



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DÉPARTEMENT D'AGRONOMIE
UNIVERSITE ABDELHAMID IBN BADIS DE MOSTAGANEM



Mémoire

En vue de l'obtention du
Diplôme de Master Domaine des Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences agronomiques

Spécialité : Protection des cultures

Thème

**Synthèse bibliographique sur l'étude
morphologique et pathogénique du *Fusarium
oxysporum* f.sp.ciceris.**

Présenté par :

Mlle. Seddiki Rabiha Chourouk

Mlle. Yousfi Khadidja

Devant le jury :

Présidente

SAIAH Farida

MCB Université Mostaganem

Promoteur

MAHIOUT Djamel

MCA Université Mostaganem

Examinatrice

BADAoui M. Ikram

MCB Université Mostaganem

Année Universitaire : 2019/2020

REMERCIEMENTS

Nous tenons plus particulièrement à remercier :

Mme. SAJJAH Farida, Maître de conférences à l'Université de Mostaganem, qui me fait l'honneur d'accepter de présider ce jury.

Mr. MAHJOUB Djamel, Maître de conférences à l'université de Mostaganem, pour sa patience, sa disponibilité et surtout ses judicieux conseils, qui ont contribué à alimenter notre réflexion.

Mme BADAOU M. Ikram, Maître de conférences à l'université de Mostaganem qui a bien voulu accepter d'examiner ce mémoire.

Nous remercions vent également toute l'équipe pédagogique de l'université de Mostaganem qui a contribué et veillé à la réussite de notre formation durant tout notre cursus universitaire.

Nous tenons à remercier toutes les personnes qui ont contribué au succès de notre travail et qui nous ont aidés lors de la rédaction de ce mémoire.

Nous remercierons nos chers parents, pour leurs soutiens constants et indéfectibles et leurs encouragements.

Résumé

Dans le travail présenté dans ce mémoire nous étudions la fusariose vasculaire du pois chiche, grave maladie causée par *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*, présente en Algérie et dans beaucoup de pays. Le travail présenté dans ce mémoire consiste à faire une synthèse bibliographique sur la morphologie et la pathogénie du champignon responsable de la maladie.

L'identification morphologique se basant sur des similarités des caractères morphologiques observables est importante en ce sens qu'elle permet de caractériser les isolats de différentes régions. Pour la taxonomie du genre *Fusarium*, la forme des macroconidies et le premier caractère important pour l'identification des espèces. Mais il y a aussi les autres caractères morphologiques comme les microconidies, les conidiophores et les chlamydozoospores.

La connaissance de la pathogénie du parasite permet de mieux asseoir des stratégies de lutte contre la maladie. La détermination de la distribution des races de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* est fondamentale pour l'élaboration de stratégies appropriées de prise en charge des maladies selon les différentes régions.

La synthèse bibliographique fait ressortir que le Foc présente une température optimale de croissance de 25°C. La taille des conidies est variable selon la région du monde prospectée et même quelque fois selon l'isolat. Après 5 à 7 jours d'incubation à une température de 25 °C. Nous avons noté chez le mycélium l'existence de quatre morphotypes : cotonneux, duveteux, ras muqueux et ras sénéscent (cultures âgées).

La synthèse bibliographique que nous avons effectuée montre que l'étude pathogénique basée sur la réaction d'une gamme d'hôte différentielle composée de dix cultivars, le F. o. c. fait ressortir une variabilité pathogénique chez le parasite qui est répartie en huit races physiologiques : 0, 1A, 1B/C, 2, 3, 4, 5 et 6 (Kapoor & al., 1992). Les huit races de *F. oxysporum* f.sp. *ciceris* sont également différentes selon leurs pathotypes et leurs répartition géographique à travers le monde.

Abstract

In the work presented we have studied the vascular Fusariose of chickpea, a serious disease caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* situated in Algeria and a lot of other countries. The research presented in this thesis consist of doing a bibliographical synthesis on the morphology and the pathogeny of the fungus that is responsible of the disease.

The morphological identification is based on the similarities of the observable morphological characters which is important because it allows the characterization of the isolats of different regions. As for the taxonomy of the type *Fusarium*, the form of macronidia is the first important

character for the identification of the species. However, there are also other morphological characters like the microconidias, chonidiophores and the chlamydo-spores.

The knowledge of the pathogenicity of the parasite allows a better see of the strategies of fight against the disease. The determination of the distribution of racec of *F. oxysporum* f. sp. *Ciceris* is fundamental for elaboration of appropriate ways against the disease according to different regions.

The bibliographical Synthesis shows that the F.o.c present an optimal temperature of growth 25°C.the size of the conidias variable depending on the region of the prospected world and sometimes also depending on isolats. After 5 to 7 days of incubation in a temperature of 25°C, we have noted that in the shape of mycelia there is the existence of 4 mophotypes: cottony, fluffy, mucous flush, aged culture.

The bibliographical synthesis that we carried out also shows that the pathogenic study based on the reaction of a differential host range compound of ten cultivars, the F. o. c. shows a pathogenic variability in the parasite, which is distributed on eight physiological races: 0, 1A, 1B/C, 2, 3, 4, 5 and 6 (Kapoor & al., 1992). The eight races of *F. oxysporum* f.sp. *ciceris* are also different depending on their pathotypes and their geographical distribution all around the world.

Key words: *Fusarium oxysporum* f. sp. *Ciceris*, morphologic identification, physiological races, pathogenic

ملخص

في هذه الاطروحة قمنا بدراسة Fusariose vasculaire للمحص، و الذي يعتبر مرض خطير سببه *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* المتواجد في الجزائر و كذا عدد كبير من بلدان العالم.

العمل المقدم في هذه الرسالة يتمثل في تلخيص عدة مؤلفات حول الشكل، المظهر والعامل الممرض للفطريات المسؤولة عن المرض.

التعرف على الشكل الظاهري الذي يعتمد على التشابه بين الخصائص المظهرية الملاحظة، يعتبر امر في غاية الأهمية بحيث يسمح بتمييز العزلات لمناطق مختلفة.

بالنسبة لتصنيف جنس *Fusarium* فان شكل الماكروكونيديا هو السمة الأولى المهمة لتحديد النوع، كما يوجد أيضا صفات أخرى ظاهرية مثل microconidies, macroconidies, chlamydo-spores.

ان معرفة العامل الممرض للفطريات يجعل من الممكن وضع استراتيجيات افضل لمكافحة المرض.

يعتبر تحديد مناطق توزع سلالات F.o.c من الأمور الأساسية لتطوير ووضع استراتيجيات مناسبة لمكافحة المرض حسب المناطق المختلفة.

يوضح ملخص البحث ان *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* لديه درجة حرارة نمو مثالية تبلغ 25 درجة مئوية.

يختلف حجم conidies حسب منطقة الوسط الذي تم تحديدها فيه. وحتى في بعض الأحيان حسب العزلة. بعد 5-7 أيام من التحضين عند درجة حرارة 25 درجة مئوية لاحظنا وجود 4 أنماط: morphotypes (قطني، مخاطي، رقيق و متقدم في السن)

البحث الذي قمنا به يبين ان دراسة العامل المسبب للمرض يستند الى تفاعل مجموعة مضيضة تقاضلية متكونة من عشرة أصناف (F.o.c). يظهر التباين للعامل المسبب للمرض عند الطفيل الذي ينقسم الى 8 سلالات فزيولوجية (0, 1A, 1B/C, 2, 3, 4, 5 et 6 (Kapoor & al., 1992).

السلالات الثمانية ل (*Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*) هي أيضا مختلفة على حسب العامل الممرض والتوزيع الجغرافي في جميع انحاء العالم.

الكلمات المفتاحية : *Fuarium oxysporum* f.sp. *ciceris* , الشكل الظاهري, سلالات فيزيولوجية.

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : plante de pois chiche (patankar, 2000) -----	4
Figure 2 : champ de pois chiche (Patankar, 2000)-----	4
Figure 3 : description de la plante de pois chiche (Singh Singh et Diwakar, 1995). -----	4
Figure 4 : Types de cultivars de pois chiche (Gaid, 2015)-----	6
Figure 5 : Système racinaire d'une plante de pois chiche (Cicer arietinum L.)-----	6
Figure 6 : Feuilles et tiges de pois chiche (C. arietinum L)-----	7
Figure 7 : Fleur et gousse de pois chiche : (A) Fleur et (B) Gousse de pois chiche (C. arietinum L.)(Turcotte, 2005). -----	8
Figure 8 : La production mondiale du pois chiche en (tonnes) 2008 (FAO, 2011 in -----	10
Figure 9 : L'évolution de la production du pois chiche dans le monde en (tonnes) 1999-2008 (ITGC, 2009 in Gaid, 2015)-----	11
Figure 10 : L'évolution des superficies du pois chiche par rapport aux autres légumineuses -----	12
Figure 11 : La distribution potentielle du fusarium oxysporum f. sp. ciceris estimée par CLIMEX ^M (Blanca et al, 2013). -----	14
Figure 12 : Aspect morphologique du Fusarium oxysporum (Leslie & Summerell, 2006).-----	14
Figure 13 :Jaunissement d'un plant de pois chiche causée par la fusariose (Cunnington. 2009).-----	17
Figure 14 :Colonisation des vaisseaux conducteurs du pois chiche (cultivar JG. 62) par le Fusarium oxysporum f. sp. ciceris (a-b); c: cortex, x: xylème (Jiménez-Fernandez et al., 2013).-----	18
Figure 15 :Cycle infectieux de F. oxysporum f. sp. ciceris (Agrios, 2005).-----	19

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 Valeur nutritive des grains de pois chiche.(Baumgartner, 1998).----- 9

Tableau 2 Gènes de résistance vis-à-vis des différentes races de F. o. c. (F.o.c.-0₁/F.o.c.-0₁' & F.o.c.-0₂/F.o.c.-0₂³)----- **Erreur ! Signet non défini.**

Tableau 3 Variabilités de couleurs des colonies de FOC isolées par Zaim (2015), Tlemseni (2010), Kaur et al. (2015) et Nath et al. (2017).----- 25

Tableau 4 Morphotypes mycéliens notés chez Foc. ----- 25

Tableau 5 Mensuration moyennes (µm) des micro-macroconidies de différents isolats de Foc. ----- 28

LISTE DES ABREVIATIONS

Foc *Fusarium oxysporum f.sp. ciceris*

PDA Milieu Potato Dextrose Agar

TABLE DES MATIERES

Résumé

Abstract

ملخص

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

INTRODUCTION GENERALE

PARTIE I : données sur la culture de pois chiche.

1.1.	Historique	3
1.2.	Origine et répartition géographique.....	3
1.3.	description de la plante du pois chiche (<i>Cicer arietinum</i> L.).....	3
1.4.	Classification.....	5
1.5.	Types cultivars chez le pois chiche.....	5
	**Macrosperma.....	5
	**Microsperma.....	5
1.6.	Les caractères physiologiques du pois chiche.....	6
1.6.1.	Système racinaire	6
1.6.2.	Feuille et tige.....	7
1.6.3.	Les fleurs	7
1.7.	Conditions de culture	8
1.8.	Valeurs nutritives.....	9
1.9.	Situation et Importance de la culture du pois chiche.....	10
1.9.1.	Dans le monde.....	10
1.9.2.	En Algérie	11
1.10.	Présentation de la fusariose de pois chiche causée par <i>F. oxysporum f.sp. ciceris</i>	12
1.10.1.	Historique.....	13

1.10.2.	Distribution géographique.....	13
1.10.3.	Morphologie et taxonomie de l'agent pathogène.....	14
1.10.3.1.	Morphologie.....	14
a-	Les microconidies.....	15
b-	Les macroconidies.....	15
c-	Les chlamydozspores.....	16
1.10.4.	Classification.....	16
1.10.5.	Symptomes de <i>fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>ciceris</i>	16
1.10.6.	Caractères physiologiques du pathogène.....	17
1.10.7.	Epidémiologie et le cycle évolutif de Foc	17
1.10.7.1.	L'inoculum primaire.....	17
1.10.7.2.	Infection et symptômes.....	18
1.10.8.	Cycle de vie du <i>fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>ciceris</i>	19
1.10.9.	Mode de conservation et transmission.....	20
1.10.10.	Méthodes de lutte.....	20
1.10.10.1.	Pratiques culturales et traitement de semences.....	20
1.10.10.2.	Lutte biologique.....	20
1.10.10.3.	Lutte génétique.....	21

PARTIE II synthèse bibliographique

2.1.		
	Introduction.....	24
2.2.	Etude morphologique du F.o.c.....	24
2.2.1.	Caractérisation culturale	24
2.2.2.	Etude de la croissance mycélienne	26
2.2.3.	Etude de la taille des conidies.....	28
2.3.	Etude pathogénique du F.o.c	29
2.4.	Conclusion.....	31

Conclusion générale

Références bibliographiques

INTRODUCTION

Introduction

Les légumineuses alimentaires représentent une place importante dans le système agricole et l'agroéconomie de nombreux pays du monde (Saxena, 1988).

En Algérie, les légumineuses alimentaires (légumes secs) et en particulier le pois chiche font partie du paysage agricole. Ces cultures sont utilisées dans la rotation avec les céréales car elles enrichissent le sol en azote (Saxena, 1988). Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est l'une des légumineuses les plus importantes produites dans la région du bassin Méditerranéen. L'Algérie produit chaque année environ 22000 tonnes de pois chiche sur une superficie d'environ 33295 ha (FAO, 2016). Mais à ce niveau, la productivité et la production demeurent trop faibles.

Les semis de printemps qui exposent la culture à la sécheresse durant la période critique de la floraison, coïncidant avec certaines maladies et ravageurs, constituent les principales causes de la faiblesse des rendements.

Deux maladies fongiques sont particulièrement redoutables pour la culture de pois chiche, l'anthracnose causée par *Ascochyta rabiei* (pass.) Lab. et la fusariose causée par *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (Bouznad & al., 1998). Ces deux pathogènes, constituent une menace pesante sur la culture et sont considérés comme les plus importants facteurs limitants pour la production dans les différentes régions du monde (Jiménez-Gasco & al., 2004). Malgré la forte augmentation des emblavures de la culture du pois chiche en Algérie, les rendements sont restés très faibles. Ils ne dépassent guère les quatre quintaux à l'hectare. Cette faible production est due aussi à une pluviométrie globalement déficitaire et irrégulièrement répartie dans le temps et dans l'espace. A cela, s'ajoutent la prolifération des mauvaises herbes et les problèmes phytosanitaires (champignons, bactéries, nématodes, virus et phytoplasmes).

Le flétrissement vasculaire causé par *Fusarium oxysporum* f.sp.*ciceri* (FOC) Snyder et Hansen « Padwick » est considéré comme étant l'un des plus importants organismes pathogènes sur cette culture. D'après Reddy et al (1980), le flétrissement causé par *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceri* apparaît comme la maladie la plus dévastatrice dans beaucoup de pays de culture de pois chiche, notamment en Afrique du Nord. Lorsque les conditions de l'environnement sont favorables à la croissance et à la sporulation du pathogène, cette affection cause, certaines années, d'importantes pertes de rendements atteignant 100 % (Nene et Reddy, 1987).

En effet, *Fusarium oxysporum* f.sp.*ciceris* (FOC) est responsable d'une maladie désignée sous le nom de flétrissement vasculaire. Les symptômes développés sont le résultat d'un stress sévère d'eau. La plupart des plants flétrissent et meurent, tandis que les plants qui ont été moins affectés deviennent chétifs et pas productifs (Machardy et Beckman, 1981). Cette maladie a été rapportée initialement en Inde avant d'être signalée dans de nombreux pays (Westerlund et al., 1974; Nene, 1979; Allen, 1983).

Introduction

Des pertes de rendement de l'ordre de 10% à 15% lui ont été attribuées dans le monde (Singh et Dahya, 1973)

En Algérie, les recherches effectuées sur cette maladie sont rares et remontent aux années quatre-vingt-dix. Les données quantitatives sur son incidence ne sont pas disponibles, pourtant cette maladie est devenue de plus en plus dévastatrice et dommageable (Moutasem, 2008).

Le travail de synthèse bibliographique que nous avons effectué est une étude morphologique et pathogénique de l'agent pathogène qui serviront de base de données à des études futures en laboratoire.

Pour ce faire, ce travail est divisé en deux parties :

La première concerne des généralités sur la culture du pois chiche et la présentation du *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*.

La seconde est une synthèse bibliographique des principaux travaux réalisés à travers le monde sur la morphologie et la pathogénie du parasite.

Partie I: Données sur la culture du pois chiche

1.1. Historique

Les premiers vestiges de pois chiche (*Cicer arietinum*) utilisés comme aliments datent du 8^e millénaire avant JC à Tellel-Kerkh et Tell Abu Hureyra Syrie et entre 7500-6800 avant JC au Cayonu et 5450 avant JC à Hacilar en Turquie. En Egypte et au Moyen-Orient, le pois chiche est susceptible d'avoir été domestiqué dans le sud-est de l'Anatolie, Cette hypothèse est étayée par la distribution de début pois chiche néolithique qui a été confiné au Croissant Fertile, en particulier dans Anatolie moderne et la Méditerranée orientale. À la fin du néolithique la culture du pois chiche se propage vers l'ouest de la Grèce moderne. Le pois chiche a été introduit dans le Nouveau Monde par les Espagnols et les Portugais au 16^e siècle, et les types Kabuli ont été déplacés vers l'Inde à partir de la Méditerranée via la route de la soie au 18^e siècle. Le type Desi a probablement été importé au Kenya par les immigrants indiens au cours du 19^e siècle (Van Der Maesen, 1972). Le Pois chiche est très apprécié en Algérie par ses qualités culinaires, comme c'est le cas dans tous les pays méditerranéens. Ainsi sa culture était pratiquée bien avant le colonialisme (1830) (Labdi, 1990).

1.2. Origine et répartition géographique

Le pois chiche est inconnu à l'état sauvage. On pense que ses origines se trouveraient dans le sud-est de la Turquie et dans les zones voisines de Syrie et d'Iran. Le pois chiche s'est diffusé progressivement vers l'ouest de la Méditerranée, ainsi qu'en Asie orientale et australe et en Afrique de l'Est. La culture du pois chiche connaît une expansion dans les pays où son introduction est récente, comme l'Australie, la Nouvelle-Zélande, les Etats-Unis et le Canada. En Afrique tropicale, il est cultivé principalement en Afrique de l'Est (Soudan, Erythrée, Ethiopie, Kenya, Tanzanie) et au Malawi ; il est surtout cultivé dans les régions où la saison froide est marquée. Le pois chiche a plusieurs noms vernaculaires tels que: le bengal gram (Indien), gram, egyptian pea, chestnut bean, chickpea (Anglais), le chana (Hindi), hommes, hamaz (Arabe), le garbenzo (Amérique latine), Shimbira (Ethiopie), le pois chiche (français) (Redden et Berger, 2007).

1.3 description de la plante du pois chiche (*Cicer arietinum* L.)

Le pois chiche est une plante annuelle, herbacée avec des branches diffusées et propagées (muehlbauer et Rajesh, 2008 ; Yadav et al., 2007 ; Staginnus et al., 1999 ; Labdi et al., 1996).

Parie I : données sur la culture du pois chiche



Figure 1. plante de pois chiche (patankar, 2000)



Figure 02. champ de pois chiche (Patankar, 2000)

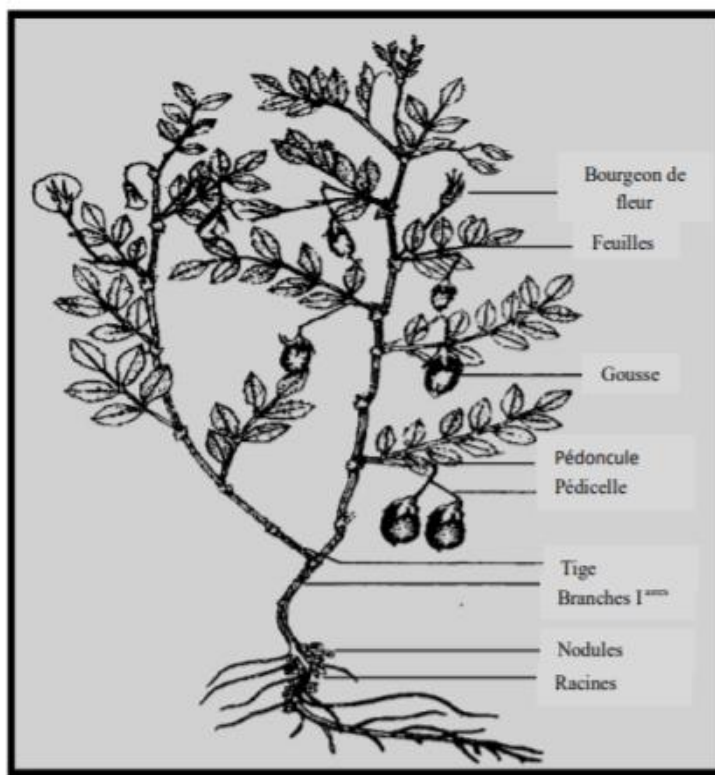


Figure 3. Description de la plante de pois chiche (Singh et Diwakar, 1995).

1.4. Classification

Règne	: Plantae
Sous-règne	: Tracheobionta
Super division	: Spermatophyta
Division	: Magnoliophyta
Classe	: Magnoliopsida
Sous-classe	: Rosidae
Ordre	: Fabales
Famille	: Fabaceae
Genre	: Cicer
Espèce	: Cicer arietinum L (USDA, 2008).

1.5. Types cultivars chez le pois chiche

Selon Fabre (2008) deux types de pois chiche sont cultivés et donnent lieu à des échanges commerciaux dans le monde :

****Macrosperma** (type Kabuli) :

Il est essentiellement cultivé et consommé dans le bassin méditerranéen. La plante donne des grains lisses à légèrement ridés, clairs (blanc à jaune pâle) , de calibre moyen à assez gros (Poids de Mille Graines > 300g) et recouvert d'un tégument mince (**Figure 4 (A)**).

****Microsperma**(type Desi) :

Il représente 85% de la production mondiale. Il fait partie des habitudes alimentaires de l'Inde où il y est essentiellement cultivé, mais il est également cultivé en Éthiopie, Iran, Canada, Mexique et Australie. Au Moyen-Orient, il entre dans la composition d'un plat populaire « hoummos ». Le type Desi donne des petits grains ridés, de couleur jaune ou noir recouvert d'un tégument épais (**Figure 4 (B)**). Le poids de Mille Graines est inférieur à 300 grammes.



Figure 4. Types de cultivars de pois chiche (Gaid, 2015)

A: Type Kabuli, **B:** Type Desi,

1.6. Les caractères physiologiques du pois chiche

1.6.1. Système racinaire

Il est composé d'une racine principale pivotante qui peut atteindre 1 m de profondeur et des racines secondaires traçantes. La profondeur de l'enracinement dépend des techniques culturales, de l'état et de la nature du sol. En effet, la semelle du labour peut entraver l'élongation de la racine principale. Les nodules développés sur les racines permettent la fixation symbiotique de l'azote atmosphérique pour satisfaire 80% des besoins de la plante en azote assimilable. Cette fixation symbiotique est à son optimum à la floraison et chute très rapidement par la suite (Slama, 1998). Dans les zones humides, les sols salins, lourd, stagnants et à réchauffement lent au printemps, les racines ont un développement limité et la fixation symbiotique de l'azote atmosphérique est très réduite (Jaiswal et Singh, 2001) (**Figure 5**).



Figure 5. Système racinaire d'une plante de pois chiche (*Cicer arietinum* L.)

1.6.2. Feuille et tige

Les feuilles ont la forme imparipennée et sont composées de 7 à 17 folioles ovales et dentelées, sans vrilles, en position alternée sur un rachis. Les faces inférieures des feuilles sont recouvertes par un duvet formé de poils, uni et pluricellulaires. Ces poils renferment des glandes qui synthétisent des acides organiques tels que l'acide oxalique. Après émergence, la tige de pois chiche est herbacée et devient lignifiée avec l'âge. Selon les génotypes du pois chiche, et à une certaine hauteur, la tige se ramifiée en deux ou trois branches pour donner des ramifications secondaires et par la suite des ramifications tertiaires (Slama, 1990) (**Figure 6**).



Figure 7 : Feuilles et tiges de pois chiche (*C. arietinum L*)

1.6.3. Les fleurs

Les fleurs sont zygomorphes, articulées, solitaires ou en grappes de deux fleurs insérées sur des pédoncules axillaires à l'aisselle des feuilles et au niveau des bifurcations. Le pois chiche est une espèce autogame caractérisée par une floraison massive, mais son taux de nouaison est faible varie de 28 à 37% chez les types Kabuli et Desi (Khanna-Chopra et Sinha, 1987). L'apparition des premières fleurs dépend de plusieurs facteurs tels que la précocité de la variété, la date et la densité du semis et des techniques culturales. La floraison est rapide durant les jours longs, elle est lente durant les jours courts. Elle dure selon les génotypes de 30 à 45 jours. Toutefois, comme le pois chiche est une espèce à croissance indéterminée, sous des conditions hydriques favorables et des températures clémentes, les branches continuent à se développer, à fleurir et à produire des gousses et des graines (Leport et al., 2006).

Partie I :Données sur la culture de pois chiche

Les premières fleurs, dites pseudo-fleurs ou fausses fleurs, sont imparfaites et ne donnent pas de gousses (Robert et al., 1980). L'apparition des fleurs imparfaites est liée aux variations des conditions climatiques, leur nombre augmente, surtout sous les conditions d'humidité élevée et de températures basses, inférieures ou égales à 15 °C (Slama, 1998). En cas de précipitations faibles ou rares et de températures élevées, supérieure à 15°C, avec un optimum entre 20 et 24°C, toutes les fleurs sont fertiles et les fausses fleurs sont presque inexistantes (Khanna-Chopra et Sinha, 1987). Les fruits sont des gousses globuleuses, renflées, ovales, velues, pendantes et portant un bec (Ladizensky, 1987). Elles peuvent comporter de 1 à 2 graines qui peuvent être lisses ou ridées, arrondies et ou irrégulières (Slama, 1990) (**Figure 7**).



(A)



(B)

Figure 7. Fleur et gousse de pois chiche : (A) Fleur et (B) Gousse de pois chiche (*C. arietinum* L.)(Turcotte, 2005).

1.7. Conditions de cultures

La durée de la maturation de la culture de pois chiche dépend de la chaleur et de l'humidité disponible. Elle est de 95 à 115 jours. Elle varie entre 95 et 105 jours pour le pois chiche **desi** et entre 110 et 115 jours pour le pois chiche **kabuli** (Labdi, 1991). Le pois chiche se développe à des températures variant entre 21 et 29°C le jour et proche de 20°C la nuit (Ayadi, 1986). Les fortes températures entraînent une diminution du potentiel de production du pois chiche (Saxena et al., 1987) . Dans le bassin méditerranéen, cette espèce est traditionnellement semée au printemps (mars-avril), quand les réserves en eau du sol sont à leur maximum (Keating et Cooper, 1983). Le pois chiche est adapté de façon

Partie I :Données sur la culture de pois chiche

optimale aux zones de sols bruns et bruns foncés. Cette espèce résiste bien à la sécheresse en raison de son système racinaire pivotant mais par contre, le pois chiche n'est pas bien adapté aux zones de grande humidité, aux sols salins et aux sols gorgés d'eau. Il tolère des pH allant de 6 à 9 (Bihya et Bamouh, 1997).

1.8. Valeurs nutritives

Selon Baumgartner, (1998) Le pois chiche est composé de 20% de matières azotées, de 7% de lipides et d'une grande richesse en vitamines et minéraux (**Tableau 01**). Le pois chiche est favorable à la santé cardiovasculaire, notamment en diminuant le taux de mauvais cholestérol sanguin. Son faible indice glycémique en fait un aliment qui convient parfaitement au diabétique. Il favorise l'augmentation des bifidiobactéries présentes dans le gros intestin, ce qui est bénéfique à l'ensemble de la flore intestinale.

Tableau 1 Valeur nutritive des grains de pois chiche.(Baumgartner, 1998).

Energie (kcal)	275
Eau (g)	10.4
Protéines (g)	20.0
Graisse (g)	4.4
Glucides (g)	48
Fibres alimentaires (g)	15
Sodium (mg)	30
Potassium (mg)	700
Calcium (mg)	140
Phosphore (mg)	350
Magnésium (mg)	130
Fer (mg)	7
Vitamine A (µg)	30
Vitamine B1 (mg)	0.50
Vitamine B2 (mg)	0.17
Niacine (mg)	1.5
Vitamine B6 (mg)	0.54
Vitamine B9 [acide folique] (µg)	180
Vitamine C (mg)	4

1.9. Situation et Importance de la culture du pois chiche

1.9.1. Dans le monde

Selon Gaid, (2015) d'après FAO (Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture, les grands pays producteurs du pois chiche sont: L'Inde est non seulement le plus important producteur de légumineuses alimentaires au monde (**figure 8**), mais également le plus important consommateur. Le Canada est devenu en 2000-2001 un important exportateur de pois chiches, évaluées à 106 millions de dollars. L'évolution de la production du pois chiche dans le monde en (tonnes) durant la période 1999-2008 est présentée dans la (**figure 9**). Selon même auteur la production mondiale est estimée à environ 7 millions de tonnes pour une superficie de 10 millions d'hectares. Mais selon les estimations, les superficies étaient très limitées en 2003, elles étaient de l'ordre de 9900 kha jusqu'à 2006 ont atteint 10800 kha. Selon AAC, (2006) Au cours des 10 dernières années, la production mondiale a connu des hauts et des bas, allant de 9,56 Mt en 1998-1999 à 8,65 millions de tonnes (Mt) en 2006- 2007, sans qu'il n'y ait de tendance à la baisse ou à la hausse. Durant cette période, l'Inde représentait de 60 % à 70 % de la production mondiale. Les deux types de pois chiches produits à l'échelle commerciale sont le **desi** et le **kabuli**. Les pays du sous-continent indien, ainsi que l'Australie, produisent surtout du pois desi, alors que le Canada produit à la fois du desi et du kabuli. Les autres pays produisent surtout du kabuli. En moyenne, la production mondiale est constituée à 75 % de desi et à 25 % de kabuli. La production de kabuli est plus dispersée, donc moins variable que celle du pois desi.

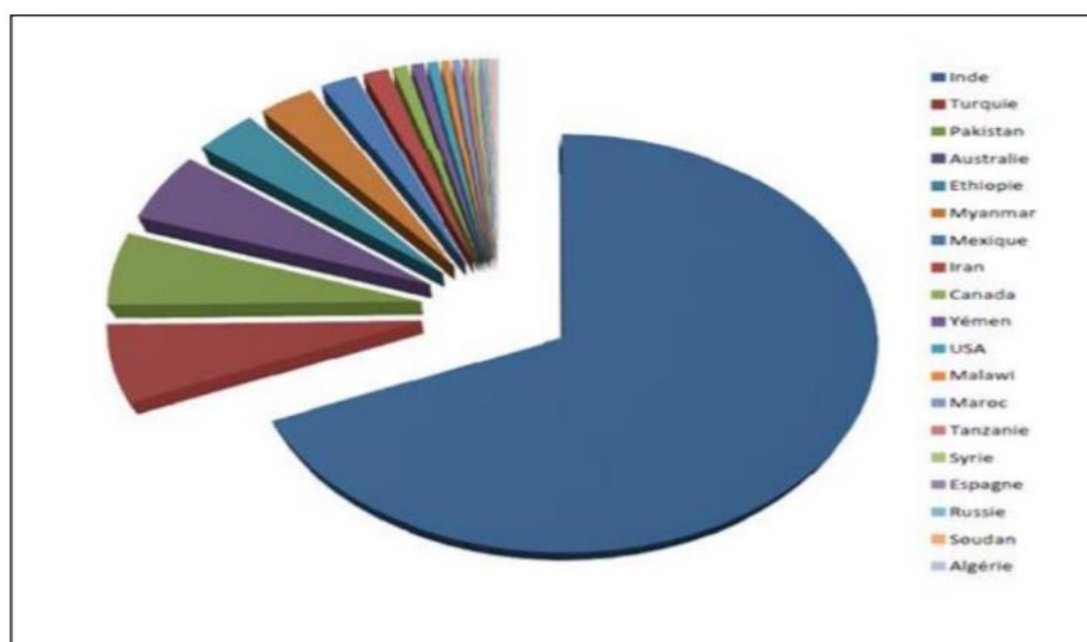


Figure 9 : La production mondiale du pois chiche en (tonnes) 2008 (FAO, 2011)

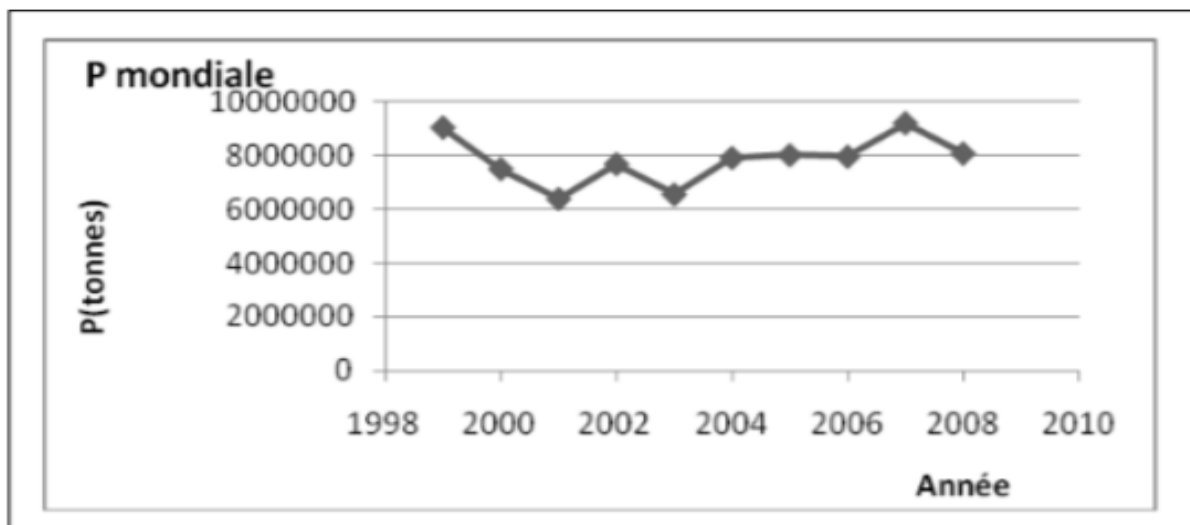


Figure 10 : L'évolution de la production du pois chiche dans le monde en (tonnes) 1999-2008 (ITGC, 2009 in Gaid, 2015)

1.9.2. En Algérie

Les espèces de légumineuses alimentaires les plus cultivées sont la lentille (*Lens culinaris* L.), le pois chiche (*Cicer arietinum* L.), le pois (*Pisums ativum* L.), la fève (*Vicia faba* L.) et le haricot (*Phasiolus vulgaris* L.) (Bouzerzour et al., 2003). Le pois chiche, vient en seconde place après le haricot entre 1994-2008 avec une superficie de 14.6% (49290 en 1994 à 20000 en 2008) (ITGC, 2009 in Gaid, 2015). et occupe la troisième place en production environ 15.6% (**figure 10**). Cependant, les productions n'ont pas évolué au contraire elles ont régressé pour atteindre les niveaux les plus faibles dans le monde : 4qx/ha (Abdelguerfi et al., 2001 ; Mahrez et al., 2010). Compte tenu du fait que l'Algérie ne fait pas partie de l'air de distribution du genre *Cicer*, on définit le pois chiche local comme tous cultivars ou variétés introduites par de nombreuses civilisations, au fil du temps ces cultivars se sont adaptés à certaines conditions édapho-climatiques. Contrairement au pois chiche local qui est très hétérogène, à caractères génétiques inconnus et peu utilisé, celui introduit est généralement homogène, à caractères génétiques connus et commercialisés à grande échelle (Abdelgherfi et al., 2000). Parmi les variétés les plus cultivées en Algérie on trouve les variétés ILC-3279 (Chetoui 1) et ILC-482 (Chetoui 2) introduites de l'ICARDA en 1988. Elles sont se sont bien adaptées et sont les plus cultivées dans toutes les grandes zones de production.

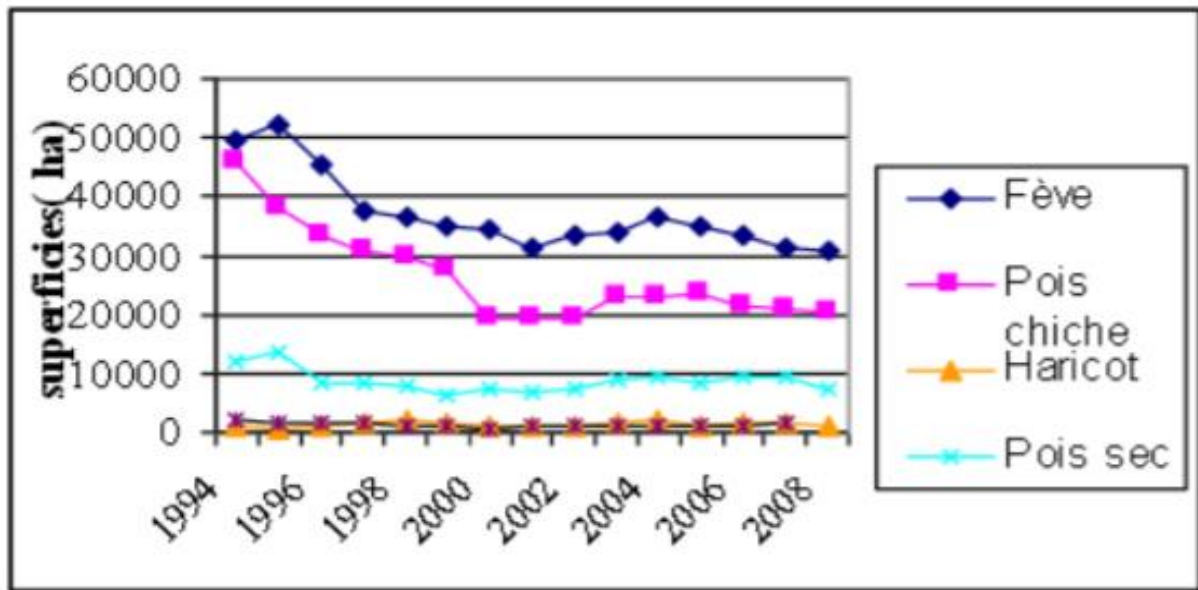


Figure 11 : L'évolution des superficies du pois chiche par rapport aux autres légumineuses

1.10. Présentation de la fusariose du pois chiche causée par *Fusarium oxysporum* f. sp. *Ciceris*

La culture du pois chiche est exposée à plus de 70 pathogènes, dans les différentes régions du monde. Dans la région méditerranéenne, plusieurs maladies fongiques sont connues, dont les plus importantes sont l'antracnose causée par *Ascochyta rabiei* (Pass.) Lab. et la fusariose vasculaire ou « wilt » due au *Fusarium oxysporum* Schlenchtend : Fr. f. sp. *ciceris* (Padwik) Matuo & K. Sato. (Morjane & Harrabi, 1995). Ces deux maladies à elles seules sont responsables de la faiblesse et l'instabilité des rendements ainsi qu'en partie, du déclin de cette culture. D'autres maladies peuvent causer parfois des pertes telles que la pourriture racinaire (*Fusarium solani*), la pourriture des tiges (*Sclerotinia sclerotiorum*) et la pourriture grise (*Botrytis cinerea*) (Haware, 1990). Comme dans le reste du pourtour méditerranéen, en Algérie le flétrissement fusarien causé par le *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris* (F. o. c.) vient en seconde position en terme de dégâts causés à la culture après l'antracnose causée par *Ascochyta rabiei* est la maladie la plus redoutable sur le pois chiche.

1.10.1 Historique

Fusarium oxysporum a été décrit pour la première fois par Matuo et Ishigami en (1958) à partir d'une plante souffrant du flétrissement vasculaire *Solanum melongena* (Solanaceae). Tel que cité par plusieurs auteurs, l'agent causal du flétrissement du pois chiche est *Fusarium oxysporum* (Schliecht) f.sp. *ciceri* (Hans.) Snyd et Hansen, signalé depuis 1910 (Tlemsani, 2010). Les problèmes ont été minutieusement étudiés par Padwick, (1940) qui a nommé l'agent pathogène variété Ciceri de *Fusarium*. Plus tard, l'agent causal a été signalé comme étant *Fusarium lateritium* f.sp. *ciceri*. Erwin, 1958 sur la base de plusieurs isolats collectés en 1954, 1955 et 1956 à partir de plantes flétries. Les symptômes caractéristiques comprennent un flétrissement soudain des feuilles et pétioles, une décoloration interne du xylème, jaunissement des feuilles, retard de croissance et finalement, la mort de la plante (Westerlund et al., 1974; Nene et al., 1980; Kraft et al., 1988). Basé sur le système de Snyder et Hansen, (1940), Chattopadhyay et Sen Gupta, (1967) ont rebaptisé le champignon pour finalement l'appeler *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* (Foc). Les principales caractéristiques de l'espèce *oxysporum* sont la production de microconidies abondantes, de macroconidies, une présence de chlamydospores et une croissance rapide sur milieu de culture PDA (Nelson et al., 1983; Booth, 1984). Les premières recherches sur cette maladie ont débuté en Inde et Myanmar dans les années 1920 puis au Mexique. Des confusions dans l'identification du flétrissement du pois chiche ont été très répandues, jusqu'à que Nene et al., (1981) aient clarifié l'identification de FOC (Singh, 1987). Singh et al. (2002) rapportent la présence de la maladie dans au moins 33 pays.

En Algérie, le flétrissement du pois chiche n'est connu que par quelques données fragmentaires . Depuis 1970, des isollements effectués à partir des plants du pois chiche présentant des symptômes du flétrissement et du jaunissement ont montré la prédominance de *fusarium oxysporum* (Si-Hassen, 1990).

1.10.2. Distribution géographique

Le flétrissement vasculaire du pois chiche a été découvert pour la première fois en Inde, il été ensuite propagé dans 32 pays du monde répartis à travers les quatre continents. En effet, la maladie a été signalée dans la majorité des pays producteurs de pois chiche : en Argentine, Chili, Chine, Colombie, Egypte, Hongrai, Iraq, Italie, Kenya, Malawi, Mexique, Maroc, Népal, Myanmar, Tunisie, Uganda, Zambie, Syrie, USA, Soudan, Sri Lanka, Iran, Pakistan, Australie, Ethiopie, Pérou, Turquie, Bangladesh, USSR (Akhtar, 2001). La maladie ne cesse de se propager à travers le monde (**Figure 11**).

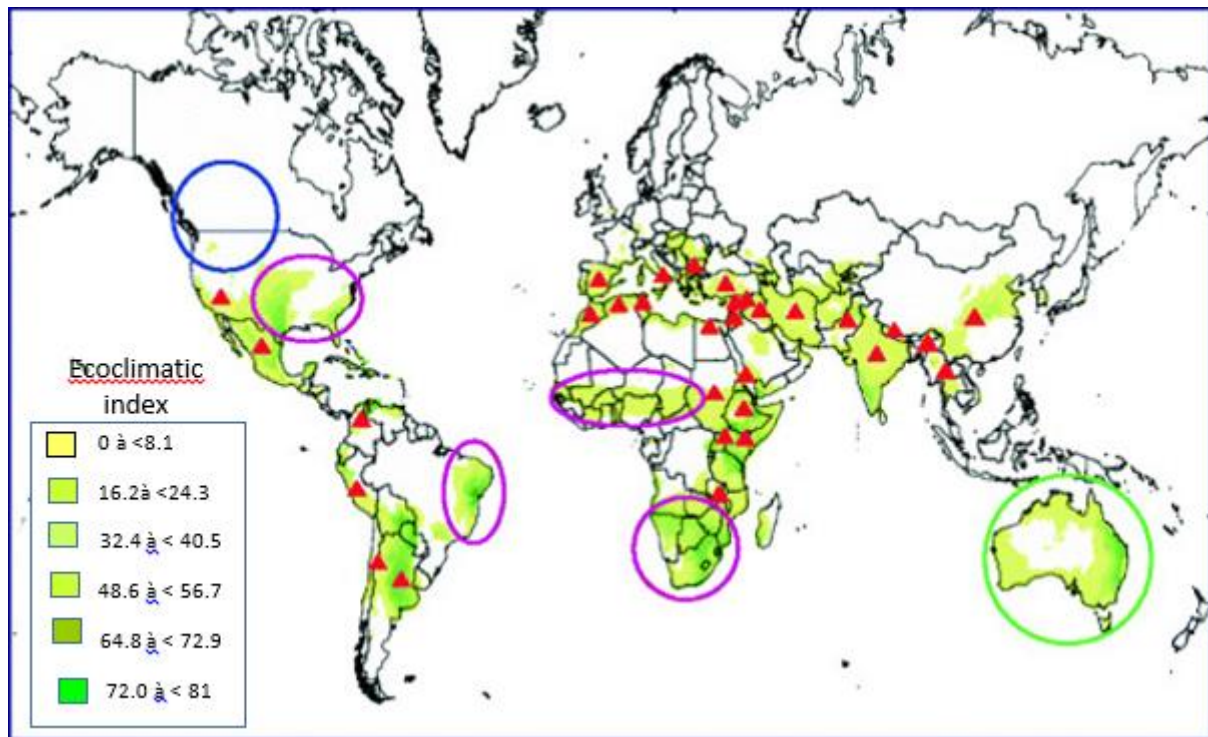


Figure 12 : La distribution potentielle du *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* estimée par CLIMEX^M (Blanca et al, 2013).

CLIMEX^M : modèle des conditions climatiques actuelle

En Algérie le flétrissement fusarien du pois chiche a été rapportée par Bouzenad (1989) et dans d'autres pays méditerranéens (Espagne, Tunisie, Maroc, Turquie) par Haware (1990). En Algérie la maladie a été observée principalement dans le centre et l'est du pays (Labdi, 1990) et légèrement vers l'Ouest (Bouznad et al.,1996).

1.10.3. Morphologie et taxonomie de l'agent pathogène

1.10.3.1. Morphologie

Le genre *Fusarium* appartient à la famille des Tuberculariaceae (Fungi imperfecti) qui produisent des macroconidies pluricellulaires en forme de croissant. Les formes parfaites, quand elles sont connues se rattachent aux Hypocreaceae (sphaeriales, Ascomycetes). Le *Fusarium oxysporum* (Figure 12) est répandu dans le monde entier, et est, le plus fréquent de tous les Fusaria et le plus diversifié sur le plan morphologique, même à l'intérieur d'une forme spécialisée ou d'une race, on peut observer des variations morphologiques (Messiaen & Cassini, 1968). Le Foc est caractérisé par des hyphes septés et abondamment ramifiés. Les macroconidies sont moins nombreuses que les microconidies. Elles sont effilées aux extrémités et naissent sur des conidiophores ramifiés ; elles comportent entre 3 et 5

Partie I :Données sur la culture de pois chiche

septations (**figure 12 A-D**). Les microconidies naissent sur un conidiophore simple et court latéralement sur l'hyphe. Leurs formes peuvent être ovales à cylindriques et droites à courbées (Figure 12 C-D). Les chlamydo-spores sont produites sur les cultures âgées, par paire, en chaîne terminales ou intercalaires sur le mycélium (Haware & al., 1986 ; Haware, 1990).sol. Comme saprophyte actif, le *Fusarium oxysporum* joue également un rôle de premier plan en pathologie végétale ; sa virulence peut être très finement spécialisée.

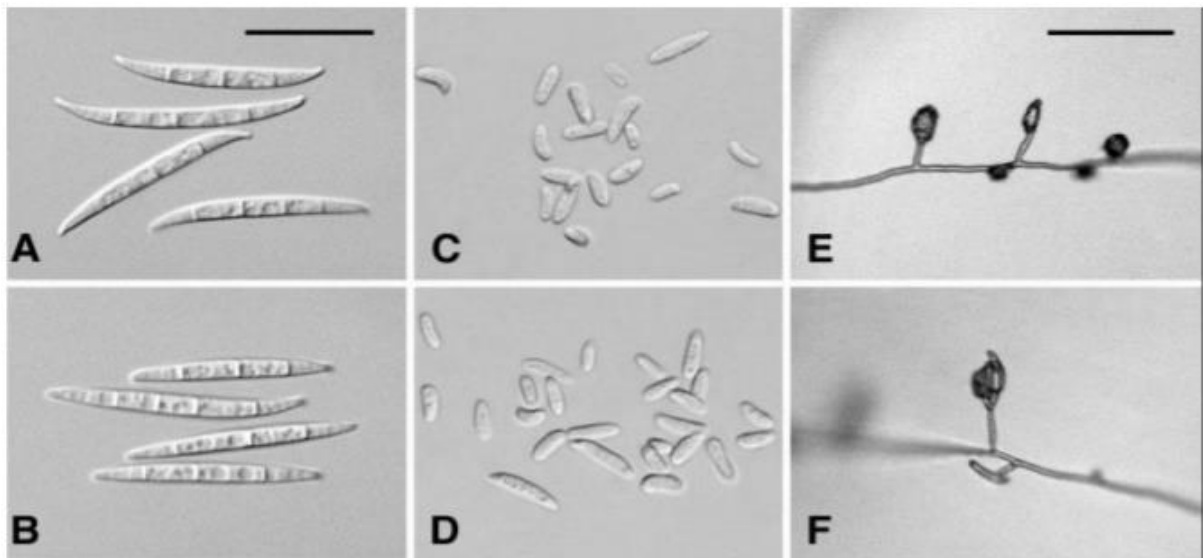


Figure 13 : Aspect morphologique du *Fusarium oxysporum* (Leslie & Summerell, 2006).

A – B: Macroconidies; C – D: Microconidies; E – F: Microconidies in situ sur milieu de culture CLA (Carnation leaf agar).

Selon Rahmania (2000) *Fusarium oxysporum* produit trois types de spores :

a-Les microconidies

Hyalines, de formes et de dimensions variables, de 3 à 15 μm de long et de 3 à 5 μm de diamètre. Ces structures généralement unicellulaires, sont sphériques au début de leur formation et deviennent peu à peu allongées, elliptiques, droites ou légèrement courbées. Elles se forment à l'extrémité des microphialides.

b-Les macroconidies

Partie I :Données sur la culture de pois chiche

Elles sont peu nombreuses, leur base est pédiforme et leur extrémité est pointue et courte, elles sont en général tétracellulaires. Elles mesurent entre 20 à 35 µm de long et entre 3 et 5 µm de diamètre et elles prennent naissance à partir de macrophialides.

c-Les chlamydo-spores

Elles se forment, soit à partir d'articles mycéliens, soit à partir d'une cellule de macroconidies. Elles sont dotées d'une paroi très épaisse. Elles accumulent d'importantes réserves de nature lipidique. Ce sont des spores de résistance produites en grande quantité dans les cultures âgées ou en réponse à des conditions défavorables (température élevée, manque d'oxygène, milieu pauvre en substances nutritives) du milieu. Les sclérotés sont de formes plus ou moins sphériques (6 à 20 µm de diamètre) et de couleur sombre (bleu foncé à noir). Elles sont considérées comme des organes de résistance capables de s'enkyster durant de longues périodes (Rahmania , 2000).

1.10.4. Classification

Division	: <i>Eumycota</i>
Sous-division	: <i>Deuteromycotina</i>
Classe	: <i>Hyphomycetes</i>
Order	: <i>Moniliales</i>
Famille	: <i>Tuberculariaceae</i>
Genre	: <i>Fusarium</i>
Espèce	: <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>ciceris</i> (Ghosh, 2009).

1.10.5. Symptômes du *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris*

Selon les pathotypes, deux types de symptômes peuvent apparaître : le flétrissement vasculaire causé par les races 1A, 2, 3, 4, 5 et 6 et le jaunissement foliaire (**Figure 13**). causé par les races 0 et 1B/C (Trapero-casas & Jiménez-Diaz, 1985 ; Jiménez-Gasco & al., 2001). Ces deux pathotypes du Foc se distinguent par la différence entre les deux syndromes où, le pathotype de jaunissement induit un jaunissement foliaire progressif avec une décoloration vasculaire. En revanche, le pathotype de flétrissement induit une chlorose sévère avec une décoloration vasculaire et un flétrissement brutal des feuilles (Perez-Artes et Tena 1989 ; Kaiser & al., 1994 ; Jiménez-Gasco & al., 2004). Selon Haware et

Nene (1980), dans les deux cas, la maladie peut apparaître à n'importe quel stade de croissance de la plante hôte. C'est pourquoi chez une variété hautement sensible, les symptômes peuvent se développer au 25^{ème} jour ou parfois bien avant, juste après la levée (Navas-cortès & al., 2000).



Figure 14 Jaunissement d'un plant de pois chiche causé par la fusariose (Cunnington. 2009).

1.10.6. Caractères physiologiques du pathogène

Ce champignon se développe bien sur un milieu gélosé à base de pomme de terre (Bouthot et Billotte, 1964). La croissance débute à 7 °C et demeure faible jusqu'à 12°C, elle devient rapide entre 21-27,5°C et s'arrête à 35 (Malençon, 1947). L'optimum de croissance du champignon in vitro est obtenu à 28 °C et la meilleure germination de microconidies est à 27 °C (Bounaga, 1975). Cet auteur montre que la croissance est faible entre les pH 8,5-9,7 et rapide sur les pH 5 à 6. Les sources de carbone les mieux métabolisées par ce champignon sont : la pectine, le mannose et le glucose. Les sources d'azote organique sont les mieux utilisées que l'azote minéral (Arib, 1998).

1.10.7. Epidémiologie et cycle évolutif de FOC

1.10.7.1- L'inoculum primaire

Le *Fusarium oxysporum* est un parasite tellurique doué d'une vie saprophytique où il croît sur des débris de plantes ou survit en forme de chlamydospores, il est capable de survivre pendant plusieurs années dans les conditions les plus défavorables (Haware et al., 1978). Le *F. oxysporum* peut même coloniser des zones profondes du sol ; c'est le cas de la forme spéciale ciceris (Haware et al., 1986).

1.10.7.2. Infection et symptômes

Elle se fait au moyen des chlamydospores (Haware et al., 1986) qui restent dormantes jusqu'à la stimulation de la germination par des substrats organiques ou des exsudats racinaires. Suite à la germination, il y a formation d'un mycélium. Si les conditions sont favorables, le thalle produit des conidies (Beckman et Roberts, 1995; Agrios, 2005). En présence d'une plante hôte, le mycélium envahit tout d'abord les racines suite à la pénétration de l'épiderme (Beckman et Roberts, 1995). Le tube germinatif qui s'introduit à travers l'épiderme du système racinaire envahit les vaisseaux conducteurs (**Figure 14**), dans les quels les microconidies sont transportées de façon passive par le flux du xylème et peuvent ainsi infecter des parties aériennes. La présence de mycélium et de ces conidies ainsi que les réponses locales de la plante (formation des tyloses, gommages) vont provoquer un blocage du transport d'eau et d'éléments nutritifs dans les vaisseaux suivi de l'apparition des symptômes de flétrissement (Klein et Correll, 2001).

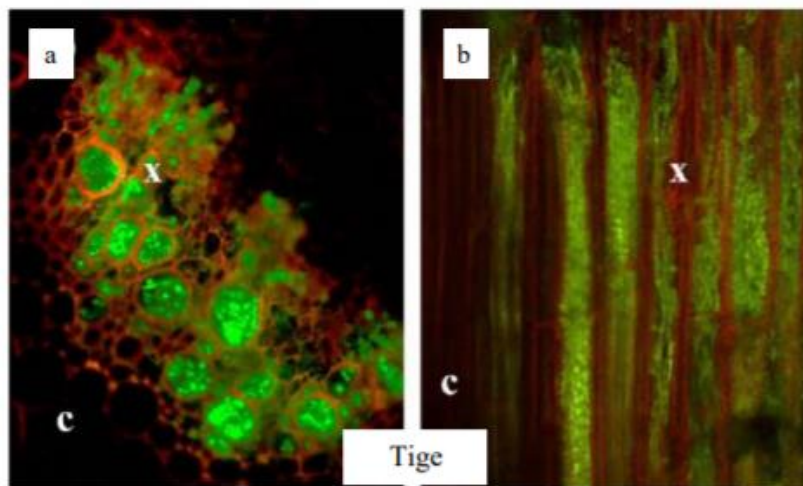


Figure 15 : Colonisation des vaisseaux conducteurs du pois chiche (cultivar JG. 62) par le *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (a–b); c: cortex, x: xylème (Jiménez-Fernández et al., 2013).

L'infection s'accompagne d'une réduction de la chlorophylle et parallèlement d'une augmentation des acides organiques, des polyphénols et des hydrates de carbone. Les symptômes peuvent se manifester à deux stades de développement de la culture (Trapero- Casas et Jimenez-Diaz, 1985). Ils apparaissent au stade plantule, trois semaines après le semis: les feuilles des plantes affectées montrent une flaccidité suivie d'une coloration vertterne et d'un dessèchement conduisant à la mort précoce de la plante. Il s'agit d'un flétrissement typique. Les symptômes peuvent se manifester aussi chez les plantes adultes sous forme d'un jaunissement progressif de bas en haut avec une nécrose des folioles. Il s'agit d'un flétrissement tardif appelé aussi jaunissement vasculaire. Dans les deux cas, les racines des plantes

Partie I :Données sur la culture de pois chiche

affectées gardent une apparence saine et leurs tiges montrent une coloration brune des tissus internes quand elles sont sectionnées verticalement. Il est probable que ces deux types de symptômes soient induits par des biotypes différents de l'agent pathogène (El Aoufir, 2001).

1.10.8. Cycle de vie du *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris*

Les *F. oxysporum* ne sont pas des parasites obligatoires, en absence de la plante hôte, ils mènent une vie de saprophyte sur des débris végétaux et des matières organiques. Des isolements effectués indiquent qu'un gramme de sol renferme près de 100000 propagules (Smith, 1965) et les *F. oxysporum* représentent 40-70% de la population fusarienne totale. Ces champignons persistent dans le sol principalement sous forme de spores de résistance (chlamydospores) en état de dormance (Booth, 1971). En contact de l'hôte et une fois les conditions favorables, les chlamydospores germent et les jeunes filaments pénètrent au niveau des racines. Après pénétration dans la cellule épidermique, le mycélium se ramifie, colonisant ainsi toutes les cellules avoisinantes. Les hyphes mycéliens progressent à l'intérieur des cellules puis colonisent le cortex, arrivé au niveau du cylindre central, le parasite s'installe dans les vaisseaux du xylème d'où il se propagera dans la tige par l'intermédiaire des microconidies véhiculées par la sève dans toutes les parties de la plante. A la surface des feuilles, se forment des organes fructifères appelés sporodochies qui produisent des macroconidies qui vont à leur tour contaminer d'autres plantes lorsqu'elles sont transportées par le vent, par l'eau ou bien par l'intermédiaire des insectes. (Figure 15).

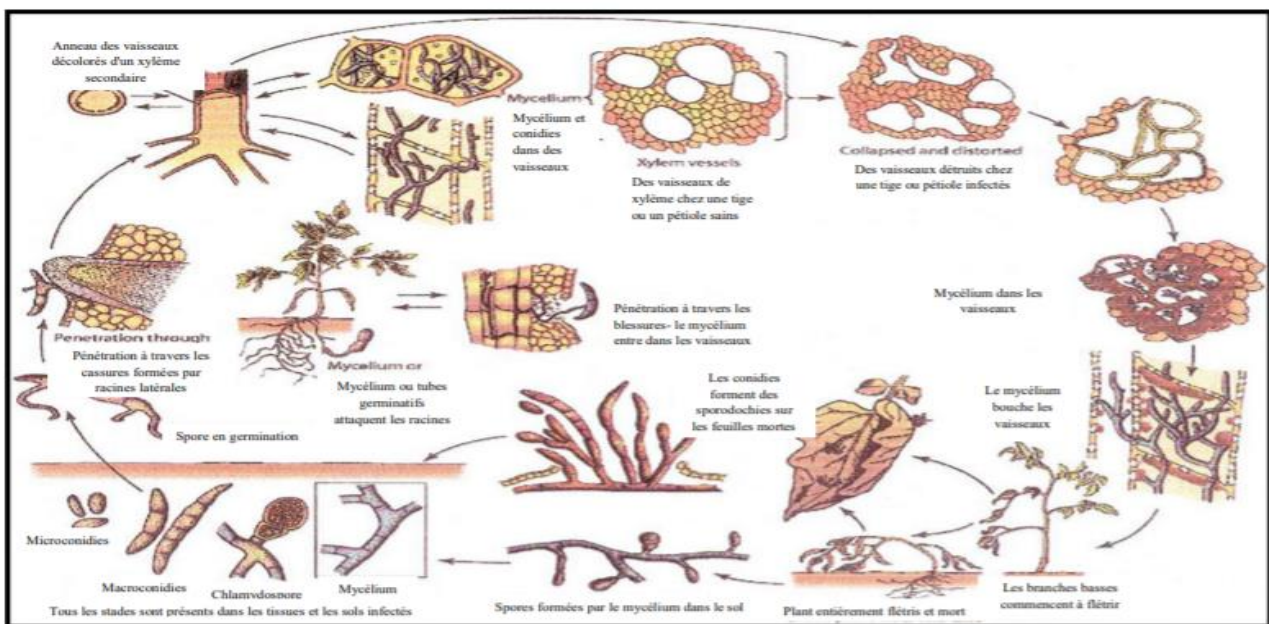


Figure 16 : Cycle infectieux de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* (Agrios, 2005).

1.10.9. Mode de conservation et transmission

Le Foc est un champignon du sol qui peut survivre en saprophyte pendant six ans, sous forme de chlamydospores, dans la semence et dans les débris des plantes mortes. Il survit également, sur d'autres plantes hôtes, telles que la lentille, la fève et le pois, sans montrer de symptômes extérieurs (Nene, 1980 ; Haware, 1990). L'infection primaire est initiée par les chlamydospores ou le mycélium. L'optimum de germination des chlamydospores et de l'infection a lieu à 91% d'humidité relative et une température de 25° C. La transmission se fait principalement par la semence et l'utilisation de matériel agricole contaminé (Nene, 1980 ; Brayford, 1992 ; Haware, 1993).

1.10.10 Méthodes de lutte

1.10.10.1. Pratiques culturales et traitement de semences

La date de semis tel le semis précoce en début d'hiver sous climat méditerranéen peut ralentir le développement du champignon (Navas-Cortes & al., 2000). En tout état de cause, la rotation culturale ne peut être adoptée pour éradiquer la maladie vu que le champignon peut survivre dans le sol pour une longue durée (Haware, 1990). En revanche, l'utilisation de produits chimiques reste toujours utile pour limiter l'infection. Ainsi, le trempage des semences dans différents fongicides (captafol, thirame, benomyl, thiophanate de méthyle et le manèbe), est utilisé pour contrôler la maladie (Brayford, 1992). Comme méthode physique, La solarisation peut induire une réduction significative de l'indice de la maladie. L'effet de cette technique est proportionnel à la température accumulée au cours de la solarisation (Arora & Pandey, 1989).

1.10.10.2. Lutte biologique

L'utilisation abusive des produits chimiques à travers le monde, a montré leur limite par rapport à leur efficacité et leur effet néfaste sur l'environnement. La lutte biologique contre le flétrissement fusarien du pois chiche par l'utilisation d'agents biologiques est une méthode de lutte prometteuse vu que qu'actuellement plusieurs parasites sont contrôlés par ce moyen. Plusieurs types de micro-organismes capables de limiter la gravité des fusarioses, ont été isolés : *Trichoderma* spp. (Sivan & Chet, 1986), *Pseudomonas* spp. et autres souches non pathogènes du genre *Fusarium* (Alabouvette & al., 1987). L'efficacité des espèces de *Trichoderma* a été améliorée par combinaison avec le produit carboxin. Lors d'essais expérimentaux, l'utilisation combinée de *Trichoderma harzianum*

Partie I :Données sur la culture de pois chiche

(10⁶spores/ml/10 g de semence) avec la carboxine (2g/ Kg de semence), pour le traitement de semences a augmenté le taux de germination d'environ 12 à 14%, a réduit l'incidence du flétrissement de 60,3% à 44,1%, et une augmentation de rendement en graine de 42,6 à 72,9%, durant l'expérimentation (Dubey & al., 2007).

Cependant, ces travaux consacrés à cette méthode de lutte se sont limités à la mise en évidence des capacités antagonistes de ces micro-organismes et rapportent des résultats de lutte biologique obtenus dans des conditions expérimentales éloignées de la pratique culturale.

1.10.10.3. Lutte génétique

L'utilisation de la résistance variétale est la méthode la plus efficace dans la lutte contre une maladie. De ce fait, cette résistance devient un caractère particulièrement recherché chez le genre Cicer (Morjane & Harrabi, 1995). Malheureusement, l'efficacité de cette résistance se trouve limitée par la variabilité pathologique du champignon (Jiménez-Gasco & al., 2004). Plusieurs travaux qui visent à identifier des gènes de résistance aux différentes races physiologiques de Foc ont été menés. Ainsi, il a été montré que la résistance vis-à-vis de la race 4 est contrôlée par deux gènes (Tullu & al., 1999), tandis que la résistance vis-à-vis de la race 3 est mono génique (Sharma & al., 2004). La résistance vis-à-vis de la race 2 quant à elle, est contrôlée par trois gènes indépendants (Gumber & al., 1995 in : Sharma & Muehlbauer, 2007). Enfin, la résistance à la race 0 est contrôlée par deux gènes (Rubio & al., 2003) (Tableau 2).

Tableau 2 : Gènes de résistance vis-à-vis des différentes races de F. o. c. (F.o.c.-0₁/F.o.c.-0₁' & F.o.c.-0₂/F.o.c.-0₂^a)

Races de F.o.c.	Noms des gènes de résistance	Effet des gènes de résistance
0	F.o.c.-0 ₁ /F.o.c.-0 ₁ ' F.o.c.-0 ₂ /F.o.c.-0 ₂ ^a	Résistance complète ^b
1A	h ₁ (syn F.o.c.-1), h ₂ H ₃	Flétrissement retardé Flétrissement retardé Flétrissement retardé
1B/c		
2	F.o.c.-2 ^{abc}	Résistance complète
3	F.o.c.-3/F.o.c.-3 ^a	Résistance complète
4	F.o.c.-4 deux gènes récessifs	Résistance complète ^b
5	(F.o.c.-5/F.o.c.-5) ^a	Résistance complète
6	-	

Partie I :Données sur la culture de pois chiche

a :caractère dominant/récessif non connu

b :Effet du gène individuel dans la résistance non connu

abc gouverné par 3 gènes : a, b et c

(-) :génétique de résistance non connu

partie II:Synthèse bibliographique

2.1. Introduction

L'identification morphologique se base sur des similarités des caractères morphologiques observables physiques et physiologiques (Leslie et al., 2001). Les caractères physiques correspondent à la forme et la taille des conidies, cependant les caractères physiologiques correspondent aux taux de croissance (Taylor et al., 2000 ; Leslie et al., 2001) et la sécrétion des métabolites primaires (Desjardins et al., 1992 ; Nelson et al., 1983 ; Trop et Langeseth, 1999 ; Rheeder et al., 2002).

Pour la taxonomie du genre *Fusarium* la forme des macroconidies est le premier caractère important pour l'identification des espèces (Gerlach et Nirenberg, 1982 ; Nelson et al., 1983 ; Summerell et al., 2003 ; Leslie et Summerell, 2006). Les autres caractères morphologiques comme les microconidies, les conidiophores et les chlamydo-spores sont aussi importants dans l'identification des espèces (Booth, 1971 ; Gerlach et Nirenberg 1982 ; Nelson et al., 1983).

L'étude morphologique de *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris* a porté sur les caractères culturels (aspect du mycélium aérien. Pigmentation du thalle et du mycélium) ainsi que les caractéristique biométrique des spores (macro et microconidies) et la présence ou l'absence des chlamydo-spores

F. oxysporum f. sp. *ciceris* présente une variabilité pathogénique étendue malgré son caractère monophylétique. Deux pathotypes ont été distingué en fonction des syndromes. Le flétrissement qui se caractérise par une flaccidité et une chlorose rapide et sévère avec une décoloration vasculaire brune qui induite la mort prématurée des plantes, et le jaunissement qui se caractérise par une action foliaire lente progressive et la mort tardive de la plante (Trapero-Casas and Jimenez-Díaz, 1985).

En outre des types de symptômes, les deux pathotypes diffèrent génétiquement : ils peuvent être distingués sans ambiguïté par marqueurs d'ADN polymorphe amplifié (RAPD) (Kelly et al., 1994).

Tandis que l'étude pathogénique a pour objectif de reproduire les symptômes du jaunissement et de flétrissement sur la plante du pois chiche en conditions de contamination artificielles afin de déterminer la forme spéciale du champignon.

2.2. Etude morphologique de F.o.c

2.2.1. Caractérisation culturelle du parasite

Partie II : synthèse bibliographique

A travers les études réalisées dans de nombreux travaux scientifiques sur le FOC. Les pigmentations formées par les colonies du champignon sur le milieu PDA sont très diversifiées. Après 5 à 7 jours d'incubation à une température de 25 °C, les colonies du parasite prennent différentes couleurs : blanc, rose, rose saumon ou violet.

Kaur et al. (2015) et Nath et al. (2017) ont noté la même variation de couleurs (Tableau 3) même que Patil et al. (2005), Barhate et al. (2006), Singh et al. (2010), Dubey et al. (2010). Les travaux réalisés en Algérie par Zaim (2015) et Tlemseni (2010) montrent des isolats de couleur blanchâtre.

Tableau 2 : Variabilités de couleurs des colonies de FOC isolées par Zaim (2015), Tlemseni (2010), Kaur et al. (2015) et Nath et al. (2017).

Zaim (2015) (10 isolats)		Tlemsani (2010) (17 isolats)		Kaur et al.(2015) (24 isolats)		Nath et al.(2017) (9 isolats)	
Couleur	N. Isolats	couleur	N. Isolats	Couleur	N. Isolats	Couleur	N. Isolats
Blanc	6 isolats	Blanc	14 isolats	Blanc	8 isolats	Blanc cotonneux	3
Violet	2 isolats	Violet	3 isolats	Blanc brillant	6 isolats	Blanc crémeux	3
Saumon	1 isolat	/	/	Blanc terne	2 isolats	Orange blanchâtre	2
Rose	1 isolat	/	/	Blanc crémeux	7 isolats	Blanc violacé	1
/	/	/	/	Violet	1 isolat	/	/

N. : nombre

Parmi le nombre général des isolats obtenus dans les travaux cités dans le tableau 3, la plupart étaient de couleur blanche : Six isolats sur dix dans les travaux de Zaim (2015), quatorze isolats sur treize chez Tlemseni (2010), huit isolats sur dix sept chez Kaur et al. (2015). Chez Nath et al. (2017) les isolats sont blancs crémeux (trois isolats sur 9) ou blanc cotonneux (trois isolats sur 9).

Quatre morphotypes mycéliens sont rencontrés dans la plus part des recherches bibliographiques que nous avons réalisées : le morphotype cotonneux, duveteux, ras muqueux et ras sénescant (cultures âgées) (Tableau 4).

Tableau 3 : Morphotypes mycéliens notés chez Foc.

Zaim (2015)	Tlemsani (2010)	Kaur et al.(2015)	Nath et al.(2017)

Partie II : synthèse bibliographique

Pigment	N. isolat	Pigment	Pigment	N. isolat	N. isolat	Pigment	N. isolat
Cotonneux	5 isolats	Cotonneux	Cotonneux	4 isolats	10 isolats	Cotonneux	4 isolats
Duveteux	3 isolats	Duveteux	Duveteux	5 isolats	14 isolats	Duveteux	5 isolats
Ras muqueux	2 isolats	Ras muqueux	8 isolats	Ras muqueux	/	Ras muqueux	/

Quatre morphotypes sauvages mycéliens différents ont été relevés par Tlemseni (2010) en Algérie tels qu'ils ont été décrits par Waite et Stover (1960), Messiaen et Cassini (1968) et Henni et al. (1994). Seulement trois morphotypes sont ont été signalés dans les travaux réalisés par Zaim (2015).

Seulement deux morphotypes pour Kaur et al. (2015), et Nath et al. (2017), résultats similaires à ceux rapportés par Patil et al. (2005), Barhate et al. (2006), Singh et al., (2010), Saxena & Singh (1987) et Chauhan (1962).

Ces résultats montrent en général une variabilité importante de la morphologie de Foc. Les caractères morphologique des différents isolats ont révélé une hétérogénéité au sein de la forme spéciale *ciceris*, ce qui rapproche les résultats à ceux décrit par Chabasse et al., (2002) et Hawar,(1990) qui indiquent que la croissance de FOC sur PDA à 25°C et à l'obscurité montre des colonies qui sont duveteuses à cotonneuse. Ces colonies deviennent ridées en culture âgée.

Aoufir, (2001) n'a observé aucune formation de sporodochies chez le FOC, ce qui est en accord avec les résultats de Tlemseni (2010) et Zaim (2015) en algérie, Kaur et al. (2015) à Punjab, Nath et al. (2017) à Bangladesh.

2.2.2. Etude de la croissance mycélienne

Selon Tlemsani (2017) la température optimale de 17 isolés de Foc est d'environ 30°C. Ces résultat se rapprochent beaucoup aux travaux de plusieurs auteurs qui ont rapporté qu'en boîte de Pétri et sur milieu gélosé, la croissance mycélienne de FOC est optimale à un intervalle de 25°C à 30°C (Walker,1965 ; Molot et Mas, 1975; Molot et al., 1990; Bekkar.,2007; Farooq et al.,2005). Ces mêmes auteurs ont montré que ce champignon ne se développe pas aux températures voisines de 4°C et 36°C corroborant ainsi les travaux de Tlemsani.

Gupta et al. (1986) rapportent des résultats similaires en ce qui concerne la température exigée par le FOC. Plusieurs auteurs ont signalé que la croissance de FOC est influencé par la température (Bhatti et Kraft, 1992; Navas-Cortes et al., 1998; Navas-Cortés et al., 2000; Landa et al., 2001; Gupta et al., 1987; Westerlund et al., 1974).

Partie II : synthèse bibliographique

Le champignon se développe à une température de 10 à 35°C. Les travaux de Nath et al. (2017) montrent que la croissance maximale observée est entre 25°C et 30 °C après 7 jours d'incubation. Le diamètre maximal de la colonie (78,00 mm) est obtenu à 25°C. La plus faible croissance a été observée à 35 °C avec un diamètre de 9,66 mm.

Les résultats de Nath et al. (2017) sont corroborés par les travaux de Farooq et al. (2005) qui signalent que la croissance du *F. oxysporum f. sp. ciceris* a été considérablement réduite en dessous de 15 °C et a commencé à décliner au-dessus de 35 °C.

Khilare et Rafi Ahmed (2012) notent également une croissance meilleure du pathogène à 30 °C après sept jours d'incubation, et que cette croissance a été réduite drastiquement en dessous de 15 °C et au-dessus de 35 °C. **Chauhan (1963) et Desai et al. (1994)** ont constaté que 25 °C est la température optimale pour la croissance du flétrissement de *Fusarium*.

De même **Sharma et al. (2005)** vérifient qu'une température d'environ 25 °C est optimale pour le développement de la maladie. Tandis que **Mina et Dubey (2010)** ont observé une colonie maximale avec un diamètre de (85 mm) à 28 °C. De cette expérience, il semblait que 25 °C est la température optimale pour la croissance mycélienne et la sporulation du *Fusarium oxysporum f. sp. Ciceris*.

Dans tous ces travaux l'effet du pH s'est révélé comme un facteur de grande importance pour le développement du champignon. La croissance de FOC a été obtenue sur tous les niveaux du pH testés, mais elle est maximale sur le PH 5.5.

Farooq et coll., (2005) ont signalé que la croissance mycélienne maximale de *F. oxysporum f. sp. ciceris* est à un pH de 7, avec un diamètre des colonies atteignant de 80 mm après sept jours d'incubation. Ils ont également observé que la croissance du champignon a diminué en augmentant ou en baisse du niveau de pH par le niveau neutre. Imran Khan et coll., (2011) ont montré que pH optimal pour la croissance de *F. oxysporum f. sp. ciceris* variait de 6,5 à 7,0. *F. oxysporum f. sp. ciceris* a la capacité de tolérer le pH 5.0–6.5, à un large éventail (Shaikh, 1974).

D'autres résultats indiquent que les moyenne supérieures soutenant la croissance du champignon sont obtenus en utilisant le milieu agar de farine d'avoine (OMA) suivi par Czapek dox agar (CDA) avec un diamètre moyen des colonies du parasite de 90,00 mm et 84,50 mm respectivement après une incubation de sept jours (Nath et al., 2017). Ces résultats sont en accord avec ceux obtenus par Farooq et coll., (2005) qui ont mentionné que la croissance fongique minimale a été observée sur PDA, les médias dox agar et CSMA du Czapeck étaient les meilleurs pour la croissance radiale de *F. oxysporum ciceris* avec une croissance maximale de 85 et 80 mm respectivement.

2.2.3. Etude de la taille des conidies

L'analyse des résultats portant sur les moyennes de la longueur et de la largeur des microconidies ont montré qu'il n'y a pas de différences entre les moyennes trouvées par Zaim (2015) , Tlemseni (2010) en Algérie et Kaur et al. (2015) au Punjab. En revanche, au Bangladesh, les moyennes des mensurations étaient différentes des travaux de ces auteurs (Tableau 5).

Pour les macroconidies, les résultats étaient complètement hétérogène par rapport à la longueur des conidies, tandis que la moyennes de la largeur des différentes isolats était homogène (Tableau 5).

Tableau 5: Mensuration moyennes (μm) des micro-macroconidies de différents isolats de Foc.

	Nombre d'isolats	Microconidies		Macroconidies	
		Longueur (μm)	Largeur (μm)	Longueur (μm)	Largeur (μm)
Zaim (2015)	10	7.20	3.44	32.83	3.83
Tlemseni (2010)	17	6.67	2.42	23.21	3.45
Kaur et al. (2015)	24	11.85	4.52	38.02	4.91
Nath et al. (2017)	09	9.27	2.47	16.83	2.86

Dans les travaux de Zaim (2015) les colonies des 10 isolats étudiés se caractérisent par la présence abondante de microconidies ovales, droites ou incurvées, portées par des conidiophores ramifiés. Elles sont généralement unicellulaires et mesurent 3,25 à 4,25 de large et 6,47 à 9,06 μm de long. L'analyse statistique qu'il a effectué portant sur la longueur et la largeur des microconidies montre qu'il n'existe pas de différences significatives entre les 10 isolats de FOC. Les longueurs et les largeurs de microconidies sont homogènes. Les macroconidies La production des macroconidies est très faible chez FOC.

Les macroconidies sont souvent légèrement arquées ; elles sont formées de 3 à 5 cellules et leur dimension varie de 3,55 à 4,25 de long et de 29 à 37,1 μm de large. Ces spores sont regroupées sous forme de fausses têtes sèches à l'extrémité de microconidiophores allongés, dispersés sur le filament mycélien. Les résultats de l'analyse statistique des mensurations de la longueur et la largeur des macroconidies ne sont pas significatifs à 5 % et 1 %. L'analyse de la variance a permis de distinguer que les isolats de FOC sont homogènes. Cette étude montre donc que les mensurations en longueur et largeur

Partie II : synthèse bibliographique

des macroconidies sont homogènes. Cette homogénéité a donné une corrélation entre la longueur et la largeur des macroconidies ($r = 0,79$) des 10 isolats à origine géographique différente.

Les résultats des travaux de Nath et al. (2017) donnent des microconidies avec une longueur variant de 5,00 à 14,00. Elles ont (0-2) septa. La longueur et l'étendue des macro conidies variait de 9,00 à 26,00 μm et 1,00 à 5,00 μm respectivement. Le nombre de septations des macroconidies variait de (1-5).

Les 9 isolats de *F. oxysporum f. sp. ciceris* montrent des variations au niveau de la taille des micro et macroconidie. . La plus grande taille du microconidie est de $3,7 \times 4,5$, $3,1 \times 5,0$ μm), la plus petite taille était $3,0 \times 3,7$ μm . Considérant que la plus grande taille de la macro-conidie est de $7,5 \times 20,10$ μm et la plus petite taille est de $3,5 \times 22,5$ μm .

Les travaux réalisés au Punjab par Kaur (2015) montrent des variations considérables en ce qui concerne la taille des micro et macroconidie. La taille des microconidies présente des valeurs de $5,7$ à $21,0 \times 2,00 - 8,2$ μm avec (0-1) septa, alors que la taille des macroconidies varie de $16,5$ à $78,7 \times 2,1$ à $13,4$ μm) avec (1-5) septa. De même, la longueur et la largeur moyennes des microconidies ont montré des variations considérables ($8.9-16.9 \times 3,1$ à $6,3$ μm) dans différents isolats de *F. oxysporum f.sp. ciceris*.

Les résultats obtenus par Tlemseni (2010) montrent aussi une taille conidies variant d'un isolat à un autre, la longueur des microconidies varie de 5.55 à 8.44 μm et la largeur entre 2.28 à 2.72 μm . Ces résultats se rapprochent corroborent les résultats de plusieurs auteurs (Dubey et al. 2009 ; Hawar, 1990 et Chabasse et al., 2002).

2.3. Etude pathogénique du F.o.c.

Lors des tests réalisés avec des lignées résistantes à l'agent pathogène menés par l'Institut international de recherche sur les tropiques semi-arides (Icrisat) dans plusieurs régions, plusieurs lignées ont été trouvées sensibles à l'agent pathogène à certains endroits. Cela a indiqué l'existence probable de races physiologiques.

Sur la base de réaction d'une gamme d'hôte différentielle composée de dix cultivars, le F. o. c. montre une variabilité pathologique, répartie en huit races physiologiques : 0, 1A, 1B/C, 2, 3, 4, 5 et 6 (Kapoor & al., 1992). Les huit races de *F. oxysporum f.sp. ciceris* sont également différents selon leurs pathotypes et leurs répartitions géographiques.

Les races 0 et 1B / C appartiennent aux pathotype de jaunissement alors que les races 1A à 6 appartiennent au pathotype de flétrissement.

Partie II : synthèse bibliographique

La sévérité de la maladie est évaluée selon une échelle de notation de 5 degrés (0 à 4). Chaque degré correspond à un pourcentage de feuilles présentant les symptômes de jaunissement ou de flétrissement (Trapero-casas & Jiménez-Díaz, 1985 ; Hervàs & al., 1995 ; Navas-cortés & al., 2000). Le cultivar ayant une réaction de maladie moyenne inférieure à 2 et supérieure à 3 est considéré respectivement, résistant (R) et sensible (S). Quand la réaction moyenne est intermédiaire, notation comprise entre 1,5 et 2,5 , le cultivar est considéré modérément sensible ou tolérant (M). Par rapport aux deux types de symptômes, les races 0 et 1B/C, induisent un symptôme de jaunissement (syndrome de jaunissement), tandis que les autres races : 1A, 2, 3, 4, 5 et 6 induisent un symptôme de flétrissement (syndrome de flétrissement) (Pérez-Artés & al., 1995 ; Jiménez Gasco & al., 2004).

La détermination de la distribution des races de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* est fondamental pour l'élaboration de stratégies appropriées de prise en charge des maladies selon les différentes régions. En Algérie, il n'y a aucun rapport sur le nombre de races existantes dans différentes régions de culture de pois chiches en dehors de signalisations éparses de la maladie.

En Turquie des travaux de Bayraktat et Dolar (2012) portant sur 19 isolats du pathogène représentant huit provinces, la variabilité raciale de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* a été examinée pour la première fois dans les importantes régions de culture de pois chiches. Trois races (0, 2 et 3) ont été classées en fonction de la réaction à la maladie sur un ensemble de 10 lignées différentielles.

La race 0, la moins pathogène de toutes les races, est principalement considérée comme étant adaptée à des cultivars de pois chiche de type kabuli alors que la majorité des cultivars de pois chiche de type desi sont résistants aux isolats de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* de race 0 (Jiménez-Díaz et al., 1993; Dolar, 1997). Ainsi, la race 0 a été largement trouvée dans différentes régions du monde où le pois chiche de type kabuli est cultivé, comme la Turquie. Jiménez-Díaz & Trapero-Casas (1990) ont rapporté que la race 0 est largement distribuée dans le bassin méditerranéen. La race 0 a été détectée en Espagne, aux États-Unis, en Israël, au Liban, en Syrie et en Tunisie (Jiménez-Díaz et al., 1993; Kelly et al., 1994).

Les races 1, 2, 3 et 4 ont été signalées pour la première fois en Inde (Haware & Nene, 1982). La race 1A existe en Inde, en Espagne et au Maroc et la race 1B/C est signalée en Turquie, au Maroc et en Syrie (Demers et al. 2014).

Les races 0, 1A, 1B / C, 5 et 6 ont été signalées en région méditerranéenne et en Californie (Halila et Strange, 1996 ;Jimenez-Daiz et al., 1993a ; Jimenez-Gascro et Jimenez-Daiz,2003 ; Jimenez-gascro et al., 2001), tandis que les races 1A, 2, 3 et 4 ont été signalés en Inde (Haware et Nene, 1982b).

Les races 0, 1B / C, 4 et 5 dans le nord-ouest du Mexique (Arvayo-Ortiz et al., 2011) et les races 0, 1B / C, 4 et 5 en Irak (Al- Taae et al., 2013). La race 5 existe en Espagne et aux USA. Tandis que la race 6 existe aux USA, en Espagne, au Maroc et en Israël (Demers et al. 2014).

Partie II : synthèse bibliographique

Les races 2, 3 et 4 sont les races les plus virulentes des 8 races et hautement pathogènes pour la plupart des cultivars de pois chiches de type kabuli et desi (Haware & Nene, 1982; Jimenez-Diaz et al., 1993). Récemment, les races 2 et 3 ont été signalés en Turquie (B ayraktar et Dolar, 2012 ; Dolar, 1997), les races 2, 3 et 4 en Ethiopie (Shehabu et al., 2008).Shehabu et al., (2008) ont signalé la présence des races 0, 2, 3 et 4 en Ethiopie.

Les isolats de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* étaient précédemment typé pour la race par des tests de pathogénicité sur des lignes différentielles de pois chiches (Jiménez-Díaz et al. 1993; Jiménez-Gasco et al. 2001; Kelly et al. 1994), des méthodes utilisant des marqueurs moléculaires sont également utilisées (Jiménez-Gasco et al. 2001, 2004a; Jiménez-Gasco et Jiménez-Díaz 2003; Kelly et al. 1994) permettant ainsi une identification rapide et plus précise.

2.4. Conclusion

Cette étude montre que l'ensemble des isolats de FOC produit des microconidies, macroconidies et des chlamydospores. Les résultats présentés dans le tableau 5 montrent une homogénéité de la longueur et la largeur des microconidies de FOC ; Ainsi que, les mensurations en longueur et largeur des macroconidies sont homogènes.

Enfin, la détermination de la distribution des races de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* est fondamental pour l'élaboration de programmes de sélection contre la fusariose et la prise en charge de la maladie selon les différentes régions. Cependant, il n'y a aucun rapport sur la détermination de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* dans différentes régions de culture de pois chiches en Algérie.

Conclusion générale

L'analyse bibliographique sur la morphologie de Foc fait ressortir de nombreux travaux menés à ce sujet à travers le monde. En Algérie, ces études sont également nombreuses et le plus souvent corroborent les travaux de nombreux chercheurs.

La détermination de la distribution des races de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* est fondamentale pour l'élaboration de programmes de sélection contre la fusariose et la prise en charge de la maladie selon les différentes régions. En Algérie, les races pathogéniques ne sont pas encore identifiées et encore moins leur distribution géographique. Dans l'avenir, il faudra mener des travaux dans ce sens, d'autant plus qu'aujourd'hui des marqueurs moléculaires utilisés en laboratoire permettent une identification des races de manière précise et rapide.

Références bibliographiques

A

- AAC (Agriculture et Agroalimentaire Canada), 2006** .Pois chiches : situation et perspectives. Le Bulletin bimensuel. Volume 19 Numéro 13. 1 septembre
- Agrios G. N., 2005.** Plant Pathology, 5ème édition. Department of Plant Pathology University of Florida; Elsevier Academic Press.pp.948.
- Ahn, I. P., Chung, H. S. & Lee, Y. H. 1998.** Vegetative compatibility groups and pathogenecity among isolates of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cucumerinum*. Plant Dis. 82: 244-246.
- Akhtar Ayyub M., 2001.**Evaluation of chickpea germplasm , fangitoxicant , organic and inorganic material for the management of wilt *Fusaruim oxysporum* f. sp. *ciceris*. thèse de doctorat .University of agriculture ,Faisalabad, Pakistan, 132p.
- Alabouvette, C., De La Broise, D., Lemanceau, P., Couteaudier, Y. & Louvet, J. 1987.** Utilisation de souches non pathogènes de *Fusarium* pour lutter contre les fusarioses : situation actuelle dans la pratique. Bull. OEPP, 17: 665-674.
- Allali H , Boussouar K., 2007.** Etude des besoins en eau de la culture de pois chiche (*Cicier arietinum*) dans la région de Sidi Bel Abbés mémoire de fin d'études de Biologie et physiologie végétale.
- Al-Taae, A.K., Hadwan, H.A., Al-Jobory, S.A.E., 2013.** Physiological races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* in Iraq. J. Life Sci. 7, 1070-1075.
- Arib H .,1998.** Isolement et caractérisation des *Fusarium oxysporum* f .sp . *Albedinis* de la région de Beni Abbes .Mémoire pour l'obtention du D.I.E , Institut d'agronomie ,Centre Universitaire de Mascara ,pp.07-08.
- Arora, D. K. & Pandey, A. K. 1989.** Effects of soil solarization on *Fusarium* wilt of chickpea. J. Phytopathol. 124 : 13-22.
- Arvayo-Ortiz, R.M., Esqueda, M., Acedo-Felix, E., Sanchez, A., Gutierrez, A., 2011.** Morphological variability and races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* associated with chickpea (*Cicer arietinum*) crops. Amer. J. Agric. Biol. Sci. 6, 114e121.

Références bibliographiques

Ayadi A., 1986. Analyse agronomique de différents types de pois chiche : Influence de la date de semis. D.A.A. agronomique méditerranéenne. E.N.S.A., Montpellier, 72p.

B

Baumgartner A., 1998, a la loupe, la viande des pauvres, ASA, Inde, N° 3, P : 16-19. AOUT

Barhate BG, Dake GN (2006). Variability for virulence in *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris* causing wilt of chickpea. Legume Res. 29:308-10.

Bayraktar, H., Dolar, F. S. & Maden, S. 2008. Use of RAPD and ISSR markers in detection of genetic variation and population structure among *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* isolates on chickpea in Turkey. J. Phytopathol. 156: 146-154.

Bayraktar, H., Dolar, F.S., 2012. Pathogenic variability of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* isolates from chickpea in Turkey. Pak. J. Bot. 44, 821-823.

Beckman C.H., Roberts E.M.,1995. On the nature genetic basis for resistance tolerance of fungal wilt diseases. Advances in Botanical Research, 21: 35-77.

Beckman C. H., 1987. The nature of wilt of Plants.American Phytopathological Society, St. Paul, Minn

Bekkar A. A., 2007., Variabilité de la morphologie et du pouvoir pathogène chez *Fusarium oxysporum* Schelcht. Emend. Snyd. & Hans. f. sp. *Ciceri* (Padwick), agent du flétrissement vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum* L.). Mémoire de Magister, Université de Mascara, Mostafa Istambouli, Algérie, pp 92.

Ben Mbarek K., Boujelben A., Boubaker M. et Hannachi C., 2009. Criblage et performances agronomiques de 45 génotypes de pois chiche (*Cicer arietinum* L.) soumis à un régime hydrique limité. Biotechnologies Agronomique et Sciences Environnementales., 3:381-393

Bhatti M A, Kraft J M., 1992 .Effects of Inoculum Density and Temperature on Root-Rot and Wilt of Chickpea. Plant Disease. Vol. 76 No. 1 pp.50-54 . January.

Bihya B, Bamouh A., 1997. Technologies de production du pois chiche dans la région de Taounate: identification d'itinéraires techniques à promouvoir à court terme. Rapport de projet, 47 p

Blanca B. Landa, Miguel Montes-Borrego, and Jaun A. Navas-Cotés., 2013. Use the PGPR for Controlling Soilborne Fungal Pathogens : Assessing the factors Influencing Its Efficacy. Chapter 10.p.23.

Références bibliographiques

- Blancard D., 1988.** Maladies de la Tomate: Observer, Identifier, Lutter. INRA IPHM-Revue horticole, Paris, France. 212p.
- Booth C., 1971.** The Genus *Fusarium*, p. 237. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England
- Bounaga N., 1975.** germination de microconidies de *Fusarium oxysporum* f sp *albedinis* .Bull.Soc.Histr .Nat.Afr.Nord.66 :39-44.
- Bouthot, billotte,1964.** studies on the ecology of parasitic fungi in the soil it chose of a nutritive medium for the selective isolation of *Fusarium oxysporum* and *Fusarium solani* from the soil .Ann.Epiphyt .15:45-56.
- Bouznad, Z., Maatougui, M. E. H., Labidi M (1996).** Importance et distribution géographique des maladies fongiques des légumineuses alimentaires en Algérie.P : 1319.In :B.Ezzahiri,A.Lyamani, A.Farih et M.El Yamani(eds) . Proceedings du symposium Régional sue les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires, Rabat, Maroc.
- Bouznad, Z., Maatougui, M. E. H., Mouri, N. & Beniwal, S. P. S. 1998.** Comportement en plein champ de quelques fongicides utilisés en traitement contre *Ascochyta rabiei* (Pass.) Lab. agent de l'antracnose du pois chiche. Céréaliculture ITGC. 32: 15-18.
- Bouzanad, Z.1989.** contribution à la connaissance du genre *ascochyta* chez légumineuse en Algérie. Etude biologique, ultrastructure et cytochimie des relation hôte-pathogène chez le couple *A.pisi/Pisum sativum*. Thèse doc .es.Sci.Nat.Univ.PierreMarie Curie. P. 190.
- Brayford, D. 1992.** *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. Mycopathologia, 118: 43-44.
- Bridge, P., Couteaudier, Y. & Clarkson, J. 1998.** Molecular variability of fungal pathogens. Edited by CAB International Wallingford Oxon OX10 8DE UK :187-207.
- Brink M, Belay G M ., 2006** .fondation PROTA.(ressource végétale de l'Afrique tropicale 01) .(éditeurs) Céréales et légumes secs , Wageningen ; Pays-Bas.328pp.

C

- Chabasse D., Bouchara J-P. ,De Gentil L., Baum S., Cimon B. et Penn P., 2002.** Les moisissures d'intérêt médical. Ouvrage réalisé par le laboratoire de parasitologieMycologie du CHU d'Agers-U, rue Larrey 49033 Angers cedex, Bioforma n°25. Pp.159

Références bibliographiques

Chattopadhyay S B, Sen Gupta P K., 1967. Studies on wilt diseases of pulses. I.Variation and taxonomy of *Fusarium* species associated with wilt diseases of pulses.Indian J. Mycol. Res., 5: 45-53.

Chauhan, S. K. (1962). Physiologic variation in *F. orthoceras* App. Wr. Varfcausing wilt of gram. Proc. Natn. Acad. Sci. Sec. B. 22:78-84

Chauhan, S. K. (1963). Influence of different soils temperatures on the incidence of *Fusarium* wilt of gram (*C. arietinum* L.) Proc. Indian. Acad. Sci. 8, 33:552-554.

D

Desjardins A. E., Hohn T. M., and McCormick S. P., 1992. Effect of gene disruption of trichodiene synthase on the virulence of *Gibberella pulicaris*. Mol. Plant-Microbe Interact. 5:214–222.

Desai, S.; Nene, N. L. and Ramachandra Reddy, A. G. (1994). Races of *Fusarium oxysporum* causing wilt in chickpea. Indian Journal of Mycology and Plant Pathology 24: 120 – 127.

Dolar, fs., 1997. Determination of the races of *fusarium oysporum* f.sp. *ciceris* in Ankara province. Turk. Turk phytopathol.26, 11-15.

Dubey S. C.; Singh, S. R. & Singh, B. (2010). Morphological and pathogenic variability of Indian isolates of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* causing chickpea wilt. Archives of Phytopathology and Plant Protection 43(2): 174 – 190.

Dubey, S. C., Suresh, M. & Singh, B. 2007. Evaluation of *Trichoderma* species against *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* for integrated management of chickpea wilt. Biolo. Contr. 40: 118–127.

Dubey, S. C. & Singh, S. R. 2008. Virulence analysis and oligonucleotide fingerprinting to detect diversity among Indian isolates of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* causing chickpea wilt. Mycopathologia, 165: 389-406.

E

El Aoufir A. 2001. Étude du flétrissement vasculaire du pois Chiche (*Cicer arietinum*) causé par le *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. Evaluation de la Fiabilité de L'analyse Isoenzymatique et de la compatibilité végétative pour la caractérisation des races physiologiques. Thèse de doctorat, Université Laval, Canada, 161 pp.

Références bibliographiques

Elena, K. & Pappas, A. C. 2002. Pathogenicity and vegetative compatibility of *Fusarium oxysporum* f. sp. phaseoli in Greece. J. Phytopathol. 150: 495-499.

Elena, K. & Pappas, A. C. 2006. Race distribution, vegetative compatibility and pathogenicity of *Fusarium oxysporum* f. sp. melonis isolates in Greece. J. Phytopathol. 154: 250-255.

Erwin D C., 1958. *Fusarium lateritium* f. sp. *ciceri*, incitant of Fusarium wilt of *Cicer arietinum*. Phytopathol., 48: 498-501.

F

Fabre C ., 2008. Fiche Technique- Pois chiche, Chambre d'Agriculture de l'Hérault, Production de développée en Languedoc-roussillon, filière oléo-protéagineux ,p1. Septembre.

FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations),2007. FAOSTAT. Data, 2006.

Farooq, S.; Iqbal, S.M. and Rauf, A. (2005). Physiological studies of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*. Int. J. Agri. Biol. 7(2): 275-277.

G

Gaid S., 2015 . La tolérance à la salinité du pois chiche (*Cicer arietinum* L). Mémoire de magister. Université d'Oran1.64p. 20 Septembre

Gerlach et Nirenberg H. I. 1982. The Genus *Fusarium*-a Pictorial Atlas. BerlinDahlem: Paul Parey. 406 p.

Ghosh , Sumanti, Auth, Basu, Debabrata , Supervisor., 2009. AN APPROACH TOWARDS UNDERSTANDING OF RESISTANCE IN CHICKPEA [*Cicer arietinum* L.] AGAINST *Fusarium oxysporum* f. sp. *Ciceris* . Thesis submitted for the degree of Doctorate of Philosophy (Science) Jadavpur University Kolkata, India, SUMANTIGUPTA, MSc. 289p.

Girard C., 1985. L'installation du pois chiche du printemps. In Bulltin FNAMS semences: 25-27.

Glass, N. L. & Kulda, G. A. 1992. Mating type and vegetative incompatibility in filamentous Ascomycetes. Annu. Rev. Phytopathol. 30: 201-224.

Graham PH, and Vance CP. 2003. Legumes: Importance and constraints to greater use. Plant Physiol, 131: 872-877.

Références bibliographiques

Gupta O, Katasthane S R, Khare M N.,1986. Fusarium wilt of chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Agric. Rev* 7: 87-97.

Gupta O. M., Kotasthane S. R. and Khare M. M., 1987. Factors influencing epidemiology of vascular wilt of chickpea. *Proceeding National Academic Sciences, India.*, 57: 86-91.

Guptav S. , 2015. Proteomic and metabolomics analysis of chickpea-*Fusarium oxysporum* interactions. DOCTOR OF PHILOSOPHY In BIOTECHNOLOGY ,Plant Molecular Biology Group, Division of Biochemical Sciences, CSIR-National Chemical Laboratory Pune (INDIA).p126.

H

Halila M. H. and Strange R. N., 1996. Identification of the causal agent of wilt of chickpea in Tunisia as *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* race 0. *Phytopathologia Mediterranea.*, 35: 67-74.

Haware M P, Jimenez-Diaz R M , Amin K S, Phillips J C, Halila H ,, 1990. Integrated management of wilt and root rots of chickpea, pages 129–133, in: “Chickpea in the Nineties: Proceedings of the Second International Workshop on Chickpea Improvement”, International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics, Patancheru, India

Haware M. P, Nene Y. L and Mathur SB., 1986. Seed-borne diseases of chickpea. Technical Bulletin, Danish Government Institute of Seed Pathology for Developing Countries.

Haware M. P., Nene, Y. L. and Rajeshware R., 1978. Eradication of *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* transmitted in chickpea seed. *Phytopathology.* 68:1364-1367.

Haware M P, Nene Y L., 1980. Influence of wilt at different growth stages on yield loss of chickpea. *Trop. Grain Legume Bull.* 19:38–40.

Haware M. P., Nene Y. L., 1982. Races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*. *Plant Diseases.*, 66:809-810.

Haware, M. P., 1988. Fusarium wilt and other important disease of chickpea in the mediterranean area. *Proceedings of International Workshop on Present Status and Future prospects on Chickpea Crop Production and Improvement in the Mediterranean Countries.* CIHEAM/EEC, AGRIMED/CADRA. 11-13, Zaragoza, Spain.

Haware M P.,1990. Fusarium wilt and other important diseases of chickpea in the Mediterranean area. *Options Mediterr. Ser. Semin.* 9:163–166.

Références bibliographiques

- Haware, M. P. 1993.** Fusarium diseases of crops in India. Indian Phytopath. 46: 101-109.
- Hayes W.A., 1978.** Nutrition, substrates and principles of disease control. In: The Biology and Cultivation of Edible Mushrooms, pp. 202–22. Academic press. New York
- Henni J., Boisson C et Geiger J. P., 1994.,** Variabilité de la morphologie chez *Fusarium oxysporum* F. sp. lycopersici. Phytopathology mediterranean., 33: 51-58.
- Hervas A., Trapero-Casas J. L. and Jimenez-Diaz R. M., 1995.** Induced resistance against Fusarium wilt of chickpea by non pathogenic races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* and non pathogenic isolates of *Fusarium oxysporum*. Plant Diseases., 79:1110-1116.

I

- Imran Khan, H. S.; Saifulla M.; Mahesh, S. B. and Pallavi, M. S. (2011).** Effect of different media and environmental conditions on the growth of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* causing Fusarium wilt of chickpea. pp 67-78
- ITGC (Institut Technique des Grandes Cultures), 2009** -«Céréaliculture» revue de l’Institut Technique des Grandes Cultures .N°52.

J

- Jalali B. L., Chand H., 1992.** Chickpea wilt. In: Singh, U.S., Mukhopadhyay, A.N., Kumar, J., Chaube, H.S. (Eds.), Plant Diseases of International Importance, Diseases of Cereals and Pulses, vol. I. Prentice Hall, Englewood Cliffs, NJ, USA, pp. 429-444
- Jimenez-Diaz R. M., Basallote U. J. and Rapoport H., 1989.** Colonization and pathogenesis in chickpea infected by races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*. Vascular Diseases of Plants, 28:113-918.
- Jiménez-Díaz R. M, Castillo P, Jiménez-Gasco M. d. M, Landa B., Navas-Cortés J. A., 2015.** Fusarium wilt of chickpeas: Biology, ecology and management, Crop Protection. <http://dx.doi.org/10.1016/j.cropro.2015.02.023>
- Jimenez-Diaz R. M., Crino P., Halila M. H., Masconi C. and Trapero-Casas A. T.,1993.** Screening for resistance to Fusarium wilt and Ascochyta blight in chickpea. In: Singh K. B. and Saxena MC (eds) Breeding for stress tolerance in cool-season food legumes. John Wiley and Sons, New York, pp 77-95.

Références bibliographiques

Jimenez-Diaz R. M. and Trapero-Casa A., 1988. Improvement of chickpea resistance to wilt and root rot diseases. In: Proceeding on present status and future prospects of chickpea crop production and improvement in the Mediterranean countries, 11-13 July, Zaragoza, Spain.

Jimenez-Diaz R. M and Trapero-Casas A., 1990. Improvement of chickpea resistance to wilt and root rot diseases. Options Méditerranéennes. Serie Séminaires 9: 65–72.

Jimenez-Fernandez D., Landa B.B, Kang S., Jimenez-Díaz R.M., Navas-Cortes J.A, 2013. Quantitative and microscopic assessment of compatible and incompatible interactions between chickpea cultivars and *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* races. PLoS One 8: 61-66.

Jimenez-Gasco M. M. and Jimenez-Diaz R. M., 2003. Development of a specific polymerase chain reaction-based assay for the identification of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* and its pathogenic races 0, 1A,5, and 6. The American Phytopathological Society., 2: 200-209.

Jiménez-Gasco, M. M., Navas-Cortés, J. A. & Jiménez-Díaz, R. M. 2004. The *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*/Cicer arietinum pathosystem : a case study of the evolution of plant pathogenic fungi into races and pathotypes. Internat. Microbiol. 7 (2): 95-104.

Jiménez-Gasco, M. M., Pérez-Artès, E. & Jiménez-Díaz, R. M. 2001. Identification of pathogenic races 0, 1 B/C, and 6 of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* with random amplified polymorphic DNA (RAPD). Eur j. plant pathol. 107: 237-248.

K

Kapoor, S. K., Sugha, S. K. & Singh, B. M. 1992. A new virulence of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. Indian Phytopath. 48: 458-460.

Katan, T., Katan, J., Gordon, T. R. & Pozniak, D. 1994. Physiologic races and vegetative compatibility groups of *Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis*. Phytopathology. 84:153-156.

Katan, T. 1999. Current Status of Vegetative Compatibility Groups in *Fusarium oxysporum*. Phytoparasitica. 27 (1): 1-14.

Kaur Amandeep., Sharma Vineet K, Sirari Amsmita, Kaur Jaspal, Singh Gursahib and Kumar Paedeep., 2015. Variability in *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris* causing wilt in chickpea. African Journal of Microbiology Research.

Keating J D H, Cooper P J M., 1983 .Kabuli chickpea as a winter sown crop in northern Syria : moisture relations and crop productivity. J. Agric. Sci. Cambridge, Vol. 100,p.667-680

Références bibliographiques

Kechache K., 2005. Contribution à l'étude de l'effet de la fertilisation phosphatée à base des engrais SSP 20% et TSP 46% sur le pois chiche. Mémoire de fin d'études.

Kelly A., Alcalá-Jiménez A. R., Bainbridge B. W., Heale J. B., Pérez-Artés E. and Jiménez-Díaz R. M., 1994. Use of genetic fingerprinting and Random Amplified Polymorphic DNA to Characterize Pathotypes of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* Infecting Chickpea. The American Phytopathological Society., 84:1293-1298.

Kelly, A. G., Alcalá-Jiménez, A. R., Bainbridge, B. W., Heale, J. B., Pérez-Artés, E. & Jiménez-Díaz, R. M. 1994. Use of genetic fingerprinting and random amplified polymorphic DNA to characterize pathotypes of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* infecting chickpea. *Phytopathology* 84: 1293-1298.

Kelly, A. G., Bainbridge, B. W., Heale, J. B. & Pérez-Artés, E. 1998. In planta-polymerase-chain-reaction detection of the wilt-inducing pathotype of *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris* in chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Physiol. Mol. Plant Pathol.* 52: 397-409

Khanna-Chopra R., Sinha S.K., 1987. Chickpea: physiological aspects of growth and yield. In: The chickpeas. M.C. Saxena and K.B. Singh eds. CAB International, U.K. pp. 163-189.

Khilare, V. C. and Rafi Ahmed (2012). Effect of different media, pH and temperature on the growth of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* causing chickpea wilt. *Int. J. of Advance Biological Research* 2(1): 99-102.

Klein K. K. and Correll J. C., 2001. Vegetative compatibility group diversity. In: Summerell BA, Leslie JF, Beckhouse D, Bryden WL, Burgess LW (eds) *Fusarium*. Paul E. Nelson Memorial Symposium. APS Press, St Paul, MN, pp 83–96.

L

Labdi M., 1990. Chickpea in Algeria. Option méditerranéennes-Série Séminaires-n°9 :137-140.

Labdi M., 1990. Contribution à l'étude de la variabilité d'isolats d'*Ascochyta rabiei* agent de l'anthracnose du pois chiche en Algérie. Diplôme d'Agronomie Approfondie., Ecole Nationale Supérieure Agronomique, Montpellier, France. 36 p.

Labdi M., 1991. Perspectives de développement des légumineuses annuelles dans les systèmes céréaliers des zones semi-arides. *Céréaliculture*. Vol. 25, p.12-20

Références bibliographiques

- Labdi M., Robertson L. D., Singh K. B and Charrier A., 1996** Genetic diversity and phelogenetic relationships among the annual cicer species as revealed by isozyme polymorphism. *Euphytica* **88** :181-188.
- Ladizinsky G., 1987.** Pulse domestication before cultivation. *Econ. Bot.*, 41: 60-65. 61
- Landa B. B., Navas-Cortes J. A., Hervas A. and Jimenez-diaz M. R., 2001.** Influence of temperature and inoculum density of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* on suppression of *Fusarium* wilt of chickpea by Rhizosphere bacteria. *Biological control* ., 8: 807-816
- Leport L., Turner N.C., Davies S.L. and Siddique K. H. M., 2006.** Variation in pod production and abortion among chickpea cultivars under terminal drought. *Europ. J. Agronomy*, 24: 236-246.
- Leslie, J. F. 1993.** Fungal vegetative compatibility. *Annu. Rev. Phytopathol.* 31: 127-150.
- Leslie J. F., Zeller K. A., and Summerell B. A., 2001.** Icebergs and specialization in species of *Fusarium*. *Physiology and Plant Pathology.*, 59:107-117.
- Leslie J. F. and Summerell B. A., 2006.** The *Fusarium* Laboratory workshop: a recent history. *Mycotoxin Research.*, 22:73-74.

M

- Machardy, W.E. Beckman, C.H., 1981.** Vascular wilt Fusaria: infection pathogenesis. In *Fusarium: Diseases, Biology Taxonomy* (Eds. P.E. Nelson, T.A. Toussoun R.J. Cook), The Pennsylvania State University Press, University Park, 365-390.
- Malençon G., 1947.** mission d'étude da,s les oasis du territoire d'ain-safra et de l'annexe du tidikelt concernant une maladie du palmier dattier .*Ann Agr Alg* .2 :39-158.
- Matuo T, Ishigami K., 1958.** On the wilt of *Solanum melongenena* L. and its causal fungus *Fusarium oxysporum* f. sp. *Melongenase n. f.* *Annals of Phytopathology Sciety JPN.*, 23:189-192
- Messiaen, C. M. et R. Cassini., 1968.** Recherche sur les Fusarioses. La systématique des *Fusarium*. *Ann. Épiphyties* , 19: 87-454
- Mina, U. and Dubey, S. C. (2010).** Effect of environmental variables on development of *Fusarium* wilt in chickpea (*Cicer arietinum*) cultivars. *Indian J. Agric. Sci.* 80(3):231-234.

Références bibliographiques

Molot P. M., Cornus M., Ferriere H. et Lombard D., 1990. Evolution de la fusariose de l'asperge en conditions hivernales. Influence du froid sur la réceptivité de la plante, utilisation des greffes "frigo". *Reviews Horticulture.*, 303:33-36.

Molot P. M. et Mas P., 1975. Influence de la température sur la croissance mycélienne et le pouvoir pathogène des quatre races physiologiques de *Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis*. *Annals of Phytopathology.*, 7: 175-178.

Morjane, H. & Harrabi, M. 1995. Détection et analyse de la variation génétique chez le pois chiche par les empreintes génétiques. *Revue de l'I. N. A. T.* 10 (1) : 65-73.

Moutasem D, 2008. Etude de quelques facteurs épidémiologiques impliqués à la fusariose vasculaire de pois chiche *cicer arietinum* dans le Nord ouest Algérien. Mémoire de magister.université de Mascra. 180p

Muehlbauer F.J. and Rajesh P.N., 2008. Chickpea, a common source of protein and starch in the semi-arid tropics. PH. Moore, RMing (eds.) *Genomics of tropical crop plants*.

N

Nath N, Ahemed A.U., Aminuzaman F.M., 2017. Morphological and physiological variation of *Fusarium oxysporum* f.sp. *cicero* isolates causing wilt disease in chickpea., *International Journal of Environment, Agriculture and Biotechnology (UEAB)*.

Navas-Cortés, J. A., Alcalà-Jiménez, A. R., Hau, B. & JiménezDíaz, R. M. 2000. Influence of inoculum density of races 0 and 5 of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* on development of *Fusarium* wilt in chickpea cultivars. *Eur. J. plant pathol.* 106: 135-146.

Navas-Cortes J. A., Hau B. and Jimenez-Diaz R. M., 1998. Effect of sowing date, host cultivar, and race of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* on development of *Fusarium* wilt of chickpea. *Phytopathology.*, 88: 1338-1346

Navas-Cortés, J. A., Hau, B., and Jiménez-Díaz, R. M., 2000. Yield loss in chickpeas in relation to development of *Fusarium* wilt epidemics. *Phytopathology* 90:1269-1278.

Nelson P E, Toussoun T A, Marasas W F O.,1983. *Fusarium* species: An illustrated manual for identification. The Pennsylvania State University Press, UniversityPark, Pennsylvania, U.S.A., p.193.

Références bibliographiques

Nene Y L , Haware M P, Reddy M V., 1981. Chickpea diseases: resistance screening techniques. Information Bulletin n°, 10, International Crop Research Institute for the semi Arid Tropics, Patancheru, pp.1-10.

Nene Y. L. and Haware M. P., 1980. Screening chickpea for resistance to wilt. Pl. Dis. 64, 379–380.

Nene Y. L. and Reddy M. V., 1987. Chickpea diseases and their control. In The Chickpea (Eds Saxena and Singh). CAB International, Wallingford pp. 233-270.

Nene, Y. L. 1979. Diseases of chickpea. Pages 171-187 In: Proc. Int. Workshop of chickpea Improvement. ZCRIS AT, Hyderabad, India.

Nene, Y. L. 1980. Diseases of chickpea. Proceeding international workshop on chickpea improvement. ICRISAT, 28 Feb-2 Mai 1979 Hyderabad, A. P., India. 171-178.

O

Ouinten, M. 1996. Diversité et structure génétiques des populations Algériennes de *Fusarium oxysporum* f. sp. *Albedinis*, agent de la fusariose vasculaire (Bayoud) du palmier dattier. Thèse doctorat. Université de Montpellier. 144 p.

P

Padwick G W., 1940 .The genus *Fusarium*. II. A critical study of the fungus causing wilt of gram (*Cicer arietinum* L.) and of related species of the sub section *Orthocera*, with special relation to the variability of key characteristics. Indian J. Agric. Sci., 10:241-284

Patankar A. G., 2000. Biochimical and Molecular analysis of the defence mechanism in chickpea against biotic stress. Thèse de Doctorat en Biotechnologie, université de Pune.

Patil PD, Mehetre SS, Mandare VK, Dake GN (2005). Pathogenic variation among *Fusarium* isolates associated with wilt of chickpea (*Cicer arietinum* L.). Ann. Plant Prot. Sci. 13:427-30

Pérez-Artés, E., Roncero, M. I. G. & Jiménez-Díaz, R. M. 1995. Restriction Fragment Length polymorphism analysis of the mitochondrial DNA of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. J. Phytopathol. 143: 105-109.

Références bibliographiques

Pérez-Artés, E. & Tena, M. 1989. Pectic enzymes from two races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. Enzyme production in culture and enzymatic activity on isolated chickpea cell walls. *J. Phytopathology* 124 : 39-51.

Puhalla, J. E. 1985. Classification of strains of *Fusarium oxysporum* on the basis of vegetative compatibility. *Can. J. Bot.* 63:

R

Rahmania F., 2000. Contribution à la connaissance des relations hyto-cytophysiologique entre le Palmier Dattier, *Phoenix Dact ylifera* L. et l'agent causal du Bayoud, *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis* (Killian et Maire) Gordon. Thèse doctorat d'état, USTHB, Alger, 156p.

Rajesh, P. N., 2001. Chickpea genomics: BAC library construction, Resistance gene analog (RGA) mapping and tagging double-podded trait. A thesis submitted to the University of Pune for the Degree of doctor of philosophy. Plant Molecular Biology Division of Biochemical Sciences National Chemical Laboratory Pune 411 008 (India). 144p

Redden R J, Berger J D., 2007. History and origin of Chickpea. In: Yadav S.S.,Redden R.J., Chen W., Sharma B. (editors). Chickpea briding and management. CAB international, walling ford, U.K., 1:1-13

Rheeder J. P., Marasas W. F. O., and Vismer H. F., 2002. Production of Fumonisin Analogs by *Fusarium* Species. *Applied and Environemental Microbiology.*, 2101–2105.

-Roberts E.H., Summerfield R. J., Minchin F. R. et Haley P., 1980. Phenology of chickpea (*Cicer arietinum* L.) in contrasting aerial environments. *Experimental Agriculture*,16: 343-360

Roebroek, E. J. A. & Mes, J. J. 1998. Physiological races and vegetative compatibility groups within *Fusarium oxysporum* f. sp. *gladioli*. *Neth. J. Pl. Path.* 98: 57-64.

Rubio, J., Hajj-Moussa, E., Khrrat, M., Moreno, M. T., Millan, T. & Gil, J. 2003. Two genes and linked RAPD markers involved in resistance to *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* race 0 in chickpea. *Plant Breed.* 122 : 188—191.

S

Saxena K B ,Faris D G, Mazumdar S., 1987. Vegetable pigeonpea: a promising crop for India. International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics, p.13.

Saxena, M. C. and Singh, K. B. (1987). The chickpea published by C.A.B. Int. ICARDA. pp 250-252.

Références bibliographiques

- Saxena, M. C. 1988.** Status of chickpea in the mediterranean bassin. Proceedings of the International Work shop on Present Status and Futurs Prospects of Chickpea Crop Production and Improvement. Zn: the Mediterranean Countries. CIHEAM/EEC AGIMEDnCARDA, 1 1-13 July 1988, Zaragoza, Spain
- Schamidt T. and Khal G., 1999.** Molecular structure and chromosomal locatization of majeure repetitive DNA familis in chickpea (*cicer arietinum* L.) genome. *Plant molecular Biology* **39** :1037-1050,1999.
- Shaikh, M. H. (1974).** Studies on wilt of gram (*Cicer arietinum* L.) caused by *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* in Marathwada region. M.Sc (Agri.) Thesis, Marathwada Krishividysapeeth, Parbhani, India. pp. 78-89
- Schippers B. and Van Eck W.H., 1981.** Formation and survival of chlamydospores in *Fusarium*: Diseases, Biology and Taxonomy (Nelson, P.E., Tousson, T.A. and Cook, R.J. eds.) plenum, NY. and London. pp: 21-34.
- Sharma, K. D., Chen, W. and Muehlbauer, F. J. (2005).** Genetics of chickpea resistance to five races of *Fusarium* wilt and a concise set of race differentials for *F. oxysporum* f. sp. *ciceris*. *Pl. Dis.* 89:385-390.
- Sharma, K. D. & Muehlbauer F. J. 2007.** *Fusarium* wilt of chickpea: physiological specialisation, genetics of resistance and resistance gene tagging. *Euphytica.* 157: 1-14.
- Sharma, K. D., Winter, P. & Kahl, G. 2004.** Molecular mapping of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* race 3 resistance gene in chickpea. *Theor. Appl. Genet.* 108:1243–1248
- Shehabu, M.; Ahmed, S. and Sakhuja, P. K. (2008).** Pathogenic variability in Ethiopian isolates of *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* and reaction of chickpea improved varieties to the isolates. *Int. J. Pest Management.* 54(2):143–149.
- Si Mohammed A., 2010.** Etude de la compatibilité végétative chez des populations de *Fusarium oxysporum* isolées dans l'ouest Algérien. Mémoire de Magister. Université Ahmed Ben Bella d'Oran1 .84p.
- Singh F. and Diwakar B., 1995.** Chickpea Botany and production practices. Skill Development series ICRISAT India., **16** :502-324.
- Singh K B, Dahiya B S., 1973.** Breeding for wilt resistance in chickpea, in symposium on wilt problems and breeding for wilt resistance in Bengal gram.

Références bibliographiques

- Singh K B., 1987.** Chickpea breeding. In: Saxena M. C. and Singh K. B. (eds) the chickpea. CAB International Publisher, UK, pp127-162.
- Singh O P , Raghavendra K, Nanda N, Mittal P K, Subbarao S K., 2002.** Pyrethroid resistance in *An. Culicifacies* in surat district, Gujarat, West India. Current Science., 82:547-550.
- Singh RK, Hasan Abul, Chaudhary RG (2010).** Variability in *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris* causing wilt in chickpea. Arch. Phytopathol. Plant Prot. 43:987- 95.
- Sivan, A. & Chet, L. 1986.** Biological control of *Fusarium* spp. in cotton, wheat and musk melon by *Trichoderma harzianum*. J. phytopathol. 116: 39-47.
- Sivaramakrishnan, S., Kannan, S. & Singh, S. D. 2002.** Genetic variability of *Fusarium* wilt pathogen isolates of chickpea (*Cicer arietinum* L.) assessed by molecular markers. Mycopathologia. 155: 171-178.
- Slama F., 1998.** Les cultures industrielles et les légumineuses à graines. Tunis: Ed. CUD
- Smith, H.C. 1965.** The morphology of *Verticillium albo-atrum*, *V. dahlia*, and *V. tricorpus*. New Zealand J. Agric. Res. 8:450-478.
- Smith I M, Dunez J ,Phillips D H, Lelliott R A, Archer S A.,1988 .**European handbook of plant diseases. Blackwell Scientific Publications ,Oxford, 583pp
- Snyder W C, Hansen H N., 1940.** The species concept in *Fusarium*. American J. Bot.,27: 64-67.
- Staginnus C., Winter P., Desel C., Summerell B. A., Salleh B. and Leslie J. F., 2003.** A utilitarian approach to *Fusarium* identification. Plant Disease., 87:117-128
- Swati, T. and Rajan, P. (2014).** Effect of different pH on the growth and sporulation of *Fusarium oxysporum*: the causal organism of wilt disease of tomato. International Journal of Basic and Applied Biology (IJBAB) 2 (1): 103 – 106.

T

- Taylor J. W., Jacobson D. J., Kroken S., Kasuga T., Geiser D. M., Hibbert D. S., and Fisher M. C., 2000.** Phylogenetic species recognition and species concepts in fungi. Fungal Genetics of Biology., 31:21-32.
- Tlemsani M., 2010.** « Contribution à l'étude du flétrissement vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) causé par *Fusarium oxysporum* Schelcht. Emend. Snyd.& Hans. f. sp. *ciceri* (Padwick):

Références bibliographiques

caractérisation, lutte biologique et comportement variétal » .Mémoire de magister, Université d'ORAN. 95 pp.

Torp M., Langseth W., 1999. Production of T-2 toxin by a *Fusarium* resembling *Fusarium poae*. *Mycopathologia.*, 147:89–96.

Trapero-Casas A ,Jiménez-Díaz R M., 1985. Fungal wilt and root rot diseases of chickpea in southern Spain. *Phytopathology*, 75: 1146–1151.

Tullu, A., Kaiser, W. J., Kraft, J. M. & Muehlbauer, F. J. 1999. A second gene for resistance to race 4 of *Fusarium* wilt in chickpea and linkage with a RAPD marker. *Euphytica*. 109: 43-50.

U

USDA.,2008. Plant profile of *Cicer arietinum* (Chickpea). United States Department of Agriculture (USDA), Natural Resources Conservation Service (NRCS), Plant database. Wallingford, U.K., 1:1-13.

V

Van Der Maesen L J G., 1972 . *Cicer L.*, “a monograph of the genus, with special reference to the chickpea (*Cicer arietinum L.*), its ecology and distribution”. *Mededelingen Landbouwhogeschool Wageningen (Communications Agricultural University Wageningen, The Netherlands) 72-10 (1972).* p342

Verret F., 1982. Etude de quelques légumineuses à gousses grains adaptées au semis de printemps dans la zone méditerranéenne. Mémoire D.A.A. Montpellier, France, 72p

W

Waite B . H. and Stover R. H. 1960. Studies on *Fusarium* wilt of Bananas. VI - Variability and the cultivar concept in *Fusarium oxysporum f. cubense*. *Canadian Journal of Botany.*, 38: 985-994

Walker J. C., 1965. Use of environmental factors in screening disease resistance. *Annuals Review of Phytopathology.*, 3: 197-208.

Westerlund J., R. N. Campbell et K. A. Kimble., 1974. Fungal root rots and wilt of chickpea in California. *Phytopathology* 64: 432-436.

Y

Yadav S. S., Redden R., Chen W. and Sharma B., 2007. Chickpea breeding and management. Cambridge library of Congress (Livre).

Z

Zaim souad., 2016. « Essai de lutte biologique contre le *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris* à l'aide des microorganismes de la rhizosphère de la culture du pois chiche ». Thèse De Doctorat En Science, Université Abdelhamid Iben Badis DE Mostaganem.