5-5) sont souvent formées, contenant de 3 à 5 loges. Des sporodochies hyalines peuvent apparaître, en particulier dans les cultures de plus de 14 jours (Howard, 2002 ; Leslie, 2006).

Fusarium poae (Peck) Wollenw

Sur milieu PDA, *F. poae* produit un mycélium aérien dense, de couleur blanche à rose, qui peut devenir brun rougeâtre avec l'âge. La couleur du revers de la colonie peut varier du blanc jaune au rouge foncé. Les sporodochies sont rares, les macroconidies (18-30 × 3,5-7 µm) sont également rares, relativement courtes, typiquement en forme de faucille, ont 3 à 5 septa mais principalement 3-septa avec une cellule apicale courbée et effilée et une cellule basale en forme de pied. Les microconidies (5-10 × 2,5-5 µm) sont abondantes, globuleuses ou ovales à napiforme, parfois avec une papille distincte, de 0-1 septa, formées sur des conidiophores ramifiés qui apparaissent comme une grappe de raisin, les chlamydospores se forment rarement.

Fusarium sporotrichioides Sherbakoff

Sur milieu PDA les isolats de cette espèce produisent un mycélium aérien, de couleur blanchâtre ou légèrement violette et qui devient rose à rouge brunâtre avec l'âge.

Les sporodochies sont composées de conidies. Les conidies de *Fusarium sporotrichioides* sont généralement de couleur brun clair à brun foncé. Elles sont en forme de croissant ou de fer à cheval, avec des extrémités pointues. Les conidies sont légères et peuvent être facilement dispersées par le vent, l'eau ou d'autres vecteurs, contribuant ainsi à la propagation de l'infection. Les macroconidies (25-40 × 3,5-5 µm) sont formées sur les hyphes et sur les sporodochies en forme de faucille, possèdent 3-5 septa, mais principalement 3 septa, la cellule apicale est courbée et effilée et la cellule basale est généralement non pédicellée. Les microconidies (5-10 × 2,5-7,5 µm) sont unicellulaires ovoïdes. En plus des conidies, *Fusarium sporotrichioides* peut également produire des chlamydospores généralement sphériques et plus foncées que les conidies.

Résultats

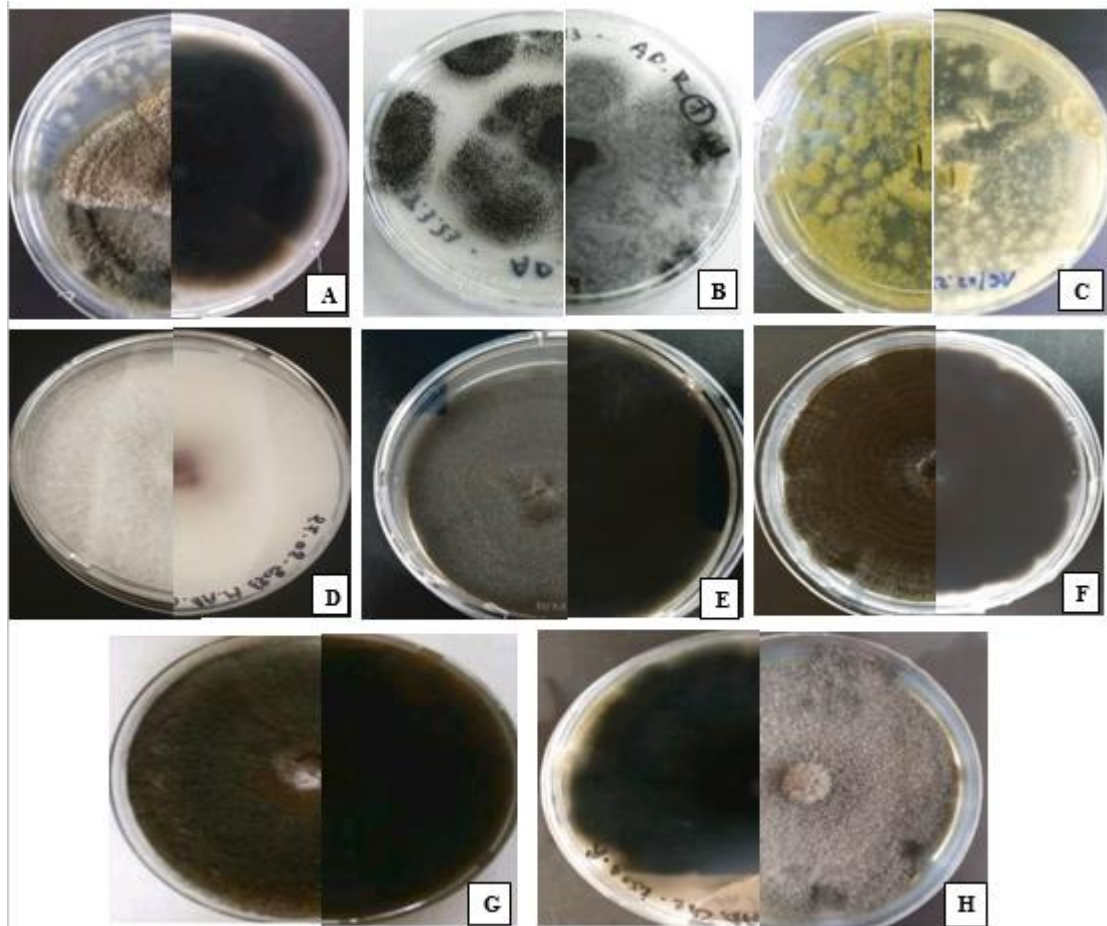


Figure 10 : Aspect cultural des espèces fongiques isolées à partir des échantillons de maïs , après 7-10 jours d' incubation à l' obscurité sur milieu PDA à 22 °C

A. *Alternaria sp* , **B.** *Aspergillus niger* , **C.** *Aspergillus flavus* , **D.** *F.sporotrichoides*

E. *Stenocarpella maydis* , **F.** *Curvularia specifera* , **G.** *Nigrospora* . **H.** *Curvularia lunata*

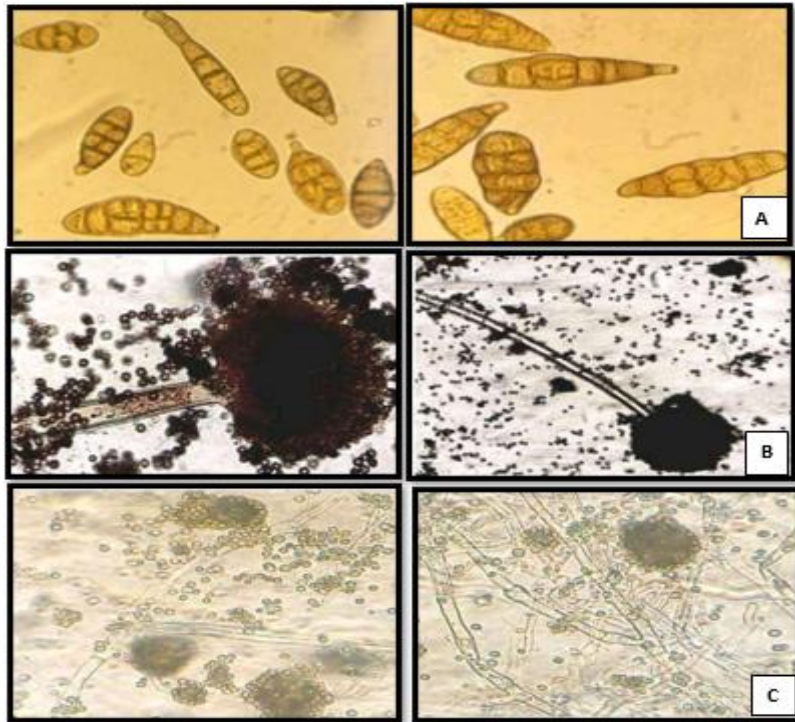


Figure 11 : Aspect microscopique des espèces d'*Alternaria* spp.et *Aspergillus* spp.
(Gx400)

A. Macroconidies d' *Alternaria* spp B. Conidiophore avec conidies d' *Aspergillus* niger
C. Conidiophore avec conides d' *Aspergillus* flavus.

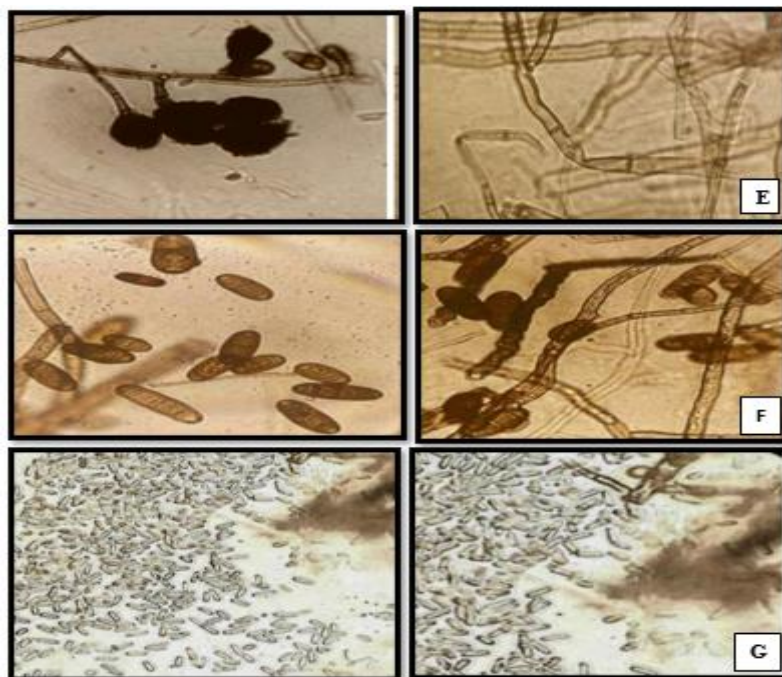


Figure 12 : Aspect microscopique des espèces *Nigrospra* spp ; *Curvularia specifera* et *stenocarpella maydis*. (Gx400) :

Résultats

E. Conidiophore avec les conidies de *Nigrospora* sp F. Conidiophore avec Conides de *Curvularia specifera* G. Microconidie de *stenocarpella maydis*.

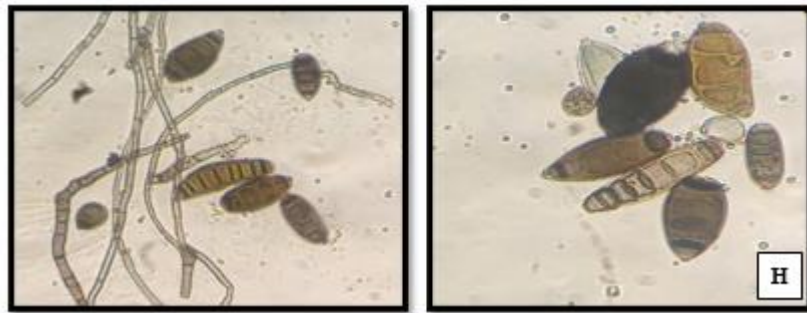
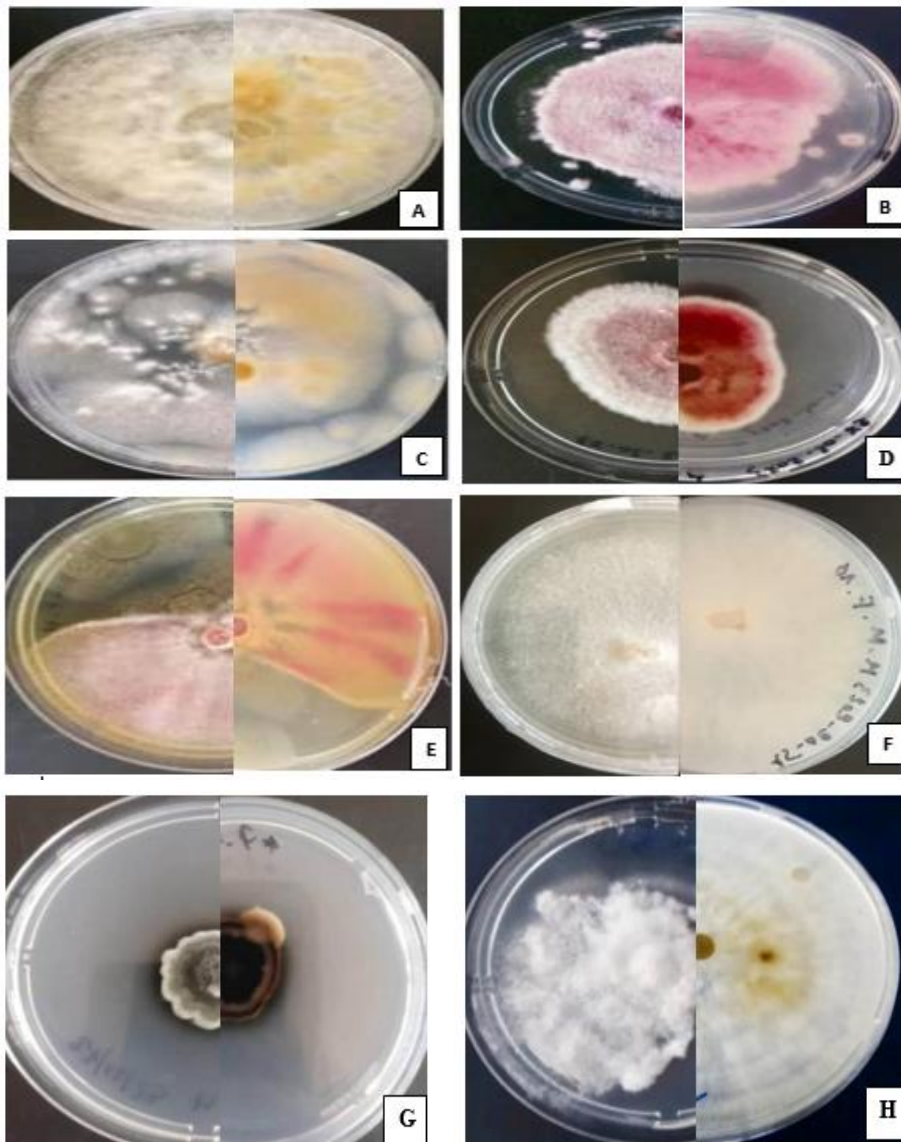


Figure 13: Aspect microscopique de l'espèce *de curvularia lunata*

H. Conidies et thalle de *curvularia lunata*. (Gx400)



Résultats

Figure 14 : Aspect macroscopique des colonies des espèces fongiques isolées à partir de plants de maïs après 7-10 jours d'incubation à l'obscurité de sur milieu PDA sur 22°
C A. *F.acutatum* ; B. *F.proliferatum* ; C. *Microdochium* spp. ; D. *F. poae* E. *F.nygami* ; F. *sporotrichoides* ; G. *Exserihilum turcicum* (*Helminthosporium turcicum*)

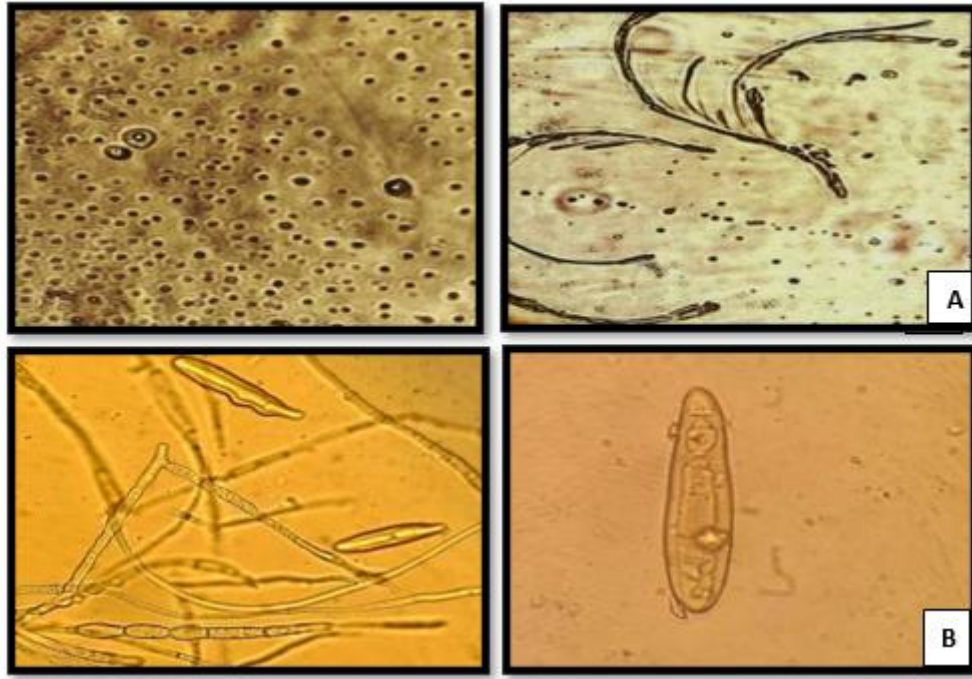


Figure 15 : Aspect microscopique de *Fusarium poae* et *Exserihilum turcicum* (Gx400)

A. Microconidie et thalle ramifié typique de *Fusarium poae* B. *Exserihilum turcicum* (*Helminthosporium turcicum*).

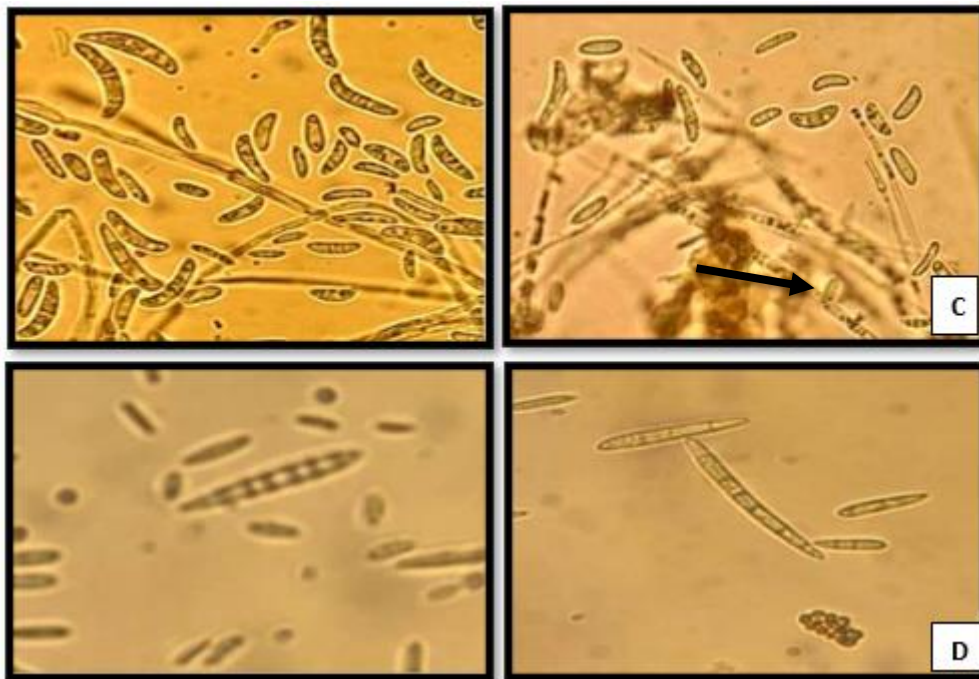


Figure 16 : Aspect microscopique de *Microdochium* spp. et *F.nygamai* (Gx400)

- C. conidies de *Microdochium* spp : cellules conidiogènes annélidiques
- D. Microconidie et Macroconidie de *F.nygamai*.

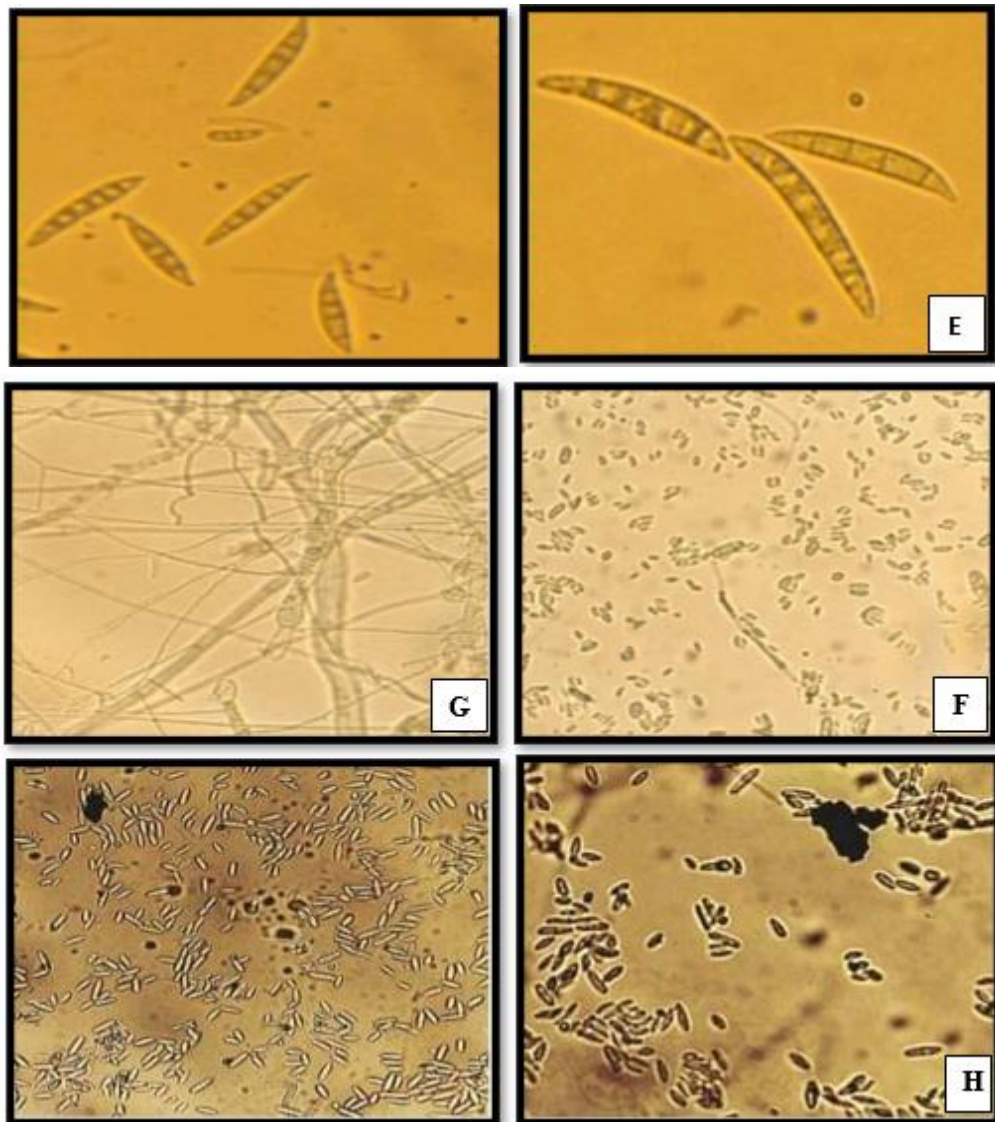


Figure 17: Aspect microscopique de *F.acutatum* ; *F. proliferatum* et *F.sporotrichoides* (Gx200) et (Gx400) **E.** Macroconidies de *F.acutatum* **H.** Microconidies de *F.proliferatum* **F** et **G.** Thalle et microconidies de *F.sporotrichoides*

4.2.1. Mesure de la croissance

La vitesse de croissance est un des critères cultureux pour l'identification biologique.

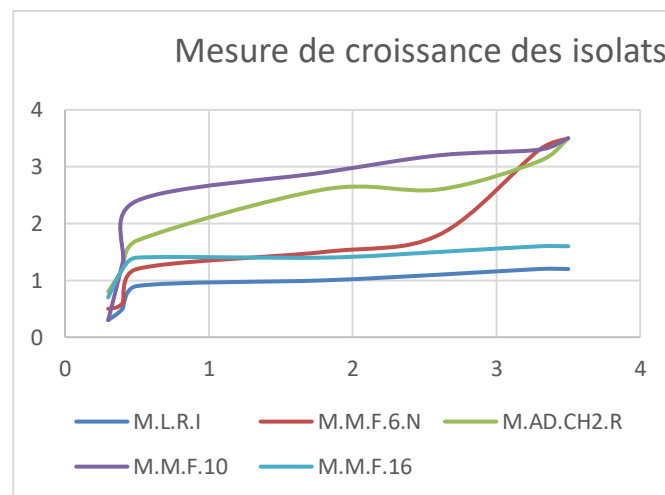
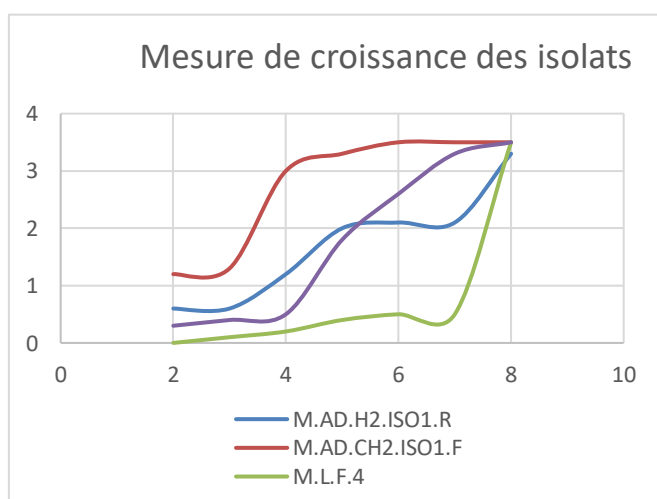
Les 16 isolats appartenant aux différentes espèces des genres *Fusarium*, *Culvularia*, *Helminthosporium* et *Diplodia* ont été incubé à 22°C, des mesures quotidiennes de la croissance mycélienne ont été prises après 24 h, 48 h, 72 h, 96 h et 120 h pendant 7 Jours d'incubation. Les résultats ont révélé une variabilité dans la croissance

Résultats

mycélienne entre les différents isolats de tous genres confondus, et entre les espèces du même genre (Figure 19). Huit isolats ont exhibé des taux de croissance les plus élevés avec une croissance très limitée pour l'isolats *C. specifica* de Les diamètres moyens de la croissance des isolats obtenues après 7 jour d'incubation à 22°C/25°C températures sont illustrés au niveau du tableau 5.

Tableau 5 : Mesure de la vitesse de la croissance des isolats sur PDA à 22°C

N des isolats	Espèces	1Jour	2Jours	3Jours	4 Jours	5 Jours	6Jours	7Jours
ISO22	(<i>F.proliferatium</i>)	0.6cm	0.6cm	1.2cm	2cm	2.1cm	2.1cm	3.3cm
ISO24	(<i>F.proliferatium</i>)	1.2cm	1.3cm	3cm	3.3cm	3.5cm	3.5cm	3.5cm
ISO25	(<i>F.poaie</i>)	0cm	0.1cm	0.2cm	0.4cm	0.5cm	0.5cm	3.5cm
ISO28	(<i>sporotrichoides</i>)	0.3cm	0.4cm	0.5cm	1.8cm	2.6cm	3.3cm	3.5cm
ISO35	(<i>Microdochium</i>)	0.3cm	0.5cm	0.9cm	1cm	1.1cm	1.2cm	1.2cm
ISO36	(<i>F.nygamai</i>)	0.5cm	0.6cm	1.2cm	1.5cm	1.8cm	3.3cm	3.5cm
ISO38	(<i>F.acutatum</i>)	0.8cm	1.2cm	1.7cm	2.6cm	2.6cm	3.1cm	3.5cm
ISO41 t	(<i>Exserihilum turicum</i>)	0.3cm	1.3cm	2.4cm	2.9cm	3.2cm	3.3cm	3.5cm
ISO42	(<i>F.verticilloides</i>)	0.7cm	1.2cm	1.4cm	1.4cm	1.5cm	1.6cm	1.6cm



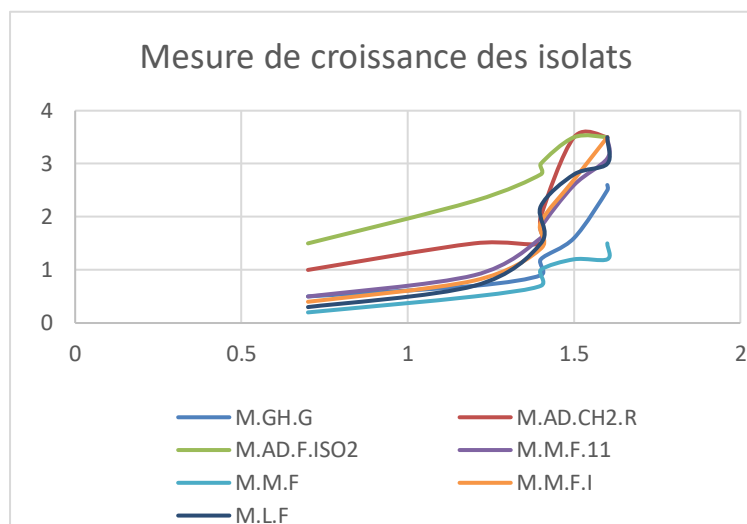


Figure 19 : Mesure de croissance des isolats sur PDA à 22°C

4.3. Évaluation de l'agressivité des isolats de *Fusarium* spp ; *Microdochium* spp. *Exerihilum turiccicum* et *Curvularia specifera*

Afin d'évaluer l'agressivité des isolats de *Fusarium* spp ; *Microdochium* spp. *Exerihilum turiccicum* et *Curvularia specifera* sur la tige du maïs un essai a été réalisé pendant 35 jour selon deux techniques.

4.3.1. Inoculation par injection d'une suspension de spores

Pour tester la pathogénicité des isolats de de ISO35 (*Microdochium* spp) ,ISO36 (*F. nygamai*) , ISO25(*F.poa*e) , ISO22 (*F.proliferatum*) , ISO41 (*Exerihilum turicum* , *Lhelminthosporium*) , ISO24 (*F. proliferatum*) ISO 28 (*Sporotrichoides*) , ISO 42 (*F.Verticilloides*) , ISO38 (*F.Acutatum*) les tiges des plants de maïs de la variété « Ceross bow» après 4 semaines de semis ont été inoculées par chaque isolat fongique.

Les symptômes et la sévérité de la maladie ont été évalués après 28 jours de l'inoculation. Les résultats ont montré que tous les isolats de *Fusarium* , *helminthosporium* et *curvularia* sont pathogènes sur tige et ont induit une décoloration distincte des tissus externes de la tige autour du site d'inoculation . Les zones d'infection brunes longitudinales des tiges de maïs ont été mesurées pour évaluer l'agressivité des isolats de ces isolats. Les plantes témoins n'ont montré aucun symptôme durant toute la période de l'essai (Tableau 6) et (Figure 20, 23).

Résultats

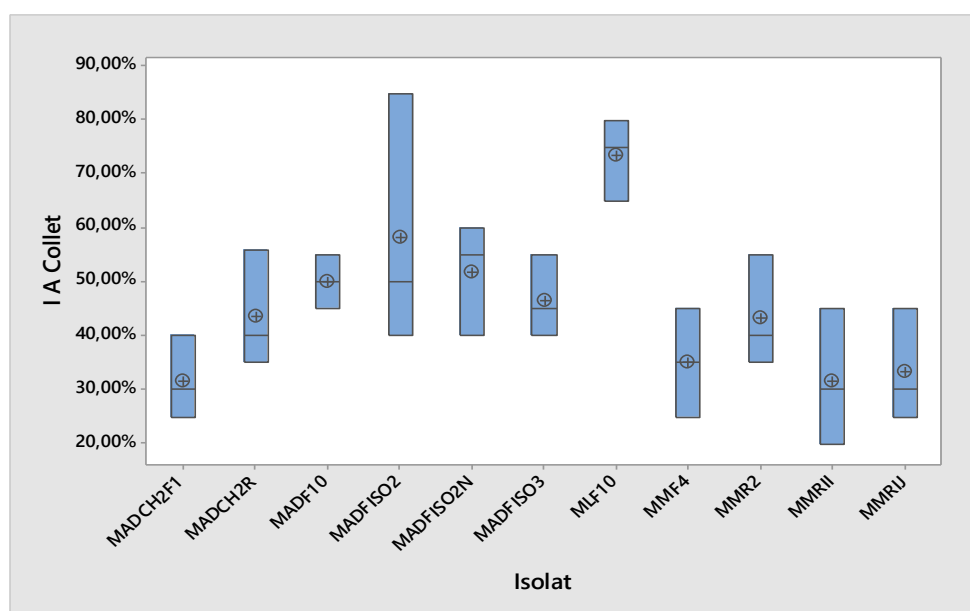


Figure 20 : Le pourcentage d'indice d'attaque sur le collet

Isolats	Feuille			Collet		
	R1	R2	R3	R1	R2	R3
ISO35	30 %	45 %	50 %	35 %	40 %	55 %
ISO41	15 %	25 %	30 %	25 %	35 %	45 %
ISO25	50 %	55 %	60 %	40 %	45 %	55 %
ISO36	10 %	15 %	20 %	40 %	55 %	60 %
ISO42	25 %	30 %	40 %	35%	40 %	56 %
ISO14	40 %	50 %	60 %	45 %	50 %	55 %
ISO15	30 %	45 %	60 %	65 %	75 %	80 %
ISO40	25 %	30 %	50 %	20 %	30 %	45 %
ISO28	35 %	40 %	58 %	25 %	30 %	40 %
ISO24	55 %	60 %	80 %	25 %	30 %	45 %
ISO22	40 %	50 %	65 %	40 %	50 %	85 %

Tableau 6 : le pourcentage des indices d'attaques collet et feuille

Résultats

Les isolats (ISO22) et (ISO15) sont considérés les plus agressifs parmi tous les isolats testés avec un pourcentage d'indice de sévérité (PIS) de 85 % et 75 % respectivement. Les PIS les plus faibles ont été notés chez les plantes inoculés par l'isolat (ISO28) avec un PIS égal à 25% .

Les données obtenues à partir des analyses statistiques ont révélé l'existence d'une différence très significative ($P < 0,005$) par rapport à la sévérité de la maladie entre les isolats de *Fusarium spp.* ; *Microdochium sp* ; *Helminthosporium sp* et *Curvularia sp.* le test de Tuckey a permis de classer les isolats en 2 groupes homogènes (A et B) et 2 groupes chevauchants (AB,) (Tableau 7) .

Tableau 7 : Les groupes homogènes des isolats inoculés sur la tige selon Le test de Tuckey

Isolats	Nombre	Moyenne	Groupe
ISO15	3	0,7333	A
ISO22	3	0,583	A B
ISO36	3	0,5167	A B
ISO14	3	0,5000	A B
ISO25	3	0,4667	A B
ISO42	3	0,4367	A B
ISO35	3	0,4333	A B
ISO41	3	0,3500	B
ISO24	3	0,3333	B
ISO28	3	0,3167	B
ISO38	3	0,3167	B

4.3.2. Évaluation de l'agressivité des isolats sur feuilles

Afin d'évaluer l'agressivité des isolats sur les feuilles de maïs, un essai a été réalisé sur les feuilles des plantules de maïs âgées de 50 jours.

Après 10 jours d'incubation, les feuilles témoins inoculées par l'eau n'ont présenté aucun symptôme. Par contre les feuilles inoculées par des suspensions de spores de *Microdochium spp.* ont montré des symptômes sous forme de nécroses qui évoluent en lésions avec le temps. Pour les isolats de *L'Helminthospoeium* toutes les lésions observées sont de forme irrégulière, allongées. Par contre pour les isolats de *Curvularia lunata* on observe un types de lésions arrondies pour les isolats (ISO15) et (ISO22) .

Résultats

Les premiers symptômes ont été observés après 7 jours d'inoculation chez tous les isolats testés. L'analyse de la variance pour ce paramètre a révélé une différence très hautement significative entre les espèces et même au sein de la même espèce ($P < 0,0001$). Le classement des IA% moyen selon le test Tukey HSD a permis de distinguer 7 groupes homogènes (Figure 21, 22) et (Tableau 7).

Figure 21 : Le pourcentage d'indice d'attaque sur les feuilles

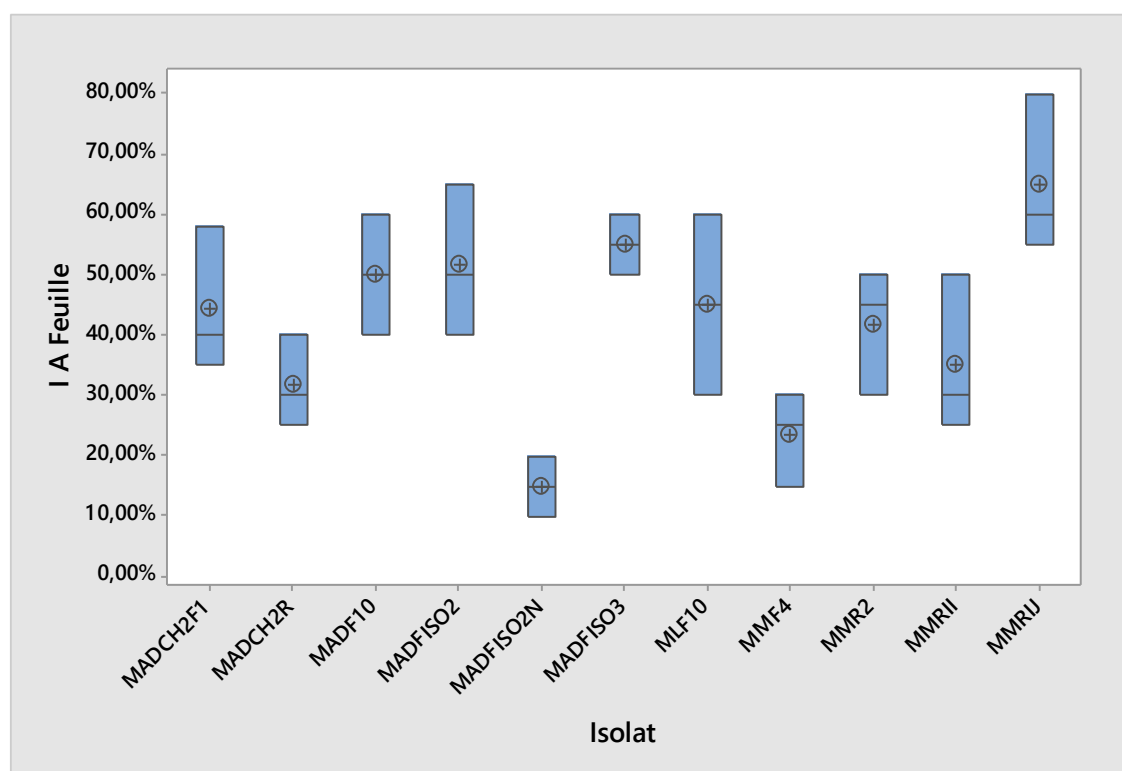


Tableau 7 : Les groupes homogènes des isolats inoculés sur les feuilles selon Le test de Tuckey

Isolats	Nombre	Moyenne	Groupe
ISO15	3	0,4500	A B C D
ISO22	3	0,5167	A B C
ISO36	3	0,1500	D
ISO14	3	0,5000	A B C
ISO25	3	0,5500	A B
ISO42	3	0,3167	B C D
ISO35	3	0,4167	A B C D
ISO41	3	0,2333	C D
ISO24	3	0,6500	A
ISO28	3	0,4433	A B C D
ISO38	3	0,3500	A B C D



Figure 22 : les symptômes sur feuilles obtenus après 28 j de l'inoculation.

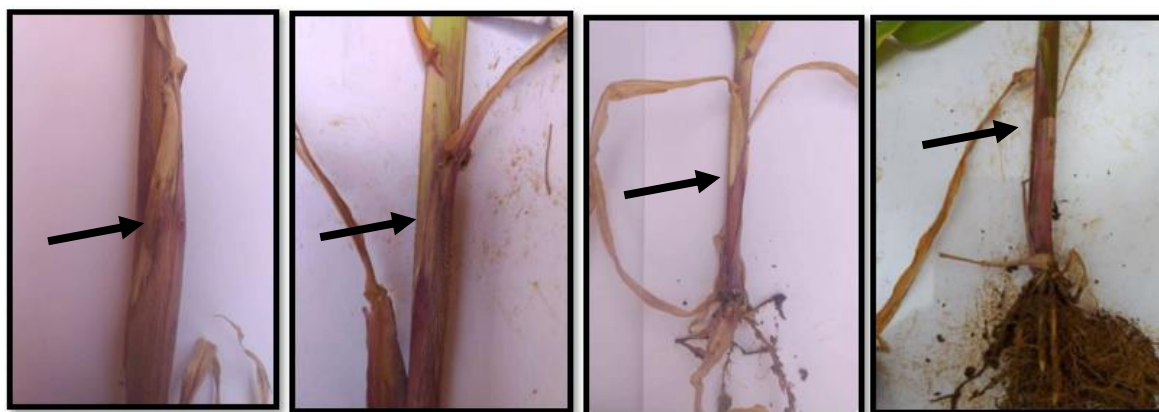


Figure 23 : les symptômes sur tige obtenus après 28 j d'inoculation

4.3.3. Essai inoculation après application de L'EUROFIT MAX

Tout d'abord, cet essai a été réalisé, dans le but de tester un produit très utilisé sur les céréales dans les régions Sud comme fertilisant et aussi comme stimulateur du système de défense de la plante il s'agit du biostimulateur L'EUROFIT MAX. Ainsi un seul isolat de *Fusarium poae* a été testé pour leur capacité d'engendrer une maladie sous l'effet de ce bio stimulateur.

Une semaine après l'inoculation des feuilles traitées à différentes concentrations, des symptômes de nécrose sur les feuilles ont commencé à apparaître sur les feuilles inoculées et traitées. A la fin de l'essai (25 jours après l'inoculation), tous les plants de maïs inoculés ont été complètement attequés , le plant de maïs témoins non inoculé, n'a pas montré de symptômes d'attaques (Figure 24).

Résultats

Ainsi, si on se réfère aux symptômes visuels (IA%), l'isolats s'est montré pathogène avec les différentes doses de produits apportés. En effet nous avons noté des IA d'attaques qui varient entre 30% et 20%, Cependant le témoin inoculé traité s'est montré sensible avec des degrés d'attaque de l'ordre de 50%.

Nous avons noté une diminution dans l'IA avec les deux doses 20ml et 30ml. Pour les plants traités avec les doses 40 ml et 50 ml aucun symptôme de phytotoxicité n'a été observé. Ce qui nous laisse dire que ce produit ne provoque pas de phytotoxicité pour le maïs même avec la dose de 50ml.

Notons, que nous avons pu constater une réduction de l'IA à 20ml et 30 ml mais ce produit n'a pas pu inhiber complètement le développement de cette maladie.



Figure 24 : les symptômes de la feuille après le produit

5. Resultats et Discussion

Discussion

L'identification morphologique des espèces fongiques isolées des échantillons grains, racines, collet et feuille de maïs a été basée sur différents critères morphologiques proposés par Leslie et al., (2006) ; Ismail et al., (2015) et par Samuel, Warharm (1994) et Hallet, (1983). Une collection de 45 isolats des genres *Helminthosporium* (2.22 %) , *curvularia* (8.88%), *Stenocarpella* (6.66 %) , *Fusarium* (44.44%) , *Alternaria* (22.22%) , *Asprgillus* (8.88 %) et *Microduchium spp* (2.22%) , *Nigrospora spp* (4.44%) a été purifiée et exploitée pour l'identification.

Parmi ces champignons cités, le genre *Fusarium* a été identifié dans tous les échantillons de maïs analysés. L'identification morphologique a permis de montrer l'implication de 11 espèces de *Fusarium spp.* à savoirs : *F. Lucanata* ; *F.Nygami* ; *F.Verticilloide* ; *F. proliferatum* ; *F. sporotrichioies* ; *F.poae* ; *F .concentricum* ; *F. subglutinans* ; *Microduchium spp* ; *F.acutatum*.

Les espèces de *Fusarium spp.* ont été retrouvés sur tous les échantillons étudiés, ce qui confirme des résultats obtenus précédemment en Algérie (Khoweild, 2016, CHelbak, 2021). Ces résultats sont aussi en accord avec ceux classiquement obtenus dans les pays du nord de l'Europe comme le nord de la France, l'Allemagne, la Norvège, la Belgique, la Pologne ou les Pays-Bas (Isebaert et al., 2005 ; Krysinska-Traczyk et al., 2007 ; Shothorst et al., 2004 ; Schollenberger et al., 2006). En outre, les zones de culture du maïs avec des rotations avec le blé ont augmenté ces dernières années d'où un risque accru d'infection des épis et des tiges par *Fusarium* et de contamination par les mycotoxines (Munkvold, 2003 ; Pfordt, et al., 2020).

Nous avons également relevé la présence du genre *Curvularia* avec ses deux espèces *Curvularia lunata* et *C. spicifera* et aussi le genre *Helminthosporium* qui était très fréquent. Une autre espèce a été également recensée comme *Stenocarpella maydis* (anciennement appelé *Diplodia maydis*). Ce qui confirme les résultats obtenus par (Kusai et al., 2016 ; Manamgoda et al.,2017 et Wise et al.,2017).

Curvularia lunata et *C. spicifira*, ce sont deux espèces pathogènes provoquent la tache foliaire de *Curvularia* qui est une maladie courante chez le maïs dans le monde entier. Elle est présente en Amérique du Nord et du Sud, en Europe, en Asie et en Afrique et entraîne des réductions significatives des rendements du maïs, avec des pertes sérieuses pouvant atteindre jusqu'à 60 % (Chang et al., 2020).

Discussion

Le genre *Aspergillus* a été recensé avec une fréquence assez élevée, ce genre est associé à plusieurs cultures, telles que le maïs, et l'infection peut entraîner la pourriture des grains de maïs. Néanmoins, il existe des preuves qui suggèrent que certaines espèces d'*Aspergillus* colonisent les tissus végétaux en tant qu'endophytes. L'espèce *A. flavus* est connue depuis longtemps comme producteur des aflatoxines dans les grains de maïs, tandis que d'autres espèces ont été associées à une mauvaise germination des graines et à une mauvaise croissance des semis (Terna et 2021).

Le taux de présence de *Nigrospora* dans les échantillons de maïs était plutôt faible. Les espèces de ce genre sont principalement saprophytes, mais certaines espèces peuvent être pathogènes. Sur maïs, *Nigrospora oryzae* a été rencontrée comme agent causal de la pourriture de l'épi (Money, 2016 ; Hao et al., 2020).

Pour tester la pathogénicité des isolats de ISO22 (*F. proliferatum*), ISO35 (*Microdochium spp*), ISO 36 (*F. nygamai*), ISO25 (*F. poae*), ISO24 (*F. proliferatum*), ISO38 (*F. acutatum*), ISO41 (*Exerihilum turicum*, *L. helminthosporium*) ISO42 (*F. verticilloides*) ISO28 (*F. sporotrichoides*). nous avons utilisé deux méthodes d'inoculation au niveau des feuilles et de la tige du maïs. Les résultats de ces méthodes d'inoculation indiquent que tous les isolats de *Fusarium* sont pathogènes sur maïs. Les données obtenues à partir des analyses statistiques ont révélé l'existence d'une différence très significative ($P < 0,005$) par rapport à la sévérité de la maladie entre les isolats de *Fusarium*, *Helminthosporium*, *Curvularia* et *Diplodia*. Cependant, les isolats ISO24 et ISO22 étaient considérés plus agressifs que les autres isolats, l'isolat ISO36 et ISO38 était considéré comme l'isolat le moins agressive.

Concernant le test d'inoculation par pulvérisation sporale au stade début tallage avec l'application du biostimulateur L'EUROFIT MAX. Les résultats ont montré que les deux isolats de *Fusarium* et *Helminthosporium* ont engendré des symptômes des deux maladies. Cependant nous avons noté une diminution dans l'IA avec les deux doses 20ml et 30ml, mais ce produit n'a pas pu inhiber complètement le développement des deux maladies. Nos résultats sont en accord avec ceux d'Amour et Bennia (2022), qui confirme que l'utilisation des biostimulants dans la région de Bordj Bou Arreridj est satisfaisante, quand L'EUROFIT MAX a été utilisé dans le cadre de la protection des végétaux contre les maladies fongiques, leurs résultats ont montré une réduction de la propagation de l'oïdium, la fusariose et le piétin échaudage.

6. Conclusion

Conclusion

En Algérie la culture du maïs est concentrée dans le sud du pays. Elle est conduite sous pivot. Cette culture est destinée principalement à l'alimentation du bétail. Avec le développement intensif de la production de lait et l'organisation de la filière, la production a migré, ces dernières années, vers le maïs ensilage. Cette culture est attaquée par plus de 365 agents pathogènes et environ 110 maladies principalement causées par des pathogènes fongiques (Shabana et *al.*, 2022). La connaissance des espèces impliquées dans le complexe fongique, pourriture de la tige, de l'épi, et des racines est nécessaire pour comprendre l'épidémiologie et lutter contre ces maladies.

Le but de cette étude était confirmer la présence de la pourriture commune de la tige du maïs dans le Sud algérien. Et chercher les principaux genres fongiques contaminant le maïs dans ces régions. Les isolements réalisés à partir des échantillons de maïs présentant des symptômes typiques de la pourriture commune de la tige du maïs ont permis d'obtenir une collection 54 isolats.

L'identification morphologique des espèces fongiques isolées des échantillons grains, racines, collet et feuille de maïs a révélé que la mycoflore était diversifiée, 54 isolats des genres *Helminthosporium*, *curvularia*, *Stenocarpella*, *Fusarium*, *Alternaria*, *Asprgillus* et *penicellium* ont été identifiés.

La connaissance de ces espèces majoritaires qui existent dans le maïs permet de mieux appréhender le risque de pertes et surtout le risque sanitaire constitué par les mycotoxines produites par les *Fusaria* et de mettre en place des moyens de lutte adaptés en prenant en compte des facteurs tels que le climat.

Ces espèces ont été connues depuis longtemps comme agents pathogènes du maïs, responsables des maladies de la pourriture de la tige et des épis (pourriture rose) chez le maïs. Pour cela nous avons testé la pathogénicité de quelques isolats par deux méthodes d'inoculation, la première par inoculation à la base de la tige, la deuxième par inoculation foliaire, les résultats de ce test confirment la pathogénicité des isolats sur maïs.

7. Références bibliographiques

A

AGRIOS, G.N. 2005. *Plant pathology*. 5th edn. Elsevier-Academic Press, New York, San Diego. 922 p

B

BELAID, J. la culture du maïs en algérie . collection dossier agronomique , 34 p

C

CHANDRA, N.S., UDAYASHANKAR, A.C., NIRANJAN, R.S., NIRANJANA, S.R., & PRAKASH, H.S. 2008. Tebuconazole and Thiabendazole- novel fungicides to control toxigenic *Fusarium verticilloides* and fumonisin in maize. *Journal of Mycology and Plant Pathology* **38** : 430-436.

CHARLES WOLOSHUK , KIERSTEN WISE , CARL A. BRADLEY 2017 Diplodia Ear Rot Diseases of Corn volume 75 pages 1-2 (2017)

D

DODD, J.L. 1980. Grain sink size and predisposition of *Zea mays* to stalk rot. *Phytopathology* **70** : 534-535.

D S MANAMGODA , A Y ROSSMAN , L A CASTLEBURY , P W CROUS , H MADRID , E CHUKEATIROTE , K D HYDE 2014 The Genus Bipolaris volume 79 pp. 221-288(68)

F

FAO , 1987. Agronomie du maïs - Amélioration et production des maïs , du sorgho et du mil . Rome m 2 ; 159 -163

J

JEFFERS, D. 2004. *Maize diseases: a guide for field identification*. 4th édition. Mexico, D.F., International Maize and Wheat Improvement Centre (CIMMYT).

H

HOWELL, C.R. 2003. Mechanisms employed by *Trichoderma* species in the biological control of plant diseases: the history and evolution of current concepts. *Plant disease* **87** : 4-10

I

ISEBAERT, S., HAESAERT, G., DEVREESE, R., MAENE, P., FREMAUT, F., & VLAEMYNCK, G. (2005). *Fusarium* spp. and *Fusarium* mycotoxins in maize: a

problem for Flanders?. Communications in agricultural and applied biological sciences, 70(3), 129.

K

KULKARNI, S., & ANAHOSUR, K.H. 2011. Integrated management of dry stalk rot disease of maize. *Journal of Plant Disease Sciences* **6** : 99-106.

KLECZEWSKI, N. 2014. Anthracnose Leaf blight and Stalk rot of corn. University of Delaware Cooperative Extension.

KRYSINSKA-TRACZYK, E., PERKOWSKI, J., & DUTKIEWICZ, J. (2007). Levels of fungi and mycotoxins in the samples of grain and grain dust collected from five various cereal crops in eastern Poland. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*, 14(1).

L

LOAISIGA, C.H., BRANTESTAM, A.K., DIAZ, O., SALOMON, B., & MERKER, A. 2011. Genetic diversity in seven populations of Nicaraguan teosinte (*Zea nicaraguensis* Iltis et Benz) as estimated by microsatellite variation. *Genetic Resources and Crop Evolution* **58** : 1021-1028.

LESLIE, J.F., AND SUMMERELL, B.A. (2006). *The Fusarium Laboratory Manual* (Ames, Iowa: Wiley-Blackwell).

M

MUNKACSI, A.B., STOXEN, S., & MAY, G. 2007. Domestication of maize, sorghum, and sugarcane did not drive the divergence of their smut pathogens. *Evolution* **61** : 388-403.

MUNKVOLD, 2003. Epidemiology of Fusarium diseases and their mycotoxins in maize ears *European Journal of Plant Pathology* 109, 705–713

N

NOR AZIZAH KUSAI ,MADIHAH MIOR ZAKUAN AZMI ,MOHD TERMIZI YUSOF & ,NUR AIN IZZATI MOHD ZAINUDIN (2015) Morphological and molecular characterization of curvularia and related species associated with leaf spot disease of rice in Peninsular Malaysia volume (27) pages 205–214 (2016)

P

P . MARTHA , ROMERO LUNA , JAMES J.CAMPERATO , KEIRSTEN A . WISE (2017) Survival of *Stenocarpella maydis* on Corn Residue in Indiana volume 18 pages 78 -83

R

. Le LOAISIGA, C.H., BRANTESTAM, A.K., DIAZ, O., SALOMON, B., & MERKER, A. 2011.

GENETIC DIVERSITY IN SEVEN POPULATIONS OF NICARAGUAN TEOSINTE (*Zea nicaraguensis* Iltis et Benz) as estimated by microsatellite variation. *Genetic Resources and Crop Evolution* **58** : 1021-1028.: *une plante pour l'intensification écologique*. Editions France Agricole. 427 p.

S

SHANER, G.E. & SCOTT, D.H. 1998. Stalk rots of corn. Purdue University. BP-59

SCHOLLENBERGER, M., MÜLLER, H. M., RÜFLE, M., SUCHY, S., PLANK, S., & DROCHNER, W. (2006). Natural occurrence of 16 Fusarium toxins in grains and feedstuffs of plant origin from Germany. *Mycopathologia*, 161(1), 43-52

Z

ZIBANI, A., ALI, S., & BENSLIMANE, H. 2021. Corn diseases in Algeria: first report of three *Bipolaris* and two *Exserohilum* species causing leaf spot and leaf blight diseases. *Cereal Research Communications* 1-13.

Références bibliographiques

Site web :

<https://www.fao.org/faostat/>

<https://fr.statista.com/statistiques/>

[*https://www.maisculturedurable.com/*](https://www.maisculturedurable.com/)

Annexe I

Analyses Statistiques

26/06/2023 09:35:42

Welcome to Minitab, press F1 for help.

One-way ANOVA: I A Feuille versus Isolat

Method

Null hypothesis All means are equal
Alternative hypothesis At least one mean is different
Significance level $\alpha = 0,05$

Equal variances were assumed for the analysis.

Factor Information

Factor	Levels	Values
Isolat	11	MADCH2F1; MADCH2R; MADF10; MADFISO2; MADFISO2N; MADFISO3; MLF10; MMF4; MMR2; MMRII; MMRIJ

Analysis of Variance

Source	DF	Adj SS	Adj MS	F-Value	P-Value
Isolat	10	0,6305	0,06305	5,53	0,000
Error	22	0,2509	0,01141		
Total	32	0,8814			

Model Summary

S	R-sq	R-sq(adj)	R-sq(pred)
0,106799	71,53%	58,59%	35,94%

Means

Isolat	N	Mean	StDev	95% CI
MADCH2F1	3	0,4433	0,1210	(0,3155; 0,5712)
MADCH2R	3	0,3167	0,0764	(0,1888; 0,4445)
MADF10	3	0,5000	0,1000	(0,3721; 0,6279)
MADFISO2	3	0,5167	0,1258	(0,3888; 0,6445)
MADFISO2N	3	0,1500	0,0500	(0,0221; 0,2779)
MADFISO3	3	0,5500	0,0500	(0,4221; 0,6779)
MLF10	3	0,4500	0,1500	(0,3221; 0,5779)
MMF4	3	0,2333	0,0764	(0,1055; 0,3612)

MMR2	3	0,4167	0,1041	(0,2888; 0,5445)
MMRII	3	0,3500	0,1323	(0,2221; 0,4779)
MMRIJ	3	0,6500	0,1323	(0,5221; 0,7779)

Pooled StDev = 0,106799

Tukey Pairwise Comparisons

Grouping Information Using the Tukey Method and 95% Confidence

Isolat	N	Mean	Grouping
MMRIJ	3	0,6500	A
MADFISO3	3	0,5500	A B
MADFISO2	3	0,5167	A B C
MADF10	3	0,5000	A B C
MLF10	3	0,4500	A B C D
MADCH2F1	3	0,4433	A B C D
MMR2	3	0,4167	A B C D
MMRII	3	0,3500	A B C D
MADCH2R	3	0,3167	B C D
MMF4	3	0,2333	C D
MADFISO2N	3	0,1500	D

Means that do not share a letter are significantly different.

One-way ANOVA: I A Collet versus Isolat

Method

Null hypothesis	All means are equal
Alternative hypothesis	At least one mean is different
Significance level	$\alpha = 0,05$

Equal variances were assumed for the analysis.

Factor Information

Factor	Levels	Values
Isolat	11	MADCH2F1; MADCH2R; MADF10; MADFISO2; MADFISO2N; MADFISO3; MLF10; MMF4; MMR2;
		MMRII; MMRIJ

Analysis of Variance

Source	DF	Adj SS	Adj MS	F-Value	P-Value
Isolat	10	0,4943	0,04943	3,72	0,005
Error	22	0,2924	0,01329		
Total	32	0,7867			

Model Summary

S	R-sq	R-sq(adj)	R-sq(pred)
0,115286	62,83%	45,94%	16,38%

Means

Isolat	N	Mean	StDev	95% CI
--------	---	------	-------	--------

MADCH2F1	3	0,3167	0,0764	(0,1786; 0,4547)
MADCH2R	3	0,4367	0,1097	(0,2986; 0,5747)
MADF10	3	0,5000	0,0500	(0,3620; 0,6380)
MADFISO2	3	0,583	0,236	(0,445; 0,721)
MADFISO2N	3	0,5167	0,1041	(0,3786; 0,6547)
MADFISO3	3	0,4667	0,0764	(0,3286; 0,6047)
MLF10	3	0,7333	0,0764	(0,5953; 0,8714)
MMF4	3	0,3500	0,1000	(0,2120; 0,4880)
MMR2	3	0,4333	0,1041	(0,2953; 0,5714)
MMRII	3	0,3167	0,1258	(0,1786; 0,4547)
MMRIJ	3	0,3333	0,1041	(0,1953; 0,4714)

Pooled StDev = 0,115286

Tukey Pairwise Comparisons

Grouping Information Using the Tukey Method and 95% Confidence

Isolat	N	Mean	Grouping
MLF10	3	0,7333	A
MADFISO2	3	0,583	A B
MADFISO2N	3	0,5167	A B
MADF10	3	0,5000	A B
MADFISO3	3	0,4667	A B
MADCH2R	3	0,4367	A B
MMR2	3	0,4333	A B
MMF4	3	0,3500	B
MMRIJ	3	0,3333	B
MADCH2F1	3	0,3167	B
MMRII	3	0,3167	B

ANNEXE II

Composition du milieu PDA

200 g Pomme de terre

20 g Glucose

20 g Agar

Dans 1000 L d'eau distillée

Le milieu est autoclavé à 120°C pendant 20 minutes

