



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي



Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة محمد البشير الابراهيمي

Université Mohamed El Bachir El Ibrahimi B.B.A.

كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الأرض والكون

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers

قسم العلوم البيولوجية

Département des Sciences Biologiques

Mémoire

En vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine des Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biotechnologie et protection des végétaux

Thème

Etude de quelques facteurs épidémiologiques de la fusariose vasculaire de pois chiche (*Cicer areitinum* L.) causée par *Fusarium oxysporum f.sp ciceris*

Présenté par :

- GUISSOUS Hanane
- TAYEB HAMMANI Ahlem

Devant le jury :

Président : A. KHOUDOURMAA (Univ : BBA).

Promoteur : D. MOUTASSEMMAA (Univ : BBA).

Examineur : S. ZIOUCHE.....MAB (Univ : BBA).

Année universitaire : 2015/2016

Remerciements

*Je tiens à remercier en premier lieu **Allah**, le tout Puissant de m'avoir donné courage, santé et patience pour achever ce travail
(**Elhamdou Lillah**).*

*Nous tenons à exprimer nos remerciements à notre promoteur monsieur **Moutassem Dahou** qui a mis toute sa compétence à notre disposition et pour son suivi régulier à l'élaboration de ce modeste travail.*

*Nous désirons exprimer notre profonde et vive reconnaissance à **Mr Khoudour .A** d'avoir accepté de présider le jury de soutenance.*

*Nous adressons un grand merci à **M^{me} Ziouche .S** pour l'honneur qu'il nous a fait en acceptant d'examiner ce mémoire.*

J'attache une importance particulière à remercier tous les membres du laboratoire pour leur contribution à ce travail.

*C'est avec un réel plaisir que j'adresse mes sincères reconnaissances et ma profonde gratitude à tous ceux qui ont m'aidé de près ou de loin pour réaliser ce travail.
Enfin, on tiens aussi à remercier mes camarades qui ont participé au bon déroulement de ce mémoire.*

DEDICACE

Avant tout : louanges à Dieu, élément et miséricordieux pour nous avoir donné la force de mener à terme ce travail.

Je dédie ce modeste travail à mes parents de tout les sacrifices qu'ils consentirent pour me permettre de suivre mes études dans les meilleures conditions possible et n'avoir jamais cessez de m'encourager tout au long de me années d'étude.

Je dédie aussi ma sœur AHLEM, mon frère ABD ELMOUTALIB.

Je dédie particulièrement à mes grands-mères KHOUKHA et RABIHA,

Et mes grand-père SALAH et OMAR,

À tout les oncles et tantes et tous leurs enfants.

Enfin, je le dédie à tous mes amis et à tous ceux qui me connaissent.

HANANE

Dédicace

Avant tout : louanges à Dieu, élément et miséricordieux pour nous avoir donné la force de mener à terme ce travail.

*Je dédie cet humble travail à mes chers parents, mais aucune dédicace ne serait témoin de mon profond amour, mon immense gratitude et mon plus respect ; À mon très cher père «**Brahim**» qui m'a toujours soutenu, et a été toujours présent pour moi. À la plus chère au monde, ma mère «**Hayette**» la lumière de ma vie pour son amour, qui m'a toujours encouragé durant toutes mes années d'études.*

*À mes fleurs sœurs **Kenza** pour leur disponibilité, leur soutien moral, leur encouragement incessant, d'être coopératif et d'assumer à ma place certaine de mes responsabilités familiales.*

*À mon très cher petit Frère **Younes**.*

*Je dédie particulièrement à mes grands-mères **Akila** et **Baya**,*

*Et mes grand-père **Brahem** et **Mohammed***

À tous les oncles et tantes et tous leurs enfants.

À mes chers enseignants sans exception.

À toutes les promotions de 2^{ème} année Master Biologie LMD ainsi que toute personne qui m'aime et me respecte.

Ahlem

Liste des tableaux

Tableau 01. Valeur nutritive des grains de pois chiche.....	07
Tableau 02. Origine des prélèvements des échantillons de utilisés pour l'étude de l'effet des débris.....	18

Listes des figures

Figure 01. Les types de cultivars de pois chiche.....	05
Figure 02. La production mondiale du pois chiche en (tonnes) 2008.....	08
Figure 03. L'évolution de la production du pois chiche dans le monde en (tonnes) 1999-2008.....	09
Figure 05. Symptômes de la fusariose du pois chiche.....	14
Figure 06. Carte géographique montre la zone d'étude.....	16
Figure 07. Symptômes observés en plein champ.....	24
Figure 08. Symptômes de flétrissement vasculaire sur plantules de pois chiche.....	26
Figure 09. Évolution de l'incidence de la maladie en fonction le stade phénologique de la plante.....	27
Figure 10. Évolution de l'index de gravité de la maladie en fonction le stade phénologique de la plante.....	27
Figure 11. Effet de site expérimental sur la variation de l'incidence de flétrissement vasculaire de pois chiche.....	28
Figure 12. Effet de site expérimental sur la variation de l'index de gravité de flétrissement vasculaire de pois chiche.....	29
Figure 13. Symptômes extériorisés par les plantules de pois chiche après amendement de sol par les débris de la culture précédente.....	30
Figure 14. Effet des débris de la culture sur la variation de l'incidence de flétrissement vasculaire de pois chiche.....	31
Figure 15. Effet des débris de la culture sur la variation de l'index de gravité de flétrissement vasculaire de pois chiche.....	31
Figure 16. Isolement de FOC à partir des graines et des gousses de pois chiche.....	33
Figure 17. Pourcentage de contamination des graines de pois chiche issus des agriculteurs et importé pour la consommation par le FOC.....	34
Figure 18. Pourcentage de contamination des gousses de pois chiche issus des plantes malades par le FOC.....	34
Figure 19. Taux de transmission du FOC de la semence a la plantule.....	35
Figure 20. Analyse de la transmission du FOC de la semence à la plantule.....	36
Figure 21. Développement des isolats de FOC sur un milieu de culture en boîte de pétri partir des fragments de tige issue d'une plante malade.....	37
Figure 22. Pathogénie des isolats du FOC issues des semences et des gousses.....	38

Liste des abréviations

% : Pourcentage

°C : Degré Celsius

AAC : Agriculture et Agroalimentaire Canada.

ANOVA : Analysis of variance

C : Curvularia

Cm : Centimètre

f.Sp : Forme spécialisée.

F : *Fusarium*

FAO : Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture.

FOC : *Fusarium oxysporum f.sp. cicer.*

g : Gramme

h : Heures

H : Helminthosporium

ICARDA : International Center for Agricultural Research in the Dry Arras.

ITGC : Institut Technique des Grandes Cultures.

JC : Jésus-Christ.

Kg : kilogramme

m : Mètre

Min : Minute

ml : Millilitre

Mt : Millions de tonnes

PDA : Potato-Dextrose-Agar.

PH : Potentiel hydrogène.

S : Solanum.

USA : États-Unis.

USDA : United States Department of Agriculture.

mm : Micromètre.

DI : Incidence de la maladie.

DII : Index de gravité de la maladie.

Table des matières

Résumé	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Liste des Abréviations	
Introduction	01
Chapitre I : Analyse bibliographique	
1. Culture du pois chiche.....	
1.1. Historique	03
1.2. Origine et Répartition géographique.....	03
1.3. Classification	04
1.4. Les variétés de pois chiche.....	04
1.5. Les caractères physiologiques du pois chiche.....	05
1.5.1. La période végétative.....	05
1.5.2. La période de reproduction.....	06
1.6. Conditions de culture.....	06
1.7. Valeurs nutritives.....	06
1.8. Importance économique du pois chiche.....	07
1.8.1. Dans le monde.....	07
1.8.2. Dans Algérie.....	09
2. Agent pathogène.....	10
2.1. Historique.....	10
2.2. Distribution géographique.....	10
2.3. Les pertes de production en raison de pois chiche à la fusariose.....	11
2.4. Classification.....	12
2.5. Caractères physiologiques.....	12
2.6. Epidémiologie.....	12
2.7. Biologie.....	12
2.9. Symptômes.....	13
2.10. Le cycle de vie.....	15
Chapitre II : Matériel et méthodes	
1. Prospections	16
2. Analyse de la progression	17
2.1. Prélèvement des échantillons.....	17
3. Analyse de l'effet des débris sur la fusariose vasculaire.....	17
3.1. Préparation des débris et incorporation dans le substrat.....	17
3.2. Semis des grains de pois chiche.....	18
3.3. Isolement, identification et pathogénicité de l'agent pathogène	18
3.4. Préparation de l'inoculum.....	19
3.5. Obtention des plantules de pois chiche.....	19
3.6. Méthode d'inoculation.....	20
4. Analyse de la transmission de FOC par les semences.....	20
4.1. Analyse de transmission de FOC par les semences.....	20
4.2. Transmission du FOC de la semence à la plantule et manifestation des	

symptômes Préparation un substrat stérile.....	21
5. Exploitation des résultats et analyses statistiques.....	21
5.1. Mesure de l'Incidence.....	21
5.2. Mesure de la sévérité d'attaque.....	22
5.3. Calcul de l'Indice de Flétrissement (DII)	22
5.4. Calcul de l'AUDPC (Area Under the Disease Progress Curve)	22
5.5. Analyse statistique	23

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Résultats.....	24
1.1. Résultats des investigations de terrain.....	24
1.2 Résultats de l'évolution spatiotemporelle de la fusariose vasculaire du pois chiche.....	25
1.2.1. Evolution des symptômes.....	25
1.2.2. Evolution de la maladie en fonction le temps et l'espace.....	25
1.3. Analyse d l'effet des débris de la culture du pois chiche sur la maladie.....	29
1.4. Analyse de pouvoir contagieux de FOC.....	32
1.4.1. L'analyse de transmission interne et externe du FOC par les semences...	32
1.4.2. Transmission du FOC de la semence à la plantule.....	35
1.5. La fréquence d'isolement à partir des tiges des plantes malades.....	37
1.5.1. La pathogénicité des isolats de F.oxysporumisolésà partir des tiges.....	37
1.5.2. Pathogénie des isolats et réisolement du FOC obtenus à partir des semences et des gousses.....	38
2. Discussion	39
Conclusion.....	48
Références bibliographiques	
Annexe	

Résumé

Le pois chiche est l'une des légumineuses les plus importantes dans le monde. En Algérie, les rendements de cette culture restent très faibles en raison des contraintes d'ordre biotiques et abiotiques. La fusariose vasculaire est une contrainte biotique causée par le *Fusarium oxysporum f. sp. ciceri* (FOC) qui engendre des dégâts très importants. Notre étude a pour but l'étude spatiotemporelle de la maladie et son mode contagieux. Le diagnostic de la fusariose vasculaire de la culture du pois chiche effectués durant la campagne agricole 2015, a bien révélé que la propagation de la maladie est enregistrée dans toutes les parcelles prospectées. Les résultats obtenus montrent que le stade floraison, formation, remplissage des gousses constituent les stades les plus sensibles à la maladie, dont les valeurs enregistrées sont les plus élevées supérieures à 93,57 % pour l'incidence et pour l'index de gravité 46,57. Les débris de la culture, assurent la disponibilité de l'inoculum de FOC et augmentent significativement l'incidence et la gravité de la maladie de flétrissement vasculaires. Les graines du pois chiche constituent un moyen de propagation de l'agent causal de la maladie. Les analyses effectuées sur les grains homologués ont montré un taux de contamination qui varie entre 1,25 et 13,75% avec une moyenne de transmission environ 5,94%. Cependant, un rapport très élevé de transmission de la graine à la plante a été constaté pour les graines prélevées de champs avec un taux égal à 37,88%, suivie par les semences homologuées avec un taux égal à 14,71%.

Mots clés : épidémiologie, *Fusarium oxysporum f. sp. ciceris*, transmission, semences, débris, progression, stade phénologique

Introduction

Les légumineuses alimentaires représentent, de part la superficie qu'elles occupent, une place importante dans le système agraire et l'agroéconomie de nombreux pays du monde (Saxena, 1988). Ces cultures viennent en deuxième rang après les graminées pour la satisfaction des besoins alimentaires de l'homme (Graham et Vance, 2003).

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 enrichissent le sol en azote (Saxena, 1988). En effet, cette capacité à utiliser de l'azote « gratuit » leur permet de réduire les coûts de production.

Les pois chiche (*Cicer arietinum L.*) est considéré parmi les aliments de base des algériens en particulier, qui est la légumineuse la plus préférée d'où, elle peut être consommée de plusieurs façons et peut être eu de bonnes propriétés alimentaires. La consommation des graines de pois chiche fournit au consommateur une source importante de protéines, environ 14,9 à 24,6% (Rajesh, 2001).

En Algérie, malgré la forte augmentation des emblavures de la culture du pois chiche, les rendements sont restés très faibles. Ils ne dépassent guère les quatre quintaux à l'hectare. Cette faible production est due 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,...). Parmi ces derniers, les agents pathogènes qui constituent une menace permanente pour la culture de pois chiche. En effet, le champignon *Fusarium oxysporum f.sp.ciceri* (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 chétives et pas productives (Machardy et Beckman, 1981). Cette maladie a été rapportée initialement en Inde et par la suite dans de nombreux pays (Westerlund *et al.*, 1974; Nene, 1979; Allen, 1983). Cette maladie est la plus importante et la plus dévastatrice (Nene, 1979; Haware, 1988), où des pertes de rendement entre 10% à 15% lui ont été attribuées dans le monde (Singh et Dahya, 1973).

En Algérie, les recherches étaient limitées en ce qui concerne cette maladie. Les données quantitatives sur son incidence ne sont pas disponibles. En plus cette maladie est devenue de plus en plus dévastatrice et dommageable (Moutasem, 2008).

Malheureusement, peu de travaux ont été effectués sur cette maladie, en particulier sur les facteurs épidémiologiques qui gouvernent son développement. Aussi, l'élaboration des méthodes de lutte efficace et durables doivent s'appuyer sur une bonne connaissance de ces

facteurs en particulier sur les connaissances propres à la maladie, son évolution spatiotemporelle et son mode de transmission.

Dans le cadre de notre étude, étant donné les nombreuses lacunes dans les connaissances à la fois la maladie. Face à l'agression parasitaire, nous nous sommes intéressés aux facteurs propres à la maladie, sous un double aspect : sa progression spatiotemporelle et son mode contagieux. Sont :

- Le prélèvement de l'incidence de la maladie dans le Nord algérien.
- Approfondir les connaissances sur la progression de la maladie.
- Déterminer la transmission de FOC l'agent causal de la maladie à travers les semences ainsi que le rôle de débris de la culture dans l'induction, l'évolution et la gravité de la maladie.

Le premier chapitre de ce document présente des généralités sur le pathosystème pois chiche agent pathogène. Le deuxième Chapitre notre Le matériel et les méthodes adoptées. Le troisième chapitre exposer Les résultats obtenue suivies des discussions .

Chapitre I:

Synthèse bibliographique

1. Culture du pois chiche

1.1. Historique

Les premiers enregistrements de pois chiche utilisés comme aliments sont: 8^e millénaire avant JC à Tellel-Kerkh et Tell Abu Hureyra Syrie ; 7500-6800 avant JC au Cayonu Turquie; et 5450 avant JC à Hacilar Turquie. Dans Egypte et au Moyen-Orient, le pois chiche est susceptible d'avoir été domestiquées 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 pois chiche propage vers l'ouest de la Grèce moderne. Le pois chiche est utilisé pour les fins alimentaires et médicinales à base de plantes ou d'Homère dans l'Iliade (1000-800 avant JC), Dans la littérature européenne romaine, indienne et médiévale (Redden et Berger, 2007). Le pois chiche a été introduit dans le Nouveau Monde par les Espagnols et les Portugais au 16^{ème} siècle, Et les types Kabuli déplacés vers l'Inde de la Méditerranée via la route de la soie au 18^{ème} siècle. Desi chiche pois a probablement été importé au Kenya par les immigrants indiens au cours du dernier 19^{ème} siècle (Van Der Maesen, 1972).Le Pois chiche (*Cicer arietinum*) 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 se rencontre semi-naturalisé, comme échappé des cultures, par ex. en Tanzanie (Brink et Belay, 2006). 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), Shimbra (Ethiopie),le pois chiche (français) (Redden et Berger, 2007).

1.3. 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).

1.4. Les Variétés de pois chiche

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

Le type Kabuli : essentiellement cultivé et consommé dans le bassin méditerranéen. La plante donne des grains lisses à légèrement ridés, clairs (blanc à jaune pâle) moyen à assez gros (Poids de Mille Graines > 300g) recouvert d'un tégument mince.

Le type Desi (85% de la production mondiale) 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 ». C'est une plante qui donne des petits grains ridés couleur du jaune au noir (Poids de Mille Graines < 300g) recouvert d'un tégument épais.

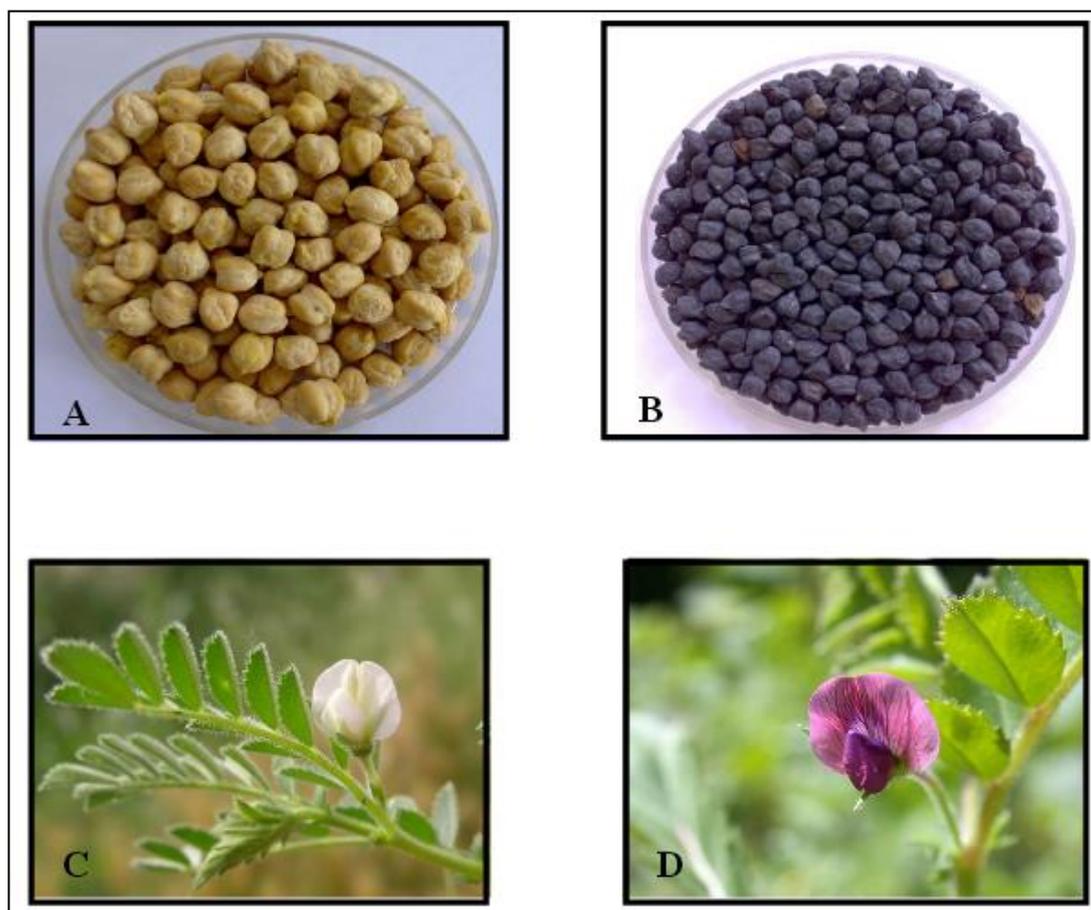


Figure 01. Les types de cultivars de pois chiche A: pois chiche de type Kabuli B: pois chiche de type Desi C: Pois chiche de type Kabuli, D: Pois chiche de type Desi “Fleur blanche” Fleur violette. Source : (Gaid, 2015)

1.5. Les caractères physiologiques du pois chiche

Les caractères physiologiques, le cycle végétatif du pois chiche compte deux périodes déterminées par des stades repérés correspond à des changements notables dans l’allure du développement et au rythme de croissance, qui sont:

1.5.1. La période végétative

Cette période s’étend de la germination jusqu’à la ramification à l’apex initie des nœuds à chaque nœud, il y a initiation d’une feuille (ITGC, 2003).

La levée, est l’apparition des plants à la surface du sol elle peut être retardée par les basses températures, dans ce stade on observe l’apparition de la première feuille (Kechache, 2005).

La ramification est marquée dès que la première tige se développe alors à partir d’un bourgeon de la base et les premières nodosités se forment, l’élargissement des entre-nœuds se fait progressivement (Kechache, 2005).

1.5.2. La période de reproduction

Selon Allali et Boussouar, (2007) le délai de la floraison a été déterminé en retenant le nombre de jours séparant le semis et celui où 50% de fleurs sont épanouies. Elle commence du nœud inférieur.

La fructification, concerne le début de formation de gousse ou bien l'apparition de fructification (transformation des fleurs en gousses) (Kechache, 2005).

La maturité, est définie comme étant le stade caractérisé par la chute des feuilles; nécrose de l'extrémité de la gousse, brunissement du point de jonction entre le grain et l'épicarpe de la gousse.

La durée de la période reproductrice durée est considérée comme étant le nombre de jours après l'apparition des premières fleurs jusqu'à la récolte finale (Kechache, 2005).

1.6. Conditions de culture

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 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).

1.7. 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 bifidobactéries présentes dans le gros intestin, ce qui est bénéfique à l'ensemble de la flore intestinale.

Tableau 01. Valeur nutritive des grains de pois chiche.

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

(Baumgartner, 1998).

1.8. Importance de la culture du pois chiche

A travers le monde, le pois chiche (*Cicer arietinum L.*) est l'une des plus importantes légumineuses à graines. Le pois chiche occupe la troisième position dans la famille de la légumineuse après l'haricot (*Phaseolus vulgaris*) et le pois (*Pisum sativum L.*) (FAO, 2007).

1.8.1. Dans le monde

Selon Gaid, (2015) d'après FAO (Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture) et en anglais (Food and Agriculture Organisation), les grands pays producteurs du pois chiche sont les suivants:

L'Inde est non seulement le plus important producteur de légumineuses alimentaires au monde, mais également le plus important consommateur. Canada est devenu en 2000-2001 un important exportateur de pois chiches, avec des exportations 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 3.

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'au 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.

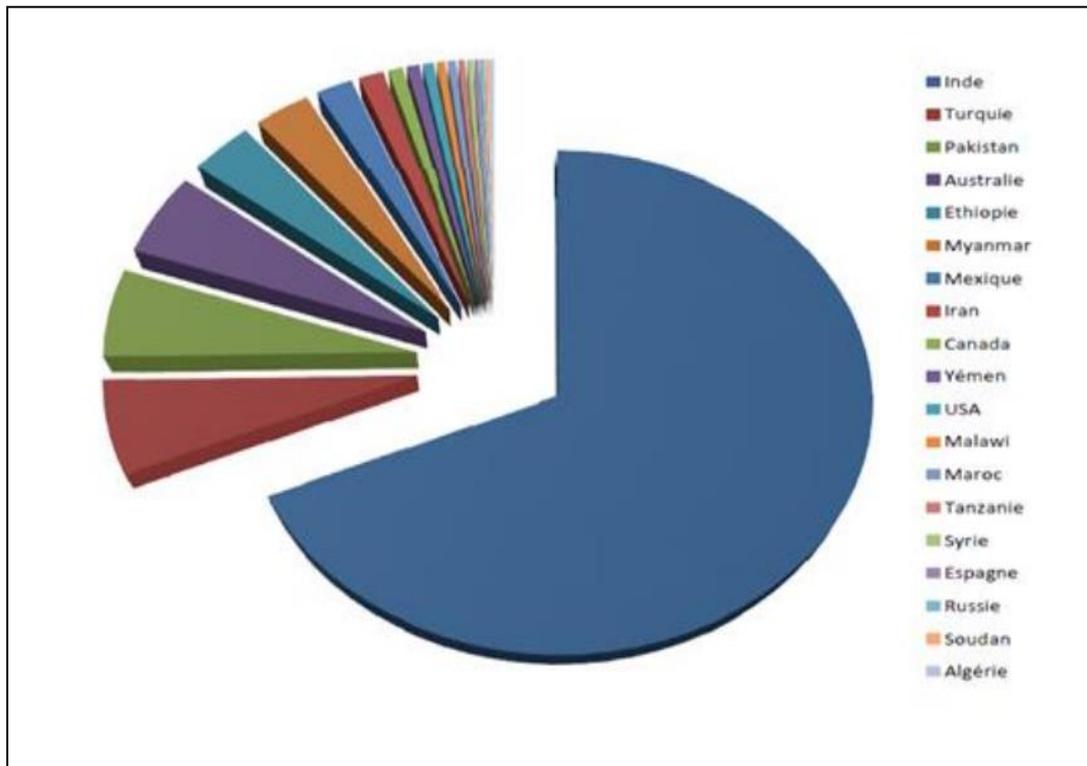


Figure 02. La production mondiale du pois chiche en (tonnes) 2008 (FAO, 2011 in Gaid , 2015).

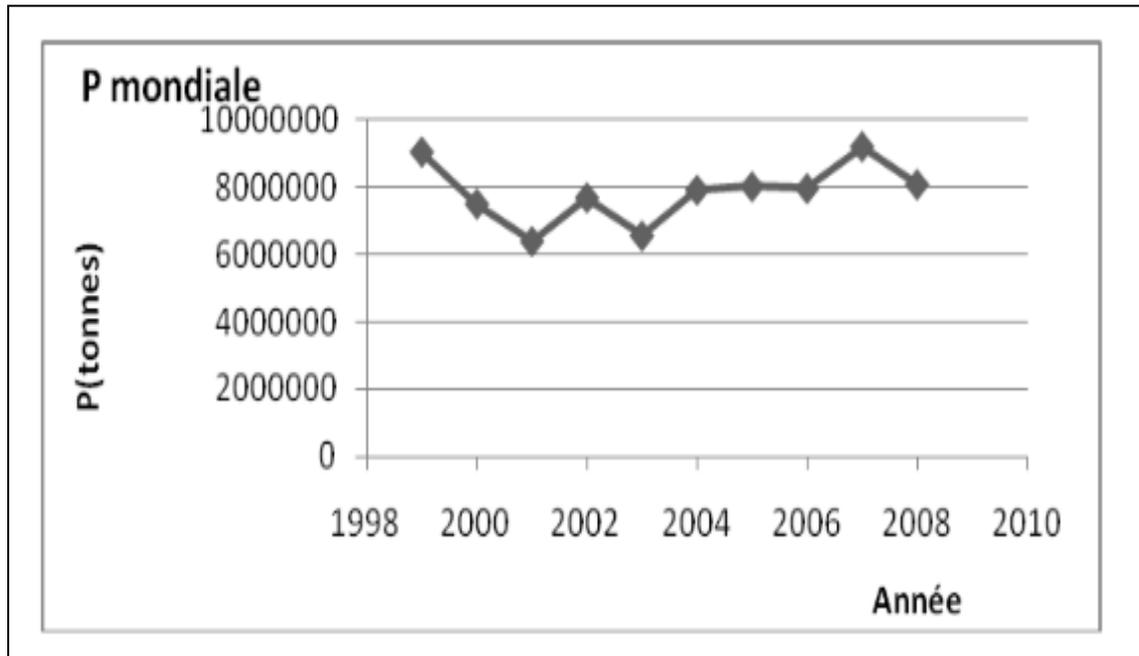


Figure 03. L'évolution de la production du pois chiche dans le monde en (tonnes) 1999-2008 (ITGC, 2009 in Gaid, 2015).

1.8.2. En Algérie

Le pois chiche en Algérie occupe la 2^{ème} position après la fève dans la période entre 1994-2008 comme il est indiqué dans la figure 4 d'une superficie de 49290 en 1994 à 20000 en 2008 (ITGC, 2009 in Gaid, 2015).

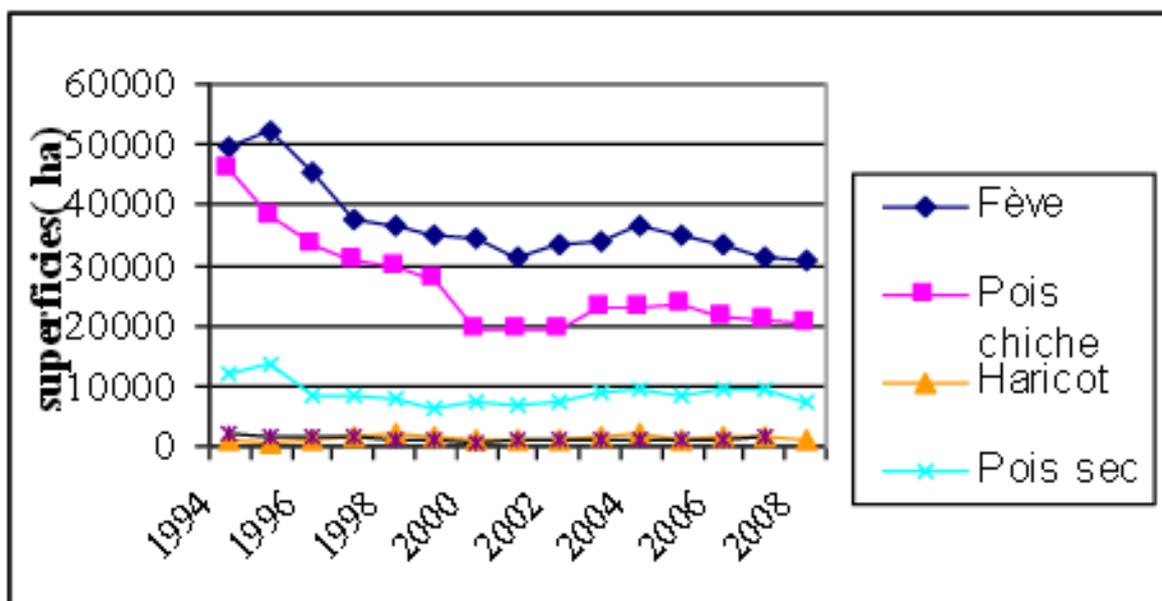


Figure 04. L'évolution des superficies du pois chiche par rapport aux autres légumineuses (ITGC, 2009 in Gaid, 2015).

2. Agent pathogène

2.1. 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 *S. melongena* (Solanaceae). Tel que cité par plusieurs auteurs, l'agent causal responsable du flétrissement du pois chiche est *Fusarium oxysporum* (*Schliecht*) *f.sp. ciceri* (Hans.) Snyder et Hansen, signalé depuis 1910 (Tlemsani, 2010). Les problèmes ont été minutieusement étudiés par Padwick, (1940) qui a nommé l'agent pathogène var la 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 flétrissent touchées. Les symptômes caractéristiques comprennent tombantes soudaine des feuilles et pétioles, (xylème) décoloration interne, le 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) rebaptisé *Fusarium* var classification. *ciceri* comme *Fusarium oxysporum f. sp.ciceri*. Les principales caractéristiques de l'oxysporum des espèces sont la production de microconidies abondantes, macroconidies, présence de chlamydospores et une croissance rapide sur gélose de pomme de terre de dextrose (PDA) (Nelson *et al.*, 1983; Booth, 1984). La maladie a été signalée en premier lieu dans seulement 14 pays. Les premières recherches sur cette maladie ont débuté en Inde et Myanmar dans les années 1920 puis en Mexique, des confusions dans l'identification du flétrissement du pois chiche ont été très répandue, jusqu'à que Nene *et al.*, (1981) ont clarifié l'identification de FOC (Singh, 1987). Actuellement, cette maladie a été rapportée dans au moins 33 pays (Singh *et al.*, 2002).

2.2. Distribution géographique

Le flétrissement vasculaire du pois chiche à 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, Bengladesh, USSR (Akhtar Ayyub, 2001).

2.3. Pertes de production en pois chiche due aux fusarioses

La maladie est importante dans la saison sèche et chaude. Bien que la perte de rendement réel est estimée à 10-12 pour cent à l'échelle mondiale (Khilare et Rafi, 2012). L'ampleur des pertes par la fusariose dépend de la sensibilité des cultivars semés, les conditions atmosphériques qui prévalent et le type de sol. La perte du rendement due flétrir a été considérée comme un élément régulier du pois chiche Etats croissante de l'Inde qui est estimé à peu près jusqu'à 10 pour cent (Singh et Dahiya, 1973). Cette maladie causée en 1965 jusqu'à 95% des pertes au Japon (Carranza, 1965). Manucheri et Mesri, (1966) ont rapporté que, dans Iran fusariose était grave et pois chiches infecté 17 pour cent de la récolte à stade floraison.

Grewal et Paul, (1970) décrit que, en raison des conditions de sécheresse prévalence flétrissement pois chiches est en train de devenir une maladie dévastatrice au Pakistan. Les informations concernant pertes par la maladie du flétrissement ne sont pas disponibles, cependant, selon une estimation; environ 10% de perte du rendement en grain en raison de cette maladie est considérée comme une caractéristique régulière. Les pertes de rendement peuvent varier de 10 à 100% en fonction des conditions environnementales. Nema et Khare, (1973) ont constaté les dégâts causés par le flétrissement au Bengale gramme Madhya pardesh en épidémie année 1973 à être 61 pour cent à 43 pour cent des semis et au stade de la floraison. Gupta *et al.*, (1987) ont rapporté que l'incidence du pois chiche flétrissement variait de 0 à 60 pour cent, avec incidence moyenne de 31,5 pour cent.

Différents scientifiques dans le monde ont des opinions différentes en ce qui concerne les pertes dues à flétrissement de pois chiches. Cependant, il a le potentiel de provoquer des pertes de rendement de 100% (Bretag, 1982). Ou l'échec total de la culture dans des conditions spécifiques (Halila et Strange, 1996; Haware et Nene, 1980). Une perte annuelle de pois chiches rendement en grains d'environ 10 à 15% a été rapportée pour cette maladie (Jalali et Chand, 1992; Trapero-Casas et Jimenez-Diaz., 1985). Cependant, Haware, (1990) décrivent qu'une perte de rendement annuel de 10-15 pour cent est un habitué fonctionnalité. Au Pakistan, la maladie peut causer la perte de 10-50 pour cent des cultures chaque année (Khan *et al.*, 2002).

2.4. Classification

Division : Eumycota

Sous-division : Deuteromycotina

Classe : Hyphomycetes

Order : Moniliales

Famille : Tuberculariaceae

Genre : *Fusarium*

Espèce : *Fusarium oxysporum f.sp ciceris* (Ghosh, 2009).

2.5. Caractères physiologiques

Ce champignon se développe bien sur un milieu gélosé à base de pomme de terre-potato dextrose agar (PDA)(Bouthot et Billotte, 1964) la croissance débute à 7 °C et demeure faible jusqu'à 12°C, devient rapide entre 21-27,5 °C et s'arrête (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 pour 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).

2.6. Epidémiologie

L'épidémiologie des champignons flétrissement est complexe. De nombreux facteurs tels que la densité d'inoculum, pathotype, âge de la plante, la résistance de l'hôte, la densité des plantes, l'humidité du sol, éléments nutritifs du sol, l'air et la température du sol peuvent affecter le développement flétrissement (Haware *et al.*, 1990). Avec la diminution du pH, l'intensité de la maladie augmente flétrissement (Gupta *et al.*, 1986). Gravité de la maladie et les populations Foc augmentent également avec diminution du potentiel sol-matrice (Bhatti et Kraft, 1992). En outre, l'incidence de la maladie est maximale à 25 °C dans les essais en pot qui sont réalisées à 15-35°C et inférieure à 15°C, aucune maladie ne développe (Guptav, 2015).

2.7. Biologie

Dans un milieu de culture solide, comme le milieu PDA, les différentes formes spéciales de *F. oxysporum* peuvent varier d'apparence. Généralement, au début de la croissance, le mycélium aérien est blanc et peut ensuite changer vers une grande variété de couleurs (du violet jusqu'au pourpre foncé) selon la souche de *F. oxysporum* (ou forme spéciale) (Smith *et al.*, 1988).

Selon Rahmania (2000) *Fusarium oxysporum* produit trois types de spores asexuées: microconidies, macroconidies et chlamydospores.

a- Les microconidies

Hyalines, de formes et de dimensions variables, de 3 à 15µm 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. Ces conidies se forment à l'extrémité des microphialides.

b- Les macroconidies

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

c- Les chlamydospores

Se forment, soit à partir d'articles mycéliens, soit à partir d'une cellule de macroconidies. Elles sont caractérisées par une paroi très épaisse et accumulent d'importantes réserves de nature lipidique, ces structures sont toujours arrondies, ayant de 6 à 20 µm de diamètre. 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).

Les sclérotés sont de formes plus ou moins sphériques, de couleur sombre (bleu foncé à noir). Ces structures apparaissent dans les conditions d'extrême pauvreté du milieu de culture. Elles sont considérées comme des organes de résistance capables de s'enkyster durant de longues périodes. (Rahmania, 2000).

2.9. Symptômes

Fusariose du pois chiche est transmise par les semences et les graines récoltées à partir de plantes flétries lorsqu'ils sont mélangés avec des graines saines peuvent porter le champignon flétrissement à de nouveaux domaines et peut établir la maladie dans le sol à des niveaux de seuil économique dans les trois saisons (Pande *et al.*, 2007).

La maladie survient au semis et la floraison stade de croissance des plantes. Les symptômes qui peut être observé sont tombantes des pétioles et rachis, le jaunissement et le séchage feuilles de la base à la hausse, le brunissement des faisceaux vasculaires, ramification incorrecte, flétrissement des plantes et finalement la mort des plantes (Westerlund *et al.*, 1974; Prasad et Padwick, 1939). Pathogène obtient l'entrée dans le vaisseau xylème et envahit toute vasculaire système, ce qui induit des symptômes de flétrissement et un jaunissement. En l'absence d'hôte plante le agent pathogène peut survivre jusqu'à six ans (Haware, 1993).

Chauhan, (1962) a rapporté les premiers symptômes de la maladie due à l'agent pathogène infection à veine compensation des feuilles et une diminution dans le chloroplaste et de l'amidon formation dans les cellules du mésophylle. Considérant que Erwin, (1957) caractérisée par le flétrissement de pois chiches jaunissement des feuilles et la nécrose du xylème.

Guptav, (2015) Les feuilles des plantes fanées tourné grisâtres vert, puis est devenu jaune terne et fané. En outre, le diagnostic de la fusariose peut être confirmé par la présence des hyphes et des spores du champignon dans le xylème en observant les sections transversales de ces racines infectées sous le microscope. Les graines sont plus légers et plus terne des plantes fanées tardives par rapport aux plantes saines. Génotypes de pois chiches différaient des taux d'expression des symptômes après l'infection Foc. Ceci peut être classé comme précoce et catégories de flétrissement en retard sur la base de jours à partir de flétrissement semis .Les plantes cultivées à partir de semences flétrissement infecté plus rapidement que les plantes cultivées à partir de semences propres. Par conséquent, cultivar sensible montre des symptômes de flétrissement dans les 25 jours après le semis dans le sol infecté qui est connu comme «flétrissement précoce». Selon le génotype, Foc isole peut provoquer soit un flétrissement rapide ou un syndrome jaunissement progressif, qui se développe après 15-40 jours d'inoculation. Plante peut montrer le flétrissement lors de la phase de croissance de la reproduction qui est nommé comme «fin flétrissement» (Guptav, 2015).



Figure 05. Symptômes de la fusariose du pois chiche (Cunnington, 2009).

2.10. Le cycle de vie

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. Les isolements effectués indiquent qu'un gramme de sol renferme près de 100,000 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 (chlamydo-spores) en état de dormance (Booth, 1971). En contact de l'hôte et une fois les conditions favorables, les chlamydo-spores germent et les jeunes filaments pénètrent au niveau des racines. Après pénétration dans la cellule épidermique, le mycélium se ramifie, colonisent 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 aisément 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 (Si Mohammed, 2010).

Chapitre II:

Matériel et méthodes

1. Prospections

Notre travail consiste à déterminer l'effet de quelques facteurs abiotiques sur la fusariose vasculaire du pois chiche dans le Nord Algérien. Les régions retenues pour cette étude nos prospections sont : Relizene, Mascara, Sidi Bel Abbes, Guelma et Constantine. (Figure 01 et le tableau 01). Ces régions ont été choisies d'une part, pour leurs grandes superficies cultivées en pois chiche et d'autre part, à la présence dans ces régions des producteurs potentiels. En plus, ces régions ont été rapportées comme étant infestées par le FOC.

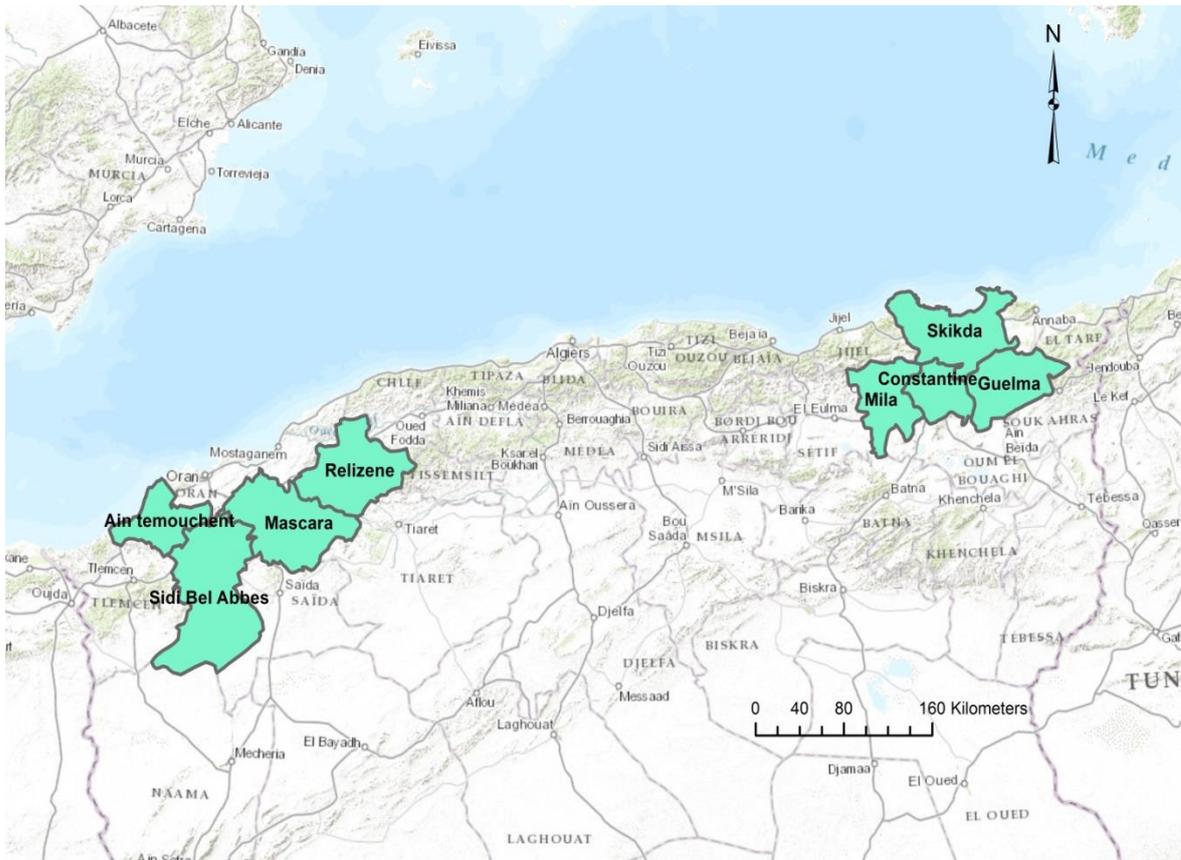


Figure 06. Carte géographique montre la zone d'étude.

Lors des prospections, des observations ont été effectuées dans chaque parcelle visitée. Les symptômes de la maladie ont été décrits. L'estimation d'une maladie est effectuée par le prélèvement de l'incidence et de la sévérité.

L'incidence de la maladie est une variable binaire, c'est à dire une unité d'installation est soit (visiblement) malades ou non (Madden et Hughes, 1999). L'estimation de l'incidence a été effectuée selon le protocole adopté par Trapero-Casas, (1983) pour l'évaluation de l'incidence du flétrissement au sud de l'Espagne, trois rangés de 10 m de long, ont été choisis arbitrairement. Les plantes de chaque rangée ont été examinées, le nombre de plantes présentant des symptômes de la maladie a été relevé.

Le taux d'incidence a été estimé à partir du rapport entre le nombre de plants malades et le nombre total des plantes selon la formule suivante :

$$\text{Incidence } I = \frac{\text{nombre des plantes malades}}{\text{nombre total des plantes}} \times 100$$

La sévérité de la maladie peut être définie comme la région ou le volume de tissu de la plante qui est (visiblement) malade, habituellement relatif au tissu de la plante total (3). C'est une variable continue, typiquement limité par 0 et 1, et une mesure de la qualité de plante le tissu, pas le nombre d'unités de la plante affecté (Madden *et al.*, 1999). Pour l'évaluation de la sévérité des symptômes provoqués par la maladie nous avons adopté l'échelle de Trapero-Cassas, (1983):

0 : pas des symptômes ;

1 : Jaunissement au flétrissement du 1/3 de la plante ;

2 : Jaunissement au flétrissement du 2/3 de la plante ;

3 : Symptômes identiques affectant la plante entière et 4 : Plante morte.

Pour estimer l'indice de la sévérité moyenne (*ISM*) a été calculé pour chaque parcelle à l'aide de l'équation suivante :

$$\text{ISM} = \frac{\sum n_j \cdot x_i}{\sum n_j}$$

Où n_j est le nombre de plantes caractérisées par l'indice i_j et i_j l'indice de gravité de la maladie attribué aux plantes.

2. Analyse de la progression

2.1. Prélèvement des échantillons du sol

Les échantillons de sols utilisés pour la mise au point du test proviennent essentiellement de champs cultivés en pois chiche où des dégâts de flétrissement vasculaire ont été observés l'année 2015. Les échantillons de sols ont été collectés sur 8 sites différents localisés dans différentes zone agro écologiques dans le Nord Algérien (Tableau 02). De chaque site, 100 Kg de sol ont été prélevés à la profondeur de 20 à 40 cm selon la norme ISO10381-1994 pour les analyses microbiologiques. Chaque échantillon était mis dans des sachets étiquetés, est conservé dans un endroit bien aéré.

3. Analyse de l'effet des débris sur la fusariose vasculaire

3.1. Préparation des débris et incorporation dans le substrat

Les plantes de pois chiche présentent de symptômes de flétrissement vasculaires sont collectées a partir de différents sites pour l'étude de leur effet des débris sur la maladie

(Tableau 02). Ces plantes sont séchées à l'ombre pendant 21 jours, broyées en poudre fine et conservées à 4°C. L'inoculum ainsi obtenu est incorporé dans des pots contenant le substrat de culture stérilisé à raison de 100g d'inoculum pour 1kg de substrat, ce dernier est composé d'un mélange de sable, terre et terreau selon les proportions respectivement de 1/1/1 le mélange est stérilisé 105°C pendant 24h. Le semis est réalisé 21 jours après l'incorporation de l'inoculum au substrat, afin de permettre une meilleure colonisation par le champignon.

Tableau 02: Origine des prélèvements des échantillons de utilisés pour l'étude de l'effet des débris.

Sites	Parcelle	Région
Site 1	Sfisef	Sidi Bel Abbes
Site 2	Bni talla	Sidi Bel Abbes
Site 3	Ghrayassia	Mascara
Site 4	Benizeltis1	Relizene
Site 5	Bouhanifia	Mascara
Site 6	Bouraulia khroub	Constantine
Site 7	Oued Znati 3	Guelma
Site 8	Rahmouma	Constantine

3.2. Semis des grains de pois chiche

La semence du pois chiche de la variété GUAB 5 a été désinfectée en surface par immersion dans une solution d'hypochlorite de sodium (5%) trois fois successives pendant 3 min, lavées trois fois avec de l'eau distillée stérile et séchées entre deux papiers filtres stériles. Ces grains ont été mis en germination entre deux papiers filtres stériles imbibés de l'eau distillée stérile. Après germination, les grains pré germés ont été mis dans des pots en plastique (hauteur 0,40m * diamètre 0,25m), contenant les différents sols collectés a partir des régions cités précédemment. (Hibar *et al.*, 2005).

3.3. Isolement, identification et pathogénicité de l'agent pathogène

Au laboratoire, après lavage les tiges des échantillons à l'eau courants, l'isolement est obtenu à parties inférieures des tiges qui ont été désinfectée superficiellement par trempage dans une solution diluée d'hypochlorite de sodium à 1% pendant 9 min puis découpées en 5 fragment de 0,5cm. Les fragments ont été ensuite rincés une fois à l'eau distillée stérile pendant 4 min puis séchés correctement sur papier filtre stérile. Les fragments sont déposés dans des boîtes Pétri contenant le milieu PDA.

L'incubation a été réalisée à l'obscurité à 25°C, température considérée comme optimale pour la croissance du champignon jusqu'à l'apparition d'un mycélium sur les fragments, soit 48h à 5jours.

L'espèce *F. oxysporum* a été identifiée sur la base de l'observation microscopique et avec l'utilisation de deux clés d'identification :

Messiaen et Cassini, (1968) et Joffe, (1973).

Pour confirmer les symptômes observés en plein champ et dans le but de confirmer la forme spéciale *ciceris* des isolats de *Fusarium oxysporum* obtenus, des inoculations sont effectuées à une variété sensible de pois chiche (ILC 482). La technique d'inoculation des isolats est décrite ultérieurement dans la partie étude du pouvoir pathogène.

Les cultures monospores sont obtenues selon la méthode décrite par (Booth, 1971). Une suspension de microconidies est diluée dans de l'eau stérile, de façon à obtenir une concentration voisine de 20 microconidies/ml. Une goutte de la suspension contenant généralement 2-5 microconidies/ml est déposée et étalée en stries à la surface du milieu PDA (Annexe 01) en boîte Pétrie. Après 24 heures d'incubation, à l'obscurité à 20°C, les germinations issues d'une microconidie unique sont d'abord repérées au fort grossissement de la loupe binoculaire puis prélevées stérilement et déposées séparément sur le milieu PDA en boîte de Pétrie. Pour chaque souche, 10 jeunes thalles issus de 10 microconidies sont repiqués.

3.4. Préparation de l'inoculum

Après une culture monospore, chaque clone de FOC a été ensemencé sur un milieu PDA et incubé à 25°C pendant 15 jours. Le contenu d'une boîte a été broyé pendant 30 secondes dans 50 ml d'eau distillée stérile à l'aide d'un broyeur, ensuite, il a été filtré à travers une couche de papier filtre (El Aoufir, 2001).

La concentration de la suspension en conidies (macro-et microconidies) a été ajustée par dilution avec de l'eau distillée stérile afin d'obtenir une concentration de 10^6 conidies/ml, concentration qui s'était révélée suffisante pour provoquer la manifestation des symptômes (Westerlund *et al.*, 1974).

3.5. Obtention des plantules de pois chiche

Pour préparer le matériel végétal, des bacs métalliques (20 x 35 cm) lavés et désinfectés à l'eau de Javel ont été remplis d'un mélange de deux volumes de sol et un volume de tourbe autoclavé pendant 2 heures à 120°C ; l'autoclavage a été répété 2 fois à 24 heures d'intervalle. Des semences, du cultivar ILC 482, ont été désinfectées par immersion dans une solution d'hypochlorite de sodium à 5% pendant 3 à 5 minutes puis rincées 2 fois

dans de l'eau distillée stérile et séchées sur du papier filtre stérile. Elles ont ensuite été semées dans des pots préalablement désinfectés à l'eau de Javel contenant le mélange stérilisé de sol et de tourbe avec un espacement de 5 cm. Les pots ainsi préparés sont ensuite placés dans un laboratoire et arrosés une fois par semaine.

Les plantules de pois chiche sont élevées dans les conditions suivantes :

- Eclairage artificiel de (assuré par 2 néons, disposées à une hauteur d'environ 50 cm au dessus des plantules) ; la photopériode est de 12 heures,
- Température jour et nuit : 20°C,
- Humidité relative : 70%.

Au bout de 8 jours, des plantules, arrivées u stade des deux première feuilles étalées ont été sélectionnées pour l'inoculation.

3.6. Méthode d'inoculation

Parmi les diverses méthodes rapportées, une technique a été utilisée pour l'inoculation des plantules de pois chiche; il s'agit de l'inoculation par immersion des racines de l'inoculum (Erwin, 1958 ; Westerlund *et al.*, 1974 ; Trapero-Casas, 1983 ; El Aoufir, 2001).

Dans le cadre de ce travail la technique a été testée en procédant à l'inoculation des plantules de la lignée ILC 482 connue pour sa sensibilité au FOC (Rhrib, 1990).

L'inoculation des plantules, déterrées soigneusement, a été réalisée par immersion des racines, préalablement lavées à l'eau courante, pendant 30 mn dans la suspension d'inoculum. Les plantules inoculées ont été transférées dans des pots contenant le substrat stérilisé (1 volume de tourbe pour 2 volumes de sol) à raison de 3 plantes par pot. L'incubation des plantules inoculées est effectuées dans les mêmes conditions après immersion de leurs racines pendant 30 minutes dans un broyat de milieu PDA stérile (contenu d'une boite de Pétri broyé dans 50 ml d'eau distillée stérile et filtré par l'utilisation d'un papier filtre).

4. Analyse de la transmission de FOC par les semences

4.1. Analyse de transmission de FOC par les semences

Dans le but de tester le pouvoir de transmission du FOC, un dispositif expérimental a été mis en place. Les semences testées sont constituée de quatre variétés de pois chiche ILC 79-32, Flip, Ghab 05, et Flip 90/13c. Ces variétés nous ont été fournies par l'Institut Technique des Grandes Cultures (ITGC) de Saida et Sétif.

Un autre type de semences a été mis à l'analyse dont la source et les plantes malades issues des sites prospectés précédemment. Quatre sites ont été sélectionnés sont : Rahmouna, Bni Talla, Bouhanifia et Oued Znati 3.

L'analyse de la transmission du FOC est basée sur le rinçage des graines des quatre variétés testées à l'hypochlorite de sodium (1%) trois fois successives pendant 1 minutes, suivie par un rinçage trois fois successives à l'eau distillé stérile pendant 3 minutes et un séchage entre deux papiers filtres stériles. Les semences désinfectées sont placées à raison de 5 graines par boîte qui contient un milieu de culture PDA .Les boîtes de Pétri contenant les grains a analysés sont incubées à 25°C pendant 3-15 jours.

4.2. Transmission du FOC de la semence à la plantule et manifestation des symptômes

Préparation un substrat stérile

Les graines de chaque cultivar sont désinfectées superficiellement par un trempage dans de l'hypochlorite de sodium (1 %) pendant 4minutes, rincées à l'eau distillé stérile pendant 9 minutes.

Après un séchage sur deux papier filtres stériles, les graines sont mises aseptiquement dans des boîtes de Pétri stériles contenant des papiers filtres imbibés d'eau distillés stérile, à raison 300 le nombre des graines réparties uniformément sur toute la surface de la boîte.

La germination des graines est assurée suite à l'incubation de ces boîtes dans une étuve réglée à 25 °C pendant cinq jours.

Cinq graines de chaque variété ont été semées sur un substrat stérile (1volumes de sol, un volume de sable et 1 volume de terreau) dans des bacs à raison de cinq graines par bac. L'observation des symptômes est effectuée 2 semaines après le semis, Les plants sont irrigués régulièrement avec de l'eau distillée stérile deux fois par semaine.

5. Exploitation des résultats et analyses statistiques

Les estimations sont fondées sur l'observation des symptômes et la notation de l'incidence (I) et de la sévérité (S) de la maladie. Lors de chaque visite, l'incidence et la gravité de la maladie ont été évaluées selon les méthodes de (Trapero-Casas, 1983).

5.1. Mesure de l'Incidence

L'incidence est le pourcentage des plantes malades. Il nous donne une idée sur l'état de la population de pois chiche vis-à-vis de l'agent pathogène.

L'incidence est le moyen le plus rapide pour la mesure de la maladie ; il nécessite seulement le comptage du nombre d'unités malades qui peut être exprimé par un pourcentage du nombre total d'unités.

5.2. Mesure de la sévérité d'attaque

La sévérité ou la gravité de la maladie est obtenue selon l'évaluation visuelle de la proportion des tissus de la plante atteinte par le flétrissement ou le jaunissement. L'échelle de

notation utilisée par Trapero-Casas, (1983) a été appliquée le long de nos expérimentations. Cette échelle consiste à donner une note à la plante malade examinée en fonction de l'importance des symptômes observés :

- 0: pas de symptômes.
- 1 : jaunissement ou flétrissement du 1/3 de la plante.
- 2: mêmes symptômes mais affectant les 2/3 de la plante.
- 3: symptômes identiques affectant la plante entière.
- 4: plante morte.

Pour estimer la gravité de la maladie, l'indice moyen de gravité (*ISM*) a été calculé pour chaque parcelle.

$$ISM = \frac{\sum n_j \cdot x_i}{\sum n_j}$$

Où n_j est le nombre de plantes caractérisées par l'indice i_j et i_j l'indice de gravité de la maladie attribué aux plantes.

5.3. Calcul de l'Indice de Flétrissement (*DII*)

L'incidence *I* et la sévérité *S* sont utilisés pour le calcul l'index de l'intensité de la maladie *DII* où

$$DII = S \text{ ou } (ISM) \times I / 4$$

5.4. Calcul de l'AUDPC (Area Under the Disease Progress Curve)

La région sous la courbe du progrès de la maladie (*AUDPC*) est une méthode d'analyse qui permet de résumer les données de l'intensité de la maladie, en une seule valeur. Cette valeur est indispensable pour la comparaison entre les différentes épidémies à travers les années, les emplacements, ou les stratégies de la gestion (Cook, 2006). Cependant, cette méthode est utile pour la description, l'estimation et la comparaison entre les épidémies causées par le FOC (Navas-Cortes *et al.*, 2000). L'*AUDPC* est calculé en utilisant la formule suivante :

$$AUDPC = \sum_{i=1}^n [(x_{i+1} + x_i) / 2] (t_{i+1} - t_i)$$

Où x_i est la proportion des tissus ou le nombre de plantes malades à toute une seule mesure (intensité de la maladie) à l'observation i , t = temps (jours) après l'inoculation à

l'observation i , et n = le nombre total d'observations. La somme de régions individuelles trapézoïdes, ou régions de i à $n-1$. i et $i + 1$ représente des observations de 1 à n .

Les mesures des caractéristiques épidémiologiques (**I**, **S**, **DII**) sont soumises à des analyses de variance, chaque variété étant représenté par trois répétitions pour un seul variable (variété) et deux variables (variété climat).

5.5. Analyse statistique

Trois répétitions sont retenues pour chaque facteur étudié. Les données sont traitées par une analyse de la variance suivie d'une comparaison des moyennes par le test des moyennes par le test de Newman et Keuls à 5 et 1%. L'analyse statistique a été faite avec une procédure générale des modèles linéaires avec STATISTICA.

Chapitre III:

Résultats et discussion

1 .Résultats

1.1. Résultats des investigations de terrain

Les observations en plein champ ont montré que les symptômes apparaissent sous forme des plages constituées de plantes flétries ou desséchées. En cas d'attaque précoce, les plantes sont affaissées sur le sol tout en gardant une couleur verte terne. Les plantes montrent des symptômes typiques de flétrissement apparaissant initialement sur la partie foliaire supérieure puis gagnent rapidement toute la plante. Ce phénomène se traduit ultérieurement par la mort des plantes. En cas d'attaque tardive, les plantes montrent les symptômes atypiques de la maladie, où un jaunissement partiel touche préalablement la partie inférieure de la plante, puis progresse vers les parties intermédiaires et supérieures.

Ces deux types des symptômes observés, sont accompagnés d'une chute des folioles.



Figure 07. Symptômes observés en plein champ : 1/ flétrissement vasculaire précoce dans 2a et 2b/ Symptômes de flétrissement vasculaire tardif. (Moutasem, 2008).

Dans tous les cas, le système racinaire, examiné avant le dessèchement total de la plante, montre un aspect sain sans pourriture visible, mais avec une réduction de système racinaire. Toute fois, une coupe longitudinale ou transversale au niveau du collet montre une décoloration du système vasculaire. Cette décoloration est souvent moins nette chez les plantes ayant subi une attaque précoce.

Durant le stade de formation et remplissage des gousses, les symptômes manifestés sur les gousses et les graines formés par les plantes malades, affectent leurs qualités et leurs quantités. Les gousses issues des plantes malades, sont peu nombreuses, très petites et se vide.

Lors des prospections effectuées pendant la campagne agricole 2015, dans le but de quantifier la fusariose vasculaire du pois chiche, nous avons constaté que cette maladie

provoque de très graves dégâts. La maladie a été observée sur tous les parcelles investiguées en semis d'hiver ou de printemps, où la fréquence enregistrée est variable.

Le diagnostic de la fusariose vasculaire de la culture du pois chiche effectués durant la campagne agricole 2015, a bien révélé que la propagation de la maladie est enregistrée dans toutes les parcelles prospectées. Cette propagation s'est traduite par des dégâts considérables. Les dégâts observés ont été sur un grand nombre de parcelles en semis d'hiver ou de printemps. La prévalence est d'au moins 92,50% pour l'année 2015.

L'incidence enregistrée dans les champs prospectés durant la saison agricole 2015 est variable entre 2,68 et 71,01% avec une moyenne totale de 19,06% pour toutes les parcelles. En outre, la région de Benizeltis (Relizene) est la plus touchée par la maladie. L'analyse des données montrent également que la maladie est très sévère dans la région de Benizeltis (Relizene), où nous avons constaté une valeur moyenne de 3,45 de l'indice de sévérité moyenne. Par contre, ce dernier est constaté très faible (1,29) dans la région d'Oued Znati2 (Guelma). En outre, le calcul de l'indice de la maladie a montré que la maladie est très grave dans la région de Benizeltis (Relizene) avec un taux de 80,69%. Cependant, elle n'est pas grave dans la région d'Oued Znati2 (Guelma) avec un taux moyen de 6,31%.

1.2. Résultats de l'évolution spatiotemporelle de la fusariose vasculaire du pois chiche

1.2.1. Evolution des symptômes

Pour certaines plantes, les symptômes s'étaient traduits par un relâchement des pétioles, un flétrissement rapide des feuilles qui avaient pris une couleur vert-terne, suivi du dessèchement de la plante entière avant même le stade de la floraison (Figure 08). Pour d'autres plantes, les symptômes s'étaient manifestés plus tard sous forme d'un jaunissement vasculaire partiel ou total du feuillage qui avait atteint d'abord les feuilles les plus basses et qui avait progressé vers le haut (Figure 08).

Dans les deux manifestations pathologiques, une coupe longitudinale suivant l'axe de la plante avait révélé un brunissement des tissus internes des tiges, témoignant de leur colonisation par l'agent pathogène.

1.2.2. Evolution de la maladie en fonction le temps et l'espace

Lors des observations effectuées durant cette étude, on a constaté que toutes les sites testées dans les essais ont exprimé les symptômes de flétrissement et de jaunissement, mais avec une variation de l'incidence, sévérité et par conséquent sur la gravité de flétrissement vasculaire de pois chiche.



Figure 08. Symptômes de flétrissement vasculaire sur plantules de pois chiche a) stade végétatif, b) stade floraison et c) stade formation et remplissage des gousses (original, 2016).

Les observations menées ont montré également une hétérogénéité dans l'expression des symptômes de la maladie. L'analyse de graphes mentionnés dans les figures (09 et 10), montre également l'absence des symptômes dans le stade plantule, ou leur apparition avec des très faibles incidences avec une valeur moyenne. Néanmoins, les stades floraison, formation et remplissage des gousses, ont connu une évolution exponentielle de la fréquence de la maladie. D'après l'ANOVA, le stade phénologique a montré un effet très hautement significatif ($p \leq 0.001$) sur la variation de l'incidence. Ce dernier effet a été expliqué par la séparation très nette des différents groupes. L'analyse des données a permis de distinguer 3 groupes différents selon le stade phénologique. Le premier stade forme un seul groupe le stade D1 qui présente une faible incidence environ 4,29%. Le deuxième stade D2 représente le deuxième groupe avec une fréquence moyenne plus au moins élevée environ 41,43%.

Cependant, a ces deux groupes s'ajoute le troisième groupe composé essentiellement par le D3 et D4 qui ont montré une fréquence de la maladie très élevée environ 93,57 et 97,86 %.

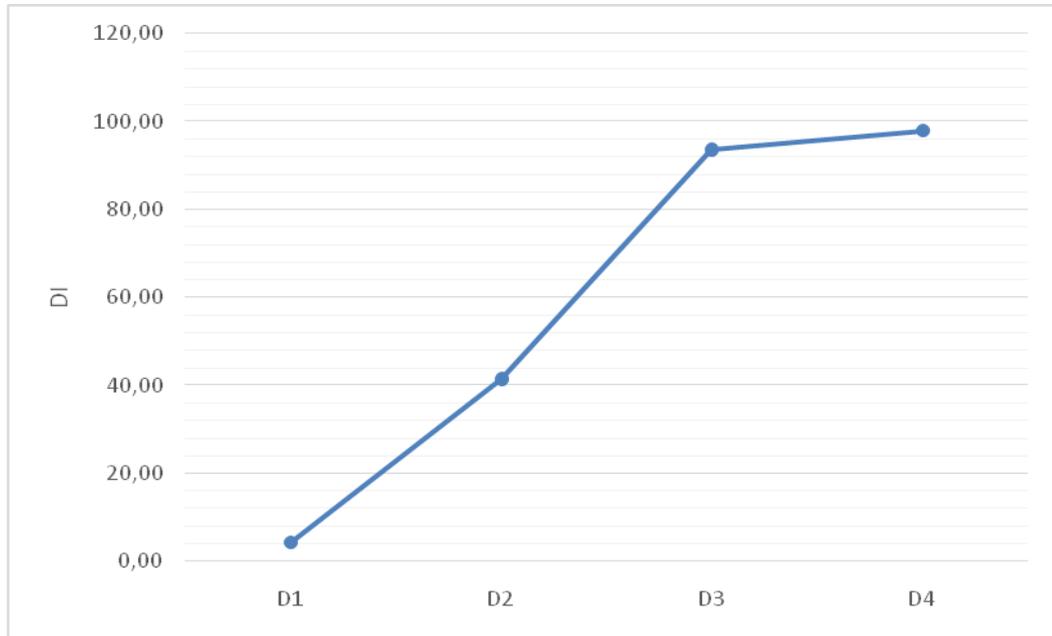


Figure 09. Évolution de l'incidence de la maladie en fonction le stade phénologique de la plante.

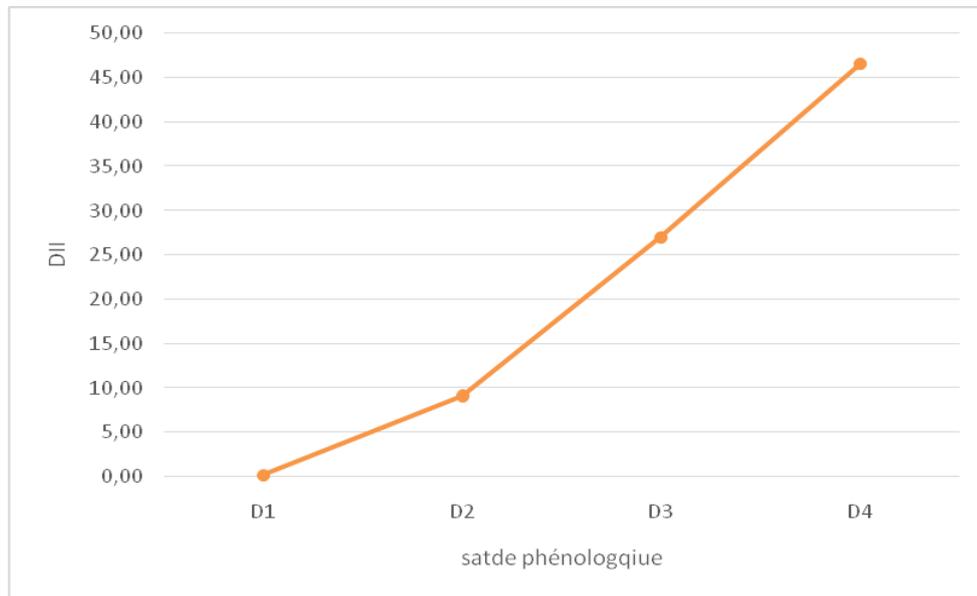


Figure 10. Évolution de l'index de gravité de la maladie en fonction le stade phénologique de la plante.

D'après l'ANOVA, le stade phénologique a montré un effet très hautement significatif ($p \leq 0.001$) sur la variation de l'index de gravité. Ce dernier effet a été expliqué par la séparation des stades phénologiques en quatre groupes, dont chaque stade constitue un groupe appart. Une phase latente a été remarquée dans les deux premier mois après le semis ou les

valeurs moyennes de la gravité notées sont faibles et qui varient entre 0,21 et 9,14%. Cette phase suivie par une évolution exponentielle par laquelle la maladie devient plus au moins grave durant les 4 semaines qui suivent, où les valeurs de la gravité enregistrées varient entre 27,04 et 46,57. Au vu des résultats obtenus. En général, le stade de floraison, formation et remplissage des gousses sont les plus réceptifs à la maladie.

D'après l'ANOVA, le site a montré un effet très hautement significatif ($p \leq 0.001$) sur la variation de l'incidence et la gravité de la maladie. Ce dernier effet a été expliqué par la séparation très nette des différents groupes homogènes. Le premier groupe est formé de site S9 où la valeur de l'incidence notée est environ 75. Cependant le deuxième groupe est formé de 6 sites qui restent, dont la valeur de l'incidence enregistrée est variée entre 52,50 et 62,50.

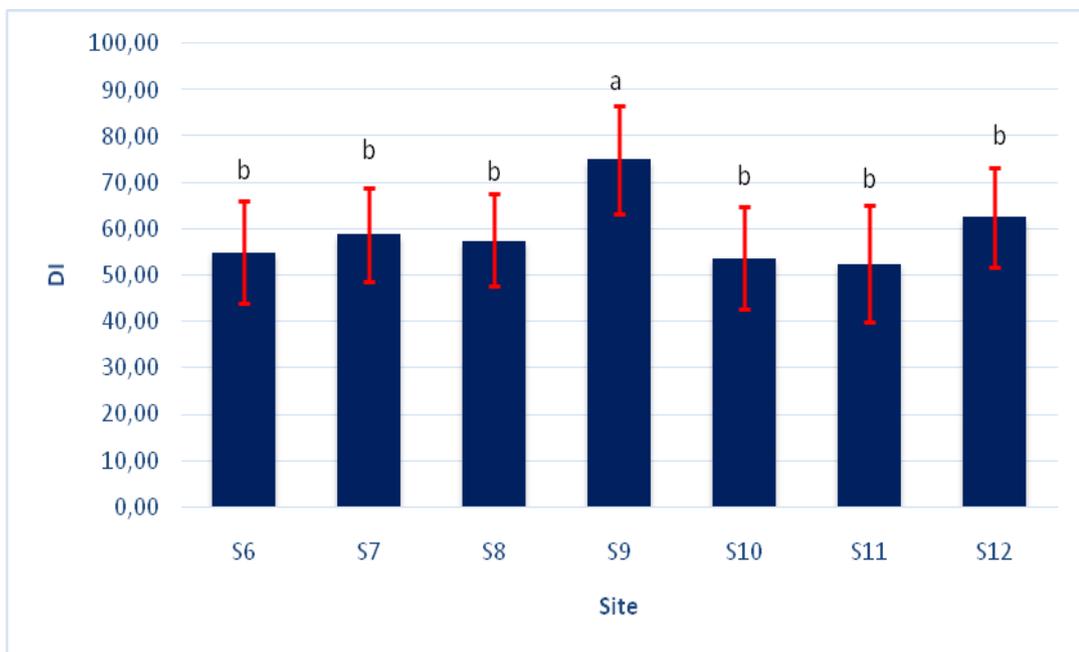


Figure 11. Effet de site expérimental sur la variation de l'incidence de flétrissement vasculaire de pois chiche.

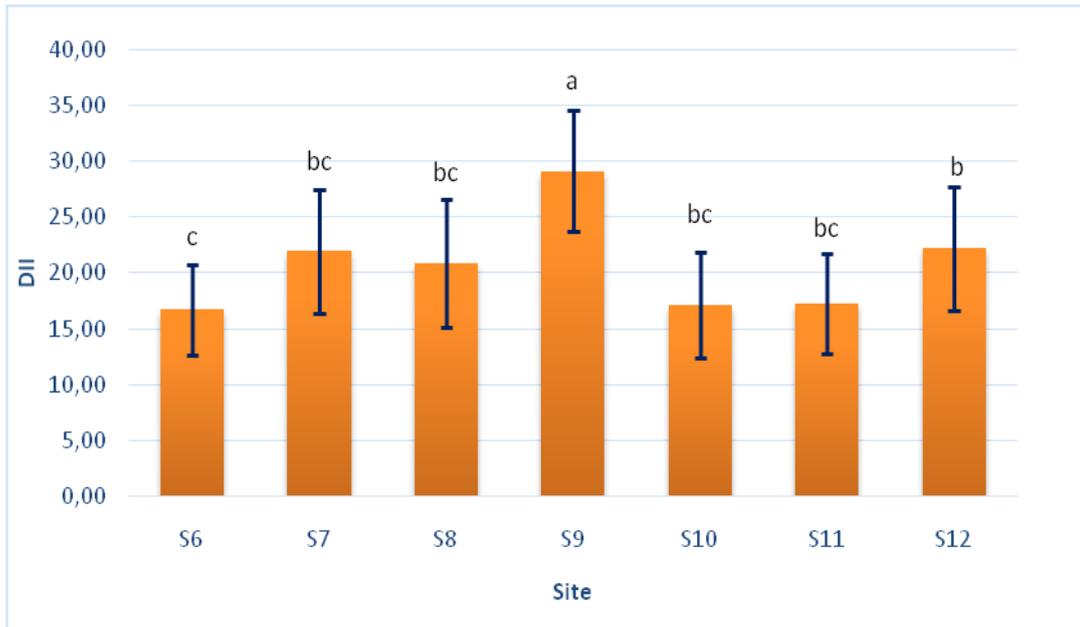


Figure 12. Effet de site expérimental sur la variation de l'index de gravité de flétrissement vasculaire de pois chiche.

Suivant l'index de gravité, l'analyse des données a montré la division des sites en quatre groupes. Le premier groupe est formé de site S9 avec une valeur plus au moins élevée 29,13. Le deuxième groupe est composé de S12 dont l'index de gravité exprime une valeur de 22,19. Les sites S7, S8, S10 et S11 forment le troisième groupe où les fréquences de gravité s'évaluent entre 17,13 et 21,94. Cependant, le quatrième groupe est construit par le Site S6 avec une valeur plus au moins faible égale à 16,69.

1.3. Analyse l'effet des débris de la culture du pois chiche sur la maladie

Le semis des grains de pois chiche dans un substrat stérile amendé par les débris infectés par le FOC surmontent des symptômes typiques et atypiques de la maladie. Les symptômes observés, apparus 10 jours après le semis, ont consisté en un jaunissement vasculaire qui avait progressé depuis les feuilles les plus basses vers les parties apicales avec une chute des folioles nécrosées et un brunissement des tissus vasculaires.

Le deuxième type de symptômes extériorisés par les plantes inoculées a été un flétrissement observé 8 jours après l'inoculation. Il se manifeste par un flétrissement soudain des folioles, débute le plus souvent par les parties supérieures et progresse vers les parties inférieures. En outre, la naissance du flétrissement a débutée aussi par les parties intermédiaires ou inférieures et progresse vers les autres parties des plantules inoculées. Les symptômes obtenus sont caractéristiques du flétrissement précoce ou un jaunissement tardif, était similaire à ceux observés au champ.



Figure 13. Symptômes extériorisés par les plantules de pois chiche après amendement de sol par les débris de la culture précédente, a- Bnitalla Sidi Bel Abbas, b- Rahmouma, c- Bouraulia khroub (Original, 2016).

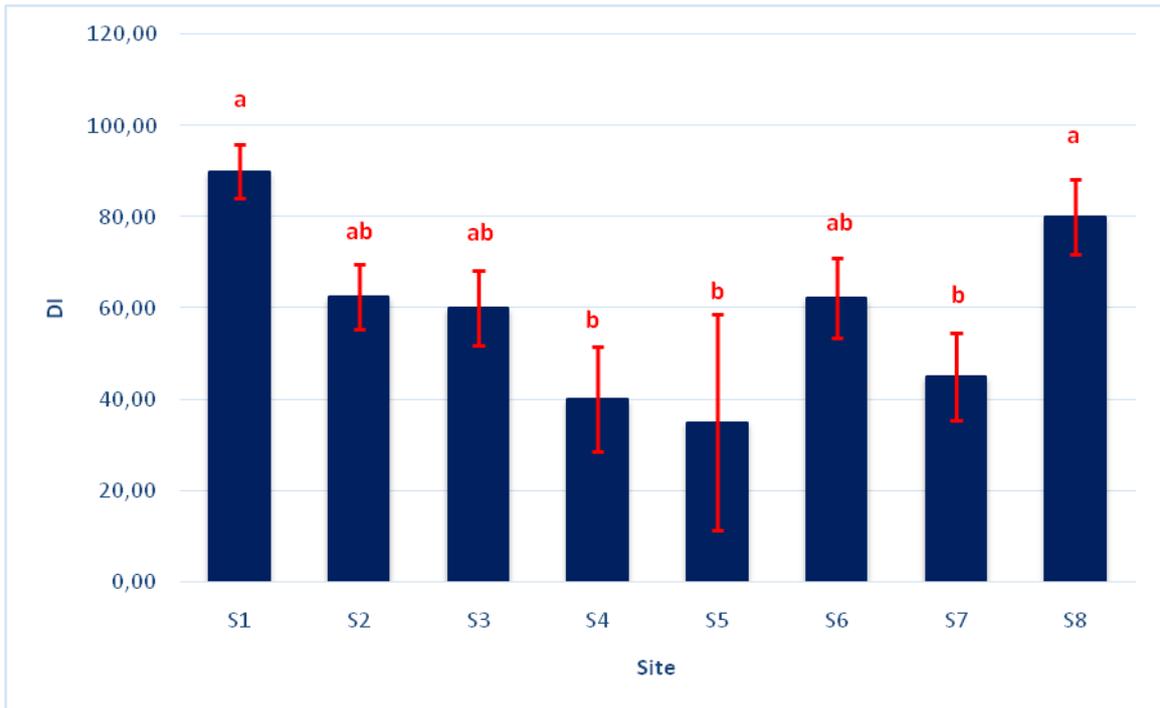


Figure 14. Effet des débris de la culture sur la variation de l'incidence de flétrissement vasculaire de pois chiche.

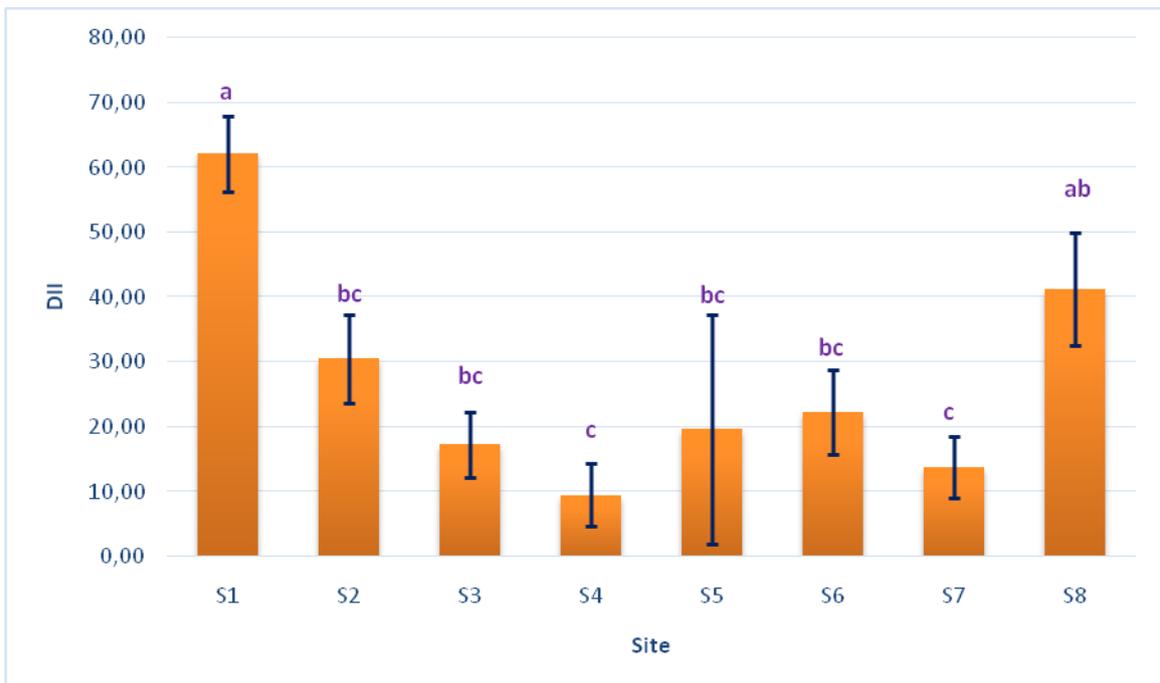


Figure 15. Effet des débris de la culture sur la variation de l'index de gravité de flétrissement vasculaire de pois chiche.

Les résultats obtenus montrent à l'évidence que les débris de la culture précédente augmentent significativement l'incidence et la gravité de la maladie de flétrissement vasculaires de pois chiche.

L'analyse de la variance sur l'effet des débris de la culture précédente sur l'incidence et l'index de gravité, a montré des différences significatives au seul 0,05. L'analyse des données présentées dans la figure 15 a permis de particulariser trois groupes différents suivant la fréquence de la maladie. Le premier groupe comprend les débris récoltés à partir de site S1 et S8. Ces débris ont sur montés une incidence très élevée 90 et 80% environ. Le deuxième groupe est composé par les restes de la culture récoltés à partir des sites S2, S3 et S6. L'incidence constatée pour les 3 parcelles est variable entre 60 et 62,50%. Cependant, les autres sites établissent le troisième groupe dont les fréquences notées sont moins de 40%.

La séparation des groupes selon l'index de gravité est affichée sur la figure 15. L'analyse de la variance et le classement des moyennes par le teste de DUNKAN au seuil 0,05 indique la présence de quatre groupes. Le premier groupe représenté par le site S1 avec une valeur de gravité prie de 62,5 ce qui traduit une situation très grave. Le deuxième groupe est présenté par le site S8 dont les débris ont sur monté une valeur de 41,25. Cependant, les sites S2, S3, S5, et S6 sont réunies dans le groupe 3 caractérisé par des valeurs de gravité moyenne qui s'étalent entre 17,25 et 30,47. Le dernier groupe est formé par le site S4 et S7 qui ont marqués des valeurs de l'index de gravité plus au moins faibles 9,50 et 13,75.

1.4. Analyse de pouvoir contagieux de FOC

1.4.1. L'analyse de transmission interne et externe du FOC par les semences

Les analyses des semences de pois chiche issus des plantes malades, ont montré également leur colonisation par le FOC (Figure 16).

L'analyse de la variance du taux d'infection par le FOC nous a permis de dégager des différences hautement significatives entre les graines testées. Les analyses effectuées sur les grains homologués ont montré un taux de contamination qui varie entre 1,25 et 13,75% avec une moyenne de transmission environ 5,94%. Par contre, une moyenne de transmission plus au moins élevée a été constatée pour les semences non homologuées environ 32,92%.



Figure 16. Isolement de FOC à partir des graines et des gousses de pois chiche : 1a et b/ graines issues des plantes malades ; 2/ graines de consommation (Original, 2016).

L'analyse des moyennes par le test de Duncan a montré la présence de deux groupes. Le premier groupe composé par les variétés FLIP, GUAB 4 et ILC 32-79, dont le taux de transmission est faible 1,25 et 5%. Cependant, le deuxième groupe manifesté par la variété ILC 32-79 connue par sa sensibilité vis-à-vis le FOC avec une fréquence de transmission environ 13,75%.

L'analyse de taux de transmission de FOC via les semences non homologuées par le même test a exposé la présence de quatre groupes. Le premier groupe présenté par le site BNI TALLA avec une fréquence de transmission environ 70%. Le deuxième groupe renferme le site Rahmounia avec une fréquence de transmission de 25%. Le site de Bouhanifia constitue le troisième groupe qui montre une fréquence de propagation de FOC environ 20%. Cependant, le dernier groupe est présenté par le site d'Oued zenati, dont la valeur de transmission est égale à 16,67%.

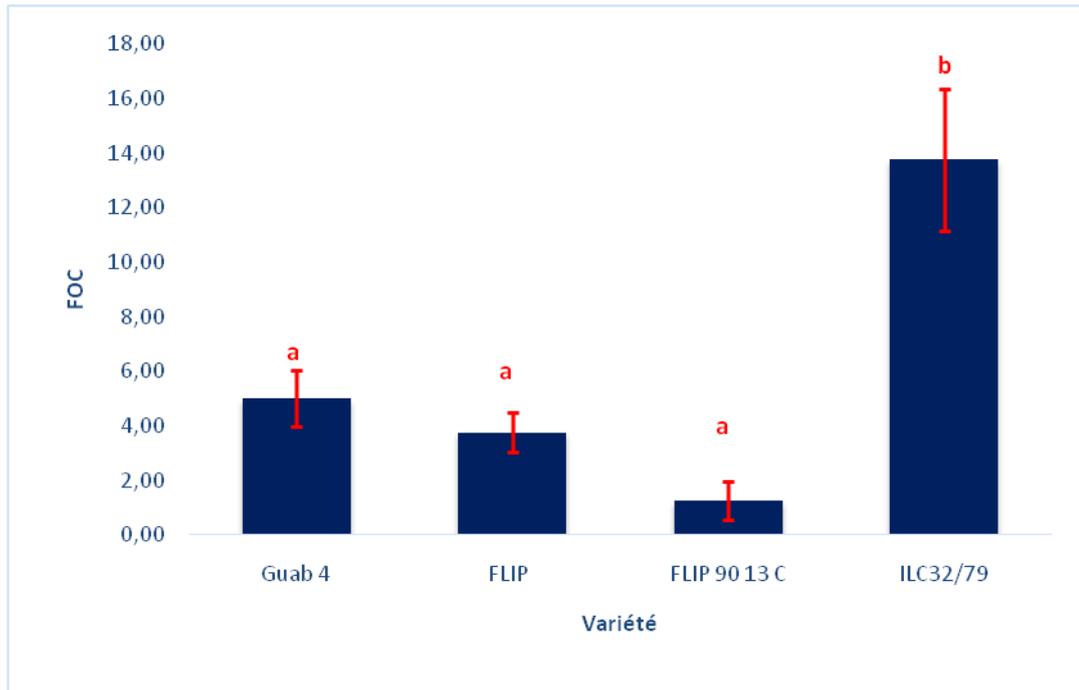


Figure 17. Pourcentage de contamination des graines de pois chiche issus des agriculteurs et importé pour la consommation par le FOC.

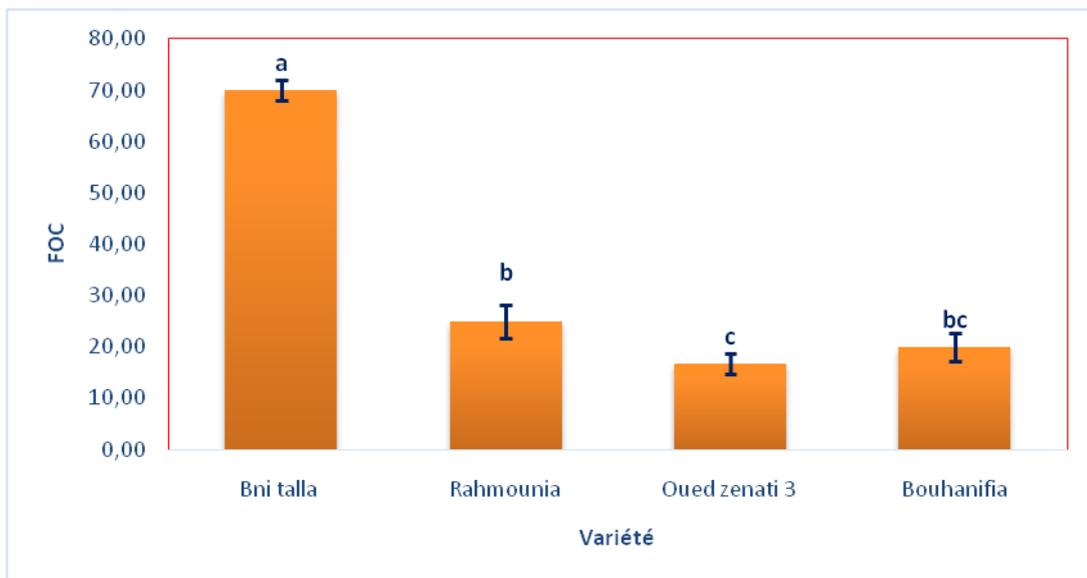


Figure 18. Pourcentage de contamination des gousses de pois chiche issus des plantes malades par le FOC.

A l'issus de ces études, une importante variabilité de la mycoflore isolée à partir des semences. Les analyses, portées sur 300 graines ont montré une fréquence d'isolement total du FOC avoisine 22,96. Les autres genres de *Fusarium* sont représentés par deux espèces, *Fusarium solani* et *Fusarium equiseti* avec des pourcentages de 3,33 et 3,54 % respectivement. L'analyse des semences montre l'apparition d'une mycoflore saprophyte *Alternaria sp*, *Verticillium sp*, *Aspergillus sp*; *Penicillium sp*, *Rhizopus sp*, dont leur

pourcentage d'apparition est de 7,29, 2,08, 2,05, 2 et 14,58 % respectivement. Un faible isolement de l'*Aschocyta rabiei*. En plus, les tests effectués sur les graines de consommation ont montré la présence des Actinomycètes.



Figure 19. Taux de transmission du FOC de la semence a la plantule : a et b semences prélevées de champs c et semences homologuées (Original, 2016).

1.4.2. Transmission du FOC de la semence à la plantule

Le semis des graines du pois chiche issues de différentes sources pour l'objectif de déterminer la transmission du FOC de la semence à la plantule, a montré l'extériorisation des symptômes de la maladie (Figure 19). Les observations microscopiques et l'inoculation ultérieure des isolats obtenues ont permis de confirmer que l'agent causal est le FOC.

Le test ANOVA exécuté sur la transmission du FOC de la semence à la plantule pour les deux types de semences montre une différence non significative au seuil 5%.

L'analyse des résultats mentionnés dans la figure 20 montre effectivement un pourcentage de transmission très élevé pour les graines de prélevées de champs avec un taux égale à 37,88%, suivie par les semences homologuées avec un taux égal à 14,71%.

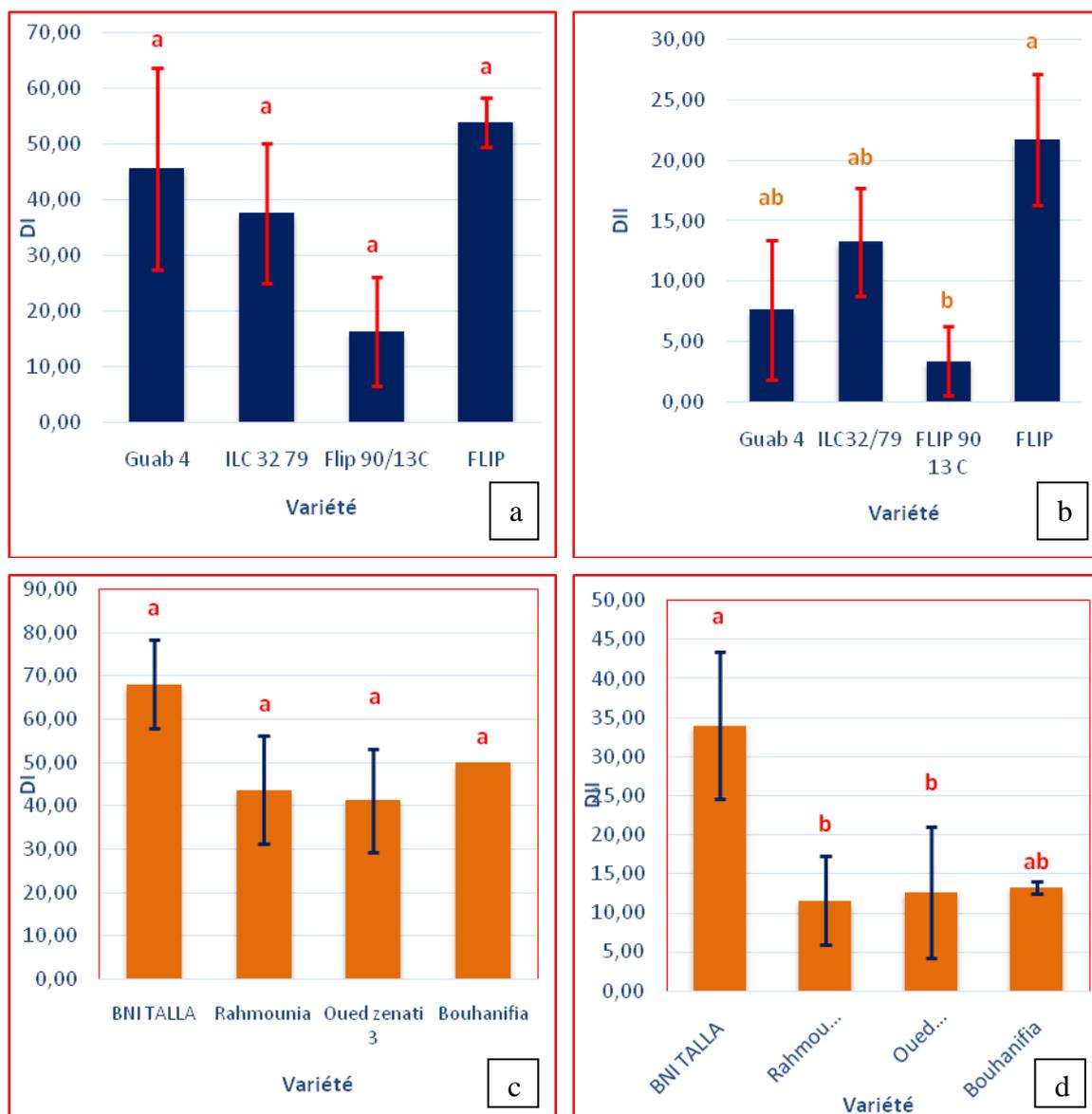


Figure 20. Analyse de la transmission de FOC de la semence à la plantule :

a -b) les variétés homologuées sur l'incidence et l'index de gravité.

c-d) les variétés non homologuées sur l'incidence et l'index de gravité.

L'analyse des résultats obtenus par site expérimental montre un taux de transmission élevé dans le site de BNI TALLA (68,13%), Bouhanifia (50%), Rahmounia (43,75%) et le site d'Oued Znati 3 avec un pourcentage de 41,25% (Figure 20).

Les valeurs de gravité enregistrées pour les quatre sites sont variées entre 11,59 et 34,01. Cependant, l'index le plus élevé est noté pour le site de BNI TALLA. Par contre, l'index le plus faible est constaté dans le site de Rahmounia.

La figure 20 montre le taux de transmission de FOC de la semence à la plantule pour les quatre variétés homologuées. Les variétés GUAB et FLIP montrent un taux de

transmission plus au moins élevé environ 45,54 et 53,84% respectivement. Cependant, une valeur plus au moins faible pour la variété FLIP 90 /13C.

En outre, l'index de gravité le plus élevé est noté pour la variété ILC 32- 79 connue par sa sensibilité au FOC. Par contre, cette valeur est constaté faible pour la variété FLIP 90/ 13C environ 3,39 (Figure 20).

1.5. La fréquence d'isolement à partir des tiges des plantes malades

Les isollements effectués à partir des tiges des plantes de pois chiche malades, montrent surtout la dominance des espèces appartenant au genre *Fusarium*. Les espèces de *F.solani* et *F. equiseti*, ont été isolées à partir des premiers segments près de collet, et ne peuvent coloniser la totalité des tiges. Par contre, *F.oxysporum* qui est vasculaire et peut atteindre les parties supérieures de la tige (Figure 21).

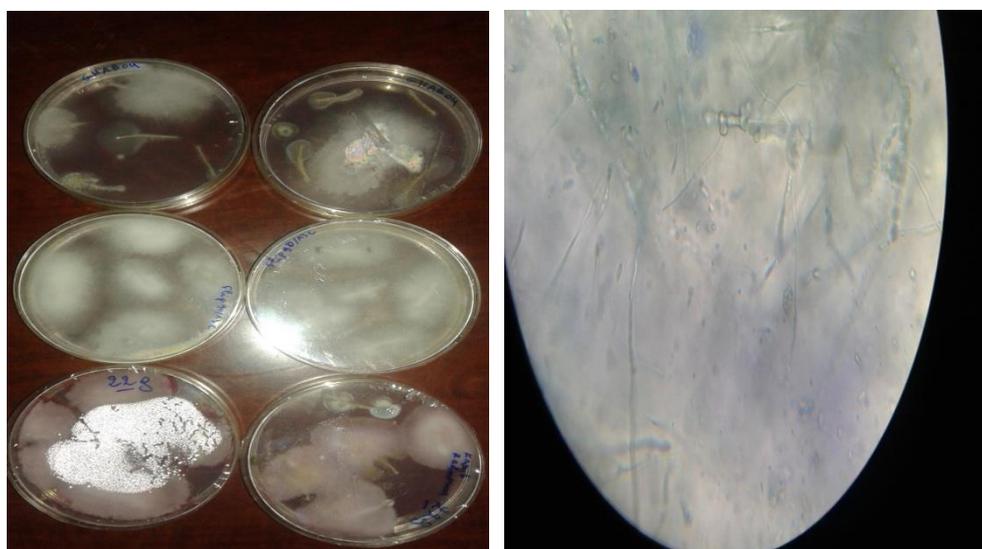


Figure 21. Développement des isolats de FOC sur un milieu de culture en boîte de pétri à partir des fragments de tige issue d'une plante malade (Original, 2016).

1.5.1. La pathogénicité des isolats de *F.oxysporum* isolés à partir des tiges

Les isolats sélectionnés de FO obtenues à partir des tiges après l'isolement, l'identification et la monospore ont totalement exprimés les symptômes de flétrissement vasculaire après l'inoculation de ces derniers sur la variété sensible ILC 482. Les symptômes extériorisés par les plantes du pois chiche ont montré une ressemblance avec les symptômes observés dans les champs prospectés. Donc, on constate que les isolats inoculés à cette variété sont certainement des formes spéciales *ciceri*, et constituent les isolats responsables du flétrissement vasculaire du pois chiche, remarqué in vitro et in vivo.

1.5.2. Pathogénie des isolats et réisolement du FOC obtenus à partir des semences et des gousses

L'inoculation de 24 isolats issus des graines et des gousses a montré l'apparition des symptômes caractéristiques de la maladie (Figure 22). Par contre, Aucun flétrissement n'a été observé sur les plantes témoins. Les symptômes observés se caractérisent par un jaunissement tardif et un flétrissement précoce. Cependant, la durée de leurs apparitions à été variable entre 12 à 22 jours.

Tous les plants jaunis et flétris, après le réisolement, ont donné naissance à FOC identiques à l'isolat mère inoculé.



Figure 22. Pathogénie des isolats du FOC issues des semences et des gousses (Original, 2016).

2. Discussion

Au cours des prospections effectuées durant la campagne 2015, portées sur le flétrissement vasculaire du pois chiche, nous avons observés des symptômes typiques et/ou atypiques de cette maladie représentée par un flétrissement précoce ou un jaunissement tardive. Ces symptômes sont analogues à ceux décrits par Bouznad *et al.*, (1996); Labdi *et al.*, (1996) ; Sayoud *et al.*, (1999); Bekkar, (2007) en Algérie, au Maroc les même symptômes sont décrites par El Hadi *et al.*, (1996) ; El Aouafir, (2001), en Inde (Nene et Reddy, 1987), (Haware, 1988), en Californie (Westerlund *et al.*, 1974), en Espagne par Jiminez- Diaz et Trapéro-Casas, (1988). Cependant, Bouznad *et al.*, (1996), ont observé la présence des deux types des symptômes simultanément. Haware et Nene, (1980), ont signalé l'apparition des symptômes sur les gousses et les graines issus des plantes malades. Ils ont observé des gousses vides et des graines plus légères et plus émoussé que ceux de plantes saines.

A l'issus des travaux réalisés, on déduit que le FOC est le pathogène majeur à prendre en compte dans toutes les régions prospectées, où nous avons observés leur dominance dans la totalité des champs prospectés avec une incidence moyenne de 46,2% dans le Nord-Ouest Algérien.

Les enquêtes menées par Bouznad *et al.*, (1996), ont révélé la présence de flétrissement dans l'Est (Guelma) et l'Ouest de pays (Sidi Bel Abbes, Tiaret et Ain Témouchent). Labdi *et al.*, (1996), ont montré l'importance de cette maladie dans les régions de Sidi Bel Abbes et Ain Timouchent avec une incidence variable entre 1 et 20%, bien que les dommages puissent atteindre les 100% dans les conditions favorables. Les surveillances des maladies cryptogamiques des légumineuses menées par Mabsoute *et al.*, (1996), conduites dans cinq régions (Sidi Bel-Abbes et Ain Timouchent, Saida, Tiaret et Ain Defla), ont révélé une incidence moyenne de 20%. Les travaux effectués par Bekkar, (2007) pendant la campagne agricole 2006, ont montré une incidence de la maladie variable entre 4,1 et 73,7% avec une moyenne de 17,68% pour les 29 champs prospectés dans les régions de Mascara, Sidi Bel Abbes et Ain Timouchent.

Les résultats obtenus mettent en évidence que la maladie est extériorisée dans les différents stades de développement (végétative et productive), avec une sensibilité dans le stade de floraison et remplissage des gousses. Cette sensibilité est due aux conditions climatiques qui deviennent très favorables pour le développement de la maladie.

Haware et Nene, (1980) ont confirmé la sensibilité des plantules du pois chiche au FOC dans la phase végétative et productive. En effet, Manucheri et Mesri, (1966) ont rapporté que le genre *Fusarium* constitue un sérieux problème, où il cause des considérables dégâts

avoisinant les 17 % en particulier dans le stade floraison. Grrewal, (1969); Haware et Nene, (1980), ont signalé que les dégâts occasionnés par le FOC sont considérablement importants dans le stade plantule suivie par le stade de floraison et le stade de formation des gousses. Par contre Nema et Khare, (1973) ont noté 61% d'incidence dans le stade plantule et 34% dans celui de la floraison.

En effet, Strange, (2003) ; Rennie et Cockerell, (2006) ; ont rapporté que beaucoup de pathogènes des plantes sont portés par les graines, où elles introduisent ces pathogènes dans des nouvelles régions. Strange, (2003) ; Bowen, (2003), ont signalé la nuisibilité des épidémies exotiques comparées avec ceux endémiques. Ces épidémies deviennent de plus en plus nuisible lorsque ces agents faisant une confrontation et une sélection avec les populations des pathogènes locales (Strange, 2003).

La conservation d'un pathogène constitue un stade important dans le cycle de développement de la maladie. Plusieurs champignons sont capables de survivre d'une saison à l'autre entre des cultures annuelles semées successivement ou en rotation, en se développant sur des hôtes assurant leur conservation (Dickinson et Lucas ,1982). Elles sont capables de survivre pendant des années sur les feuilles, les semences ou encore dans le sol (Rapilly, 1991). En effet, la capacité d'un pathogène à survivre sur les débris des plantes peut constituer une vraie menace en raison des problèmes que pourrait entraîner la présence de l'inoculum du champignon et son incidence sur la culture (Dickinson et Lucas, 1982). Ces débris laissés au champ constituent un réservoir d'inoculum pouvant contribuer à une augmentation de la sévérité de la maladie de la culture installée.

Les méthodes de récoltes traditionnelles, et l'abondement anarchique des restes des plantes après la collection des graines, forment une des possibilités de propagation du FOC. En plus, les plantes infectées abritent les propagules du pathogènes dans leurs tissus pendant une durée qui dépasse les 5 ans, ce qui augmente les risques de contamination des parcelles sources ou d'autres parcelles adjacentes. Jenkyn *et al.*, (2004), Lucas, (2006), rapportent que les débris des plantes constituent une source d'inoculum pour plusieurs maladies nuisibles des récoltes.

Dans le même contexte, les analyses faites au laboratoire par Nelson, (1981) ; Backman et Turner, (1989) ; Haware, (1993); Akhtar Ayyub, (2001) sur les résidus des plantes malades de pois chiche ont montré que les propagules du FOC sont très abondantes dans les plantes examinées.

Des résultats similaires ont été trouvés par Bahous *et al.*, (2008) suite a une analyse de l'effet des débris de la culture sur les pathogènes de riz. Les résultats obtenus montrent que *H.*

spiciferum et *C. lunata* sont capables de sporuler sur les lésions des feuilles conservées pendant une année (respectivement 35 000 et 40 200 conidies/cm²). A partir de la deuxième année, le mycélium de chacun des deux pathogènes est toujours présent sur les lésions des feuilles, tandis que le nombre de conidies produites est relativement moyen pour *C. lunata* (10 000 conidies/cm²) et faible pour *H. spiciferum* (4 000 conidies/cm²).

Les travaux menés par Aktar ayoub, (2001) ont montré un effet significatif des débris des différents types des cultures sur la concentration d'inoculum dans le sol. Les résultats obtenus par ce chercheur ont mis en évidence l'augmentation de la concentration d'inoculum dans le sol via une augmentation de la sporulation de FOC. Selon le même auteur, les débris de la culture de pois chiche favorisent la germination des spores, augmentent la croissance mycélienne, induit et augmentent la sporulation de FOC.

La présence et la persistance des espèces fongiques sur les débris des plantes peuvent constituer une vraie menace pour la culture suivante étant donné que ces champignons constituent des foyers primaires pouvant induire ou encore participer au développement de la maladie. Krupinsky *et al.*, (2002) ont signalé que les premières infections observées sur les céréales résultent des sporulations des pathogènes foliaires conservées dans les résidus des cultures. De même, Fernandez & Fernandes, (1990) ont montré une sporulation abondante de *H. sativum* sur les résidus du blé laissés au champ. Ces derniers offrent en fait un substrat favorable à la croissance des champignons et favorisent leur contact avec la surface du sol permettant ainsi une libération facile et rapide des conidies (Krupinsky *et al.*, 2002).

Les graines de pois chiche constituent un sérieux problème en ce qui concerne la transmission du FOC (Akhtar Ayyub, 2001; Besri, 2006). En effet, Trapero-Casas, (1999), suggère que les semences porteuses de pathogène sont principalement l'élément de transmission de la maladie à partir des régions contaminées vers d'autres régions indemnes. En outre, Pande *et al.*, (2007) ont argumenté l'évolution croissante de la maladie en Inde à travers les graines issues des plantes malades mixées avec les graines saines usagées principalement comme semences. Par conséquent, ces chercheurs ont enquêtés cette voie de transmissions pendant trois cycles, et obtenues des résultats positives confirment leurs hypothèse.

Les résultats obtenus, ont montré la présence de différents agents pathogènes (FOC, *F. solani*) et saprophytes (*Alternaria sp*, *Aspergillus*, *Penicillium*) avec des degrés variables. En effet, les analyses des semences ont révélé la dominance du FOC avec un taux d'infection total égal à 22,96% dans tous les types des graines examinées. Nos résultats ont présenté

également l'infection des gousses par le FOC avec un taux de 5,25%. Cependant, le semis des graines est déterminé la transmission du FOC à travers les semences à la plante.

Ce travail, explique effectivement nos résultats sur l'origine et l'extension des épidémies causées par le FOC dans le Nord Algérien. Par conséquent, les différentes sources des graines demeurent un sérieux problème pour la culture du pois chiche. D'autant que, l'échange de semences est une pratique très courante entre les agriculteurs.

Cette étude a montré également la transmission du FOC par voie interne. Ce type d'infection peut être produit systématiquement, avec un déplacement des propagules du pathogène via les vaisseaux conducteurs vers tous les organes de la plante. Cette migration peut porter le pathogène dans les différentes composantes de la graine l'embryon, endosperme ou l'épisperme, où on a noté la croissance de champignons à partir de ces organes. En plus, le FOC transmet par voie externe. C'est à cause des méthodes de récoltes classiques usagées par les producteurs. Les opérations d'andainage et de battage fixent le pathogène dans la surface des graines, via la confrontation des graines malades et saines avec les plantes contaminées.

A cet égard, Nome *et al.*, (2003), ont suggéré l'importance de la transmission des agents pathogènes à travers les graines, et partagent cette transmission en deux types systémique (interne), et non systémique (externe).

Dans tous les pays où la culture du pois chiche souffre du complexe de flétrissement et de pourriture racinaire, il a été reconnu que le FOC est le plus destructeur, et sa transmission par les semences a été rapportée dans de nombreux pays comme la Californie (Westerlund *et al.*, 1974), l'Inde (Haware *et al.*, 1978), le Maroc (Boorsma, 1978) et l'Espagne (Trapero-Casas, 1985). Le champignon se transmet d'une manière interne, au niveau du point d'insertion de la graine sur la gousse (Haware *et al.*, 1978).

Kumar et Haware, (1982) ont montré la présence du FOC avec une faible fréquence dans toutes les catégories des semences, mais avec toute fois une réduction considérable de la productivité via la germinabilité (54% du taux de germination) (Bekkar, 2007). Des travaux d'isolement effectués sur des graines de pois chiche issus des plantes malades proviennent de trois régions, ont prouvé l'infection des graines par le FOC avec une fréquence de 17% dans la région de Mascara. Par contre, aucune infection n'a été signalée sur les graines de Sidi Bel Abbes et Ain Témouchent. Des études récentes menées par Pande *et al.*, (2007), ont montré un pourcentage d'infection des graines du pois chiche collectées des plantes flétris et jaunies, avoisine le 22%. Ces recherches effectuées, pendant trois saisons successives, ont prouvées effectivement la transmission du FOC de la semence à la plante du pois chiche, avec des fréquences de 41% (cycle 1), 26% (cycle 2) et 16% (cycle 3). Nos résultats sont identiques à

ceux obtenus par Besri *et al.*, (2006), portés sur les semences locales de Maroc, où la présence du FOC a été enregistrée dans 7,25% des semences utilisées par les agriculteurs et 5% pour les semences provenant des souks. Les mêmes travaux ont prouvé l'infection des gousses par le FOC, néanmoins avec un pourcentage élevé de 48%.

Concernant la présence des agents saprophytes, bien qu'ils soient faibles en fréquence d'apparition, celles-ci ont montré un pouvoir compétitif caractérisé par rapport au FOC, notamment pour le *Rhizopus sp* et de même pour *Alternaria*. En effet, Kumar *et al.*, (1983), ont noté la présence de certains saprophytes sur les semences, empêchent par compétition l'apparition des principaux champignons phytopathogènes. De même, Köycü et Özer, 1997; Perveen, 1996; Masoodul, 1988, ont prouvé que les graines constituent un voie de transmission très sérieux, où elles hébergent une mycoflore très hétérogènes pathogène et saprophyte, dont les espèces de *Alternaria sp*, *Fusarium sp*, *Aspergillus sp*, *Penicillium Sp* et *Rhizopus sp*. Sont les plus dominantes.

Cependant, la transmission par les graines a été démontrée pour d'autres formes spéciales de *Fusarium oxysporum*. Bouznad et Setti, (1998) ont montré la transmission de FOC et *F. solani* via les semences de lentille. Cette contamination externe a été expliqué par Erskine *et al.*, (1990) la confrontation des graines par les plantes infectées pendant les opérations d'andinage et battage de la lentille. Boughalleb et El Mahjoub, (2007), ont prouvé l'infection interne et externe des graines de melon par *Fusarium oxysporum f. sp niveum* et *Fusarium solani* avec des pourcentages variables entre 7,9 et 12. Kuniyasu, (1977), mentionné la diffusion de *Fusarium oxysporum f. sp lagenaria* par les chevilles et le manteau de la graine avec un pourcentage varie entre 14 à 18%, et cause par la suite une incidence très élevée entre 90 à 100%. Menzies et Jarvis, (1994), ont démontré l'invasion des graines des plantules de tomate par *Fusarium oxysporum f.sp. radidis-lycopersici*. Davis *et al.*, (2006), ont décrit l'invasion des graines de Cotton par le *Fusarium oxysporum f. sp. Vasinfectum* avec une fréquence variable entre 0,5% à 6%. Ils ont notés leur transmission de la graine à la plante, où il provoque entre 80 à 100% d'incidence de la maladie.

La transmission via les graines a été également démontrée chez d'autres espèces fongiques tel que *Alternaria Brassicae* (crucifères); *Ascochyta pinodella* (le pois); *Fusarium oxysporum f. sp. callistephi* (l'aster de Chine); *Rhizoctonia solani* (aubergine, poivre, et la tomate); *Tilletia carie* dans le blé (Nome *et al.*, 2003)

Lors des travaux effectués, nous avons prouvé que la propagation de FOC se fait à travers les différents organes des plantes malades (tiges principales, secondaires, les feuilles, les fleurs et les graines), avec des valeurs qui varient entre 33,33% et 60%. Ce travail montre

effectivement, que le taux d'infection est le plus élevé dans le stade de formation et remplissage des gousses. Ces résultats nous expliquent également la productivité faible des plantules attaquées par le FOC, et subséquemment les gousses vides et la qualité inférieure des graines. Par conséquent, les plantes malades forment effectivement une source de propagation et de développement de l'inoculum, et peuvent reproduire la maladie dans les parcelles sources. Comme elles peuvent transmettre l'inoculum vers d'autres parcelles saines, dans le cas, où elles sont abandonnées anarchiquement.

Dans la même disposition, Akhtar Ayyub, (2001), a démontré la contamination de différentes parties testées des plantules du pois chiche, et a conclu que la plante malade du pois chiche constitue une source de propagation de FOC. En outre, les expériences de Perveen, (1996) sur la transmission de *Fusarium oxysporum f.sp. radicis-lycopersici* à partir des graines vers les différents organes de la plantes, ont prouvé la propagation de champignons vers la plantes entière, les tiges (80 à 100%), les tissus (20 à 100%), les fleurs (70 à 100%) et les graines (12%).

Les isolements pratiqués à partir des plantes de pois chiche malades ont montré la dominance du FOC par rapport aux autres espèces du genre *Fusarium*. Cette fréquence est variable selon le type des symptômes, le stade phénologique de la plante, et la sévérité notée dans le champ.

En effet, la fréquence d'isolement obtenue est en corrélation avec l'incidence et la sévérité observée dans les champs. Il est probable que ces résultats sont liés directement aux conditions climatiques favorables pour le développement de la maladie et en particulier les seuils thermiques enregistrés durant l'année 2007. Gupta *et al.*, (1987); Van Rheenen *et al.*, (1989), Akhtar Ayyub, (2001) ont mentionné le développement de la maladie dans les conditions climatiques favorables et en particulier dans le seuil thermique de 25 à 30°C.

Les résultats obtenus par Bekkar, (2007) montrent que le FOC a été isolé avec des fréquences élevées égal à 16,86%, 18,7% et 51,8% dans la région de Sidi Bel Abbès, Ain Témouchent et Mascara respectivement. Des travaux similaires menés par El Aouafir, (2001), au Maroc ont aussi témoigné nos résultats, où la fréquence d'isolement était en fonction de stade de développement et selon la région prospectée.

On constate, lors des résultats obtenus une importante variabilité dans la morphologie et la pigmentation de 323 isolats issus des cinq régions prospectées. Sept morphotype dont un sporodochial, un sclérotiale et les restes sont de type mycélien.

L'aspect cultural de la colonie n'est pas pris en considération pour beaucoup des champignons phytopathogènes des plantes. Contrairement, pour les espèces de *Fusarium* qui

présentent en culture pure des caractères typiques relativement stables qui permettent leur identification. Cette variabilité dans la morphologie et la pigmentation des espèces de FO a été rapportée par de nombreux auteurs spécifiquement par Messian et cassini, (1968) ; Burgess *et al.*, (1989); boisson, (1991). Cette diversité reste jusqu'à ce jour sans explication.

L'étude récente rapportée par Bekkar, (2007) sur la variabilité de la morphologie de 12 isolats du FOC proviennent de trois régions a montré la présence de quatre morphotypes, dont trois mycélien et un type sporodochial. L'observation des caractères morphologiques menée par El Aouafir, (2001) a révélé une hétérogénéité au sein de la forme spéciale *ciceri*, et rapporté des similarités avec nos résultats mais elle n'a observé aucune formation de type sporodochial. Cette variabilité de la morphologie a été confirmée pareillement chez d'autres formes spéciales. Bellabid, (2003) a démontré la variabilité au sein de la forme spéciale *lentis*. En outre, Heni *et al.*, (1993) mettent en évidence l'existence d'une variabilité morphologique importante chez la forme spéciale *lycopersici*.

La pigmentation de thalle constitue un critère dans la clé de détermination des *Fusaria* élaboré par Messian et cassini, (1968, 1981), et a la tendance pour être très variable, mais peut être critique pour quelques espèces (Keith, 1996). En effet, Booth, (1977) ; Tousson et Nelson, ont suggéré l'utilisation de ce critère pour la distinction entre les espèces appartenant au genre *Fusarium*.

Au sein de la forme spéciale *ciceri* et au même titre que nos résultats, Bakkar, (2007), a trouvé une variabilité dans la pigmentation de thalle du FOC. Ces résultats sont témoignés par El Aouafir, (2001), qui a démontré la présence de la même variabilité des pigmentations de thalle des souches marocaines.

Les infections réalisées sur la variété ILC 482 nous ont permis de déterminer l'agressivité des différents isolats testés. Certains isolats ont provoqué la mort rapide, alors que d'autres isolats sont moins agressifs, puis que, les plantes inoculées ont connu une mort très lente. L'analyse de la variance de l'incidence moyenne par isolat testé, montre une différence significative au seuil 5% (Annexe 2). Cependant, le test de Newman-Keuls à 5% nous a permis de distinguer 4 classes pour ce caractère (l'agressivité) :

Un groupe des isolats très agressifs représentés par 42 isolats distribués entre les 5 régions avec un pourcentage très élevé dans la wilaya de Mascara. Elles représentent 100% des isolats de Mascara et 73,33% de tous les isolats inoculés.

Deuxième groupe des isolats agressifs figurés en 4 régions. Dont les deux régions Ain Témouchent et Saida sont représentés par 3, 3 isolats respectivement. Ce groupe constitue 13,33% de la totalité des isolats inoculés.

Troisième groupe des isolats moyennement agressifs répartis aussi en 4 régions, où ce groupe forme 10% des isolats inoculés.

Finalement, le quatrième groupe des isolats peu agressifs représenté seulement par deux isolats partagés en deux régions, et avec un faible pourcentage par rapport aux autres groupes (3,33%). Les résultats de l'inoculation sont représentés dans le Tableau (2).

D'après les résultats obtenus on constate l'absence d'une distribution très nette entre l'origine géographique des isolats et leurs degrés d'agressivité.

Autrement, les résultats obtenus montrent aussi l'hétérogénéité dans la durée de mortalité. L'analyse des résultats présentés dans le Tableau (2) montre également, que cette durée est variée entre 10 et 40 jour, où 16,66% des isolats ont provoqué la mort des plantules entre 10 et 20 jours. Cependant, 41,66% des isolats ont induit la mort des plantules avec une période allongée de 21 à 30 jours. Par contre, 13,33%, ont exprimé la mort des plantules inoculées avec une période allant de 31 à 40 jours.

Lors des résultats obtenus d'après l'inoculation sur 60 isolats de notre collection, nous avons remarqué la présence des symptômes typiques et atypiques de la maladie. Les symptômes commencent généralement à apparaître dès le 8^{ème} jour, soit avec un flétrissement des parties supérieures, soit avec un jaunissement de parties inférieures. Ces derniers progressent ultérieurement vers les autres parties de la plante, terminés le plus souvent par la mort des plantules inoculées. En effet, les symptômes observés sont très proches de ceux observés in situ en plein champ.

Ces résultats sont identiques à ceux rapportés par El Aouafir, (2001); Jiménez-Gasco et Jiménez-Díaz, (2003); Jiménez-Gasco *et al.*, (2004); Honnareddy et Duby, (2006); Bakkar, (2007), après l'inoculation de FOC aux plantules sensibles.

Cette étude a montré également que 86,33 % des isolats sont soit très agressifs (73,33%), soit agressifs (13,33%), ils sont répartis dans toutes les régions productrices du pois chiche dans le Nord Algérien, ceci représente un risque important de cultiver les variétés utilisées actuellement par les agriculteurs, doutant que ces variétés ont prouvé leurs sensibilités vis-à-vis de la maladie selon les observations réalisées dans les parcelles prospectées.

On constate d'après les résultats obtenus lors de l'inoculation des plantes sensibles que cette population pathogène a été évoluée dans le sens de l'agressivité. En effet, la question de l'évolution de l'agressivité des parasites est un des problèmes majeurs de la biologie évolutive qui se pose tout particulièrement pour les champignons phytopathogènes. Ce constat, peut être interprété, probablement par la présence de la sélection entre deux populations, une

population endogène et une population exogène (proviennent des différents pays). Il est possible aussi que cette évolution est le résultat de la confrontation du FOC avec les cultivars du pois chiche sensible utilisé par les agriculteurs.

Capelle, (2004a) a rapporté que les populations pathogènes des plantes possèdent la variation pour l'agressivité et la virulence. Capelle, (2004b) rapporté que l'agressivité des champignons phytopathogènes peut évoluée d'une façon illimitée suite à une sélection de groupe. Cependant, elle peut résultée suite au phénomène de la co-évolution suite au confrontation de pathogène avec les variétés sensibles (Capelle, 2004b).

Au même titre de notre travail, des résultats similaires sont obtenus par Bekkar, (2007), après le test de l'agressivité de 12 isolats de FOC. Cette étude a montré que 9 isolats sont soit agressifs, soit moyennement agressifs, et partagés dans toutes les régions d'étude.

Dans le même ordre d'idée, l'hétérogénéité de l'agressivité est le cas pour d'autres formes spéciales de FO. En effet, Henni *et al.*, (1994) ont montré la variabilité de l'agressivité entre les clones de *FO f. sp. lycopersici*. Les mêmes résultats obtenus par Drame, (2004) chez les souches de *Fusarium oxysporum f. sp. Vasinfectum*, et Vakalounakis *et al.*, (1999) chez souches de *F. oxysporum f. sp. radicis-cucumerinum* et *F. oxysporum f. sp. Cucumerinum*. Par contre, ce caractère est stable pour les clones de *Fusarium oxysporum f. sp. Elaeidis* (Dossa *et al.*, 1993).

Conclusion

Les maladies fongiques, en Algérie, constituent pour les légumes secs un problème phytosanitaire majeur et constituent également un facteur limitant aussi bien pour la production destinée à la consommation. En effet, l'Algérie accorde ces dernières années une priorité importante à ces cultures. Cependant, avec l'extension des superficies cultivées et l'introduction des nouvelles variétés, les risques d'apparition des nouvelles maladies augmentent sans cesse au même titre que l'apparition des nouvelles races physiologiques.

A l'image de toutes les cultures intensives, celle du pois chiche paie un lourd tribut au parasitisme. Peu de maladies sont contrôlées par voie chimique, la recherche des variétés résistantes a été, et demeure le moyen le plus efficace et le plus sûr. Mais l'utilisation de ces variétés résistantes se heurte à la grande diversité et à l'adaptabilité des agents pathogènes, sévissant sur le pois chiche, compromettant ainsi la stabilité de ces résistances.

Le diagnostic de la fusariose vasculaire de la culture du pois chiche effectués durant la campagne agricole 2015, a bien révélé que la propagation de la maladie est enregistrée dans toutes les parcelles prospectées. Cette propagation s'est traduite par des dégâts considérables.

L'étude de l'évolution de la maladie en fonction du temps et l'espace a montré un effet hautement significative de stade phénologique de la plantes et le site sur l'incidence et la gravité de la maladie. A cet effet, le stade floraison et formation et remplissage des gousses ont montré que les stades les plus sensibles à la maladie, dont les valeurs enregistrées sont les plus élevées supérieurs à 93,57 % pour l'incidence et pour l'index de gravité 46,57.

En traitant le problème de la propagation de FOC, nous avons mis en évidence, que les débris de la culture précédente constituent un sérieux problème pour la culture de pois chiche, assurent la disponibilité de l'inoculum de FOC et par conséquent, augmentent significativement l'incidence et la gravité de la maladie de flétrissement vasculaires. Néanmoins, il paraît nécessaire d'après ces résultats que la maîtrise ou la brûlure des débris de la culture après la récolte est très capital pour minimiser les risques de la propagation de FOC.

Les analyses effectuées sur les deux types des graines ont prouvé notre hypothèse de départ, et que les graines du pois chiche constituent un moyen de propagation de l'agent causal de la maladie. Les analyses effectués sur les grains homologués ont montré un taux de contamination varie entre 1,25 et 13,75% avec une moyenne de transmission environ 5,94%. Par contre, une moyenne de transmission plus au moins élevée a été constatée pour les semences non homologuées environ 32,92%. Le FOC est installé à l'intérieur et à l'extérieur des graines. Une interaction significative a été démontrée entre les graines infectées et l'incidence de la maladie.

Le semis des graines du pois chiche issues de différentes sources pour l'objectif de déterminer la transmission du FOC de la semence à la plantule, a montré l'extériorisation des symptômes de la maladie. Cependant, un rapport de transmission très élevé a été constaté pour les graines prélevées de champs avec un taux égal à 37,88%, suivie par les semences homologuées avec un taux égal à 14,71%. L'importance énoncée de la transmission du FOC par les graines, où il produit la maladie, impose les besoins de contrôle par les traitements chimiques, ou les traitements biologiques qui peuvent réduire ou détruire l'agent pathogène.

A l'issue de ce travail, les perspectives que nous envisage s'inscrivent d'une part dans le cadre d'une recherche de moyens de lutte visant à limiter, au champ, l'activité infectieuse de FOC par le biais de pratiques culturales, mais également elles s'inscrivent dans le cadre d'une étude complémentaire visant à mettre en évidence les mécanismes par lesquels cette pratique agit négativement sur l'activité infectieuse du pathogène soit directement en lui créant un environnement abiotique défavorable, soit indirectement en stimulant des composantes de la microflore nuisibles à son rencontre.

Références
bibliographiques

Références bibliographiques

A

AAC (Agriculture et Agroalimentaire Canada), 2006 .Pois chiches : situation et perspectives. Le Bulletin bimensuel . Volume 19 Numéro 13. 1 septembre.

Akhtar Ayyub M., 2001. Evaluation of chickpea germplasm , fungitoxicant , organic and inorganic material for the management of wilt *Fusarium oxysporum f. sp. Ciceris*. thèse de doctorat .University of agriculture ,Faisalabad, Pakistan, 132p.

Allali H , Boussouar K., 2007. Etude des besoins en eau de la culture de pois chiche (*Cicer arietinum*) dans la région de Sidi Bel Abbés mémoire de fin d'études de Biologie et physiologie végétale.

Allen, D. J. 1983. The pathology of tropical food legumes. John Wiley and Sons, New York, 413 pp.

Arib H., 1998. Isolement et caractérisation des *Fusarium oxysporum f. sp. Albedinis* de la région de Beni Abbas .Mémoire pour l'obtention du D.I.E , Institut d'agronomie ,Centre Universitaire de Mascara ,pp.07-08.

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

Backman, P. A., et Turner jr, J. T., 1989. Plant response and disease control following seed inoculation with *Bacillus subtilis*. In proceeding beltwide Cotton products research conference (book2) , J. M. Brown (ed). National Cotton council of American, Memphis, 16-17.

Bahous M, Ouazzani Touhami A, Douira A. 2008. Survie de quelques agents pathogènes de riz au laboratoire. *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie*, n°30, 13-18.

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

Bekkar, A. A., 2007. Variabilité de la morphologie et du pouvoir pathogène chez *FusariumoxysporumSchlecht. Emend. Snyd. & Hans. f. sp. ciceri* (Padwick), agent de flétrissement vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum* L). Mémoire de Magister. CUM Mascara. 92p.

Belabid, L., 2003. La Fusariose Vasculaire de La Lentille (*Lens culinaris* Med.) dans le Nord-Ouest Algérien : Morphologie et Diversité Génétique chez *Fusarium oxysporum* (Schlecht.) Emend. S. & H. f. *sp. lentis* (Vasud. & Srimi.) en Relation avec la Répartition Géographique et le Pouvoir Pathogène. Thèse de Doctorat, Université d'Oran.

Besri, M., Bentata, F., et Rh'rib, A., 2006. Transmission de *Fusarium oxysporum f.sp.ciceri* par les semences et les gousses de pois chiche.

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.
- Boisson, C., 1991.** Variabilité de la morphologie et le pouvoir pathogène des champignons appartenant au genre *Fusarium*. Mise au point bibliographique, ORSTOM, 24pp.
- Boorsma, P.A., 1978.** Chickpea breeding IPHR Morocco. MARA-DRA, Station centrale des légumineuses alimentaires, Rabat, 35 pp
- Booth C., 1971.** The Genus *Fusarium*, p. 237. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England.
- Booth C., 1977.** *Fusarium*. Laboratory guide to the identification of the major species. Commonwealth, Mycol. Inst. Kew, England, 58 p.
- Booth C., 1984.** The *Fusarium* problem: historical, economical and taxonomic aspects. In *The Applied Mycology of Fusarium*. Eds. Moss, M.O. and Smith, J.E., Cambridge, England, pp. 1-13.
- Boughalleb, N., et El Mahjoub, M., 2007.** Frequency of *Fusarium oxysporum* *F. sp. niveum* and *F. solani* *F. sp. Cucurbitae* from Watermelon Seeds and Their Effect on Disease Incidence. *Research Journal Parasitology* 2 (1): 32-38.
- 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 and Setti, B., 1998.** *Fusarium* root rot and wilt of lentil in Western Algeria. In proc. of the 3 European Conference on Grain Legumes, 14-:19 November, Valladolid, Spain, AEP (Eds), 254 p.
- Bouznad, Z., Maatougui, M. E. H., et Labdi, M., 1996.** Importance et distribution géographique des maladies fongiques des légumineuses alimentaire en Algérie. 13-19p, in Ezzahiri, B., Lyamany, A., Farih, A., et El Lyamany, M. Symposium régional sur les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires IMP El Maarif Al Djadida Rabat. 390p
- Bowen, K. L., 2003.** Plant Disease Epidemiology. *Plant Pathology: Concepts & Laboratory Exercises*. CRC Press LLC.
- Bretag T., 1982.** Fungi isolated from chickpea grown in experimental plots in North-West Vctoria. *Internat. Chickpea Newslet.* No. 7, 12. (*Rev. Pl. Path.* 62(7):3717. 1983).
- Brink M, Belay G M ., 2006** .fondation PROTA.(ressource végétale de l'Afrique tropicale 01) .(éditeurs) Céréales et légumes secs , Wageningen ; Pays-Bas.328pp.
- Burgess L. W., Nelson P. F. and Summerell B. A., 1989.** Variability and stability of morphological characters of *Fusarium oxysporum* isolated from soil in Australia. *Mycology.*, 81:818-822.

C

Carranza J M., 1965. Wilt of chickpea (*C. arietinum* L.) caused by *B. cinerea* (in Spanish) Revta. Fac. Agron.Univ. Nae. La Plata, 41:135-138.

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. Var. *ciceris* Padwick causing wilt of gram. Proc. Natn. Acad. Sci. Sec. B.22:78-84.

Cooke, B.M., 2006. Disease Assessment and Yield Loss. p 43–80. in Cooke, B.M.; KAYE, B.; and Gareth, J. D.; The Epidemiology of Plant Diseases. Springer. 538p.

D

Dickinson C.H. and Lucas J.A. 1982. Plant pathology and plant pathogens. 2nd edition. Basic microbiology, volume 6, 229 p.

Drame A., 2004. Pathogenie comparée de quelques souches de *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* Atk. , agent de la fusariose du gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) Au Senegal. Agronomie Africaine 16: 33-38.

E

El Aoufir, A., 2001. Étude du flétrissement vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum*) causé par le *Fusarium oxysporum* f. sp. *Ciceri*. évaluation de la fiabilité de l'analyse iso enzymatique et de la compatibilité végétative pour la caractérisation des races physiologiques. Thèse de doctorat, Université Lavai, P 161.

El Hadi, M., Beniwal, S. P. S., et Krafi, J. M., 1996. Incidences of *Fusarium* wilt of chickpea in Marocco. 37-42 p, in Ezzahiri, B., Lyamany, A., Farih, A., et El Lyamany, M. Symposium régional sur les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires IMP El Maarif Al Djadida Rabat. 390p

Erskine, W., Bayaa, B., and Dholli, M., 1990.The transmissibility of *Fusariumoxysporum* f. sp. *Lenis* via seed and the effect of some biotic and abiotic factors on its growth. Arab J. plant protection 8: 34-37.

Erwin D C., 1957. *Fusarium* and *Verticillium* wilt diseases of *Ciceris arietinum* L Phytopathology, 47: 10.

Erwin D C., 1958. *Fusarium lateritum* 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.

Fernandez M.R. & Fernandes J.M.C. 1990. Survival of wheat pathogens in wheat and soybean residues under conservation tillage systems in southern and central Brazil. Can. J. Plant Pathology, 12, 289-294.

G

Gaid S., 2015 . La tolérance à la salinité du pois chiche (*Cicer arietinum L.*). Mémoire de magister. Université d'Oran 1. 64p. 20 Septembre.

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.

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

Grewal J S , Paul M., 1970. Fungal diseases of gram and arhar. Proc. IV Ann. Workshop of Pulse Crops, PAU, Ludhiana. P: 168.

Grrewal, J. S., 1969. Important fungal diseases of *Cicer arietinum L.* in India. Pulse improvement project seminar report held at karaj agricultural college, university of Tehran and USDA, January 7-9, 1969: 35-40.

Gupta O M, Kosthane S R, Khare M N., 1987. Survey of Fusarium wilt of chickpea in Mahya Pradesh, India. 27:21-23.

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., et Khare, M. M., 1987. Factors influencing epidemiology of vascular wilt of chickpea. *Proc. Nati. Acad. Sci., 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 , Strange R N., 1996. Identification of the causal agent of wilt of chickpea in Tunisia as *F. oxysporum f. sp. Ciceris* 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., 1980. Influence of wilt at different growth stages on yield loss of chickpea. *Trop. Grain Legume Bull.* 19:38–40.

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

Haware M P., 1993. *Fusarium* diseases of crops of India. *Indian Phytopath.* 46:101-109.

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. 1-13, Zaragoza, Spain

Haware, M.P. et Nene, Y.L., 1980. Influence of wilt at different stages on the yield loss in chickpea. Tropical Grain Legume Bulletin 19: 38-44

Haware, M.P., Nene, Y.L., and Rajeshwari, R., 1978. Eradication of *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris* transmitted in chickpea seeds. Phytopathology, 68, 1364-1367

Henni J., Boisson C et Geiger J. P., 1994. Variabilité de la morphologie chez *Fusarium oxysporum* F. sp. *lycopersici*. Phytopathology mediterranean., 33: 51-58.

Hibar K. Daami-Remadi M. Khiaaeddine H., & El Mahjoub M. 2005. Effet inhibiteur in vitro et in vivo de *Trichoderma harzianum* sur *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis lycopersici* Biotechnol. Agron. Soc Environ. 9 (3) 163-171.

Honnareddy H. et Dubey S. C., 2006. Pathogenic and molecular characterization of Indian isolates of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* causing chickpea wilt. Current Science 91(5): 661-666

I

ITGC (Institut Technique des Grandes Cultures) ,2003 .«Céréaliculture» revue de l'Institut Technique des Grandes Cultures N°40.

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. Pages 429-444 in: Plant Diseases of International Importance. Vol. 1. Diseases of Cereals and Pulses. U. S. Singh, A. N. Mukhopadhyay, J. Kumar, and H. S. Chaube, eds. Prentice Hall, Englewood Cliffs, NY.

Jenkyn, J f., Gutteridge, R J., Bateman, G l., 2004. Effects of cultivation method and crop debris on wheat stem-base diseases and take-all. HGCA conference. Managing soil and roots for profitable production.

Jiménez-Díaz, R. M. et Trapero-Casas 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 Jul, Zaragoza, Spain

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.

Jimenez-Gasco M. M., Navas-Cortés, J.A., Rafael M., Jimenez-Diaz 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 .International microbiology 7:95-104.

Joffe, A.Z. 1973. Fusarium species on groundnut kernels and in groundnut soil in Israel. Plant and Soil. 38:439-446

K

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.

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.

Khan I A, Alam S S, Haq A , Jabbar A ,, 2002. Selection for resistant to wilt and its relationship with phenols in chickpea. Int. Chickpea and Pigeonpea Newslet. 9:19-20.

Khilare V C, Rafi A., 2012. effect of different media, pH and temperature on the growth of *Fusarium oxysporum f.sp. ciceri* causing chickpea wilt. international journal of advanced biological research. 2(1): 99-102.

Köycü, N.D. and Ozer, N., 1997. Determination of seed-borne fungi of onion and their transmission to onion seeds. Phytoparasitica, 25:25–31.

Kraft J M , Haware M P , Jimenez-Diaz R M , Bayaa B , Harrabi M., 1994. Screening techniques and sources of resistance to root rots and wilt in cool season food legumes. In *Expanding the Production and Use of Cool Season Food Legumes*. Eds. Muehlbauer, F.J. and Kaiser, W.J., Kluwer Academic Publishers, Netherlands, pp. 268-289.

Krupinsky J.M., Bailey K.L., Mc Mullen M.P., Gossen B.D. & Turkington K., 2002. Managing plant disease risk in diversified cropping systems. Agronomy Journal., 94, 198- 209.

Kumar, J., and Haware, M.P., 1982. Inheritance of resistance to *Fusarium* wilt in chickpea. Phytopathology, 72, 1035-1036

Kuniyasu, K., 1977. Seed Transmission of *Fusarium* Wilt of Bottle Gourd, *Lagenaria siceraria*, Used as Root Stock of Watermelon. Ann. Phytopath. Soc. Japan 43 : 270-277.

L

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.

Labdi, M., Oufroukh, A., Sellami, S., Adim. D., Agad, H., Kaouani, A., et Boudieb, M., 1996. Enquête sur les maladies des légumineuses alimentaires en Algérie. 27-35, in Labdi, M., Maatougui, E. H., Bouznad, Z., Benabdelli, k., et Bensedik, K. Les légumineuses alimentaires en Algérie: situation actuelle et perspectives. ITGC Editions El-Harrach – ALGER. 296p.

Lucas, P., 2006. Diseases caused by soil-borne pathogens. 373-386 p, in in Cooke, B.M.; KAYE, B.; and Gareth, J. D.; The Epidemiology of Plant Diseases. Springer. 583p

M

Mabsoute, L., Meskine, M., Bouznad, Z., et Kharrat, M., 1996. Résultats des surveillances sur les maladies cryptogamiques des principales légumineuses alimentaires dans le Maghreb. P 43-50, in: Ezzahiri, B., Lyamany, A., Farih, A., et El Lyamany, M. Symposium régional sur les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires IMP El Maarif Al Djadida Rabat. 390p

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.

Madden, L.V and Hughes, G., 1999. Sampling for plant disease incidence. *Phytopathology* 89:1088-1103.

Malençon G., 1947. mission d'étude dans 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.

Manucheri, A., et Mesri, I., 1966. *Fusarium* wilt of chickpea (in Persian). *J. Path.*, 3(3): 1-11.

Masoodul, H. H., 1988. Seed-borne mycoflora of some species, detection techniques and pathogenicity. submitted to the faculty of science university of Karachi. 218p.

Matuo T, Ishigami K., 1958. On the wilt of *Solanum melongena* L. and its causal fungus *Fusarium oxysporum* f. sp. *Melongenense* n. f. *Annals of Phytopathology Society JPN.*, 23:189-192.

Menzies, J. G. and Jarvis W. R.; 1994. The infestation of tomato seed by *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici*. *Plant pathology*, 43: 378-386

MESSIAEN C.M. et R. CASSINI, 1981. Taxonomy of *Fusarium*. In : *Fusarium. Diseases, biology and taxonomy* (P.E. NELSON, T.A. tousou^ and R.J. COOK, editors). The Pennsylvania State University Press, 427-445.

Messiaen, C. M. et R. Cassini., 1968. Recherche sur les Fusarioses. La systématique des *Fusarium*. *Ann. Épiphyties* , 19: 87-454.

Messiaen, C. M. et R. Cassini., 1981. Taxonomy of *Fusarium*. In: *Fusarium Diseases, Biology and Taxonomy*. Nelson P.E., A. Toussan et Cook (eds). The Penn. State Univ. Press Univ. Park.

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.

N

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, University Park, Pennsylvania, U.S.A., p.193.

Nema K G, Khare M N., 1973. A concept of wilt of Bengal gram in Madhya Pradesh. Symposium on wilt problem and breeding for wilt resistance in Bengal gram. Sept. 1973. at Indian Agri. Res. Inst. New Delhi. India. P-4(Abst.).

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, Kannaiyan J , Haware M P, Reddy M V., 1980. Review of the work done of ICRISAT on soil-diseases of pigeonpea and chickpea. In *Proc. the Consultants Group Discussion on the Resistance to Soilborne Disease of Leg.s*, Ed. Nene, Y.L., 8-11 January, 1979, Hyderabad, India, pp. 3-35.

Nene Y. L. et Reddy M. V., 1987. Chickpea diseases and their control. Pages 233-370 In: *The Chickpea* Saxena M. C. and Singh. K. B. eds. Wallingford Oxfordshire, UK: CAB International.

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

Nome et al, 2003. Seedborne Pathogens. Instituto de Fitopatología y Fisiología Vegetal, INTA, Córdoba

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.

Pande, S., Narayana Rao, J., and Sharma, M., 2007. Establishment of the Chickpea Wilt Pathogen *Fusarium oxysporum* f. sp. *Ciceris* in the Soil through Seed Transmission. *Plant Pathol. J.* 23(1) : 3-6

Perveen, S., 1996. Studies on some seed – borne fungal disease of tomato. Thesis of doctoral. Department of botany.

Prasad N , Padwick G W., 1939. The genus *Fusarium* 11. A species of *Fusarium* as a cause of wilt of gram (*C. arietinum* L.). *Indian Agri. Sci.* 9: 731.

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.

Rapilly F., 1991. L'épidémiologie en pathologie végétale : mycoses aériennes. Ed. INRA, Paris, 307 p.

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 breeding and management*. CAB international, Wallingford, U.K., 1:1-13.

Rennie, W.J., AndCockerell, V., 2006.Seedborne Diseases. The Epidemiology of Plant Diseases, 2nd edition, 357-372.

Rhrib, A., 1990. Trachéomycoses et pourritures racinaires du pois chiche (*Cicer anetinurn L.*). Mémoire de 3ème Cycle. Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat, Maroc.

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. 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.

Sayoud, R., Ezzahiri, B., Bouznad, Z., 1999. Les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires au Maghreb. ITGC, Alger.

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 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.

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. Pyrthroid resistance in *An. Culcifacies* in surat district, Gujarat, West India. Current Science., 82:547-550.

Singh, K. B et Dahya B. S., 1973. Breeding for wilt resistance in chickpea. Pages 13-14 Zn: Symposium on wilt Problem and Breeding for Wilt Resistance in Bengal Gram. India Agric. Res. Inst. (New Delhi).

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.

Smith, H.C. 1965. The morphology of *Verticillium albo-atrum*, *V. dahlia*, and *V. tricopus*. *New Zealand J. Agric. Res.* 8:450-478.

Snyder W C, Hansen H N., 1940. The species concept in *Fusarium*. *American J. Bot.*,27: 64-67.

Strange, R. N., 2003.Introduction to plant pathology.Wiley Editorial Offices. 497p.

T

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): caractérisation,lutte biologique et comportement variétal » .Mémoire demagister, Université d'ORAN. 95 pp.

Trapero-Casas A ,Jiménez-Díaz R M., 1985. Fungal wilt and root rot diseases of chickpea in southern Spain. *Phytopathology*, 75: 1146–51.

Trapero-Casas A., 1983. Wilt and root rot of chickpea in the Guadalquivir valley: importance, distribution, etiology, epidemiology and control (Original in spanish). Ph. D. thesis, University of Cordoba, 295 pp.

Trapero-Casas, A., 1999. Diseases of chickpea in the Mediterranean region. Special report chickpea in Europe. Grain legumes No.25.

U

USDA.,2008. Plant profile of *Cicer arietinum* (Chickpea). United States Department of Agriculture (USDA), Naturel Resources Concervation Service (NRCS), Plant database. alling ford, U.K., 1:1-13.

V

Vakalounakis, D. J., and Fragkiadakis, G. A. 1999. Genetic diversity of *Fusarium oxysporum* isolates from cucumber: Differentiation by pathogenicity, vegetative compatibility, and RAPD fingerprinting. *Phytopathology* 89:161-168.

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.

Van Rheenen H. A., Reddy M. V., Kumar J. and Haware M. P., 1989. Breeding for resistance to soil borne disease in chickpea. Consultaney Meeting on breeding for diseases resistance in Kabuli Chickpea. ICARDA, Aleppo, Syria.

W

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

Annexes

Annex 01 : Composition des milieux de culture utilisés.

- Milieu PDA

Extrait de pomme de terre	200g
Glucose	20g
Agar-agar.....	20g
Eau distillée	100ml

Annex 02 : Analyse de la transmission de FOC de la semence à la plantule.**- Semences homologuées.**

DI

<i>Source des variations</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
Variété	3	3122,66	1040,89	1,72	0,216
Erreur	12	7255,71	604,64		
Total	15	10378,37			
Coefficient de Variation	64,23%				

DII

<i>Source des variations</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
Variété	3	756,77	252,26	2,76	0,088
Erreur	12	1094,86	91,24		
Total	15	1851,64			
Coefficient de Variation	82,86%				

- Semences non homologuées.

DI

<i>Source des variations</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
Variété	3	1766,80	588,93	1,46	0,276
Erreur	12	4854,69	404,56		
Total	15	6621,48			
Coefficient de Variation	39,60%				

DII

<i>Source des variations</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
Variété	3	1394,44	464,81	2,43	0,116
Erreur	12	2296,50	191,37		
Total	15	3690,94			
Coefficient de Variation	77,38%				

Annex 03 : Analyse l'effet des débris de la culture du pois chiche sur la maladie**- Semences non homologuées.**

DI

<i>Source des variations</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
Variété	7	10229,02	1461,29	2,71	0,032
Erreur	24	12945,41	539,39		
Total	31	23174,43			
Coefficient de Variation	39,14%				

DII

<i>Source des variations</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>
Variété	7	8408,20	1201,17	4,13	0,004
Erreur	24	6972,34	290,51		
Total	31	15380,54			
Coefficient de Variation	63,07%				

Résumé

Le pois chiche est l'une des légumineuses les plus importantes dans le monde. En Algérie, les rendements de cette culture restent très faibles en raison des contraintes d'ordre biotiques et abiotiques. La fusariose vasculaire est une contrainte biotique causée par le *Fusarium oxysporum f. sp. ciceri* (FOC) qui engendre des dégâts très importants. Notre étude a pour but l'étude spatiotemporelle de la maladie et son mode contagieux. Le diagnostic de la fusariose vasculaire de la culture du pois chiche effectués durant la campagne agricole 2015, a bien révélé que la propagation de la maladie est enregistrée dans toutes les parcelles prospectées. Les résultats obtenus montrent que le stade floraison, formation, remplissage des gousses constituent les stades les plus sensibles à la maladie, dont les valeurs enregistrées sont les plus élevées supérieures à 93,57 % pour l'incidence et pour l'index de gravité 46,57. Les débris de la culture, assurent la disponibilité de l'inoculum de FOC et augmentent significativement l'incidence et la gravité de la maladie de flétrissement vasculaires. Les graines du pois chiche constituent un moyen de propagation de l'agent causal de la maladie. Les analyses effectués sur les grains homologués ont montré un taux de contamination qui varie entre 1,25 et 13, 75% avec une moyenne de transmission environ 5,94%. Cependant, un rapport très élevé de transmission de la graine à la plante a été constaté pour les graines prélevées de champs avec un taux égal à 37,88%, suivie par les semences homologuées avec un taux égal à 14,71%.

Mots clés : épidémiologie, *Fusarium oxysporum f. sp. ciceris*, transmission, semences, débris, progression, stade phénologique.

Abstract

Chickpea is one of the most important legumes in the world. In Algeria, the yields of this crop remain very low due to the constraints of biotic and abiotic order. Fusarium wilt is a biotic stress caused by *Fusarium oxysporum f. sp. ciceri* (FOC) which generates very significant damage. Our study aims to study the spatiotemporal disease and infectious and mode. The diagnosis of fusarium wilt of chickpea made during the crop year 2015, has revealed that the spread of the disease is recorded in all surveyed plots. The results show that the flowering stage and pod filling and training are the most sensitive stages to the disease, the recorded values are highest above 93,57% for the incidence and the severity index 46, 57. The debris of culture, ensure the availability of inoculums of FOC and significantly increase the incidence and severity of vascular wilt disease. The seeds of chickpea are a means of spreading the causative agent of the disease. The analyzes carried out on registered grains showed a contamination rate varies between 1,25 and 13, 75% with an average of about 5,94% transmission. However, a very high transmission ratio of seed to plant has been found for seeds harvested fields with an equal rate to 37,88%, followed by seeds approved with a rate equal to 14,71%.

Keywords: Epidemiology, *Fusarium oxysporum f. Sp ciceris*, transmission, seeds, debris, progression, phenological stage.

ملخص

يعتبر نبات الحمص واحد من البقوليات الأكثر أهمية في العالم في الجزائر لا تزال غلة هذا المحصول منخفضة جدا بسبب القيود التي تفرضها الطبيعة الحيوية وغير الحيوية. يعتبر مرض الفيوزاريوم الذبول هو الإجهاد الحيوي الناجم عن الفطر *Fusarium oxysporum f. sp. ciceris* الذي يولد ضررا كبيرا جدا من الناحية الاقتصادية. يهدف هذا العمل إلى دراسة زمنية ومكانية للمرض وكذلك طرق انتشار العدوى. وذلك بتشخيص مرض الذبول الفيوزاريومي من الحمص التي قدمت خلال الموسم 2015. خلال هاته الدراسة قد اكتشف أن انتشار المرض تم تسجيله في كل المقاطعات التي شملها الاستطلاع. وأظهرت النتائج أن مرحلة الأزهار وتشكل الجراب وملئه هي المراحل الأكثر حساسية لهذا المرض، و القيم المسجلة مرتفعة بالنسبة للمؤشر 93.57% وشدة المرض 46.57%. إن حطام الزراعة يعتبر كعامل أساسي لضمان توافر العامل الممرض FOC وزيادة كبيرة في شدة المرض الذبول الوعائي. بذور الحمص تعد وسيلة لنشر العامل المسبب للمرض. وأظهرت التحليلات التي أجريت على البذور بتسجيل معدل تلوث يتراوح بين 1.25 و 13.75% بمعدل نقل حوالي 5.94%. ومع ذلك، فقد تم العثور على نسبة انتقال عالية جدا من البذور إلى النبتة ذات البذور المؤخوذة من الحقل بمعدل يساوي 37.88% تليها البذور المعتمدة بمعدل يساوي 14.71%.

الكلمات المفتاحية: علم الأوبئة، *Fusarium oxysporum f. sp. ciceris*، انتقال، البذور، الحطام، التقدم، مراحل التطور.