



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 الإبراهيمي برج بوعريش

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

كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الارض 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 : Phytopathologie

Thème

Etude de l'effet de quelques facteurs pédologiques (le pH, la conductivité électrique, l'azote et le phosphore) sur la fusariose vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum* L.)

Présenté par : BOUKHARI Lamia
BOUCHEMOUA Bouchra

Devant le jury:

Président: M. KHODOUR A

(M.A.A) Université BBA.

Promoteur: M. MOUATASSEM D

(M.A.A) Université BBA.

Examinatrice: M^{me} Ziouche S

(M.A.A) Université BBA.

Soutenue le 10 /09/ 2015

Année Universitaire : 2014/2015

Sommaire

Résumé

Introduction.....	01
--------------------------	-----------

Chapitre I : Synthèse bibliographique

I. Plante hôte : pois chiche (<i>Cicer arietinum</i> L.)	03
1. Origine et historique du pois chiche	03
2. Intérêt et importance de la culture	04
2.1. Propriétés nutritionnelles	04
2.2. Propriétés thérapeutiques :	05
2.3. Propriétés agronomiques	05
3. Production et distribution géographique	06
3.1. Place de la culture de pois chiche dans le monde	06
3.2. Place du pois chiche en Algérie	07
4. Caractères botanique et classification	08
5. Caractéristiques agro-morphologiques	10
6. Cycle et saison de la culture du pois chiche	11
7. Exigences Agro-écologiques	12
8. Etat phytosanitaire	12
II. Flétrissement Vasculaire du pois chiche	13
1. Historique et distribution géographique	13
2. Importance de la maladie	14
3. Symptomatologie	15
4. L'agent pathogène <i>Fusarium oxysporum</i>	17
4.1. Historique et classification	17
4.2. Biologie de FOC	18
4.3. Epidémiologie et mode de survie	20
4.4. Le pouvoir pathogène	21
4.5. Mécanisme d'infection	22
5. Méthodes de lutte	22
5.1 Méthode culturales	22
5.2. Lutte biologique	23

Sommaire

5.3. Lutte chimique	23
5.4. Résistance variétale	23
5.5. Lutte biologique	24

Chapitre : II Matériel et méthodes

1. Prospections	25
2. Prélèvement des échantillons	26
2. Caractérisation physico-chimique des échantillons	27
2.1. Préparation des échantillons	27
2.2. Mesure de l'Acidité du sol	28
2.3. Mesure de la conductivité	28
2.4. Détermination de P Olsen	28
2.5. Dosage de l'azote total	29
3. Analyses microbiologiques	29
3.1. Isolement et purification de <i>Fusarium oxysporum</i>	29
3.1.1. Technique d'isolement	29
3.1.1.1. Milieux de cultures utilisés	30
• Milieu PDA	30
3.1.2.. Purification	31
3.2. Identification des champignons	31
3.2.1. Obtention de la culture monospores	31
3.2.2 Les critères d'identification	32
3.2.2.1. Macroscopique.....	32
3.2.2.2 Microscopique	32
3.3. Etude du pouvoir pathogène des isolats du FOC	33
3.3.1. Préparation de l'inoculum et obtention des plantules	33
3.3.2. Inoculation	33
3.3.3. Evaluation de la sévérité	33

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Résultats	34
1.1. Résultats des investigations de terrain	34
1.2. Résultats physicochimiques du sol	37
1.3. Résultats des isollements microbiologiques	38
1.3.1. Fréquence d'isolement	38

Sommaire

1.4. Caractéristique morphologiques et culturelles des isolats de FOC	40
1.4.1. Caractéristique culturelle des isolats	40
1.4.2. Détermination de l'agressivité	40
1.4. 3. Évaluation de l'agressivité	42
1.5. Analyse de l'effet des facteurs abiotiques sur la Concentration d'inoculum, l'incidence, la sévérité et l'index de la maladie	44
1.5.1. Effet de pH :	44
1.5.2. Effet de la CE	44
1.5.3. Effet de l'azote	44
1.5.4. Effet de phosphore	45
2. Discussion	46
Conclusion.....	55
Références bibliographiques	

Remerciements

Avant tout, nous remercions Dieu tout puissant de nous avoir donné la force, le courage, la persistance et nous a permis d'exploiter les moyens disponibles à fin d'accomplir ce modeste travail. Merci de nous avoir éclairé le chemin de la réussite.

Nous adressons nos plus sincères remerciements à notre encadreur M. MOUATASSEM Dahou d'avoir accepté de diriger avec beaucoup d'attention et de soin ce mémoire.

Nous lui sont très reconnaissantes pour sa disponibilité, son soutien permanent, sa gentillesse, sa sympathie, sa compréhension et surtout ses qualités humaines et sa participation active lors de la rédaction de mémoire.

Nos remercîment vivement M. KHODOUR, A de nous avoir fait l'honneur de présider le jury.

Nos remerciements vont également à M^{me} Ziouche. S qui nous a fait l'honneur d'examiner ce travail malgré ses nombreuses occupations.

Nous offrons nos plus sincères remercîments à M. LATATI. M pour son soutien, sa gentillesse et son aide concernant l'analyse statistique.

On adresse un grand merci à tous les enseignants du département des sciences de la nature et des sciences de la terre et de l'univers de l'université de Mohamed el Bachir el Ibrahim.

Sans oublier les ingénieurs du laboratoire (de phytopathologie, biochimie, microbiologie, chimie) particulièrement M^{lle} SALIMA.

Enfin, on tient également à remercier toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire.

DEDICACE

Avec l'aide d'Allah le tout puissant, j'ai pu achever ce travail que je dédie :

A Mes très chers parents

A ma très chère mère, celle qui m'a donné la vie, le symbole de tendresse, qui s'est sacrifiée pour mon bonheur et ma réussite.

A mon père, qui a veillé tout au long de ma vie à m'encourager, à me donner l'aide et à me protéger.

Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mes considérations et mes sincères affections pour vous.

A Mes sœurs et mes frères pour leur soutien et leurs encouragements incessants.

Pour les moments extraordinaires passés ensemble je tiens à remercier mes amies et mes collègues : Sabah, Bouchra, Samiha, Widad, Salima, Shahrazed, Ibticem, Asma, Meriem, Saliha, Fatima, Sara, Karima, Faiza pour leur fidèle soutien pendant les années d'études et pour tous les excellents souvenirs.

A Tous ceux qui me sont chers.

Lamia

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail tout spécialement aux être les plus chers à mon cœur, aux deux personnes qui n'ont bien éduqués et mon toujours entouré d'amour et de soutien, mon très cher père (Abdelaziz) et ma mère adorable (Hafida), sans oublie la plus plus cher dans ma vie ma grand-mère (Chérifa).

A mon marie : Younes Kebir.

A mes très chers sœur : Lina et Sara.

A mes très chers frères : Ishaq et Sif Allah Idir.

A ma chèrebinôme Lamia aux bons moments que nous avons passés ensemble, et à toute sa famille.

A toute la famille Bouchemoua et Kebir

A celles qui étaient présentes dans mon cœur, malgré les distances qui nous séparent : Mouna, Fadila, Hayat, Souhila, Fatima, Bouchra, Saliha, Yasmina, Doda, Meriem, Hanan, Salima, Fairouz, Samah, Ibticem, Sonia, Somia, Ghania, Souad, sara.

A mon promoteur monsieur Moutassem .D que j'estime beaucoup et envers qui j'ai toujours éprouvé un grand respect.

A tous mes collègues de spécialité phytopathologie et Biotechnologie 2014/2015, et à tous mes enseignants.

Bouchra

Introduction Générale

Introduction

Les légumineuses alimentaires désignées plus communément légumes secs sont connues et utilisées depuis plus de 8000 ans. Elles sont parmi les premières cultures vivrières, les plus consommées par l'homme (Lamari, 1992). Ces cultures sont largement pratiquées dans le monde, pour l'intérêt qu'elles assurent sur le plan agronomique et nutritionnel, en particulier leur apport en azote pour le sol et leur richesse en protéine pour l'alimentation humaine et animale est appréciable (Malassis, 1982).

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est l'une des plus importantes légumineuses alimentaires cultivées dans le monde ; il occupe la 3^{ème} place après le haricot (*Phaseolus vulgaris* L.) et le pois (*Pisum sativum* L.) (Sharma et al, 1994). En Algérie, le pois chiche est la seconde légumineuse alimentaire après la fève (Hamadache et Ait Abdallah, 1998).

En effet, la culture de pois chiche occupe une place importante dans l'alimentation, mais elle est loin d'avoir une place équivalente à celle des céréales dans le système de production. Les superficies emblavées par la culture du pois chiche sont de l'ordre de 30562 H. Cependant, la production nationale est de 276750 Q. Au plan national, les rendements moyens en pois chiche sont faibles, dont les plus élevés a été enregistré lors de la campagne 2012/2013 (7,4 qx/ha) (MADR, 2015).

Malgré les efforts déployés, la production nationale reste encore très insuffisante. Cette insuffisance est liée aux difficultés agro techniques, à une stagnation des superficies de culture et aux problèmes Phytosanitaires (maladies, mauvaises herbes). De ce fait, chaque année l'Algérie à recours aux importations pour satisfaire les besoins de la population (Toulaiti, 1988).

Sur pois chiche, le flétrissement vasculaire causé par *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris* Synder et Hansen « Padwick » est considéré comme étant l'une des maladies les plus importantes sur cette culture dans le monde. D'après Reddy et al (1980), le flétrissement causé par *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* apparait comme la maladie la plus dévastatrice dans beaucoup de pays de culture de pois chiche, notamment en Afrique du Nord.

En Algérie, cette maladie rapportée pour la première fois par Bouznad et al. (1990) est considérée parmi les maladies les plus importantes sur pois chiche ou des prospections réalisées dans différentes régions du pays, ont révélé la forte présence de cette maladie. Dans le Nord-Ouest du pays 20-45% des champs prospectés sont affectés par la fusariose du pois chiche (Maatougi, 1996). Selon Sayoud et al. (1999) la maladie reste assez localisée, surtout dans le Nord-Est du pays, avec des attaques sévères notamment dans la région de Guelma et

Introduction Générale

Skikda (Bellah et al, 2003), Mascara, Ain Timouchent et Sidi Bel Abbas (Ben Freha et al, 2010). Cette maladie est devenue de plus en plus dévastatrice et dommageable dans les vingt dernières années. Malheureusement, peu des travaux ont été effectués sur cette maladie, en particulier sur les facteurs épidémiologiques qui gouvernent son développement.

Le présent travail a pour objectif de l'étude la situation de la culture du pois chiche et sa contamination par la fusariose vasculaire du pois chiche, et ainsi contribuer à la compréhension des relations entre, les niveaux d'attaque de la culture par la maladie et les différents paramètres épidémiologiques spécifiquement les facteurs abiotiques.

L'objectif de notre travail consiste à étudier l'effet de quelques facteurs pédologiques particulièrement l'azote, Phosphore, la conductivité électrique et le pH sur la concentration d'inoculum dans le sol, l'incidence, la sévérité et l'index de la gravité de la maladie de flétrissement vasculaire. Notre travail s'est déroulé en plusieurs étapes :

- L'étude descriptive de la situation épidémiologique, dont leur but le prélèvement de l'incidence et la sévérité de la maladie dans le Nord Algérien.
- isolement de FOC à partir de différentes sols de certaines régions de l'Algérie (isolement).
- Analyse physico-chimique des échantillons (pH, la conductivité électrique, Azote, Phosphore)
- Etude de l'effet de ces derniers facteurs pédologiques sur la concentration d'inoculum, l'incidence, la sévérité et index de gravité.

Le premier chapitre de notre travail correspond à une mise au point bibliographique sur le pois chiche (*Cicer arietinum* L.), l'agent causal du flétrissement (*Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*). Le deuxième chapitre correspond à notre étude expérimentale présente le matériel et les méthodes utilisés pour l'isolement et l'identification de FOC ainsi que la caractérisation physico-chimiques des échantillons des sols (pH, CE, P Olsen, Azote). Le troisième chapitre expose les résultats obtenus suivis des discussions.

I. Plante hôte : pois chiche (*Cicer arietinum* L.)

1. Origine et historique du pois chiche

Le pois chiche est originaire du Sud-Est de la Turquie (Ven der Maesen, 1987), et le Nord Est de la Syrie (Staginnus et al, 1999). Il a été cultivé pour la première fois à environ 7000 -8000 ans avant JC (Sharma et Muehlbauer, 2007; Staginnus et al, 1999), et aurait été domestiqué dans la région du « croissant fertile » qui se situe au Proche Orient (Ramanujam, 1976), il y a 7000 ans. Des restes carbonisés découverts au Proche-Orient indiquent que cette espèce était cultivée au VIIe millénaire avant notre ère avec les céréales, le petit pois et la lentille (Vanier, 2005; Redden et Berger, 2007). Il est probablement originaire des régions de la Palestine actuelle et de la Syrie, car les données archéologiques rapportent des graines de formes cultivées de cette espèce à Ramad (près de Damas) et à Jéricho, qui sont anciennes de 9200 et 8500 ans A.J. L'expansion de cette culture a été rapide dans les régions méditerranéennes, car il était cultivé en Égypte depuis au moins 6000 ans. Les signes de sa domestication en Turquie remontent à environ 9 400 ans.

Le pois chiche descende de l'espèce sauvage *Cicer reticulatum*, découverte en 1975 par Ladizinski au Sud-Est de la Turquie (Ladizinski et Adler, 1976 b) et à Tell el- Kerkh par Tanno et Willcox, (2006). Cette hypothèse est renforcée par les études récemment établies à savoir, les études cytogénétiques (Ladizinski et Adler, 1976a ; Ahmed et al. 1988 ; Ocampo et al., 1992), enzymatiques (Kazan et Muehlbauer , 1991 ; Ahmed et al., 1992) et moléculaire (Ohri et Pal, 1990, Ken-ichi et Willcox, 2006). Par ailleurs, les résultats des croisements interspécifiques effectués respectivement par Ladizinski et Adler, (1976a) : Singh et Ocampo, (1993), ont également consolidé la présente hypothèse.

Le pois chiche est censé pour avoir provenu dans l'actuel sud-est de la Turquie (Ladizinsky et Adler, 1976; van der Maesen, 1987). De cette région, étendit de pois chiches au sud-est, ainsi que de l'hémisphère occidental au début de l'histoire de sa domestication. Le pois chiche est cultivé depuis des millénaires dans le sous-continent indien et Afrique de l'Est, et introduits plus récemment au Chili, Mexique et en Californie dans l'ouest de l'Etats-Unis (Jana et Singh, 1993; Kumar et Abbo, 2001) . Cette culture s'est étendue d'abord dans les pays riverains de la Méditerranée, il y a 5000 à 6000 ans, puis en Ethiopie 2000 ans après. Quant à sa présence dans le continent indien, les découvertes jusqu'à présent, ne vont pas au-delà de 2000 ans (Ramanujal. 1979). Le pois chiche a été disséminé pour devenir une culture importante des environnements subtropicaux et la région méditerranéenne (Muehlbauer et Rajesh, 2008; Kumar et Abbo, 2001; Zohary et Hopf, 2000).

Les pois chiches de types Kabuli ont été transféré vers l'Inde depuis la région méditerranéenne dans le 18^{ème} siècle et les types Desi ont été importé au Kenya par les émigrés indiens durant le 19^{ème} siècle (Van Der Maesen, 1972). Le pois chiche a été transféré vers les deux Amériques par les espagnoles et les portugais (Muehlbauer et Rajesh, 2008). Actuellement, le pois chiche est une des légumineuses les plus répandues dans le bassin méditerranéen où sa culture était connue en Algérie bien avant le 19^{ème} siècle. (Van Der Meassen, 1972 ; in Djebaili, 1991).

2. Intérêt et importance de la culture

2.1. Propriétés nutritionnelles

La culture du pois chiche est destinée à la consommation humaine (les gousses ou graines sont consommées à l'état frais ou les graines à l'état sec) et à l'alimentation des animaux (les résidus de cultures : partie aérienne). En effet, le pois chiche constitue un aliment de base pour la population algérienne, Son usage comme une nourriture humaine est assez fréquent dans les soupes (Chorba et Harira), sauces (Couscous), plats (Tadjines), et les sandwiches (Karentika) (Labdi, 1990).

Le pois chiche, comme toutes les légumineuses alimentaires, est un aliment riche en protéines végétales, en plusieurs vitamines, sels minéraux et en fibres alimentaires. La principale caractéristique nutritionnelle du pois chiche est sa richesse relative en matière grasse 5% contre 0,6 à 2,5 % pour les autres légumineuses sèches (Aubert, 1992). Le pois chiche n'atteint que 23%, mais cela reste le double de ce que peuvent offrir les céréales, et plus que ce que l'on trouve dans la viande. Il contient 17% à 24% des protéines avec des acides aminés essentiels tel que : tryptophane, méthionine et la cystéine (Rajesh, 2001). C'est une bonne source des carbohydrates, qui constituant 80% de l'ensemble du poids sec total de la graine. La disponibilité des éléments nutritifs de pois chiche est calculée pour être 12 calories par graine (Rajesh, 2001).

Tableau 1.Composition chimique de pois chiche

Eléments	gr ou mg/100g
Protéines (gr)	23
Carbohydrates (gr)	64
Amidon (gr)	47
Lipide (gr)	5
Fibres bruts (gr)	6
Sucres solubles (gr)	6
Cendre (mg)	3
Phosphore (mg)	343
Calcium (mg)	186
Magnésium (mg)	141
Fer (mg)	7
Zinc (mg)	3

(Singh et Jauhar, 2005; Williams et Singh, 1987)

2.2. Propriétés thérapeutiques :

Depuis le temps ancien, le pois chiche était connu comme une plante médicinale précieuse. Les tiges, les racines, les feuilles comme les graines tous sont utilisés depuis fort longtemps dans les usages thérapeutiques (Oudhia et al, 2002) rapportent que le pois chiche améliore le goût et l'appétit, ses solutions sont utilisées pour guérir la bronchite chronique. La graine est utilisée comme fortifiant, stimulant aphrodisiaque, dans les troubles du sang, les problèmes de la gorge et l'affection hépatique. Selon Aubert, (1992) le pois chiche est bon pour le corps, provoquant l'urine, mais aussi des gaz, donne un bon teint, favorise l'accouchement, les menstruations et la lactation. Des études ont associé une consommation régulière de légumineuses à divers effets bénéfiques tels qu'un meilleur contrôle du diabète, une diminution du risque de maladie cardiovasculaire et une diminution du risque de cancer colorectal (Bedard, 2005).

2.3. Propriétés agronomiques :

Sur le plan agronomique et en tant que légumineuse, le haricot peut s'intégrer dans les systèmes de production biologique qui utilisent la bio-fertilisation. A cet effet, il est utilisé avec d'autres légumineuses dans les systèmes des rotations et d'associations culturales avec d'autres cultures notamment les céréales dans le but d'assurer la meilleure efficacité d'utilisation des ressources en azote. En effet, l'importance des légumineuses et en particulier le pois chiche réside dans leur facilité à fixer l'azote atmosphérique grâce aux bactéries, contribuant ainsi à l'élévation du niveau de la fertilité des sols.

Economiquement, le remplacement de la jachère nue par la culture du pois chiche dans le système céréales-jachère représente un gain de surfaces cultivées (Kande, 1965).

3. Production et distribution géographique :

3.1. Place de la culture de pois chiche dans le monde :

La culture du pois chiche, est traditionnellement cultivée dans plusieurs parties du monde (Saxena, 1990 ; Diekman, 1992). En fait, le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est cultivé sur une large gamme de zones bioclimatiques qui s'étendent du subtropical, l'Inde et le Nord-Est de l'Australie, aux zones arides et semi-arides des régions du Bassin méditerranéen et de l'Australie Méridionale (Pacucci et al, 2006). Le Pois chiche est parmi les espèces les plus importantes de légumineuses alimentaires, cultivées dans le monde. Actuellement, 54 pays recouvrant les cinq continents sont des producteurs de cette légumineuse (Gaur et al. 2012). Mais les régions de l'Asie occidentale et l'Afrique septentrionale, étalés du Pakistan dans l'Est au Maroc à l'Ouest, et de la Turquie dans le Nord au sudan et l'Ethiopie au Sud, forment les régions les plus productrices de Pois chiche dans le monde (Saxena, 1996). Cette culture occupe le troisième rang mondial après le haricot (*Phaseolus vulgaris*) et le pois (*Pisum sativum* L.). Avec une production mondiale de 7 millions de tonnes, pour une surface cultivée de 10 millions d'hectares.

D'après Bouchez (1985), le subcontinent indien représente la plus grande zone de production mondiale du pois chiche avec un taux de 86%, suivi de l'Amérique latine avec 32% de production, ainsi que l'Afrique de l'Est avec 2.2% et le bassin méditerranéen avec 9%.

La production mondiale est variée également parmi les principaux pays producteurs, notamment l'Australie, le Pakistan, le Mexique, le Myanmar et l'Éthiopie. Par contre, elle a suivi une tendance ascendante aux États-Unis, au Canada et l'Iraq, et une tendance décroissante en Syrie et l'Espagne. L'Australie, la Turquie, l'Iran, Mexique et Canada constituent les pays potentiels exportateurs du pois chiche. Les exportations mondiales de pois chiche ont aligné de 998-682 million de tonnes dans la période de 2001-2004, par contre Les importations mondiales de pois chiche ont aligné de 1118-732 million de tonnes durant la même période, et les pays importateurs potentiels sont : l'Inde, le Bangladesh, l'Espagne, le Pakistan et l'Algérie (AAC, 2006; Mcvicar, 2006).

3.2. Place du pois chiche en Algérie :

En Algérie, la culture des légumineuses et en particulier le pois chiche à un intérêt national, car elle doit permettre de satisfaire les besoins, réduire les importations et limiter la dépendance économique vis-à-vis de l'étranger. En effet, cette culture occupe environ 37,04% de la superficie totale, et avec un taux de production de 39,28% de la production des légumineuses alimentaires au niveau national. Parmi les 48 régions 31 sont des régions productrices de cette culture, d'après les statistiques agricoles du DSA, 2007 représentés dans les régions d'Ain Timouchent, Tlemcen, Sidi Bel Abbès, Mostaganem et Mascara, constituent les régions productrices potentielles. Cependant, la production dans les autres régions a connu une importante régression en particulier dans les régions de Relizane, Constantine, Média et Saida, dont la production a atteint une diminution jusqu'à 100 %.

La production du pois chiche est répartie dans tous le Nord Algérien. La plus grande part de la superficie nationale plus (48,30%) est contribué par le Nord-ouest Algérien. Cependant, le reste de la superficie est partagée dans les autres zones géographiques (Maatougi et al, 1996). Le tableau 2 montre qu'il y a une augmentation importante des superficies destinées pour cette culture. Les superficies sont passées de 19 480 Ha en 2000 jusqu'à 29 320 Ha en 2014. La production varie indépendamment de 66 610 quintaux en 2000 à 351 178 quintaux en 2014. Cette variation est accompagnée par des fluctuations des rendements de 3.4 q/ha en 2000 à 10.5 q/ha en 2014, avec un pic enregistré en 2013 de 11.9 q/ha. Malgré l'évolution des quantités enregistrées de la période allant de 2000 à 2009, les rendements de cette culture reste parmi les plus faibles rendements dans le monde.

La culture du pois chiche peut jouer un rôle important dans les systèmes agraires en Algérie, bien que sa production reste marginalisée en raison de la faiblesse et de la grande instabilité des rendements dus au déficit hydrique d'une côté et le stress biotique d'un autre côté qui caractérisent la plupart des zones de cultures potentielles du pois chiche en Algérie. Les causes de la faiblesse de la productivité du pois chiche en Algérie sont souvent d'ordre agro techniques liées aux conditions de semis (période, modes de semis, qualité de la semence) et à l'infestation par les adventices (Hamadache et Ait Abdallah., 1998).

Tableau 2 : Evolution des productions agricoles, superficies, et rendements du pois-chiche en Algérie durant la campagne 2000-2014.

Années	Production (Quintal)	Superficie (Ha)	Rendement (Qx/ha)
2000	66 610	19 480	3.4
2001	123 120	19 290	6.4
2002	149 710	19 330	7.7
2003	191 020	22 850	8.4
2004	163 670	23 079	7.1
2005	137 270	23 348	5.9
2006	127 058	21 252	6.0
2007	142 940	20 681	6.9
2008	112 110	20 361	5.5
2009	178 404	22 274	8.0
2010	234 737	25 525	9.2
2011	240 512	27 734	8.7
2012	276 750	30 562	9.1
2013	349 802	29 320	11.9
2014	351 178	33 295	10.5
MOYENNE	189 659	23 892	7.6

(MADR, 2015)

4. Caractères botanique et classification :

Le nom scientifique du pois chiche, (*Cicer arietinum* L.), Cicer vient du latin : Cicus et du grec : Kykus qui signifie force, vigueur : une allusion à la richesse protéine de ses graines. (Bouchez, 1985). Le mot «arietinum» est aussi latin, traduit du mot grec «Krios», une allusion de la forme des grains qui ressemblent à la tête de bélier (Van Der Maesen, 1987).

Le pois chiche appartient à la famille des papilionacées et à la tribu des Cicereae (Kupicha, 1977 et 1981). Le genre Cicer comprend actuellement 43 espèces, dont 9 sont annuelles, 33 pérennes et une indéterminée (Van der Measen, 1987).

Chapitre I : Synthèse bibliographique

Le pois chiche est une plante herbacée annuelle, diploïde ($2n = 16$ chromosome), autogame, présentant moins de 1% d'hybridation naturelle (Singh et Reddy, 1991).

Appartenant à :

Embranchement	: Spermaphytes
S/embranchement	: Angiospermes
Classe	: Dicotylédones
S/classe	: Dialypétales
Ordre	: Rosales
Famille	: Légumineuses
Sous famille	: Papilionacées
Genre	: Cicer
Espèce	: Cicer arietinum L

(Atmani, 1995).

Il existe une grande variabilité phénotypique et génotypique du pois chiche, ce qui a amené les chercheurs à subdiviser cette espèce en trois groupes distincts, selon la taille et le poids des graines.

Le type Kabuli :

Ce type représente 10 à 15% de la production mondiale (Plancquaert et al, 1988) ; A grosses graines ridées, de taille variable, de couleur crème et des fleurs de couleur blanche. La teneur en sucre et en protéines au niveau des cotylédons est plus importante qu'en cellulose. Trois catégories de graines, sont décrites dans le monde (Singh et al, 1987).

Le type Dési :

Il est cultivé essentiellement dans les pays asiatique et au Mexique (Planquaert et al, 1988), Il représente environ 85% de la production mondiale (Plancquaert et Werry, 1991).

Ce type a été développé par l'ICRISAT, sous la dénomination d'ICC. Il se distingue par de petites graines noires angulaires et ridées, de couleur jaune à noire et présentent une pigmentation anthocyanique des fleurs, des tiges et des feuilles dont le poids de 100 graines est compris entre 11 – 18g (Singh et al, 1987). Il est cultivé essentiellement dans les pays du Nord Asiatique ; ce type est assez résistant au flétrissement et aux pourritures racinaires. Toutefois, Il reste sensible à l'antracnose (Nene et al, 1980 ; Jimenez-Diaz et al, 1989).

Le type Gulabi ou intermédiaire :

Qui est beaucoup moins cultivé que les types précédents. De nombreux croisement du type Gulabi avec le type Kabuli, (Plancquaert et al, 1988) et assure un meilleur enrichissement des sols en azote (50 à 60 kg/ha/an) (Balkhter, 1987 in Haddadi, 1992). Il se

distingue par des graines lisses, de couleur crème, et un poids de 100 graines compris entre 15 et 25g, ressemblant au pois avec un bec caractéristique (Plancquaert et al, 1988)

5. Caractéristiques agro-morphologiques

Les racines peuvent atteindre 2 mètres de profondeur, mais la plupart se trouvent dans les 60 premiers cm. La tige anguleuse à une hauteur de 20 cm à 1 mètre suivant l'espèce et les conditions climatiques. Les feuilles sont imparipennées, à folioles terminales, en vrilles chacune d'elle compte 7 à 17 folioles ovales et dentées. Les fleurs sont blanches, bleues ou violettes, axillaires solitaires et avec un pédoncule (Muehlbauer et al, 1998).

Les espèces de pois chiche diffèrent par leurs caractères plus spécialisés, en particulier la zygomorphie des fleurs qui sont en forme de papillons et qui sont de couleurs blanche ou rose ou rouge rose, la réduction du nombre des carpelles, la prédominance des feuilles composées et la présence des nodosités racinaires (Muehlbauer et al, 1998). Les racines sont pivotantes très longues et dures. Les tiges sont d'une longueur qui varie entre 20cm à 100cm, droite ou grimpante ramifiées (Muehlbauer et al, 1998).

Les gousses sont rhomboïdes ou ovales renflées et contiennent 1 à 2 graines presque rondes. Le nombre d'ovules varie selon les variétés; la partie aérienne secrète deux types d'acide : l'acide oxalique (94.2%) et d'acide acétique (0.2%) (Muehlbauer et al, 1998).

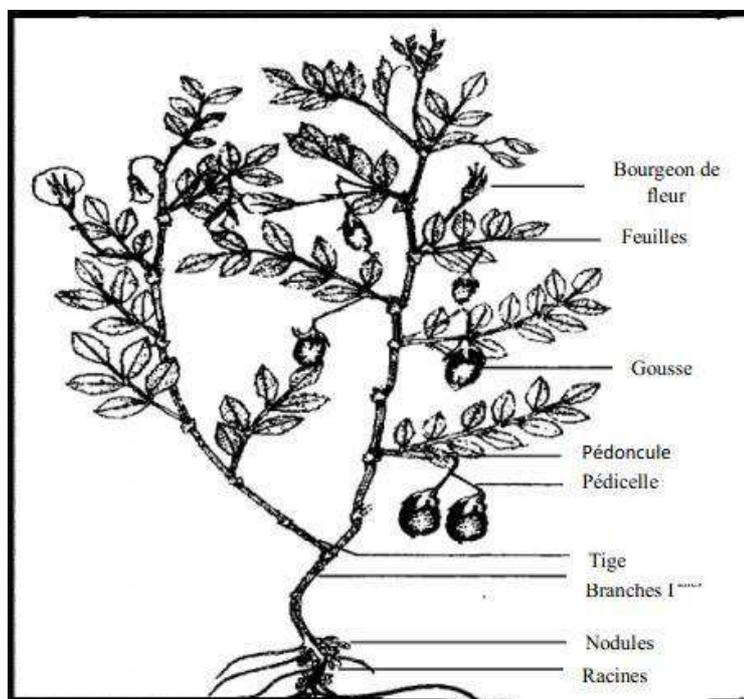


Figure 01: Morphologie de la culture du pois chiche (Singh et Diwakar, 1995)

La plante se caractérise par un système racinaire très développé, et une longueur de tige variant de 20 à 100 cm et jusqu'à 150 cm dans ces conditions très favorables (Cubero, 1987).

Les feuilles sont composées de 10 à 15 folioles, dentées mesurant 8 à 17 mm de longueur et 5 à 14 mm la largeur.

La tige, les feuilles et les gousses possèdent des poils glandulaires sécrétant les exsudats acides, principalement de l'acide malique.

Toute la partie verte de la plante est pubescente, dont les poils peuvent parfois porter des glandes contenant de l'acide oxalique. Les feuilles sont pseudo imparipennés et les fleurs de couleur blanche, rose ou violacée, sont typiquement papilionacées et solitaires (une par entre nœud) ; les gousses monoculaires sont de forme ovale à réniforme, et mesurent entre 1.5 à 3 cm de large portant 1 à 3 graines. La graine présente un bec caractéristique, elle est très fréquemment ridée et présente des crêtes ; elle peut également être sphérique ou de forme intermédiaire (Cubero, 1987).

6. Cycle et saison de la culture du pois chiche :

Généralement, le cycle évolutif de pois chiche comprend deux phases : la phase végétative et la phase reproductrice. La phase végétative commence par la germination est envisagée par le passage de la graine de la vie ralentie à la vie active, affectant ainsi la sortie des racines séminales et la coléoptile qui pousse vers la surface (Hamadach, 2001).

Les pieds commencent à se ramifier et les bourgeons qui vont en même temps que la tige principale se développent, et donnent naissance à des pédoncules floraux qui constituent l'étape terminale de cette phase (Hamadach, 2001). La phase reproductrice débute par la floraison qui est marquée par l'apparition et le développement des ébauches florales, suivie par un effectif élevé en fleurs et un rendement en gousse appréciable (Hamadach, 2001).

Le cycle de la plante est complété par la maturation des graines. Cette phase se caractérise par un jaunissement des gousses accompagné d'une chute des folioles et d'un durcissement des graines (Melakhessou, 2007; Hamadach, 2001).

La durée de chaque phase et la faculté germinative diffère selon les variétés espèce et les conditions climatiques (la température, l'humidité, et la période d'éclairement) (Melakhessou, 2007; Hamadach, 2001). Certains cultivars du pois chiche à maturité précoce peuvent compléter leur cycle de vie dans 65 jours. Cependant les cultivars à maturité tardée demandent environ 120 jours.

Les variétés du pois chiche cultivés en hiver peuvent demander plus que 180 jours de la date de plantation jusqu'à la maturité (Muhlbauer et Rajesh, 2008).

7. Exigences Agro-écologiques :

Le pois chiche est une légumineuse qui requiert un climat frais, résiste au froid et tolère la sécheresse alors n'est pas exigeant en eau. Werry, 1988 in Abadli, (1991) rapporte que la consommation en eau du pois chiche varie entre 100 et 150 mm au cours de son cycle. À cet égard, le pois chiche est cultivé en Algérie dans des zones de pluviométrie allant de 300 à 400 mm/an. Le pois chiche craint le déficit hydrique à la floraison, qui peut se traduire par une diminution importante du rendement (Keating et Crooper, 1983).

Le pois chiche pousse à une température qui varie entre 10 et 30°C dont certains cultivars peuvent supporter des températures allant jusqu'à (-9°C), si le gel est de courte durée (Duke, 1981). Au-delà de 30°C, il y a risque d'échaudage notamment suite au sirocco (Girard, 1979).

La floraison intervient plus rapidement sous des jours longs, cependant, les jours courts la retardent et augmentent la croissance végétative (Robert et al, 1980 ; in Abadli, 1991).

La culture du pois chiche prospère dans des terres argileuses légères, par contre les sols calcaires sont à éviter, car ils prédisposent à l'obtention des grains qui cuisent mal. (Laumont, 1956), le pH du sol favorable à sa culture se situe entre 6 et 9. En revanche, les conditions du sol à pH acide (4.9) semblent aggraver le problème du flétrissement fusarien. (Saxena, 1987)

8. Etat phytosanitaire :

Cette culture peut être affectée par plus de cinquante agent pathogènes dont plusieurs sont telluriques (Nene, 1980 ; Smithson et al, 1985 ; Jimene-Diaz et al, 1989). En particulier les prospections en Algérie (Reddy et al, 1980) ont permis d'observer plusieurs maladies sur le pois chiche. Parmi les problèmes phytopathologiques majeurs recensés sur cette culture, on note l'antracnose causée par : *Aschochyta rabiei* et le stunt maladie virale provoquant le rabougrissement. Cette même prospection a permis de noter la présence d'autres maladies moins importantes comme la rouille causée par *Uromyces ciceris-arietini*, la pourriture des racines causée par *Rhizoctonia bataticola* et le flétrissement causé par *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*.

Dans d'autres pays, cette dernière maladie est considérée comme un problème non négligeable sur cette culture, causent d'importants dégâts (Jimenez-Diaz et Singh, 1987). En Algérie, les prospections et travaux récents (Rouibah, 1989 ; Solh 1989 ; Si-Hassen, 1990) ont fait apparaître l'évolution inquiétante du flétrissement dans les zones de culture du pois chiche

notamment dans l'Est du pays. L'importance des dégâts nous impose à présenter quelques données sur la maladie.

II. Flétrissement vasculaire du pois chiche

1. Historique et distribution géographique

L'historique de la maladie à flétrissement du pois chiche remonte à 1910 ou elle fut citée comme responsable de pertes sévères dans ce nombreux pays des cinq continents (Anonyme, 1980 ; Allen, 1983 ; Saxena et Singh, 1984).

Le flétrissement fusarien du pois chiche, est considéré comme la maladie la plus importante du complexe de flétrissement (Trapero Casas et Jimenez Diaz, 1985). Elle est considérée comme la maladie la plus importante du pois chiche à travers le monde particulièrement, dans le sous-continent indien et le bassin méditerranéen (Nene et Reddy, 1987 ; Jimenez Diaz et al, 1989 ; Hawar, 1990 ; Jimenez Diaz et al, 1992).

Telles que rapportées par Nene (1980), les premières descriptions remontent à 1918 ou l'agent a été signalé pour la première fois en Inde par Butler en 1918 (Haware et al, 1979).

Par la suite, elle a été observée dans plusieurs autres pays : L'Iran, Pakistan, Népal, Birmanie, l'Espagne, USA, Tunisie, et le Mexique. Cet agent responsable du flétrissement a fait l'objet de plusieurs recherches de différents pays qui n'ont abouti à l'identifier que récemment. (Haware, 1980).

En Allemagne, Mckerral (1923) a isolé des souches de *Fusarium* et le considéra comme un champignon transmissible par le sol. Plus tard encore, Dastur (1935) a également isolé un *Fusarium* sp. à partir de plants de pois chiche flétris mais n'a pu reproduire artificiellement la maladie. Sur la base des caractères taxonomiques et morphologiques établis par Wollenweber et al (1935), Prasad et Padwick (1939) ont identifié le genre *Fusarium* comme l'agent responsable du flétrissement du pois chiche.

Une année plus tard, l'espèce a été précisée par Padwick (1940) comme étant du *Fusarium orthoceras* var *ciceri*. Cependant durant cette même année, Snyder et Hansen (1940) procédaient à la révision de la section « *elegans* » qui regroupe toutes les espèces avec leurs différentes variétés ou formes spéciales (Booth, 1971) en se basant sur la systématique de Wollenweber et al (1913). Ces deux auteurs ont recombinaisonné le *Fusarium orthoceras* var *ciceri* comme étant un *Fusarium oxysporum*. (Nene, 1979)

Quelques années plus tard, Erwin (1958) décrivait un *Fusarium* en Californie (USA) similaire du point de vue cultural, morphologique et pathogénique au *Fusarium orthoceras* Var. *ciceris* selon une nouvelle dénomination : *Fusarium lateritium*. Nees, Emend, Snyder, et Hans. f. sp. *Ciceris* Padwick.

Malgré cette dernière mise au point en 1967, Chattopadhyay et Sen Gupta, suivant la classification de Snyder et Hansen (1940) ont renommé le *Fusarium orthoceras* var. *ciceri* comme étant un *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* se basant sur sa pathogénie et sa morphologie.

Après cette dernière modification, la dénomination de l'agent causal du flétrissement vasculaire du pois chiche, définitivement admise et adoptée par le système botanique de « FRIES » est *Fusarium oxysporum*. Schlecht. Emend. Snyd et Hans. f. sp. *Ciceri* (Padwick) Snyder et Hansen. FOC. Celle-ci a été maintenue dans la description du genre *Fusarium* par Booth (1971).

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

Parmi les maladies à flétrissement le *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* est avéré l'agent causal le plus fréquemment rapporté dans les différents pays du monde. Après l'Inde, la maladie a été signalée aux USA (Erwin, 1957), au Malawi (Kan, 1978), en Australie (Bretay, 1982) en URSS (Allen, 1983), au Chili (Alvarez et Moreno, 1984), au Pakistan (Bhatti, 1986), au Bangladesh, Bermani, Ethiopie, Iran, Mexique, Pérou et au Soudan (Haware et al, 1986).

2. Importance de la maladie :

Dans les pays du Bassin méditerranéen, l'extension du flétrissement du pois chiche en Tunisie menace sérieusement les récoltes ; les dégâts ont été estimés à 50% durant la campagne agricole 1982/83 (Anonyme, 1985). En Espagne, cette maladie signalée durant la campagne agricole 1979/80 a causé une perte annuelle estimée à 12% plus récemment, certains champs étaient détruits à plus de 80% (Jimenez-Diaz et Singh, 1987).

Au Maroc, ce champignon a été rapporté pour la première fois par Boorsma (1978) et plus récemment par Rh'ris (1990), isolé à partir des semences et des plants présentant des symptômes de flétrissement.

En Algérie, les premiers isolements effectués à partir de plants de pois chiche flétris ont montré après domination du *Fusarium oxysporum* (Bouznad et al, 1989). Depuis des travaux ont été entrepris par Rouibah (1989) et Si-Hassan (1990).

3. Symptomatologie :

Selon Erwin (1958) les symptômes du flétrissement apparaissent en plein champ durant les mois de juin et de juillet. La maladie se manifeste au champ 25 jours après le semis, mais sont plus apparents en début de floraison (Jimenez-Diaz et al, 1989). La maladie causé par un flétrissement peut être confondue par celle due aux pourritures racinaires, quand l'examen du plant n'est pas prudente (Haware, 1986).

Il se manifeste par un jaunissement et une décoloration vasculaire qui commencent par les feuilles du bas et affectent progressivement celle du haut (Nene et al, 1978 ; Trapro-Casas et Jimenez-Diaz, 1985). Au niveau de la partie aérienne, deux types de symptômes peuvent se distinguer l'un de l'autre ; flétrissement et jaunissement vasculaire (Trapero et Jimenez, 1986). Le premier type de symptôme s'exteriorise avec une rapidité et se caractérise par le flétrissement de quelques feuilles à n'importe quel niveau de la plante, puis le dessèchement des folioles qui acquièrent une couleur gris-verdâtre. Ce flétrissement dit précoce (earlywilting) apparait 2 à 4 semaines après le semis (Haware et al, 1986).

Quant au jaunissement vasculaire, celui-ci commence par les feuilles inférieures affecte progressivement les feuilles supérieures. Généralement, ce symptôme s'exprime plus lentement d'où la dénomination de flétrissement tardif. Il se manifeste au stade floraison-formation de gousse (Trapero et Jimenez, 1985b).

Histologiquement, les vaisseaux des plants malades présentent un symptôme interne se caractérisant par un brunissement des tissus conducteurs notamment le xylème (Nene et al, 1978). Dans la partie des organes souterrains, les plants affectés ne révèlent aucune pourriture racinaire (Trapero et Jimenez, 1986).

L'apparition des symptômes dépend de la sensibilité de la plante hôte, de la sévérité de l'infection qui augmente en présence des nématodes notamment le genre *Meloidogyne* (Mani et Sthi, 1984 ; in Haddadi, 1992) et des conditions de température. (Grewal et al, 1974 in Si Hassen, 1990)

Dans le sol, la température et la faible humidité favorisent le bon développement de la maladie. (Jimenez-Diaz et Trapro-Casas, 1986). Les symptômes se manifestent essentiellement à deux stades de la croissance de la culture.

Chapitre I : Synthèse bibliographique

Le flétrissement typique de cet agent causal peut être identifié en se basant sur les symptômes suivants :

La maladie s'observe au bout de trois semaines après semis ; les plantules entières flétrissent se couchent sur le sol. Les jeunes plants montrent une couleur pâle, une courbure et une chute des feuilles suivie d'un effondrement de tout le plant. Une coupe verticale au niveau du collet faite du haut vers le bas, ou une coupe transversale montrent une coloration brunâtre des tissus de la tige (Nene et al, 1978). Les plantules affectées ne montrent pas de pourriture au niveau de la tige ou de la racine, cependant, lorsqu'on fait une coupe verticale dans la région descendante du collet, une décoloration brune foncée à noire, est clairement visible dans les tissus vasculaires (Haware, 1986 et Nene, 1991).



Figure 02 : Symptômes typiques et atypiques du flétrissement vasculaire du pois chiche (Patankar, 2000)

Les plantules de cultivars hautement sensibles qui peuvent être détruites dix jours après émergence, peuvent ne pas montrer une décoloration noire. Cependant, un brunissement

interne de l'extrémité ascendante des racines, est clairement visible. Les plantes montrent un flétrissement typique qui peut se produire avant le stade gousse. Le pétiole, le rachis et les feuilles flétrissent, symptôme initialement visible sur la partie supérieure du plant surtout à la base du plant. Les racines des plants flétris n'extériorisent aucun symptôme de pourritures ou de dessèchement. Mais après un à deux jours, se généralise à tout le plant.

Les feuilles inférieures sont chloroses, tandis que les autres maintiennent une couleur vert terne, se transformant graduellement en jaune, puis en brun clair (Nene et al, 1979). Les plants infectés ne perdent pas les folioles jaunies. Déracinés et examinés avant un dessèchement ou décoloration des racines (Nene, 1991). Cependant, une décoloration interne peut être observée, lorsqu'on réalise une coupe verticale le long de la tige. La décoloration peut aussi s'étendre à plusieurs centimètres au-dessus de la région du collet, au niveau de la tige principale et des branches (Haware, 1980) in Haware (1986, 1990) et (Nene, 1991).

4. L'agent pathogène *Fusarium oxysporum*

4.1. Historique et classification

Le FO décrit par Synder et Hansen, (1940), comprend toutes les espèces, variétés et formes reconnues par Wollenweber et Reinking, (1935) dans un intra générique qui groupe la section appelée Elegans. D'après Booth, (1971) le FO est une espèce filamenteuse tellurique, cosmopolite et anamorphe qui inclut de nombreux pathogènes qui causent la maladie de flétrissement vasculaire chez plusieurs plantes agricoles et ornementales (Kistler, 1997). Elle se distingue des autres espèces de *Fusarium* par la production abondante de microconidies, rassemblées en fausse tête à partir de monophiliades courtes (El Aoufir, 2001).

Le genre *Fusarium* est considéré comme un faisceau d'espèces très diversifiées du point de vue morphologique. Chacune de ces espèces est représentée dans la nature par une majorité de souches saprophytes ou de parasites secondaires regroupant des formes plus ou moins spécialisées et douées d'une véritable virulence (Messian et Cassini, 1968).

Parce que le stage télomorphe de la majorité des *Fusaria* est inconnu, la taxonomie de genre *Fusarium* a été basée sur les caractéristiques morphologiques, y compris la présence ou absence de microconidies et des chlamydospores, la dimension et la forme de macroconidies, la couleur de la colonie et la structure des conidiophores (Windels, 1992). Classiquement, le genre *Fusarium* est considéré comme un Deutéromycète appartenant à la sous-classe des Hyphomycètes et à la famille des Tuberculariacées, il fait partie de la section Elégans (Messian et Cassini, 1968). Actuellement, il est considéré comme un genre

anamorphique affilié avec les hypocreales (Ascomycètes). En raison des étapes sexuelles (teleomorphes) aperçus chez beaucoup des espèces *Gibberella* et *Nectria* (Seifert, 1996).

Cette espèce comporte un ensemble des formes morphologiquement identiques mais présentant des spécificités parasitaires parfois très étroites. Ainsi plus de 120 formes spécialisées et races en été décrite chez *Fusarium oxysporum* parmi lesquelles la forme *Ciceriqui* cause le flétrissement vasculaire de pois chiche.

Morphologiquement cette espèce est caractérisée par un appareil sporifère du type sporodochie produisant des microconidies, des macroconidies et des chlamydospores ; ces dernières étant des formes de résistance. La forme parfaite du *Fusarium oxysporum* f.sp *ciceria* été rattachée au genre *Gibberella* sp. (Erwin, 1958a ; Booth, 1971).

Le *Fusarium oxysporum* est un champignon tellurique (Haware, 1990), appartenant à la famille des tuberculariacées avec des macroconidies en forme de cloissant. La systématique actuelle du *Fusarium oxysporum* est établie comme suit (Kedad, 1987) :

D'après Agrios (1997) l'agent causal du flétrissement de pois chiche *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* appartient à la systématique donnée ci-dessous :

Règne : Eumycota

Emb : Ascomycota

S/ Emb : Deuteromycètes

Classe : Hyphomycetes.

S/Classe : Hyphomycetidae.

Ordre : Moniliales

Famille : Tuberculariaceae

Genre: *Fusarium*

Espèce: *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris*

Lorsque la forme parfaite est présente chez ce champignon, elle est rattachée au genre *Giberella* sp. (Messiaen et Cassini, 1968, 1971).

Certaines espèces de *Fusarium* peuvent être saprophytes mais d'autres sont pathogènes sur de nombreuses espèces de plantes causant des fusarioses vasculaires spécifique à une espèce ou une famille de plantes hôtes, d'où l'origine de la notion de forme spéciale adoptées actuellement. (Mai et Abawi, 1987).

4.2. Biologie de FOC

L'agent du flétrissement est un champignon supérieur à thalle constitué d'un mycélium hyalin et cloisonné. Sa croissance sur Potato-Dextrose-agar (PDA) à 25 C° donne

des colonies blanches cotonneuses, deviennent feutrées et ridées dans les vieilles cultures ; les hyphes septés sont abondamment ramifiés. (Haware, 1990).

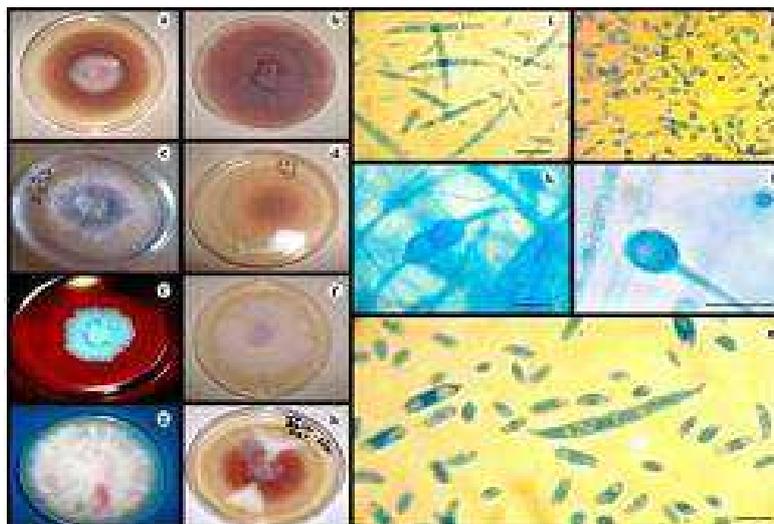


Figure 3: Variabilité de la morphologie de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (Arvayo-Ortiz et al, 2011)

Cette espèce est caractérisée morphologiquement par un appareil sporifiés de type sporodochie produisant microconidies et macroconidies. Selon Booth, (1971) la morphologie de ces espèces est un caractère majeur dans l'identification des fusarioses.

Les micronidies sont unicellulaire ou bicellulaire, portés par un conidiophore court et simple se présentant sur des hyphes. De forme variable, elles peuvent être ovales à réniformes, et droites à courbées mesurant, 2,5 à 3,5 μm x 5 à 12 μm .

Les macroconidies sont moins importantes en nombre que les microconidies et sont portées sur un conidiophore court ramifier ; se formant latéralement sur un hyphe de taille variable (3 à 15 μm x 3 μm à 5 μm ; leur forme peut être ovale à cylindrique et droite à courbées, Elles sont très nombreuses et sont uni ou bicellulaire, ovales ou cylindriques, mesurent 2,5-3,5 x 5-11 μm (Booth, 1975).

Ces deux types de conidies sont généralement rares sur milieu solide et sont abondantes sur milieu liquide à base de pomme de terre. (Haware, 1990).

Les chlamydospores lisses ou rugueuses considérées comme des organes de résistance, se forment de façon solitaire ou en paire, sont formées dans les cultures âgées de plus de vingt jours. Elles sont terminales ou intercalaires, produites sur les filaments mycéliens les plus âgés ou sur les macroconidies. Elles peuvent être formées seules, en paires ou en chainettes (Haware, 1990).

L'agent responsable du flétrissement, survit dans le sol en absence du pois chiche pour plus de six ans (Haware et al, 1986 ; Nene, 1981). Il peut également survivre dans les

chaumes et résidus, pendant plus de six ans (Nene, 1981 ; Haware et al, 1986 ; Haware, 1990) ; et peut être transmis par les semences (Haware et al. 1987).

4.3. Epidémiologie et mode de survie :

Généralement, le champignon causant le flétrissement est transmis par la semence et le sol (Singh et al, 1987). Il peut survivre sous forme de chlamydospore au niveau du hile de la semence. En l'absence du pois chiche, il peut se maintenir sur des porteur sains tels que le maïs, le sorgho, la luzerne. (Haware et Nene, 1979) et d'autres mauvaises herbes à l'état de saprophyte, ainsi que sur les débris de culture enfouis dans le sol pour plus de six ans où il persiste sous forme de chlamydospores. (Marcia et al, 1983 ; Haware et al, 1986)

L'infection primaire se fait par une stimulation de la germination de chlamydospores qui se trouvant sur les débris végétaux ou libres dans le sol. Cette infection ainsi que la croissance du champignon disséminé sont favorisées par une température optimale qui se situe aux environs de 23 à 25°C. Quant à l'infection proprement dite du pois chiche par ce champignon, celle-ci a lieu par une attaque du système racinaire ; l'agent du flétrissement pénètre directement par les racines, passe à travers l'épiderme et atteint les vaisseaux de xylème ou il produit abondamment des conidies. Il en résulte une obstruction des tissus vasculaires par le mycélium, induisant ainsi jaunissement et un dessèchement des feuilles, un brunissement des vaisseaux, aboutissant au flétrissement total des plants (Grewal et al, 1974 ; Smithson et al, 1985 ; Gupta et al, 1986).

Donc, c'est un champignon systémique qui peut être isolé à partir de toutes les parties d'un plant infecté. (Nene, 1979).

Par ailleurs, la sévérité de la maladie semble augmenter en présence de nématodes notamment le genre *Meloidogyne* (Mani et Sethi, 1984).

En effet, ces auteurs ont montré que certaines variétés résistantes au *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* deviennent très sensibles si les plantes sont inoculées à la fois avec le champignon et le nématode, précisément en présence de *Meloidogyne incognita*.

Par contre, l'intensité de la maladie semble réduite dans les sols alcalins reconnus favorables à la croissance de la plante (Boorsma., Gupta et al, 1978).

Le *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* peut également infecter d'autres espèces de légumineuses comme la fève, les lentilles et les petites pois, sans que ces plantes ne montrent de symptômes apparents (Westerlund et al, 1974 ; Haware et Nene, 1979 ; Haware et Nene, 1982a). Ces derniers jouent le rôle de porteurs sains.

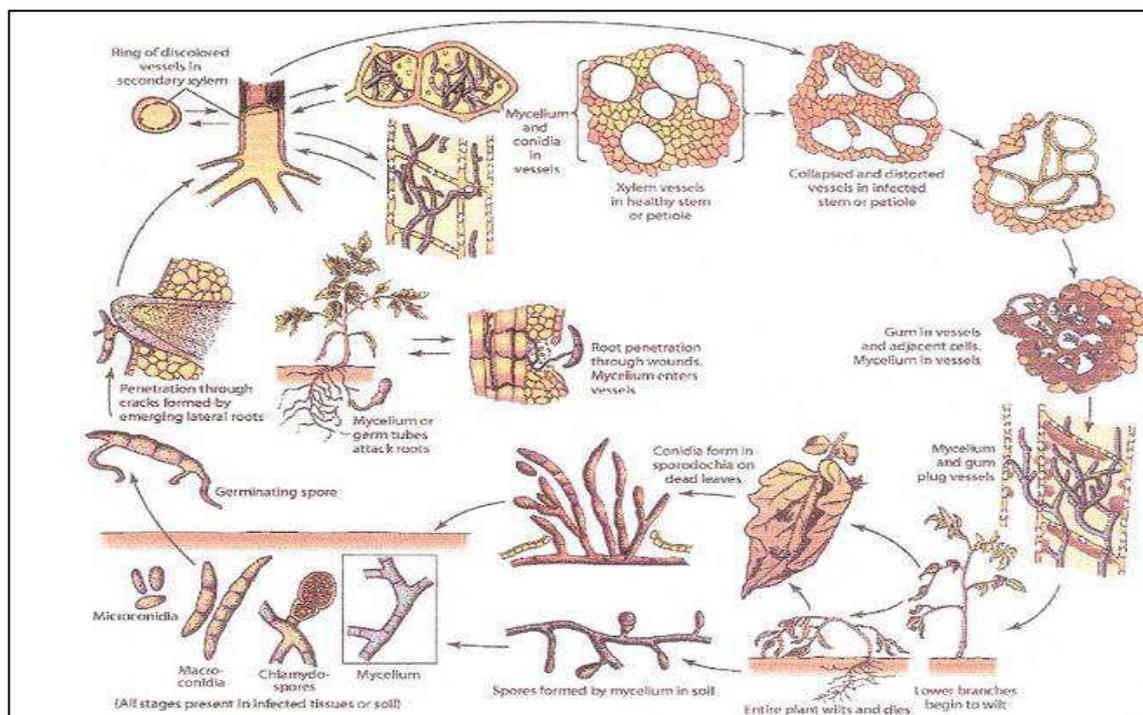


Figure 4 : cycle biologique de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (Agrios, 2005).

4.4. Le pouvoir pathogène :

A l'intérieur de cette vaste espèce très polyphage, on distingue des formes spéciales en fonction de l'hôte parasité : la forme spéciale *lycopersici* par exp. Parasite la tomate puis on retrouve des races selon leurs aptitude à attaquer les diverses variétés.

Par exemple, la race 1 attaque la variété de tomate « Marmande » mais non la variété « Roma », la race 2 parasite les deux variétés (Guezlane, 1976). Pour le FOC, 7 races ont été identifiées (0.1.2.3.4.5.6) sur le pois chiche avec 1 degré de virulence différent pour chaque race par rapport aux autres races.

En effet, Haware et Nene, (1994), ont démontré que la race 0 est la moins virulente des 7 races et les races 5 et 6 sont les plus virulentes vis-à-vis des différents cultivars.

Cette pathogénicité se présente sous ses deux principaux aspects :

- Aspect mécanique.
- Aspect biochimique (Sadou, 1989)

D'une façon générale, la relation entre le pouvoir pathogène et le contenu biochimique n'est pas toujours évident et cela dans la mesure où Renard(1970) in (Guezlane, 1976) a démontré que la progression rapide du *Fusarium* s'effectue surtout par l'entraînement des spores dans la sève si les racines sont blessées.

Le mycélium n'est pas capable de franchir les obstacles anatomiques présentés par les racines ou par les réactions cicatricielles. Néanmoins, les enzymes pectinolytique du parasite, facilitent l'accomplissement des étapes ultérieures du processus infectieux de la maladie.

Actuellement les races du FOC sont subdivisées en deux grandes selon le type de symptôme provoqué Jimenez-Diaz et al. (1989) ; Kelly et al. (1994) et Garcia et al. (1999) ont montré que les races 0 et 1 B/C causent le symptôme de jaunissement.

Cependant les races 1 A, 2, 3, 4, 5 et 6 provoquent le symptôme de flétrissement.

En utilisant la technique RAPD avec des amorces synthétiques Kelly et al. (1994), ont pu distinguer les isolats du pathogène causant le symptôme de jaunissement de ceux causant le symptôme de flétrissement par la présence de bandes communes pour chaque groupe.

4.5. Mécanisme d'infection :

Le phénomène de flétrissement a généré beaucoup de recherche, débats et différentes hypothèses pour l'explication de ses causes, ainsi bouchons mécaniques, enzymes hydrolytiques, les régulateurs de croissance ; séparément ou en combinaison ont été impliqués dans la cause du flétrissement (Mal et Abawi, 1987)

Selon Fernandez (1995) dans les fusarioses vasculaires, le champignon envahit le système vasculaire de la plante jusqu'au bourgeon terminal, à partir des racines ou se reproduit l'infection, il se propage dans les vaisseaux surtout par les conidies véhiculées par la sève. Les mécanismes précis du flétrissement ne sont pas connus mais comme pour toutes les fusarioses vasculaires, la mort de la plante résulte probablement de l'effet combine des armes chimiques déployées par le parasite, enzyme pectinolytiques cellulotiques qui dégradent les parois cellulaires de l'hôte et des réactions de défense de la plante, celle-ci réagit notamment en formant des thyles, bouchons produit par des cellules de parenchyme pour obstruer les vaisseaux et bloquer l'avance du parasite.

5. Méthodes de lutte :

En général, la stratégie de lutte contre le flétrissement du pois chiche consiste à éviter le contact de la culture avec le pathogène en diminuant le nombre de ses propagules dans le sol ou en modifiant les conditions tels que : les hautes températures et la faible humidité du sol (Trapero-Casas et Jiminez-Diaz, 1986) qui favorisent le développement rapide de la maladie en jouant sur la date du semis. En pratique, d'autres méthodes de contrôle, sont conseillées.

5.1 Méthode culturale :

L'agent pathogène, le FOC est un champignon tellurique, peut survivre dans le sol pour de longue durée en absence de la plante hôte et peut être hébergé chez d'autres plantes

(pois, lentille) sans extérioriser des symptômes, ce qui rend impossible de contrôler la maladie par les rotations culturales (Nene et Reddy, 1987).

5.2. Lutte biologique :

Plusieurs types de microorganismes capables de limiter la gravité des fusarioses ont été isolés : *Trichoderma* sp. (Sivan et Chet, 1986), souches non pathogènes de *Fusarium* (Rouxel et al, 1979 ; Garibaldi et al, 1985 ; Tramier et al, 1984, in Alabouvette et al, 1987).

5.3. Lutte chimique :

L'utilisation des fongicides peut réduire l'importance de la maladie (Guptal et al, 1978 ; Jimenez-Diaz et al, 1985). En effet, Haware et al. (1978, 1981) ont montré que l'inoculum porté par la semence peut être éradiqué par l'utilisation de BENLAT T mélange de 30 % de BENLAT 50WP et 30 % de THIRAM 75WP

En effet des travaux réalisés par Haware et al, (1978,1981) 0.15% élimine complètement le pathogène des semences.

5.4. Résistance variétale

Selon Nene et Reddy (1987) Jimenez-Diaz et al. (1992), la méthode la plus pratique et efficace et économique pour le contrôle du FOC est l'utilisation de cultivars résistants.

En conséquence, l'amélioration de la résistance du pois chiche au flétrissement est l'un des principaux objectifs dans le programme de sélection du pois chiche (Singh, 1987, Van Rheen et al, 1989) et (Jimenez-Diaz et Trapero-Casas, 1992).

Des travaux de recherche réalisés au Mexique, Espagne, Tunisie, les Etats Unis, et au centre ICRISAT ont permis de mettre au point des cultivars de pois chiche résistants au flétrissement (Haware et al, 1986), à l'exception de quelques cas, les cultivars de pois chiche de type Kabuli résistant au flétrissement sont susceptibles à *l'ascochytablight*, et les cultivars résistants à *l'ascochytablight* sont susceptibles au flétrissement (Jimenez-Diaz et al, 1990).

Récemment, les généticiens ont réussi à développer des germplasm type « Kabuli » possédant une résistance au FOC par le transfert des gènes résistants à partir du type « Dési » (Rh'rib, 1990).

Malheureusement, l'occurrence de races pathogéniques les populations du FOC a diminué l'efficacité de cultivars résistants (Haware et Nene, 1979, Cabrera et al, 1985)

En effet (Haware et Nene, 1982 ; in Haware et al 1987, Trapero-Casas et Jimenez-Diaz, 1994) ont montré l'existence de 4 races de FOC (1.2.3.4.) en se basant sur interaction

différentielle de 10 cultivars de pois chiche sec, plusieurs isolat pathogènes provenant de l'Inde.

Par ailleurs, des travaux récents de Kumar et Haware, 1982-1987, Jiminez-Diaz et Trapero-Casas, 1994) ont révélé la résistance à la race 1 est conférée par deux allèle récessif.

En effet, Jiminez-Diaz et Trapero-Casas 1989 ; Carbera 1989 ont identifié 3 nouvelles races de ce champignon (0.5.6) dans le sud de l'Espagne et qui sont différentes des races Indiennes, ce qui a compliqué l'avantage le contrôle du flétrissement du pois chiche par l'utilisation des cultivars résistants.

1. Prospections

Notre travail consiste à déterminer l'effet de quelques facteurs pédologiques sur la fusariose vasculaire du pois chiche dans le Nord Algérien. Notre choix est effectué sur les régions de Relizene, Mascara, Sidi Bel abbes, Ain Timouchent, Guelma, Constantine et Skikda. Ce choix était dû au fait que le pois chiche est cultivé sur de grandes superficies comprenant les producteurs potentiels. En plus, ces régions ont été rapportées comme étant infestées par le FOC. Les régions prospectées sont représentées dans le tableau 3.

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 choisies 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 a 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.

Chapitre II : Matériel et méthodes

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

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

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

2. Prélèvement des échantillons

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 2014. Les échantillons de sols ont été collectés sur 26 sites différents localisés dans différentes zones agro écologiques dans le Nord Algérien, à savoir des zones humides (deux sites à Mascara), dans l'Est (cinq sites à Constantine, deux sites à Skikda et quatre sites à Guelma) et de l'Ouest Algérien (un site à Ain Timouchent, sept sites à SidiBelabes et cinq sites à Relizene) (Tableau 3). De chaque site, 500 g de sol ont été prélevés aseptiquement à la profondeur de 20cm selon la norme ISO10381-1994 pour les analyses microbiologiques. Chaque échantillon était mis dans des sachets étiquetés, ensuite transportés au laboratoire et conservés à 4C° en vue de leurs analyses.

Tableau 3: Origine des prélèvements des échantillons de sols utilisés pour l'étude de la diversité des populations de FOC.

Sites	Origine
Site 1	Sfisel (Sidi Bel Abbas)
Site 2	Benbrahim(Sidi Bel Abbas)
Site 3	Bourawi (Relizene)
Site 4	Bnitalla (Sidi Bel Abbas)
Site 5	Relizene (Relizene)
Site 6	Broal (Constantine)
Site 7	Ghrayassia (Mascara)
Site 8	Bnialloni (Mascara)
Site 9	Oubellil (Sidi Bel Abbas)
Site 10	Benizeltis1 (Relizene)
Site 11	Oued tromlia (Constantine)
Site 12	Twafia (Skikda)

Chapitre II : Matériel et méthodes

Site 13	Sfifef 1 (Sidi Bel Abbes)
Site 14	Oubellil 1 (Ain Timouchent)
Site 15	Sidi Dahouzir (Sidi Bel Abbes)
Site 16	Bnizeltis (Relizene)
Site 17	Bradid (Relizene)
Site 18	Sidi Belbouch (Sidi Bel Abbes)
Site 19	Bourauliakhroub (Constantine)
Site 20	Oued znati 1 (Guelma)
Site 21	Oued znati 2 (Guelma)
Site 22	F.P Bounawara (Constantine)
Site 23	Oued znati 3 (Guelma)
Site 24	Baorawia 1 (Skikda)
Site 25	Rahmouma (Constantine)
Site 26	Ain Trab (Guelma)

2.1. Caractérisation physico-chimique des échantillons

Le but de cette caractérisation est d'approfondir la connaissance du milieu ainsi que de ses constituants afin de faciliter une plus correcte interprétation des résultats.

2.1.1. Préparation des échantillons

L'objectif de la préparation de l'échantillon avant analyse est d'obtenir un échantillon représentatif.

Le séchage : à une température compatible avec les caractéristiques des composants recherchés. Le séchage à l'air libre, puis à l'étuve à une température inférieure à 40°C.

Le quartage : L'échantillon est divisé en quatre parties égales dont on ne retient que la moitié en réunissant deux quarts opposés. Cette sélection est homogénéisée et un nouveau quartage est effectué, l'opération pouvant se répéter trois ou quatre fois. On obtient ainsi un échantillon représentatif du matériau initial.

Le tamisage : Pour éventuellement éliminer les gros fragments solides qui ne sont habituellement pas considérés comme faisant partie du sol. La fraction conservée pour analyse est généralement celle inférieure à 2mm.

Le tamisage par voie sèche pour les sols dont les éléments sont supérieurs à 80µm et par sédimentation pour les éléments inférieurs ou égaux à 80µm. L'analyse granulométrique du sol jusqu'au diamètre de 80µm se fait en utilisant une série de tamis.

La méthode utilise le fait que dans un milieu liquide au repos, la vitesse de décantation des particules fines est fonction de leur dimension. C'est une hypothèse forte puisque les particules d'argile se présentent sous forme de plaquettes et non pas sous forme de grains sphériques.

2.1.2. Mesure de l'Acidité du sol

Le pH fait partie d'une des plus importantes caractéristiques physico-chimiques des sols, car la spéciation, et donc la mobilité et la biodisponibilité des éléments traces métalliques sont liées à sa valeur. La mesure du pH s'effectue sur une suspension de terre fine. 10 g de sol sont mis en suspension dans 25ml d'eau distillée ou de chlorure de potassium KCl (1 mol.L⁻¹) / ou de chlorure de calcium CaCl₂ (0.01M), agités pendant 1 heure sur une plaque d'agitation, puis laissés au repos pendant 2 heures. Le pH est ensuite mesuré à l'aide d'un pH-mètre.

2.1.3. Mesure de la conductivité

La conductivité électrique donne une indication sur la teneur en électrolytes hydrosolubles (salinité) et a été mesurée sur un extrait aqueux de sol (1/5 p/v) moyennant un conductimètre à électrode. Elle est effectuée après une demi-heure d'agitation et 5 min de repos.

2.1.4. Détermination de P Olsen

Le phosphore assimilable est déterminé selon la méthode d'Olsen et al. l'extraction des formes de phosphore solubles se fait grâce à la formation d'acide carbonique par dissolution de bicarbonate de sodium ; les anions orthophosphates réagissent avec le molybdate d'ammonium en milieu acide pour donner de l'acide phosphomolybdique qui est réduit par l'acide ascorbique en bleu de molybdène dont l'absorbance est proportionnelle à la concentration en phosphore. À 2,5 g de sol, on ajoute 50 ml de NaHCO₃ 0,5 M. Après 30 min d'agitation, la suspension est filtrée, 1 ml de ce filtrat est récupéré dans un tube à spectrophotomètre contenant 3 ml d'eau distillée et 1 ml de réactif B (0,789 mg d'acide ascorbique dans 140 ml de réactif A). Le réactif A est préparé en dissolvant 12,7 g de paramolybdate d'ammonium ((NH₄)₆ MO₇O₂₄, 4 H₂O) dans 250 ml d'eau distillée, 0,2908 g de tartrate de potassium et d'antimoine (KSbOC₄H₄O₆, 1/2 H₂O) dans 100 ml d'eau distillée q.s.p. 1 litre d'H₂SO₄ 5 N. Après dix minutes, temps nécessaire pour le développement de la couleur, la lecture des résultats est effectuée par spectrophotocolorimétrie à 882 nm à partir d'une courbe d'étalonnage préalablement préparée.

2.1.5. Dosage de l'azote total

Le dosage de l'azote total est effectué selon méthode Kjeldahl décrite par Lambert (1975), dans laquelle l'azote des composés organiques est transformé en azote ammoniacal sous l'action de l'acide sulfurique concentré à ébullition, qui se comporte comme un oxydant et détruit les matières organiques. Pour accélérer cette transformation, on utilise un catalyseur renfermant du sulfate de cuivre, du sulfate de potassium et du sélénium. Lorsque la matière organique est entièrement oxydée, la solution de sulfate d'ammonium obtenue est récupérée et on procède ensuite au dosage. L'ammoniac est déplacé de la combinaison par la soude, distillée et récupéré dans une solution d'acide borique. Il est titré avec une solution d'acide sulfurique de normalité connue.

3. Analyses microbiologiques

3.1. Isolement et purification de *Fusarium oxysporum*

3.1.1. Technique d'isolement

Les microorganismes ont été obtenus, par isolement direct, à partir du sol selon la méthode décrite par Davet et Rouxel (1997). L'analyse de la mycoflore a été conduite selon la technique des suspensions dilutions, telle qu'elle est décrite par Rappilly 1968, Davet, 1996 ; Davet et Rouxel, 1997. Cette technique comprend plusieurs étapes, allant de la préparation des dilutions jusqu'à l'interprétation des résultats (Rappilly 1968). Les échantillons du sol ont été préalablement séchés. Broyés et calibrés par tamisage.

La préparation des dilutions consiste, tout d'abord, à préparer la solution mère du sol en ajoutant 10g du sol à 90 ml d'eau distillée stérile suivie d'une agitation pendant 30 min. Cette solution a servi pour préparer des dilutions décimales par l'ajout successif de 10 ml de la solution à 90 ml d'eau distillée stérile jusqu'à l'obtention de la dilution de 10^{-6} .

Au moment de l'analyse, 10 ml de chaque dilution sont versés dans une fiole d'ermeneyer contenant 90 ml du milieu d'isolement PDA, maintenu en surfusion au bain-marie entre 37° et 40C°. Il est important de veiller à ce que la température ne soit pas trop élevée, ce qui aurait pour conséquence d'éliminer les champignons les plus thermosensibles.

L'homogénéisation est réalisée par agitation manuelle des boîtes par un mouvement circulaire sur plan horizontal. Les boîtes ont été incubées à 28-30C° pendant six jours (Botton et al, 1990).

3.1.1.1. Milieux de cultures utilisés

- Milieu PDA

Chapitre II : Matériel et méthodes

Le milieu de culture utilisé pour l'isolement des champignons du sol c'est le milieu PDA (Potato Dextrose Agar) (Mouria et al, 2013).

- 200 g pomme de terre
- 20g Agar agar
- 15g glucose
- 1000ml eau distillée

Le milieu est stérilisé à l'autoclave pendant 30 min à 120 °C.

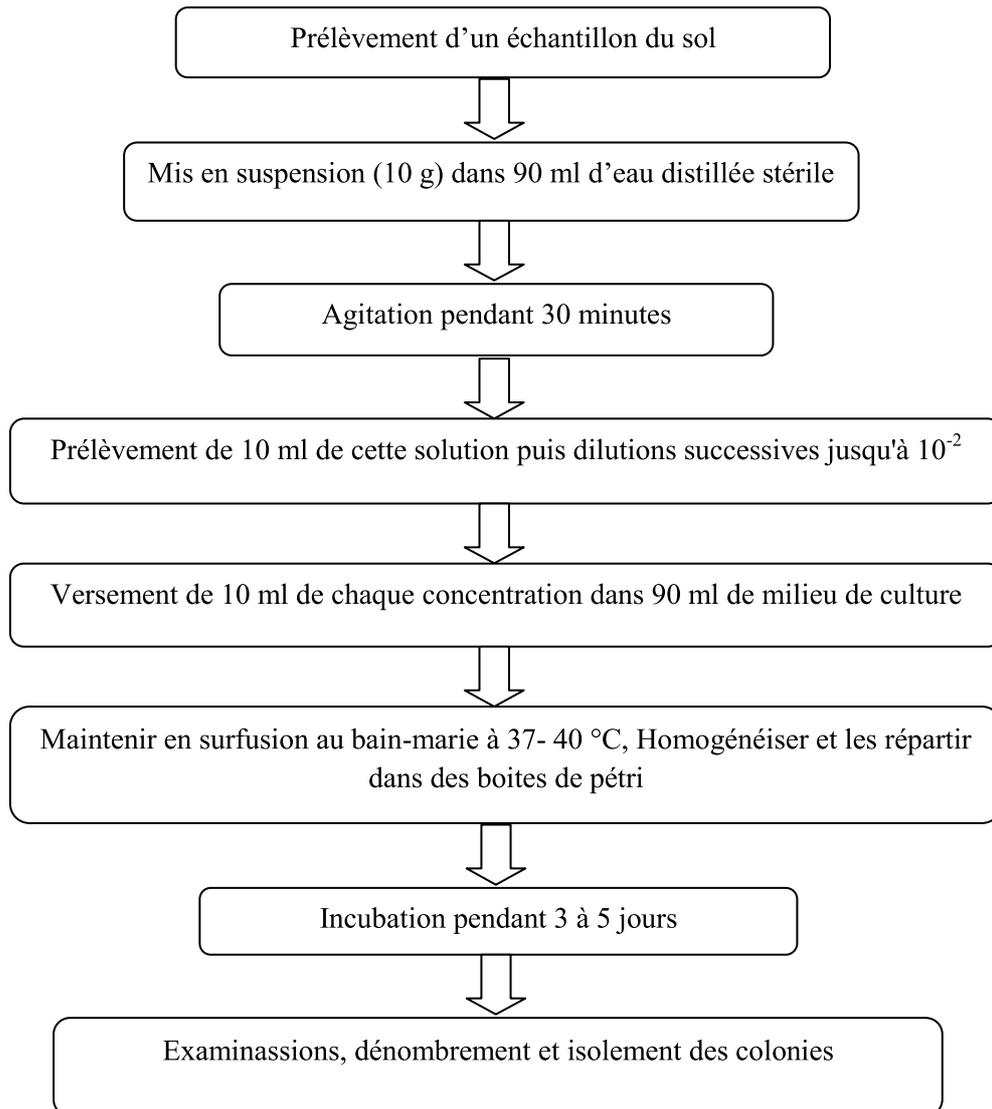


Figure 05. Schéma récapitulatif de méthode d'isolement des champignons du sol

3.1.2.. Purification

Les microorganismes isolés sont d'abord purifiés par deux ou trois repiquages successifs, monospore ou mono-colonie. Une fois purifié, chaque isolat est désigné par un

numéro de code. La conservation des microorganismes ainsi désigné se fait au congélateur à une température de 5C°.

3.2. Identification des champignons

3.2.1. Obtention de la culture monospores

Pour étudier la variabilité culturale et pathogénique des isolats, il est nécessaire de réaliser des cultures monospores (John, 1969). L'obtention des cultures monospores est réalisée selon la méthode décrite par (Belabid, 2003). Une suspension de spores est diluée dans l'eau distillée stérile, de façon à obtenir une concentration voisine de 20 spore/ml. Une goutte de suspension contenant généralement 2 à 5 spores est déposée et étalée en stries à la surface du milieu PDA en boîte de Pétri. Après 24 heures d'incubation à l'obscurité et à 25C°, les germinations issues d'une spore unique sont d'abord repérées, au fort grossissement de la loupe binoculaire puis prélevées stérilement et déposées séparément sur le milieu de culture PDA en boîte de Pétri.

Après deux semaines d'incubation, le comportement de chaque thalle issu de la germination des spores est observé (aspect du mycélium et pigmentation). Si tous les thalles présentent des caractères morphologique identiques entre eux et à ceux de la culture mère, un seul est choisi pour constituer le clone représentatif de l'isolat de départ. En revanche. Si différents types morphologique apparaissent dans les colonies d'un même isolat, ils sont tous conservés comme tête de clone, étant représentatif d'une morphologie donnée et d'une éventuelle diversité génétique de l'isolat originaire.

L'observation des colonies est faite sept à huit jours après la mise en culture. Les colonies sont ensuite déterminées, ce qui permet d'établir la fréquence d'isolement de chaque espèce fongique pour chaque échantillon.

3.2.2 Les critères d'identification

3.2.2.1. Macroscopique

L'analyse macroscopique porte essentiellement sur les caractères culturaux, la forme des colonies (arrondie, rayonnante...), l'aspect du mycélium aérien (dense, poudreux...), la couleur de la colonie dépendant fréquemment du milieu utilisé, la sporulation, ainsi que le revers de la culture qui donne une idée sur la pigmentation du milieu.

3.2.2.2 Microscopique

L'identification des espèces est réalisée par observation des caractères microscopiques sous microscope optique (mycélium. Conidiophores, conidiogenèse, conidies, structures de

résistance, éventuellement forme sexuée ...), après une série de repiquages successifs jusqu'à purification du champignon, en utilisant le bleu colon comme liquide de montage et on se référant à différentes clés de détermination : Gilman (1957) ; Barnett (1960) ; Ellis(1971) ; Ellis(1976) ; Domsch et al, (1980).

3.3. Etude du pouvoir pathogène des isolats du FOC

3.3.1. Préparation de l'inoculum et obtention des plantules

La technique de préparation de l'inoculum de FOC est décrite par Belabid et al, (2000). La concentration de la suspension sporale est ajustée par dilution avec de l'eau distillée stérile afin d'obtenir une concentration de 10^6 microconidies/ml.

L'agressivité des isolats de FOC a été évaluée suite à l'inoculation de la variété ILC-482, connue pour sa sensibilité au FOC (Jiménez-Díaz et al, 1989). Cette variété nous a été fournie par l'ITGC de Saïda (Institut Technique des Grandes Cultures – Algérie). Les graines de cette variété sont désinfectées et semées dans des pots (3 graines par pot) contenant un mélange de 2 volumes de sol et 1 volume de tourbe stérilisé auparavant à 100°C pendant 24 heures. Les pots sont placés dans le laboratoire et arrosés une fois par semaine.

3.3.2. Inoculation

Les plantules sont inoculées au stade des deux premières feuilles (8 jours après le semis) à raison de trois répétitions par isolat et trois plantules par pot. La technique d'inoculation consiste à déterrer soigneusement les plantules et à plonger le système racinaire pendant 30 min dans la suspension sporale. Les plantules inoculées sont ensuite transférées dans des pots en matière plastique contenant 150g de substrat stérilisé (1 volume de tourbe pour 2 volumes de sable) à raison de 3 plantules par pot. L'incubation des plantules inoculées est effectuée dans les mêmes conditions que précédemment. Neuf plantules témoins sont maintenues dans les mêmes conditions après immersion de leurs racines pendant 30 minutes dans un broyat de milieu PDA stérile.

3.3.3. Evaluation de la sévérité

L'évaluation de l'agressivité est réalisée au bout de 40 jours et le nombre de feuilles montrant des symptômes de jaunissement est noté pour chaque plante. La gravité de la maladie exprimée en indice de maladie (IM) est également évaluée.

Les degrés d'agressivité des isolats ont été ordonnés en classes selon les critères de Jiménez-Díaz et al, (1989) :

Chapitre II : Matériel et méthodes

- 0-20% (isolats très peu agressifs),
- 21-40% (isolats peu agressifs),
- 41-60% (isolats moyennement agressifs),
- 61-80% (isolats agressifs), 81-100% (isolats très agressifs).

La confirmation de l'infection du FOC a été vérifiée par le postulat de KOCH.

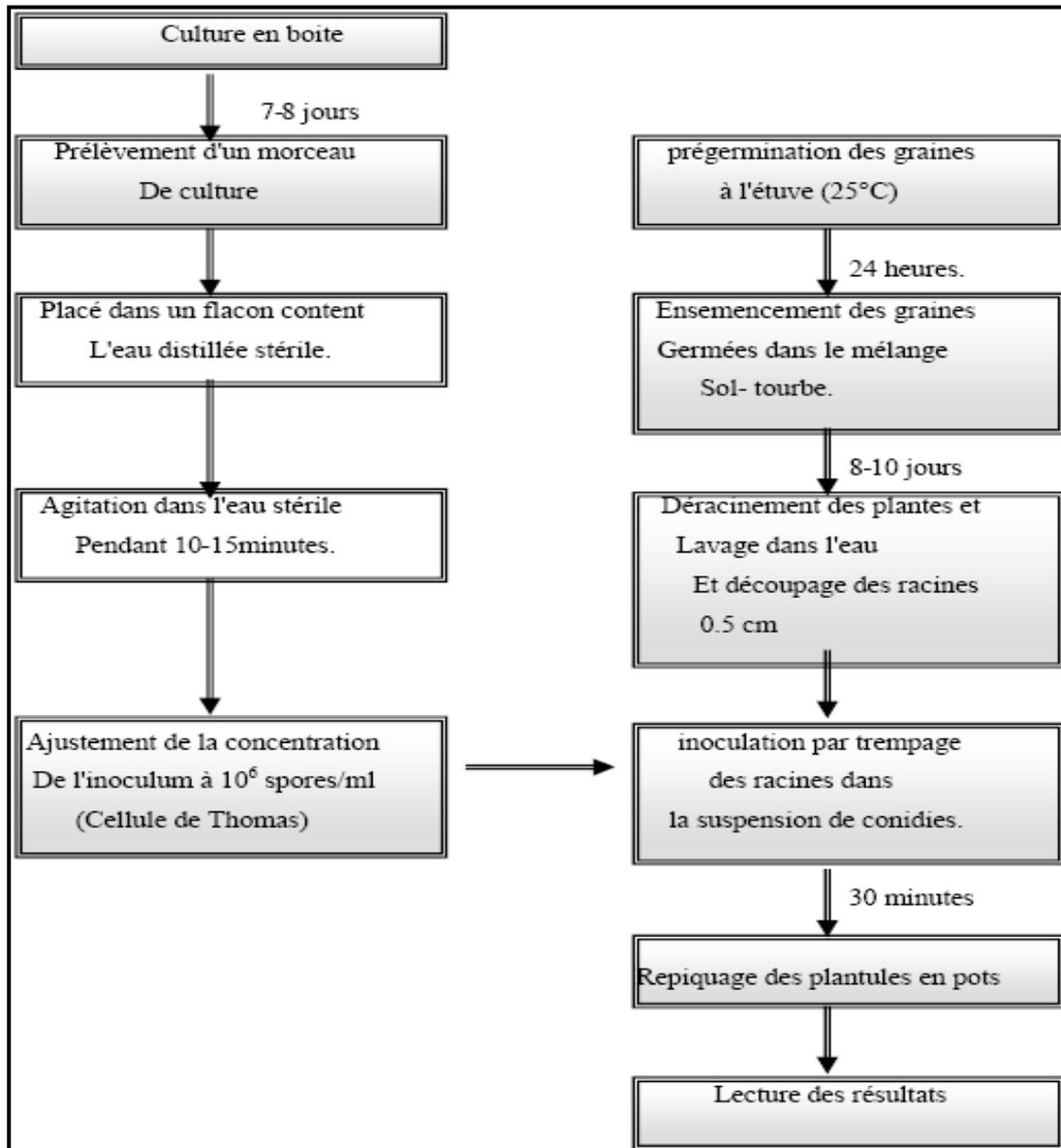


Figure 06. Méthode de préparation de l'inoculum et l'inoculation des plantules du pois chiche par le FOC.

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.



Photo 07 : Symptômes observés en plein champ : 1) flétrissement vasculaire précoce dans 2a et 2b) Symptômes de flétrissement vasculaire tardif. (Original, 2014)



Photo 08 : Parcelle de culture du pois chiche sérieusement affectée par le flétrissement vasculaire. (Original, 2014)

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 l'importance de système racinaire. Toutefois, 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.

Chapitre III : Résultats et discussions

Lors des prospections effectuées pendant la campagne agricole 2014, 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 effectuées durant la campagne agricole 2014, des a bien révélé une 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 2014.

L'incidence, la sévérité et l'index de la maladie notées pour chaque parcelle prospectée est représentée par la Figure (09).

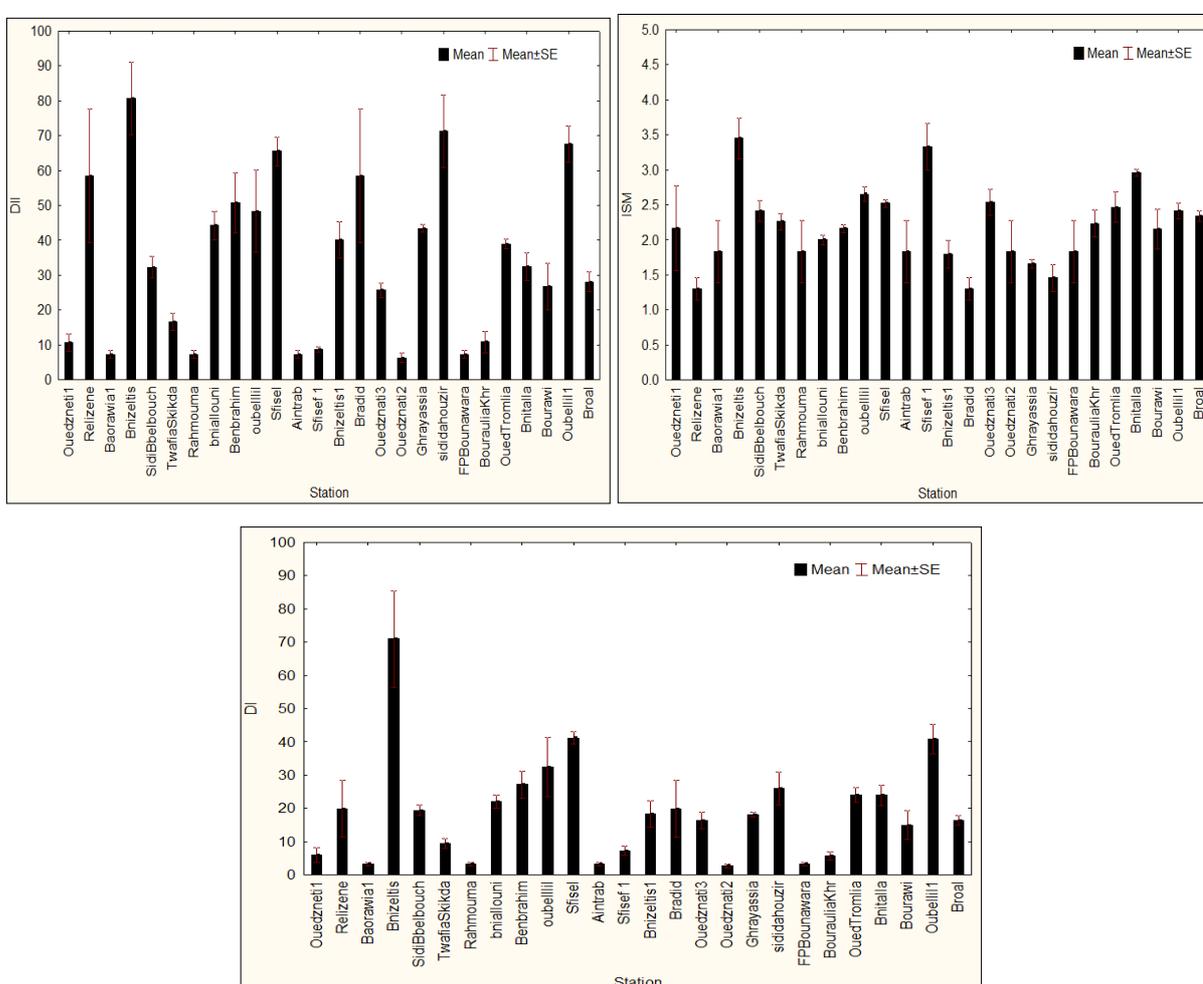


Figure 9: DII, ISM et DI au niveau des 26 parcelles prospectées.

L'incidence enregistrée dans les champs prospectés durant la saison agricole 2014 est variable entre 6,8 et 80 % avec une moyenne totale de 34.43% pour toutes les parcelles. En outre, la région de Benzeltis (Relizene) est la plus touchée par la maladie. L'analyse des

Chapitre III : Résultats et discussions

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 de Relizene. 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 70.01%. Cependant, elle n'est pas grave dans la région d'Oued Znati2 (Guelma) avec un taux moyen de 20.54%.

1.2. Résultats physico-chimiques du sol

Afin de caractériser le sol initial de chaque site multi local vis-à-vis de la variabilité pédologique, les principales caractéristiques physico-chimiques qui déterminent le gradient de la fertilité du sol sont mesurées dans chaque station. Les différentes caractéristiques physico-chimiques sont représentées dans la figure 10.

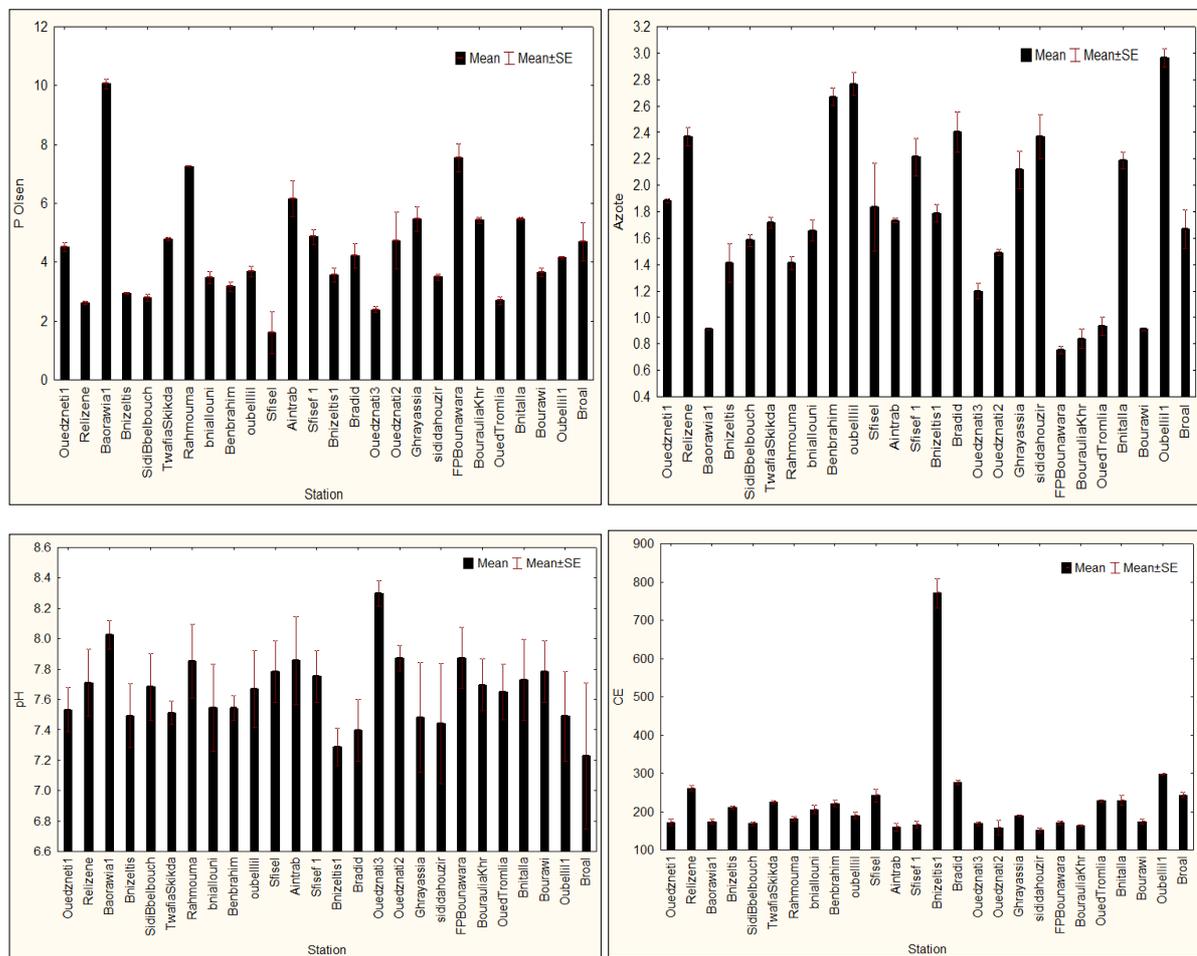


Figure 10 : Caractéristiques physico-chimiques du sol initial dans les 26 sites investigués.

L'analyse de la variance des valeurs de pH mesurées montrent des différences non significatives ($p < 0.0001$) selon la variabilité locales des sites étudiés. Des valeurs de pH proches entre elles ont été obtenus lors des analyses effectuées. Elles sont variées entre 7,23 comme une valeur faible et 8,30 comme une valeur élevée (figure 10).

La figure 10 représente les variations de la CE des sols dans les différents sites expérimentaux. L'analyse ANOVA a montré une différence hautement significative entre la CE et la variabilité locales des sites étudiés. Les valeurs mesurées de CE présentent des différences suivant l'échantillon du sol et les analyses statistiques sont les classes conformément au tableau. La plus grande valeur de la CE est de 770,88 μS a été noté dans le site Benizeltis1 (Relizene). En revanche, la plus faible est de 150,81 μS enregistrée dans le site Sidi Dahouzir (Sidi Bel Abbès).

Selon l'ANOVA une différence très hautement significative ($p < 0,001$) est observée dans le teneur du sol en N et en P-assimilable. La teneur en azote total varie entre 0,75 mg.kg^{-1} représente la fréquence la plus faible et 2,96 mg.kg^{-1} représente la valeur la plus élevée est constatée dans les sites F.P Bounawara (Constantine) et Oubellil 1 (Ain Timouchent). En outre, la valeur de P assimilable varie de 1.61ppm et 10,06 ppm. La valeur élevée a été notée dans le site Baorawial (Skikda). Par contre la valeur faible a été obtenue dans le site Sfisel (Sidi Bel Abbès).

1.3. Résultats des isolements microbiologiques

1.3.1. Fréquence d'isolement :

Ce travail porte sur l'isolement, l'identification et l'effet des quelques facteurs abiotiques sur la population de FOC à partir du sol. Les échantillons utilisés pour cet objectif sont prélevés à partir des différentes wilayas d'Algérie à savoir, Mascara, Ain Timouchent, Sidi Bel Abbès, Relizene, Skikda, Guelma et Constantine.

La population fongique identifiée, lors des isolements effectués est groupée au sein des Champignons mitosporiques, et dont la plupart des taxons appartiennent à la classe des Ascomycota; *Aspergillus*, *Penicillium*, *Alternaria*, *Fusarium* et *Trichoderma*.

L'étude des caractères macroscopiques pourtant sur la couleur, l'aspect de colonie et le revers des boîtes, et microscopiques dont la forme de thalle et des spores des souches fongiques isolées, a permis d'identifier 5089 isolats, répartis en 7 genres fongiques. L'analyse des résultats obtenus montre effectivement la dominance de genre *Aspergillus* avec une fréquence d'isolement de 82.87%. Le genre *Penicillium* se situe en deuxième place avec un pourcentage de 9.12% suivi par le genre *Fusarium*, *Trichoderma* avec une fréquence de

Chapitre III : Résultats et discussions

4.67% et 2.49% pour le genre *Alternaria*. Par contre, une faible fréquence d'isolement a été constatée pour les autres genres *Epicoccum* (0.31%), *Cladosporium* (0.28%).

Les isollements effectués à partir de la rhizosphère de pois chiche, montrent surtout la dominance des espèces appartenant au genre *Fusarium oxysporum*. L'analyse quantitative des champignons isolés à partir des tiges montre effectivement une dominance de l'espèce de *F.oxysporum* avec un pourcentage de 90,14 %. Cependant, une faible apparition pour le *F.solani* (2%) et les autres espèces (0.2%).

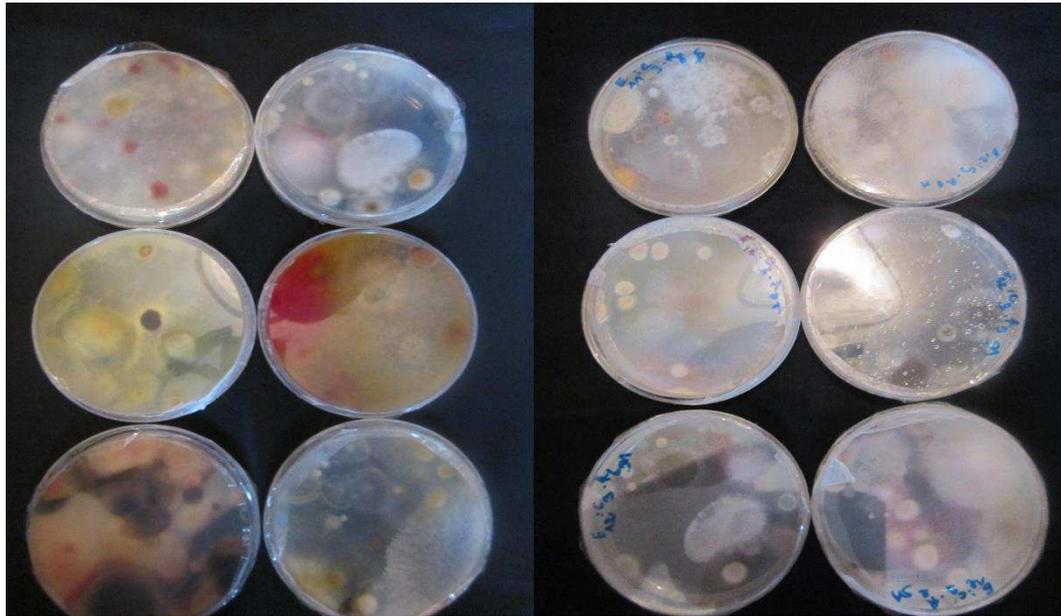


Photo 11 : Les isollements obtenus à partir du sol.(Original, 2015)

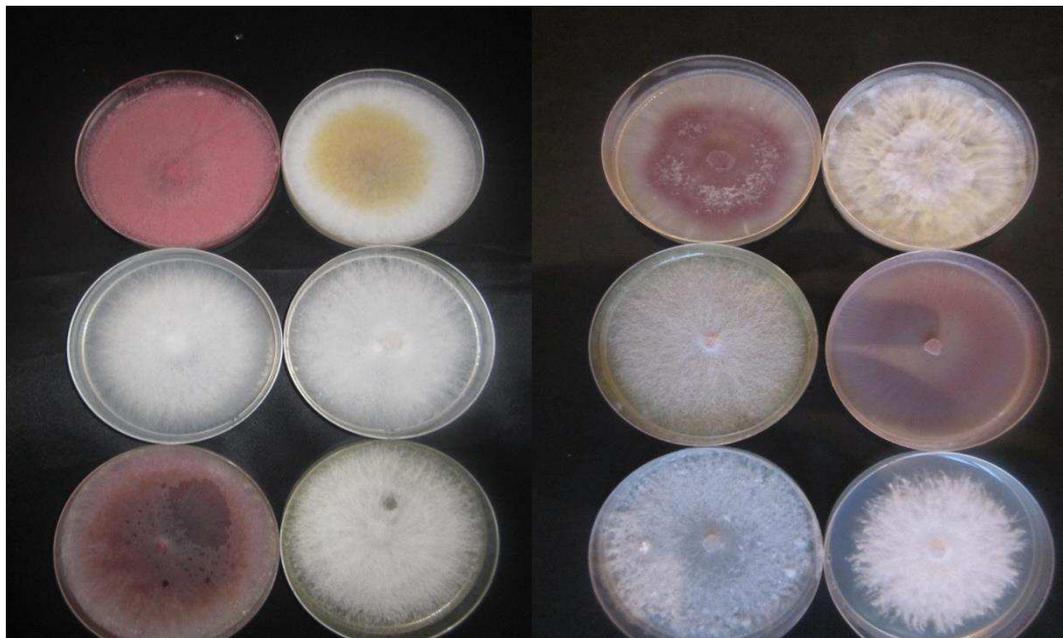


Photo 12 : Variabilité des morphotypes des isolats du FOC. (Original, 2015)

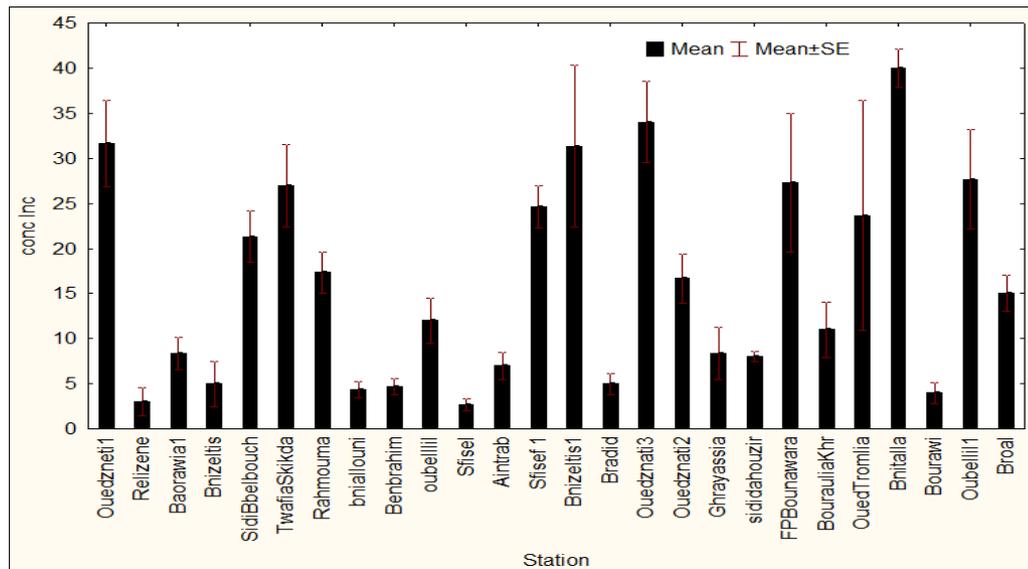


Figure 13 : concentration d'inoculum de FOC à partir de 26 échantillons de sol.

L'isolement microbiologique du sol a montré une différence hautement significative entre la concentration d'inoculum de FOC et la parcelle. La concentration d'inoculum pour chaque site est affichée dans la figure 13. L'analyse des résultats obtenus montre effectivement la variabilité de taux d'inoculum dans tous les sites. La fréquence d'isolement de FOC est plus au moins élevée a été noté dans les parcelles Bnitalla, OuedZnati3, OuedZnati1, Bnizeltis1, dont les valeurs enregistrées sont de 40, 34, 31.66, 31.33 propagules respectivement. Par contre, cette fréquence elle est plus au moins faible a été obtenue dans les sites Bourawi, Relizene, Sfisel dont ses valeurs trouvées sont de 4, 3, 2.66 propagules respectivement.

Les isolats sélectionnés de FO obtenus à partir des sols 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 3279. 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 cicéri, et constituent les isolats responsables du flétrissement vasculaire du pois chiche, remarqué in vitro et in vivo.

1.4. Caractéristiques morphologiques et culturelles des isolats de FOC

1.4.1. Caractéristique culturelle des isolats

La réalisation d'une culture monospores, nous a permis de constituer une collection de 50 isolats, afin de définir les différents morphotypes et pigmentation de thalle de chaque isolat. Les observations sur la morphologie et la pigmentation du thalle issu de la collection, montre également la répartition des différents types et des différentes pigmentations dans toutes les régions prospectées.

a. Morphotype duveteux : il est représenté par un mycélium aérien assez court, mais dense, portant de très nombreuses microconidies. Les chlamydo-spores et les macroconidies se forment tardivement.

b. Morphotype cotonneux : le mycélium aérien est très abondant, épais et dense. L'abondance du mycélium, beaucoup plus franche que dans le type duveteux. Ce mycélium cotonneux est très peu sporifère et ne produit que des microconidies, tardivement et en faible quantité.

c. Morphotype ras muqueux : la, rareté ou l'absence totale de mycélium aérien donne à la culture un aspect muqueux comme si elle était envahie par des bactéries. Les microconidies sont très abondantes, les macroconidies rares, les chlamydo-spores abondantes, mais tardives.

d. Morphotype ras faible : l'aspect du thalle est à peu près le même que celui du ras muqueux, mais la croissance radiale est faible et le front de croissance irrégulier et festonné. La culture est en général très fortement colorée. La culture âgée de deux isolats a démontré l'apparition de sclérotés mesurant de 0,1 à 0,2 mm, et avec une couleur noire.

e. Morphotype ras dense: se morphotype représente de mycélium dense. Les microconidies sont abondantes, les macroconidies sont rares, mais les chlamydo-spores sont abondantes et tardives.

Il faut noter que la pigmentation des thalles et du milieu est très variée à l'intérieur des 323 d'isolats collectés : blanche – jaune claire, jaune foncé, rose, violet claire, violet foncé, marron claire, marron et orange claire.

1.4.2. Détermination de l'agressivité

En premier, Quelques isolats ont induit un jaunissement. Les symptômes observés, apparus 10 jours après l'inoculation, 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 (Photo 14 A).

Le deuxième type de symptômes extériorisés par les plantes inoculées a été un flétrissement observé 8 jours après l'inoculation (Photo 14 B). 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 le flétrissement a débutée aussi par les parties intermédiaires ou inférieures et progresse vers les autres parties des plantules inoculées.



Photo 14 : Evolution du flétrissement vasculaire sur la variété sensible ILC 482 inoculée par le FOC. (A) jaunissement, (B) flétrissement. (Original, 2015)



Photo 15 : 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, 2015)

Les symptômes obtenus sont caractéristiques du flétrissement précoce, ou un jaunissement tardif, sont similaire à ceux observés au champ, leur sévérité est varié en fonction de l'isolat inoculé à la plante hôte. Néanmoins, d'autres plantes ont manifestés les deux types de symptômes au même temps, mais avec une hétérogénéité dans le temps de leur apparition. Durant toute la durée de l'essai, les plantes témoins maintenues dans les mêmes conditions que les plantes inoculées mais sur un sol non infesté, n'avaient pas manifesté de symptômes.

1.4. 3. Évaluation de l'agressivité

Parmi tous les isolats obtenus à partir du sol qui montrent des symptômes de flétrissement, 10 isolats ont été choisis en fonction de la région dont ils étaient issus. Leur agressivité vis – à vis du cultivar ILC482, connu pour sa sensibilité envers le FOC (Jimenez-Diaz et al, 1988; Rhrib, 1990), a été évaluée.

Les résultats indiquent que l'ensemble des isolats inoculés à la variété ILC-482, provoquent des symptômes typiques de la fusariose vasculaire de pois chiche. Les altérations foliaires des plantules inoculées ont débuté par un jaunissement et une nécrose soudaine des folioles de la base. Ce jaunissement se développe pour atteindre la totalité des feuilles.

Les symptômes observés, apparus 12 jours après l'inoculation pour l'ensemble des isolats, ont consisté en un jaunissement 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. De tels symptômes, caractéristiques du flétrissement, était similaires à ceux observés au champ, leur sévérité avait varié en fonction de l'isolat inoculé à la plante hôte.

Durant toute la durée de l'essai, les plantes témoins maintenues dans les mêmes conditions que les plantes inoculées, n'avaient manifesté aucun symptôme.

Chapitre III : Résultats et discussions

Inoculation par émergence des racines de plantules âgées de 8 jours de la lignée ILC482. Trois répétitions, 3 plantes/ répétition.

L'indice de maladie (IM) a été calculé 32 jours après l'inoculation. Les degrés d'agressivité des isolats sont groupés en 5 classes: 0-20% (très peu agressifs); 21- 40% (peu agressifs); 41-60 (moyennement agressifs); 61-80% (agressifs) très agressifs). Les 10 isolats ont montré une variabilité de l'agressivité (tableau 04), les indices de la maladie (IM) variaient entre 81% et 100%. Parmi les 10 isolats de FOC, dix se sont révélés très agressifs.

L'analyse de la variance des résultats obtenus après 32 jours d'inoculation, a montré des différences significatives entre les 10 isolats. Le test de Newman-Keuls à 5% a permis de classer les isolats en un seul groupe comme suit:100% (isolats très agressifs).

Tableau 04 : classement d'isolats de FOC selon les indices maladie (IM).

Isolats	Nombre d'isolats/classe d'IM				
	0-20	21-40	41-60	61-80	81-100
FOC1	-	-	-	-	+
FOC2	-	-	-	-	+
FOC3	-	-	-	-	+
FOC4	-	-	-	-	+
FOC5	-	-	-	-	+
FOC6	-	-	-	-	+
FOC7	-	-	-	-	+
FOC8	-	-	-	-	+
FOC9	-	-	-	-	+
FOC10	-	-	-	-	+
Total	0	0	0	0	10
%	0	0	0	0	100

1.5. Analyse de l'effet des facteurs abiotiques sur la Concentration d'inoculum, l'incidence, la sévérité et l'index de la maladie

1.5.1. Effet de pH :

Les analyses ANOVA ont montré une corrélation très hautement significative ($r^2=0.99^{***}$) entre le pH et la concentration d'inoculum de FOC dans le sol.

L'augmentation du pH augmente significativement la concentration d'inoculum dans le sol, particulièrement dans les sites Bnitalla, OuedZnati1, Bnizeltis1 dont les fréquences d'inoculum de FOC élevées alors les valeurs de PH ont été enregistrées 7.73, 7.53 et 7.28 respectivement. Par contre dans les sites Bourawi, Relizene, Sfisel dont les fréquences

d'inoculum sont faibles, alors les valeurs de pH dans les mêmes sites sont faibles 7.78, 7.71 et 7.78 respectivement.

De même le pH est corrélé positivement avec l'incidence et l'index de la maladie. Par contre, ce même facteur est corrélé négativement avec l'ISM.

1.5.2. Effet de la CE :

Les analyses portées sur la CE montre effectivement une corrélation positive avec la concentration d'inoculum dans le sol. L'augmentation de la CE augmente significativement la concentration d'inoculum dans le sol, alors ceci est constaté particulièrement dans les sites Bnizeltis1, Oubellil1 et Twaifiaskikda, où là CE est de 770 μS , 297 μS , 225 μS respectivement. Cependant, les valeurs faibles de la CE enregistrées dans les sites Sidi Dahouzir, Ain trab et Bourawi ont montré des valeurs faibles aussi de la concentration d'inoculum dans le sol, où là CE est 151 μS , 159 μS et 174 μS respectivement.

Les analyses portées sur la CE montre effectivement une corrélation négative avec l'incidence et l'index de la maladie. Par contre, le même facteur a montré une corrélation positive avec l'ISM.

1.5.3. Effet de l'azote :

D'après l'ANOVA, le taux de l'azote affecte significativement la concentration de l'inoculum dans le sol. Une corrélation positive a été constatée, dont le taux élevé de l'azote augmente significativement la concentration d'inoculum plus particulièrement dans les sites Oubellil1, Bnitalla et Ouedznati1. Les analyses portées sur le taux de l'azote dans ces derniers ont montré un taux de 2.96 mg.Kg^{-1} , 2.18 mg.Kg^{-1} et 1.88 mg Kg^{-1} . respectivement. Cependant, l'analyse de la concentration de l'inoculum dans les mêmes sites a montré une concentration élevée de l'inoculum de FOC 28 propagules dans le site Oubellil1, 40 propagule dans le site Bnitalla et 32 propagule dans le site Ouedznati1. Par contre, une diminution de la concentration d'inoculum a été observée dans les sites Bourauliakhr (11pgs), Baorawial (8pgs) et Bourawi (4pgs), dont le taux de l'azote est inférieur varie entre 0.84 mg. Kg^{-1} , 0.91 Kg^{-1} et 0.9 mg. Kg^{-1} respectivement.

L'analyse ANOVA de l'effet de la teneur du sol en azote a montré un effet hautement significatif sur tous les facteurs épidémiologiques quantitatifs de la fusariose vasculaire du pois chiche mesurés dans les 26 parcelles emblavées par la culture du pois chiche. Une corrélation positive a été suggérée entre le taux de l'azote et l'incidence, sévérité et l'index de la maladie. En effet, l'incidence, la sévérité et l'index de la maladie les plus importants sont observés dans les parcelles avec une concentration élevée de N particulièrement dans les sites

Oubellil1, Oubellil et Benizeltis dans le taux de l'azote noté est de 2.9 mg. Kg⁻¹, 2.8 mg. Kg⁻¹ et 1.4 mg Kg⁻¹ respectivement. Par contre, des valeurs faibles de l'incidence, sévérité et l'index de la maladie ont été constaté dans sites F.P Bounawara, Bourawi, Baorawia. Cependant, les concentrations en N faibles ont été trouvées dans les mêmes parcelles, 0.75mg. Kg⁻¹, 0.9 mg. Kg⁻¹ et 0.91mg. Kg⁻¹ respectivement.

1.5.4. Effet de phosphore

Les analyses ANOVA effectuées montrent une corrélation négative entre le phosphore sur la concentration d'inoculum de FOC dans le sol. La concentration de l'inoculum diminue également avec la disponibilité en P-Olsen de sol. Ceci a été constaté dans les sites Baorawia1, AinTrab et Bourauliakhr dont les valeurs de P-Olsen élevées sont de 10 ppm, 6 ppm et 5ppm respectivement. Cependant la fréquence d'isolement de FOC sur les mêmes sites est faibles 8, 7 et 11 propagules respectivement. En revanche, la concentration d'inoculum de FOC augmente dans les parcelles suivant la diminution de la teneur de sol en P-Olsen dans les sites Bnitalla (5.4ppm), Ouedznati3 (2.4ppm) et Ouedznati1 (4.5ppm). Les analyses microbiologiques des mêmes sites ont montré une augmentation de la fréquence d'isolement de FOC 40, 34 et 31.5 propagules par gramme de sol respectivement.

Parallèlement une corrélation négative constatée entre le P-Olsen et les valeurs de DII, ISM et DI. L'analyse des résultats obtenus a montré que la déficience de sol en P-Olsen augmente significativement les valeurs de DII, ISM et DI. L'analyse effectuée dans les parcelles Benizeltis, Relizene et Sfisel a également montré des valeurs faibles de P-Olsen 2.9, 2.6 et 1.6 ppm respectivement. Cependant, les valeurs de DII, ISM et DI montrées élevées. Par contre, les valeurs d P-Olsen enregistrées dans les parcelles Baorawia1, Rahmouma et Aintrab sont élevées 10.1, 7.3 et 6.2 ppm. Cependant les valeurs de DII, ISM et DI sont faibles.

2. Discussion

Au cours des prospections effectuées durant la campagne 2014, 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 ouafir, (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. En outre, El Hadi et al, (1996), ont enquêté cette maladie dans le Maroc avec 212 champs. L'incidence moyenne notée est de 14%, avec une fréquence enregistrée varie entre 16% et 100%. Cependant cette maladie est très nuisible pour la culture du pois chiche en Tunisie, où leur fréquence est variée entre 20% à 40% (Halila et Harrabi, 1990). Lors des résultats obtenus après l'inoculation de 60 isolats de notre collection, nous avons remarqués la présence des symptômes typiques et atypique de la maladie. Les

Chapitre III : Résultats et discussions

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 proche de celle observés in situ en plein champ.

Ces résultats sont identiques à ceux rapportés par El ouafir, (2001); Jiménez-Gasco et Jiménez-Díaz, (2003) ; Jiménez-Gasco et al, (2004a) ; 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 agressif (13,33%), ils sont répartis dans toutes les régions productrice du pois chiche dans le Nord-Ouest 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 soit 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 résulter suite au phénomène de la coévolution suite à la 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*. (Vakalounakis et al, 1999) chez souches de *F. oxysporum* f. sp. *radicis-cucumerinum* et *F. oxysporum* f. sp. *Cucumerinum*. Par contre,

Chapitre III : Résultats et discussions

ce caractère est stable pour les clones de *Fusarium oxysporum* f. sp. *Elaeidis* (Dossa et al, 1993).

Le champignon est un parasite tellurique doué d'une vie saprophytique. Par ces organes de résistance, les chlamydospores, il est capable de survivre pendant plusieurs années dans les conditions les plus défavorables, et en absence de la plante hôte (AkhtarAyyub, 2001).

Les analyses ANOVA présentent une corrélation très hautement significative ($r^2=0.99^{***}$) entre le pH et la concentration d'inoculum de FOC dans le sol. Le champignon peut résister à des conditions très défavorables de température et de pH. Les changements de pH du sol se traduisent par un facteur de transcription qui active ou inhibe les gènes expriment l'alcalinité et l'acidité et ainsi affecte la croissance des cellules fongiques et le degré de la pathogénicité. De même, les phytoalexines et flavonoïdes libérés par les racines des plantes affectent grandement la germination des spores fongiques (Agrios, 2005). Plus tard, Sinha (1973) a signalé que le pH qui varie entre 3.4 à 9.2 réduit l'incidence du flétrissement de manière significative sans effets néfastes sur le rendement; poids sec des pousses, graines par gousse, nombre de gousses et le rendement des cultures. Sugha et al, (1994b), a également étudié le rôle de pH du sol, sur l'incidence du pois chiche flétrissement en Inde. Flétrissement maximale se produit au pH 5.2 avec une baisse légère vers la neutralité. Rao et Krishnappa (1996) ont conclu corrélation positive entre le pH du sol et le complexe de flétrissement du pois chiche.

Les analyses portées sur la CE montre effectivement une corrélation positive avec la concentration d'inoculum dans le sol. Cette dernière constatation est en accord avec les résultats publiés récemment par Shucla et Mishra, 2014 ; portées sur la distribution des populations fongiques dans la rhizosphère du pois en fonction la profondeur et caractéristiques physicochimiques du sol. Ces auteurs ont montré l'augmentation des populations fongiques dans les zones contenant des valeurs élevées de CE comparées avec ceux contenant des valeurs faibles.

La plupart des études sur l'effet de facteurs azote, phosphore sur la croissance fongique ont rapporté une concentration accrue des populations fongiques avec l'augmentation de niveaux de phosphore et d'azote dans le sol. Ceci est confirmé dans notre travail. Nous avons constaté une corrélation significative entre le taux d'azote et le P-Olsen avec la concentration de la population fongique de FOC dans la rhizosphère du pois chiche.

Cette dernière constatation est en accord avec les résultats publiés récemment par Shucla et Mishra, 2014 ; portées sur la distribution des populations fongiques dans la rhizosphère du pois en fonction la profondeur et caractéristiques physicochimiques du sol.

Chapitre III : Résultats et discussions

Ces auteurs ont montré l'augmentation des populations fongiques dans les zones contenant des niveaux élevés comparées avec ceux contenant des teneurs faibles en N et en P. Les résultats relatifs à l'effet de l'azote obtenus par Nyiransengiyumva, (2007), montrent qu'il y a en général, une diminution de la croissance mycélienne et une augmentation du nombre de conidies produites en présence de concentrations plus élevées de phosphore et d'azote.

Les résultats obtenus par Sanogo et Yang (2001) sur l'effet des éléments nutritifs phosphatés sur la croissance mycélienne et sur la germination in vitro de *Fusarium solani* f. sp. glycines (Fsg), agent responsable du syndrome de la mort subite du soya, ont montré que la croissance mycélienne et la sporulation ont été améliorées sur un milieu de culture amendé de phosphore. Le même phénomène a été observé chez *Candida* sp. Où la croissance a significativement augmenté en présence d'une variété de sources organiques et inorganiques de phosphore (Shamis et al, 1968). La même croissance a toutefois été obtenue chez *Alternaria tenuis*, lorsqu'on ajoutait le phosphate de calcium, le phosphate de sodium, le phosphate de potassium et le phosphate d'ammonium dans un milieu de culture sans phosphore (Singhet et Tandon, 1967a, b).

L'azote est connu comme un élément nutritif essentiel pour la croissance des plantes (Werner et Newton 2005) en raison de son rôle dans les processus biochimiques, physiologiques et morphologiques de la production végétale (Novoa et Loomis 1981).

L'infection, la colonisation, la croissance, la sporulation et le mouvement du mycélium fongique à travers le sol tous dépendent des propriétés physico-chimiques du sol (Otten et al, 2006). Il existe des preuves suffisantes indiquant que les plantes qui poussent dans un sol riche associées à la disponibilité du NPK sont disposées aux maladies fongiques et aux ravageurs (Ghorbani et al, 2008).

Dans notre étude, nous avons démontré une corrélation significative entre le taux de l'azote et la concentration d'inoculum, l'incidence, la sévérité, et l'index de la maladie. En effet, en cas de déficience en N, nous avons observé une diminution significative de la concentration d'inoculum, l'incidence, la sévérité et l'index de flétrissement vasculaire du pois chiche. Il est probable que l'azote provoque la croissance convenable, prolonge la période végétative et provoque une maturité plus tardive de la plante, par conséquent augmente la période de sensibilité de la plante aux agents pathogènes. L'augmentation de la concentration d'inoculum dans le sol suite à une augmentation de l'apport azoté est expliquée par l'effet de l'azote sur les propriétés de la cuticule, la structure de la paroi cellulaire et l'activité métabolique de la plante et par conséquent la prédisposition des plantes aux maladies fongiques (Snoeiijers et al, 2000). En outre, l'effet de la forme d'azote pourrait être attribué au pH du sol. Selon Agrios, (1997) les ions d'ammonium (NH_4^+) sont absorbés par les racines à

Chapitre III : Résultats et discussions

travers l'échange avec les ions H^+ qui sont rejetées dans le milieu environnant, diminuant ainsi le pH du sol.

La sporulation fongique est un phénomène d'un grand intérêt pour les phytopathologistes, car les spores sont les principaux véhicules d'infection et de diffusion des maladies fongiques (Dahlberg et Van Etten, 1982a ; De Vallavieille-Pape et al, 2000; Meredith, 1973). La disponibilité de l'azote affecte considérablement la sporulation de nombreux champignons phytopathogènes. La sévérité d'une épidémie en conditions de culture dépend aussi de la capacité du champignon pour former et propager l'inoculum primaire et secondaire (Dahlberg et Van Etten, 1982a ; De Vallavieille-Pape et al, 2000 ; Meredith, 1973). La plupart des études sur l'effet de la teneur du sol en azote sur la sporulation des champignons ont rapporté que la forte teneur en azote dans le sol favorise la sporulation des pathogène aériens et telluriques (Jensen et Munk, 1997; Hoffland et al, 2000a; Robert et al, 2002). Selon La germination et la pénétration de l'agent pathogène dans l'hôte peuvent être incités ou inhibés par les exsudats racinaires de l'hôte. Huber et Watson, (1974), ont rapporté que les exsudats racinaires favorisent la germination des chlamidospores de *Fusarium solani* f. sp. *Phaseoli*. Cependant, la composition chimique et de la quantité de ces exsudats peuvent être influencées par le type et la quantité de la nutrition azotée.

Ces résultats sont similaires aux résultats de certaines études précédentes, qui rapportent une augmentation significative de la concentration de l'inoculum en fonction l'augmentation de la disponibilité du N dans la rhizosphère. Sugha et al, (1994b), ont rapporté que l'augmentation de la concentration de l'azote joue également un rôle déterminant dans l'incidence et la sévérité du flétrissement vasculaire du pois chiche. En situation de forte disponibilité en azote, favorisent la maladie et contribue également à l'augmentation de l'incidence et la sévérité. Rao et Krishnappa, (1996) ont rapporté que les concentrations élevées de l'azote organique dans le sol favorisent l'augmentation de la gravité de la maladie.

L'azote a été intensivement étudié dans la relation "nutrition de l'hôte-sévérité de la Maladie "depuis plusieurs années (Huber et Watson, 1974). La teneur du sol en azote présente différents effets selon la culture et l'agent pathogène étudié. Duffy et Défago (1999) ont montré que la maladie du pourridié fusarien causée par *Fusarium oxysporum* f .sp. *radicis-lycopersici* chez la tomate a augmenté suite à l'augmentation de la concentration d'ammonium dans le sol.

En outre, d'autres études effectuées sur l'azote ont montré qu'une concentration élevée d'azote (450ppm) n'a pas significativement augmenté la maladie de chancre causé par *Clavibacter michiganense* chez la tomate comparativement à une concentration de 240 ppm d'azote (Berryet al, 1988). Elle a par ailleurs été réduite par une application du nitrate de

Chapitre III : Résultats et discussions

calcium et de petites concentrations de nitrate d'ammonium (39 à 79mg d'azote/l). Cependant, des concentrations supérieures à 100 mg d'azote ont augmenté la sévérité de cette maladie. Les travaux menés par Hoffland et al. (1999) ont montré que l'augmentation de la concentration d'azote appliqué diminue la sévérité de la moisissure grise causée par *Botrytis cinerea* chez la tomate. Par contre, l'azote n'a pas eu d'effet sur le flétrissement fusarien causé par *Fusarium oxysporum* f. sp. *Lycopersici* chez la tomate alors que l'augmentation de la concentration d'azote a favorisé l'augmentation de la moucheture (*Pseudomonas syringae*pv.tomato) et du blanc (*Oïdium lycopersicum*) chez la tomate (Hoffland et al, 2000). Nam et al. (2006) ont montré que des concentrations élevées d'azote dans la solution nutritive ont augmenté la sévérité de l'antracnose provoquée par *Colletotrichum gloeosporioides* chez une culture de fraisier en système hydroponique fermé.

Suivant à l'azote, le phosphore est l'élément le plus important pour la production des grains. L'évolution de la science, en particulier dans le siècle passé, a clairement démontré l'importance de phosphore pour toute la vie animale et végétale sur la terre (Ryan et al. 2012). Surtout dans les premiers stades du développement de la plante, un approvisionnement approprié de P est nécessaire pour le développement des organes reproducteurs et P a un effet positif sur la croissance des racines, la précocité, et réduit l'incidence de la maladie.

Dans ce travail, une augmentation significative est observée de l'incidence et la sévérité de la maladie suite aux déficiences du sol en phosphore. Il est probable que les niveaux très élevés du phosphore entraînent une activation des enzymes importants dans le processus de sporulation et de pathogénicité chez les champignons. Ceci montre que les concentrations de phosphore qui sont optimales pour certains processus sont inhibitrices pour certains autres y compris la sporulation, la germination et la pénétration des espèces fongiques phytopathogènes (Garraway et Evans, 1984).

Nos résultats suggèrent une corrélation négative entre le niveau de P Olsen et la maladie de flétrissement vasculaire causée par le FOC ; une augmentation de P assimilable diminue significativement le niveau de la maladie traduit par une diminution de l'incidence, la sévérité et l'index de la maladie. Les résultats sont en accord avec ceux obtenus par Rao et Krishnappa (1996). Ces auteurs ont également étudié le rôle de P disponible sur l'incidence du flétrissement vasculaire du pois chiche, conclu par la suite une corrélation négative entre les épidémies causées par le FOC et la teneur de sol en phosphore. En outre, Sugha et al, (1994b), ont rapporté la neutralité de P assimilable dans l'interaction FOC-pois chiche. L'augmentation de niveau de P dans le sol n'agit ni positivement ni négativement sur l'incidence et la sévérité de la maladie.

Chapitre III : Résultats et discussions

Nos résultats sont contradictoires avec ceux obtenus par Woltz et Jones (1973a, b,c ;1981). Ces auteurs ont montré qu'un niveau élevé de phosphore augmente la sévérité du flétrissement fusarien (*F.oxysporum* f .sp. *lycopersici*) chez la tomate cultivée en pots et au champ. SagduUaev et Berezhnova (1974) ont montré que les amendements en phosphore augmentent la sévérité du flétrissement fusarien causé par *F. oxysporum* f. sp. *melonis* chez le cantaloup. Dick et Tisdale (1938) ont montré que l'augmentation de la dose de phosphore favorise l'augmentation de la sévérité du flétrissement vasculaire causé par *F.oxysporum* f .sp.*vasinfectum*, chez le coton. Brennan (1988) a montré que les plants du blé cultivés sans phosphore ont été infectés par le piétin-échaudage, dont l'agent pathogène est *Gaeumannomyces graminis* var.*tritici*, tandis que l'augmentation de la concentration de phosphore a permis la réduction de cette maladie. Duffy et Défago (1999) ont montré que le pourridié fusarien provoquée par *F. oxysporum* f .sp. *radicis-lycopersici* est augmenté chez la tomate suite à l'augmentation de la concentration de phosphore. Sanogo et Yang (2001) ont montré que la nutrition phosphatée à un effet sur le syndrome de la mort subite du soya (*F.solani*. f. sp. *glycines* fsg). En effet, le phosphate de calcium a augmenté la sévérité de la maladie de 21%, le phosphate de potassium de 32% et le phosphate de sodium de 43%. La germination in vitro des conidies du fsg n'a pas été affectée de façon significative par les éléments nutritifs phosphatés; par contre la croissance mycélienne a été favorisée sur milieu de culture amendé de phosphate de potassium et de phosphate de sodium (Sanogo et Yang, 2001).

Conclusion

Conclusion générale

En Algérie, la culture de pois chiche occupe une place importante parmi les légumineuses alimentaires. Cette culture occupait en 2014 une superficie avoisinant les 33 295 Ha. En plus de son utilisation comme source de protéines, le pois chiche participe à l'amélioration de la fertilité du sol grâce à sa capacité à fixer l'azote atmosphérique. Cependant cette culture est exposée à l'attaque de plusieurs agents pathogènes qui peuvent provoquer des dégâts avec des pertes économiques graves.

Le flétrissement causé par *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceri* est la maladie la plus grave dans beaucoup de pays de culture de pois chiche, notamment en Algérie, en raison de son développement rapide et les dégâts qu'il occasionne.

Au cours des prospections effectuées durant la campagne 2014, portées sur le flétrissement vasculaire du pois chiche, nous avons observé des symptômes typiques et/ou atypiques de cette maladie représentée par un flétrissement précoce ou un jaunissement tardive. Ces symptômes sont similaires à ceux décrits par Bouznad et al, (1996) ; Labdi et al, (1996) ; Sayoud et al, (1999) ; Bekkar, (2007) en Algérie.

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.

Ce travail porte sur l'effet des quelques facteurs pédologiques (pH, CE, Azote, Phosphore) sur la population de FOC à partir du sol. Les échantillons utilisés pour cet objectif sont prélevés à partir des différentes wilayas dans le Nord Algérien à savoir, Mascara, Ain Timouchent, Sidi Bel Abbes, Relizene, Skikda, Guelma et Constantine.

L'étude des caractères macroscopiques pourtant sur la couleur, l'aspect de colonie et le revers des boites, et microscopiques a permis d'identifier 5089 isolats, répartis en 7 genres fongiques. Les isolations effectués à partir de la rhizosphère de pois chiche, montrent surtout la dominance des espèces appartenant au genre *Fusarium oxysporum*.

Le test de l'agressivité nous a permis d'identifier des indices de la maladie sur ILC-482 (variété connue par sa sensibilité au FOC) variaient entre (32.33 et 92.12%). Suite à ce résultat nous avons classés les 10 isolats comme très agressifs.

L'isolement microbiologique du sol a montré une différence hautement significative entre la concentration d'inoculum de FOC et la parcelle.

Conclusion

L'augmentation du pH augmente significativement la concentration d'inoculum dans le sol, de même le pH est corrélé positivement avec l'incidence et l'index de la maladie. Par contre, ce même facteur est corrélé négativement avec l'ISM. En outre, l'augmentation de la CE augmente significativement la concentration d'inoculum dans le sol. Les analyses portées sur la CE montre effectivement une corrélation négative avec l'incidence et l'index de la maladie. Par contre, le même facteur a montré une corrélation positive avec l'ISM.

Dans notre étude, nous avons démontré une corrélation significative entre le taux de l'azote et la concentration d'inoculum, l'incidence, la sévérité, et l'index de la maladie. En effet, en cas de déficience en N, nous avons observé une diminution significative de la concentration d'inoculum, l'incidence, la sévérité et l'index de flétrissement vasculaire du pois chiche.

La concentration de l'inoculum diminue avec la disponibilité en P Olsen de sol. L'analyse des résultats obtenus a montré que la déficience de sol en P-Olsen augmente significativement les valeurs de DII, ISM et DI.

Liste des abréviations

°C : degré Celsius

μS : Micro siemens

ANOVA : analyse de la variance

CE : conductivité électrique

cm : centimètre

DI : l'index de la maladie

DII : Incidence de la maladie

DSA : direction des services agricoles

fsg : Fusarium.solaniî.sp.glycines

f. sp. : forme special

FO : Fusarium oxysporum

FOC : Fusarium oxysporum f. sp. ciceri

g : gramme

H⁺: ions d'hydrogène libre

H₂: l'eau

Ha : hectare

ICARDA : International Center for Agricultural Research in the Dray Area

ICC : International collection of chickpea

ICRISAT : International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics

IM : indice de maladie

ISM : Indice de la sévérité moyenne

JC : Jésus Christ

Kcl : chlorure de potassium

Kg : kilogramme

L : litre

m : mètre

MADR : ministère d'agriculture et developpement rural

mg : Milligramme

Min : minute

mm : millimètre

N : l'azote

N² : l'azote atmosphérique

NH₃: ammoniac

NH₄⁺ : ammonium

O₂ : l'oxygène

OH⁻ : hydroxide

P : phosphore

PDA : Potato Dextrose Agar

pH : potentiel hydrogène

ppm : partie par million

prg : propagules

Qx : Quintaux

RAPD : Random Amplified Polymorphic DNA

USA : États-Unis d'Amérique

USSR : the Union of Soviet Socialist Republics

Liste des tableaux

Tableau 01. Composition chimique de pois chiche.....	05
Tableau 02. Evolution des productions agricoles, superficies, et rendements du pois-chiche en Algérie durant la campagne 2000-2014.....	08
Tableau 03. Origine des prélèvements des échantillons de sols utilisés pour l'étude de la diversité des populations de FOC.....	26
Tableau 04. Classement d'isolats de FOC selon les indices maladie (IM).....	45

Liste des figures

Figure 01. Morphologie de la culture du pois chiche.....	10
Figure 02. Symptômes typiques et atypiques du flétrissement vasculaire du pois chiche.....	16
Figure 03. Variabilité de la morphologie de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>ciceri</i>	19
Figure 04. Cycle biologique de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>ciceri</i>	21
Figure 05. Schéma récapitulatif de méthode d'isolement des champignons du sol.....	31
Figure 06. Méthode de préparation de l'inoculum et l'inoculation des plantules du pois chiche par le FOC.....	34
Photo 07. Symptômes observés en plein champ.....	35
Photo 08. Parcelle de culture du pois chiche sérieusement affectée par le flétrissement vasculaire.....	36
Figure 09. Incidence, sévérité et index de gravité au niveau des 26 parcelles prospectées.....	37
Figure 10. Caractéristiques physico-chimiques du sol initial dans les 26 sites investigués.....	38
Photo 11. Les isolaments obtenus à partir du sol.....	40
Photo 12. Variabilité des morphotypes des isolats du FOC.....	40
Figure 13. Fréquence d'isolement de FOC à partir de 26 échantillons de sol.....	41
Photo 14. Evolution du flétrissement vasculaire sur la variété sensible ILC 482 inoculée par le FOC.....	43
Photo 15. 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.....	44

Références bibliographique

- AAC, 2006.** Pois chiche, Situation et perspective. Le Bulletin bimensuel. Volume 17,15 ; 4 pages.
- Abadli M., 1991.** Influence de la fertilisation potassique sur la capacité de fixation de l'azote et sur le rendement d'une variété de pois chiche *Cicer arietinum*. Thèse.Ing.Agro.INA, El-Harrach, 70 p.
- Agrios G. N., 1997.** Plant pathology 4ème edition. Ed. Academic press ; New York, 619p.
- Agrios G. N., 2005.** Plant Pathology (5th edition). Department of Plant Pathology University of Florida ; Elsevier Academic Press, pp 948.
- 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.
- Ahmed F., Slinhard A. E. and Scoles G. J., 1988.** Investigations into the barriers. (S) to interspecific hybridization between, *cicer arietinum* L. and eight there annual *cicer* especies plant breeding.
- Alabouvette C. Briose D. Lamanceau P. Couteaudier Y. et Louvet J., 1987.** Utilisation de souche non pathogène de *Fusarium* pour lutter contre la fusariose, situation actuelle dans la pratique, Bulletin O.E.P.P, **17**: 665-671.
- Allen D. J., 1983.** The pathology of tropical food legumes. John Wiley and Sons, New York, 413pp.
- Alvarez M. Y. and Moreno A., 1984.** Identification de hongos causante de pudricion radicularon en garbanzo (*Cicer arietinum* L.). Agriculture Tecnica (Chile), **44**: 253-258.
- Anonyme., 1980.** Proceeding of the international work shop on chickpea improvement. International crops research institue for the semi-arid tropics (ICRISTAT). Hyder abad, India, 298pp.
- Anonyme., 1985.** Chickpea pathology. Food legume improvement program Progress Report 1984-85. ICARDA. (International Center for Agricultural Research in the Dry Areas), Aleppo, Syria.,66pp.
- Arvayo-Ortiz M. Esqueda M. Acedo-Felix E. Sanchez A. and Gutierrez A., 2011.** Morphological variability and races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* associated with chickpea (*Cicer arietinum*) crops. Ann. J. Agric. Biol. Sci, **6**: 114-112.
- Atmani S., 1995.** Caractérisation morphologique de quelques génotypes locaux et étrangers de *Cicer arietinum* L. et leur sensibilité ou résistance à *Ascochyta rabiei* (Pass.) Lab. Thèse Ing. INA. El-Harrach. 85 p.
- Aubert. C, 1992.** Fabuleuses légumineuses avec 140 recettes traditionnelles. Edition Terre vivante. Paris. N p 251. P 104-105.

Références bibliographique

- Barnett U. L., 1960.** Illustrated genera of imperfect fungi. Minneapolis Burgess Publ. Co.
- Bedard A., 2005.** Pourquoi mettre le pois chiche au menu? Institut des nutraceutiques et des aliments fonctionnels (INAF), Université Laval.
- Bekkar A. A., 2007.** Variabilité de la morphologie et du pouvoir pathogène chez *Fusarium oxysporum* Schelcht. 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. & Srin.) en Relation avec la Répartition Géographique et le Pouvoir Pathogène. Thèse de Doctorat, Université d'Oran.
- Belabid L. Fortas Z. Dalli D. Khiare M. and Amdjad D., 2000.** Importance du flétrissement et de la pourriture racinaire de la lentille dans le nord-ouest Algérien. Cahiers Agricultures, 9: 515-518.
- Berry S. Z. Madumadu G. G. et Uddin M. R., 1988.** Effect of calcium and nitrogen nutrition on bacterial canker disease of tomato. Plant Soil, 112: 113-120.
- Bhatti M.A., 1986.** *Verticillium albo-atrum* causing wilt of chickpea Review of plant pathology, 65: p51.
- Booth C., 1971.** The genus *Fusarium*. Common wealth Mycological Institut, Kew, Surey, England, 273 p.
- Booth C., 1975.** The present status of *Fusarium* Taxonomy. Ann. Rev. Phytopathology, 13: 83-93.
- Boorsma P.A., 1978.** Chickpea breeding IPHR Morocco. MARA-DRA. Station centrale des légumineuses alimentaires, Rabat, 35pp.
- Botton B. Breton A. Fèvre M. Gauthier S. Guy P. Larpent J. P. Reymond P. Sanglier J. J. Vayssier Y. et Veau P., 1990.** Moisissures utiles et nuisibles, Importance industrielle, Ed. Masson, Paris.
- Bouchez C., 1985.** Le développement de la culture du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) dans le bassin méditerranéen. Mem. D.A.A.E.N.S.A Montpellier, 77p.
- 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.
- Bouznad Z. Solh M. Labdi M. Rouibah M. and TabbalH., 1989.** Preliminary results on the causes of chickpea wilt and root rot of chickpea in Algeria. ANAPAV(Maroc) 6eme congres de la société méditerranéenne de phytopathologie, 29-30 Novembre, 1989,5pp.

Références bibliographique

- Brennan R. F., 1988.** Effet of phosphorus deficiency in wheat on the infection of roots by *Graeumannomyces graminis* var. *tritici*. *Aust. J. Agric. Res.* 39: 541-546.
- Bretay M., 1982.** Fungi isolated from chickpea grown in experimental plots in North West Victoria (Australia). *International chickpea Newsletter*, 13 : 24-26.
- Cabrera de la Colina J. Trapero-Casas A. and Jimenez-Diaz R. M., 1985.** Races of *Fusarium oxysporium* f. sp. *ciceri* in Andalucia, Southern Spain. *International chickpea Newsletter*, 13: 24-26.
- Chattobadhyay S. S. and Sen Gupta P.K., 1967.** Studies of diseases of pulses. *Indian journal of mycological research*, 5: 53-95.
- Colhoun J., 1969.** Seed and soil-borne pathogens of cereals. *Pro-ceedings of the 5th British Insecticides and Fungicides Conference*, 620–625.
- Cubero J. L., 1987.** Morphology of chickpea. In the chickpea. Sexena, M.C et Sing. K.B., eds CAB. International walling ford, UK, pp 35-66.
- Dahlberg K. R. and Van Etten J. L., 1982a.** Physiology and biochemistry of fungal sporulation. *Annual Review of Phytopathology*, 20:281-301.
- Dastur J.F., 1935.** Gram wilis in centrale provinces. *Agr. Live.stk. India*, 5: 615-627.
- Davet P., 1996.** Vie microbienne du sol et producti on végétale INRA, Paris (FR), p 383.
- Davet P. and Rouxel F., 1997.** Detection et isolation des champignons du sol, (edn) INRA.Paris.
- De Vallavieille-Pope C. S. Giosue L. Munk A.C. Newton R.E. Niks H. Ostergard J. Pons-Kuhnemann V. Rossi and Sache I., 2000.** Assessment of epidemiological parameters and their use in epidemiological and forecasting models of cereal airborne diseases. *Agronomie*, 20:715-727.
- Dick J. B. et Tisdale H. B., 1938.** Fertilizers in relation to incidence of wilt as affecting a resistant and a susceptible variety. *Phytopathology*, 28: 666-667.
- Diekman M., 1992.** Use of climatic parameters to predict the global distribution of *Ascochyta* blight on chickpea. *Plant Dis*, 76(4): 409-12.
- Djebaili A., 1991.** Influence de l'époque et de la densité de semis sur le rendement d'une variété de pois chiche. Thèse Ing.Agr., I.N.A., El Harrach. Alger, 92p.
- Domsch K. H. Gams W. and Anderson T. H., 1980.** Compendium of soil fungi. Volume 1. Academic Press.
- Dossa C., 1993.** Variabilité de la morphologie et du pouvoir pathogène et diversité génétique chez *Fusarium oxysporum* Schlecht f. sp. *Elaeidis* Toovey agent de la fusariose du palmier à huile. Thèse de doctorat : Biologie des Systèmes Intégrés. Physiologie

Références bibliographique

- (Phytopathologie : Université des sciences et techniques du Languedoc). Montpellier : Université de Montpellier 2, 135 p.
- Drame., 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.
- Ducke J. A., 1981.** Hand book of legumes of world economic importance plenum press, Paris, 796 p.
- Duffy B. K. et Défago G., 1999.** Macro- and microelements fertilizers influence the severity of *Fusarium* crown and root rot of tomato in a soilless production system. *Hort.Sci*, 34:287-291.
- El Aoufir A., 2001.** Étude du flétrissement vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum*) causé par le *Fusarium oxysporum* f. sp. *Ciceri*. Evaluation de la fiabilité de l'analyse isoenzymatique 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.
- Ellis M. B., 1971.** Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Agricultural Bureaux, Kew, UK.
- Ellis M. B., 1976.** More Dematiaceous Hyphomycetes. CAB International Mycological Institute, Kew, UK. 507 pp.
- Erwin D.C., 1957.** *Fusarium* and verticillium wilt diseases of *Cicer arietinum*. *Phytopathology*, 47 :p10.
- Erwin D. C., 1958.** *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*, incitant of *Fusarium* wilt of *Cicer arietinum*. *Phytopathology*, 48: 498-501.
- Erwin D. C., 1958a.** Verticillium wilt of *cicer arietinum* in souther California. *Plant disease reporter*, 42p.
- Fernandez D. Lourd M. Quinten M. Tantooui A., et Geiger J. P., 1995.** Le Bayoud du palmier dattier, une maladie qui menace la phoeniculture. *Phytoma. La défense des végétaux*, 469: 36-39.
- Garcia-Pedrajas M. D. Bambridge B. W. Heale J. B. Perez-Artes E. and Jimenez-Diaz R. M., 1999.** A simple PCR-based method for the detection of the chickpea wilt pathogen *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* in artificial and natural soils. *European Journal of Plant Pathology*, 105: 251-259.

Références bibliographique

- Garraway M. O. and Evans R. C., 1984.** Fungal Nutrition and Physiology. Wiley, New York, 401 pp.
- Ghorbani R. Wilcockson S. Koocheki A. and Leifert C., 2008.** Soil management for sustainable crop disease control ; a review, Environmental Chemistry Letters, 6: 149-162.
- Gilman G. C., 1957.** A Manual of Soil Fungi. Oxford & IBH Publishing Co, New Delhi.
- Girard C., 1979.** Perspectives Agricoles. I.T.C.F- F.N.A.M.S- I.S.S.N : 0399 8553 Mensuel N° 31- Novembre.
- Grewal J. S. Pal M. and Kushrestha D., 1974.** Fungi associated with gram wilt. Indian.J. genet. And plant breeding, pp: 242-246.
- Guar R. Sethy N. K. Choudhary S. Shokeen B. Gupta V. and Bhatia S., 2011.** Advancing the STMS genomic resources for defining new location on the intraspecific genetic linkage map of chickpea (*Cicer arietinum* L.).BMC Genomics. 12: 117.
- Guezlane A., 1976.** Essai de caractérisation enzymatique des *Fusarium* par Electrophorese, catabolisme auxinique et virulence chez deux isolats de *Fusarium oxysporum* f. sp *dianthi*. Thèse. Doct 3ème cycle. Univ. AIX Marseille.
- Gupta O. M. and Kotasthane S. R., 1978.** Efficacy of fungicidal seed traitement ont pré-dand post emergence mortality in different varieties of bengal gram (*Cicer arietinum*). International Chickpea Newsletter, 6: 32.
- Gupta O. M. Kotasthane S. R. and Khare M. N., 1986.** *Fusarium* wilt of chickpea (*Cicer arietinum*). Agricultural Review, 7: 87-97.
- Haddadi F., 1992.** Contribution à l'étude de l'interaction nématode – *Fusarium oxysporum* Schelcht emend Snyder et Hans f.sp. *ciceri* (Padwick) Snyder et Hans dans l'expression de la fusariose du pois chiche. Thèse Ing.Agro. INA. EL-Harrach. 102p.
- Halila M. H. and Harrabi M. M., 1990.** Breeding for dual resistance to *Ascochyta* and wilt diseases in chickpea.Seminaire Méditerranéen n° 9, 11-13 july 1988, Zaragoza, Spain.
- Hammadache A. and Ait Abdallah F., 1998.** Lutte contre les adventices en culture du pois chiche d'hiver : un facteur determinant pour la valorization du matériel végétale et du semis précoce. Céréaliculture., n° 33 ISSN 1011-9582.
- Hammadache A., 2001.** La plantation de la culture du pois chiche dans les régions tropical et semi tropical.Rapport technique ITGC.
- Haware M. P., 1988.** *Fusarium* wilt and other important disease of chickpea in the mediterranean area. Proceedings of international Worcshop on present status and future prospects on chickpea crop production and improvement in the Mediterranean countries. CIHEAM/EEC, Agrimed/ ICARDA.11-13, Zaragoza, Spain.

Références bibliographique

- Haware M. P., 1987.** Fusarium wilt and other important disease of chickpea in the mediterranean area Proceedings of international Woreshop on present status and future prospects on chickpea crop production and improvement in the Mediterranean countries. CIHEAM/EEC. Agrimed/ ICARDA. Zaragoza, Spain., 11-13.
- Haware M.P., 1990.** Fusarium wilt and other important diseases on chickpea in the mediterranean area. Option mediterranean. Series des siminaires, **9**: 163-166.
- Haware M. P. and Nene Y. L., 1980.** Sources of resistance to wilt and root rots of chickpea. International chickpea Newsletter, **4**: 18.
- Haware M. P. and Nene Y. L., 1982.** Races of Fusarium f. sp ciceri plant disease, **66**: 809-810.
- Haware M. P. and Nene Y. L., 1982a.** Symptomless carriers of the chickpea wilt fusarium. Plant disease, **66**: 250-251.
- Haware M. P., Nene Y. L. and Mathur S. B., 1986.** Seed borne diseases of chickpea. Technical bulletin from the Danish Government Institute of Seed Pathology for Developing Countries, Copenhagen Denmark, **1**: 14.
- Haware M. P. Nene Y. L. and Natarajan M., 1994.** The survival of Fusarium oxysporum f. sp. ciceri in the soil in the absence of chickpea. Phytopathology Mediterranean, **35**: 9-12.
- Haware M. P. Nene Y. L. and Rajeshwari R., 1978.** Eradication of Fusarium oxysporum f. sp. ciceri transmitted in chickpea seed. Phytopathologie, **68**: 1364-1367.
- Haware M.P. Nene Y.L. and Rajeshwari A., 1979.** Symptomless carriers of the chickpea wilt fungus. International chickpea newsletter I, p 8.
- Haware M. P. Nene Y. L. and Rao N., 1981.** Additional sources of resistance to wilt and roots of chickpea. International Chickpea Newsletter, **4**: 18.
- Henni J. C. Boisson E. et Geiger J. P., 1994.** Variabilité de la morphologie chez Fusarium oxysporum f. sp. lycopersici. Phytopath. medit, **33**, 51-58.
- Hoffland E. Jeger M. J. and Van Beusichem M. L., 2000.** Effect of nitrogen supply rate on disease resistance in tomato depends on the pathogen. Plant Soil, **218**: 239-247.
- Hoffland E. Jeger M. J. and Van Beusichem M. L. V., 2000a.** Effect of nitrogen supply rate on disease resistance in tomato depends on the pathogen. Plant and Soil, **218**: 239-247.
- Hoffland E. Van Beusichem M. L. and Jeger M. J., 1999.** Nitrogen availability and susceptibility of tomato leaves to Botrytis cinerea. Plant Soil, **210**: 263-272.
- Honnareddy H. and 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.

Références bibliographique

- Huber D. M. and Watson R. D., 1974.** Nitrogen form and plant disease. Annual Review of Phytopathology, 12:139-165.
- Jensen B. Munk L., 1997.** Nitrogen-induced changes in colony density and spore production in *Erysiphe graminis* f. sp. *hordei* on seedling of six spring barley cultivars. Plant Pathology, 46: 191–202.
- Jimenez-Diaz R. M. and Singh K. B., 1987.** Fusarium wilt. Food legume improvement program. Annual. Report. ICARDA, Aleppo, Syria., 264 pp.
- Jimenez-Diaz R. M. and Trapero-Casas A., 1985.** Use of fungicide treatments and host resistance to control the wilt and root rots complex of chickpea. Plant disease, **69**: 591-595.
- Jiménez-Diaz, R. M. et Trapero-Casas A., 1988.** Improvement of chickpea resistance to wilt and root rots 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-Diaz R. M. and Trapero-Casas A., 1990.** Improvement of chickpea resistance to wilt and root rots diseases. Options Mediterraneennes. Série séminaires, **9**: 65.
- Jimenez-Diaz R. M. Trapero-Casas A. and Carbera de la Colina J., 1989.** Race of *Fusarium oxysporum* f.sp *cicer* infecting chickpea in southern Spains, pp.515-520. In: vascular wilt disease of plant. E.C. Tjamos, and CH. Beckman, eds. Springer-Verlag, Berlin. Vol: 17.
- Jimenez-Diaz R.M. Trapero-Casas A. and Trapero-Casas J. L., 1992.** The use of host resistance to control fusarium wilt of Kabuli chickpea, Biological control of plant diseases. Ed.E.S. Jumos et al. Plenum press, New York, pp: 359-362.
- Jimenez-Gasco M. M. and Jimenez-Diaz R. M., 2003.** Development of a specific polymerase chain reaction-based assay for the identification of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* and its pathogenic races 0, 1A,5, and 6. The American Phytopathological Society, 2: 200-209.
- Jiménez-Gasco M. M. Navas-Cortés J. A. and Jiménez-Díaz R. M., 2004.** The *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*/ *Cicer arietinum* pathosystem: a case study of the evolution of plant-pathogenic fungi into races and pathotypes. Int microbiology, 7:95–104.
- Kan J., 1978.** Diseases of chickpea in Malawi. International chickpea Newsletter, **4** : 16.
- Kande J., 1965.** Contribution à l'étude de la valeur nutritionnelle de 2 graines de légumineuses le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) et la lentille (*Lens esculata*) Diplôme d'étude. Ecole pratique des hautes études.
- Kaiser W. J. Alcalá-Jimenez A. R. Hervers-Vargas A. Trapero-Casas J. L. and Jimenez-Diaz R. M., 1994.** Screening of wild cicer species for resistance to races 0 and 5 of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. Plant Disease, **78**: 962-967.

Références bibliographique

- Kazan K. and Muehlbauer F. J., 1991.** Allozyme variation and phylogeny in annual species of Cicer (Leguminosae). *Plant Systematic Evolution*, **175**: 11-21.
- Keating J. D. G. and Cropper P. J. M., 1983.** Kabuli chickpea as a winter sown crop in Syria. *Journal of agriculture science*, pp. 667-680.
- Kedad A., 1987.** Cours de phytopathologie (INA).
- Kelly A. Alcalá-Jiménez A. R. Bainbridge B. W. Heale J. B. Pérez-Artés E. and Jimenez-Díaz R. M., 1994.** Use of genetic fingerprinting and Random Amplified polymorphic DNA to Characterize Pathotypes of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* Infecting Chickpea. *The American Phytopathology Society*, **84**: 1293-1298.
- Ken-ichi T. and Willcox G., 2006.** The origins of cultivation of *Cicer arietinum* L. and *Vicia faba* L. early finds from Tell el-kerkh, north-west Syria, **15**: 197-204.
- Kistler H. C., 1997.** Genetic Diversity in the Plant-Pathogenic Fungus *Fusarium oxysporum*. *American Phytopathological Society*. P-1997-0131-01.
- Krishnappa A. M. and al. 1996.** Watershed Development in Karnataka. Agricultural College, Hebbal, Bangalore Golden Jubilee 1946-1996, Alumni Association, UAS, Bangalore.
- Kumar J. and Abbo S., 2001.** Genetics of flowering time in chickpea and its bearing on productivity in semiarid environments. *Advances Agronomique*, **72**: 107-138.
- Kupicha, F. K., 1977.** The delimitation of the tribe vicieae and the relationships of cicer. L. *Botanica journal of the linnean society*, **74**: 131-162.
- Kupicha F. K., 1981.** Cicereae Alefed, in: *Advances in legume systematics*, part 1. R.M. Polhill and Ravenes (ed) Royal Botanic Gardens 3, Kew, England, pp 382.
- Labdi M., 1990.** Chickpea in Algeria. *Options Méditerranéennes, série séminaires*, **9**: 137-140.
- 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 Benssedik, K. *Les légumineuses alimentaires en Algérie: situation actuelle et perspectives*. ITGC Editions El-Harrach – ALGER. 296p.
- Ladizinsky G., 1975.** A New Cicer from Turkey. *Notes Roy. Bot. Gard. Edinb.* (in Press) In Muehlbauer F. J, Rajesh P. N., 2008. Chickpea, a common source of protein and starch in the semi-arid tropics. PH. Moore, R Ming (eds.) *Genomics of tropical crop plants*.
- Ladizinski, G & Adler, A. 1976a.** Genetic relation on ship among the annual species of *cicerarietinum* L. *Théoritical Applied genetics*, **48**: 797 - 204.
- Ladizinski, G & Adler, A. 1976b.** The origin of chickpea *cicer arietinum* L. *Euphytica.*, **25**: 211 – 217.

Références bibliographique

- Laumont P. et Chevassus A., 1956.** Note sur l'amélioration du pois chiche en Algérie. Institut agricole d'Algérie. Alger, 24p.
- Maatougui M. E. H. Bouznad Z. and Labdi M., 1996.** Chichpea in Algeria. In N.P., Saxena, M.C., Johansen, C., Virmani, S. M., and Harris, H.(eds). A chapter from adaptation of chickpea in the west Asia and North Africa region, pp 89-99.
- 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 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.
- Madden L. V and Hughes G., 1999.** An effective sample size for predicting plant disease incidence in a spatial hierarchy. *Phytopathology*, 89: 770-781.
- Madden L. V and Hughes G., 1999.** Sampling for plant disease incidence. *Phytopathology*, 89: 1088-1103.
- Mai W. F. and Abawi G. S., 1987.** Interaction among root rots nematods and Fusarium wilt fungi on host plants. *Ann. Rev. Phytopathol*, 25: 317-338.
- Mani A. and Sethy C. L., 1984.** Plant growth of chickpea as influenced by inicial inoculums levels of *Meloidogyne incognita*. *Indian Journal of Nematodology*, 14: 41-44.
- Marcia P. Mullen M. and Westack R., 1983.** Effect of isolation and media on the differential isolation Fusarium species. *Phytopathology*, 73: 458-462.
- Mc. Kerral A., 1923.** A note on fusarium wilt of gram in burma and measures taken to combat it. *Indian. Jour*, 28: 608-613.
- Mevicar R. Pearse P. Panchuk K. Brenzil C. Hartley S. Harris C. Yasinowski J. Goodwillie D. Warkentin T. and Banniza S., 2006.** Chickpea in Saskatchewan. Saskatchewan Pulse Growers website - Pulse Production Manual available at (306) 668-5556.
- Melakhessou Z., 2007.** Etude de la nuisibilité directe des adventices sur la culture de pois chiche d'hiver (*Cicer arietinum* L.) variété ILC-3279, cas de *Sinapsis arvensis* L. Mémoire du Magister Université El-Hadj Lakhdar-Batna, pp. 72.
- Merdith D. S., 1973.** Significance of spore release and dispersal mechanisms in plant disease epidemiology. *Annu. Rev. Phytopath.* 11: 313-343.
- Messiaen C. M. Cassini R., 1968.** Recherches sur les Fusarioses. IV. La systematique des fusarium. *Ann. Epiphyties*, 19: 387-45.

Références bibliographique

- Messiaen C. M. and Cassini R., 1971.** Taxonomy of Fusarium. In: Fusarium diseases, biology and Taxonomy. Nelson P. E., Tousson A et Cook (reds). The Pennsylvania state, Press university, Park.
- Mouria B., Ouazzani-Touhami A., Mouria A. et Douira A., 2013.** Mise en évidence d'une variation intraspecific chez *B. cinerea* et ce lutte biologique in vitro. *Journal of Applied Biosciences*. **64** : 4797-4812.
- Muehlbauer F. J. and Rajesh P. N., 2008.** Chickpea, a common source of protein and starch in the semi-arid tropics. PH. Moore. R Ming (eds.) *Genomics of tropical crop plants*.
- Muehlbauer F. J. and Tullu A., 1998.** *Cicer arietinum* L. In: J. Janick and J.E. Simon (eds.), *New crops*. Wiley, New York.
- Nam M. H. Jeong S. K. Lee Y. S. Choi J. M. et Kim H. G., 2006.** Effects of nitrogen, phosphorus, potassium and calcium nutrition on Strawberry anthracnose. *Plant Pathol.* **55**: 246-249.
- Nene Y. L., 1980.** Disease of chickpea. *Proceeding international workshop on chickpea. International workshop on chickpea improvement. ICRISAT, 28 Feb – 2 mai 1979. Hyderabed, A. P., India, pp. 171-178.*
- Nene Y. L. Haware M. P and Reddy M. V., 1978.** *ICRISAT Information Bulletin 3,44 pp. ICRISAT, Patancheru, Andhra Pradesh, India.*
- Nene Y. L. Haware M. P. and Reddy M. V., 1979.** Diagnosis of some wilt-like disorders of chickpea (*Cicer arietinum*). *ICRISAT Information Bulletin, 3*: 1-44.
- Nene Y. L. Haware M. P. and 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. and Reddy M. V., 1979.** Review of work done at ICRISAT on soil borne diseases of pigeon pea on chickpea In: *Proceeding consultant's group discussion on the resistance to soil borne diseases of legumes ICRISAT 8-11 January, 1979, Patancheru, A.P., India, pp. 3-47.*
- Nene Y. L. and Sheila V. K., 1989.** Important disease problems of Kabuli chickpea. *ICRISAT, ICARDA, 21p.*
- Nene Y. L. and Reddy M. V., 1987.** Chickpea diseases and their control. Pages 233-370 In: *The Chickpea Saxena M. C. and Singh. K. B. reds. Walking Ford Oxfordshire, UK: CAB International, pp 233-370.*
- Nene Y. L. Reddy M.V. Haware M. P. Ghanekar A. M. and Ami R. S., 1991.** Field diagnosis of chickpea diseases and their control. In: *Informatin bulletin n° 28, ed. By International Crops Research Istitute for the semi-Arid Tropis, Patancheru, India.*

Références bibliographique

- Novoa R. and Loomis R. S., 1981.** Nitrogen and plant production. *Plant and Soil* 58, 177-204.
- Nyiransengiyumva C., 2007.** Effet de différents éléments minéraux sur la croissance et le développement du champignon *Helminthosporium solani*, agent responsable de la gale argentée de la pomme de terre. Université Laval. P116.
- Ocampo et al., 1992.** Karyotype analysis in the genus *Cicer arietinum* L. *J Genet Breeding*, **46**: 229 – 244.
- Ohri D. and Pal M., 1991.** The origin of chickpea (*Cicer arietinum* L.): Karyotype and nuclear DNA amount. *The genetical society of great Britain Heredity*, **66**: 367-372.
- Otten W. and Gilligan C. A., 2006.** Soil structure and soil-borne diseases: using epidemiological concepts to scale from fungal spread to plant epidemics. *European Journal of Soil Science*, 57: 26-37.
- Pacucci G. Troccoli C. and Leoni B., 2006.** Supplementary Irrigation on Yield of Chickpea Genotypes in a Mediterranean Climate. *Agricultural Engineering International: the CIGRE journal*. Manuscript LW 04 005. Vol. VIII. May, 2006.
- Padwick G. W., 1940.** The genus *Fusarium* 3.A critical study of the fungus causing wilt of the gram (*Cicer arietinum* L.) and of the related species of the subsection *Orthocera* with special relation to the variability of key characteristics. *Indian J. agr. Sci*, **10**: 241-284.
- Passad N and Padwick G. W., 1939.** The genus *Fusarium* 2.A species of *Fusarium* as a cause of wilt of gram (*Cicer arietinum* L.). *Indian J. Agr. Sci*, **9**: 371-380.
- Patankar A. G., 2000.** Biochemical and Molecular analysis of the defense mechanism in chickpea against biotic stress. Thèse de Doctorate biotechnologie, université de Pune.
- Planquaert P. H. et Braum P., 1988.** Pois chiche, culture et utilisation. Rapport d'activité ITCF, pp. 5-11.
- Planquaert P.H. et Werry J., 1991.** Le pois chiche : culture et utilisation. Brochure de l'ITGC et l'ENSAM, INRA, 11p.
- 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.
- Rammanujam, S. 1979.** Chickpea, *Cicer arietinum*, Leguminosae. Palilionaceae. In *Evolution of crop plant*. Simmonds, N.M ed, Longman and New York, pp 157-159.
- Rao V. K. and Krishnappa K., 1996.** Rhizosphere mycoflora of chickpea infected with *Meloidogyne incognita*. *Indian Journal of Mycology and Plant Pathology*, 26: 103-104.
- Rapilly F., 1968.** Les techniques de mycologie en pathologie végétale. *Ann Epiphyt* 19, (n° HS).

Références bibliographique

- Redden B. and Berger J., 2007.** History and origin of chickpea. In: Yadav SS, Redden B, Chen W, Sharma B (eds.). Chickpea Breeding and Management. CAB International, Wallingford, pp.1-13.
- Reddy M. V. Nene Y. L. and Singh K. B., 1980.** Field screening of chickpea for resistance to Ascochyta blight. International Chickpea Newsletter, **2**: 13-15.
- Reddy M. V. Gridley H. E. and Kaack H. J., 1980.** Major disease problems of chickpea in north Africa. International Chickpea newsletter.,**3**: 13-14. Chattopadhyay, S.S., and Sengupta, P.K. 1967. Studies of diseases of pulses. Indian journal of mycological research.**5**: 53-95.
- 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.
- Robert C. M. O. Bancal and Lannou C., 2002.** Wheat leaf rust uredospore production and carbon and nitrogen export in relation to lesion size and density. Phytopathology, **92**:762-768.
- Rouibah M., 1989.** The contribution to the study of the wilting of the chickpea in Algeria. Institut National Agronomique El-Harrach, Algérie, 51p.
- Ryan M. H. Tibbett M. Edmonds-Tibbett T. Suriyagoda L. D. B. Lambers H. Cawthray G. R. and Pang J., 2012.** Carbon trading for phosphorus gain: the balance between rhizosphere carboxylates and mycorrhizal symbiosis in plant phosphorus acquisition. Plant Cell Environ,**35**: 2061–2220.
- Sadou D., 1990.** Etude du comportement de mutants auxotrophes de *Fusarium oxysporium*. (Schp) Emend. Synd et HANS. Et leurs recombines. Thèse ING. AGR. INA-Alger, pp.82.
- Sagdullaev M. M. and Berezhnova W., 1974.** The effects of phosphorus fertilizers on the physiological properties, yield and resistance of melons to *Fusarium* wilt. Agrokhimia, **4**: 36-40.
- Sanogo S. and Yang X. B., 2001.** Relation of sand content, pH and potassium and phosphorus nutrition to the development of sudden death syndrome in soybean. Can. J. Plant Pathology,**23** : 174-180.
- Saxena M.C. 1990.** Nitrogen fixation by legumes in Mediterranean agriculture Developments in plant soil sciences. ICARDA Syria. (Editors Beck D.L and Nateron L.A), pp 11-23.
- Saxena., 1987.** Agronomy of chickpea. In : Saxena N., Johansen P. C. and Singh K. B., eds. The chickpea. Wallingford, UK: CAB International, 207-232.
- Saxena M. C. and Singh K. B., 1984.** Ascochyta blight and winter sowing of chickpeas. ICARDA, Syria, 288pp.

Références bibliographique

- Saxena N. P. Saxena M. C. Johansen C. Virmanis S. M. and Harris H., 1996.** Adaptation of chickpea in the west Asia and North Africa region. International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics, India and International Center for Agricultural Research in the Dry Areas, Syria, 262p.
- Sayoud R. Ezzahiri B. et Bouznad Z., 1999.** Les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires au Maghreb. ITGC, Alger.
- Seifert K. A., 1996.** Fusarium and anamorphic generic concepts. In: Summerell B. A and Leslie J. F, Backhouse D, Bryden W. L. and Burgess L. W (eds), Fusarium: Paul E. Nelson Memorial Symposium American phytopathology Society Press, St. Paul, Minnesota, pp. 15-28.
- Shamis D.L. Gelikova N. S. and Sarsenova L. N., 1968.** Effect of different sources of phosphorus nutrition on biomass of fodder yeasts and the nitrogen and phosphorus content of them. Trans. Inst. Microbiol. Virisol. Akad. Nauk. Kay. USSR, 11: 18-24.
- Sharma D. K. and Muehlbauer F. J., 2007.** Fusarium wilt of chickpea: physiological specialization, genetics of resistance and resistance gene tagging. Euphytica, 157:1-14.
- Shucla V. Mishra S. and Pant H., 2014.** Oxidative stress in neurodegeneration. Adv Pharmacol Sci. 2011:572634.
- Si-Hassen A., 1990.** Contribution à l'étude du flétrissement du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) en Algérie. Mémoire Ingenieur en agronomie. INA El-Harrach, Algérie, 60pp.
- Singh F. and Diwakar., 1995.** Chickpea botany and production Practicies. Skill Development.
- Singh K. B., 1987.** Chickpea breeding. In: Saxena M. C. and Singh K. B. (eds) the chichpea. CAB International Publisher, UK, pp: 127-162.
- Singh K. B. and Jana S., 1993.** Diversity for responses to some biotic stresses and multivariate associations in Kabuli chickpea (*Cicer arietinum* L.). Euphytica, 68: 1-10.
- Singh R. J. and Jauhar P. P., 2005.** Genetic resources, chromosome engineering, and crop improvement, Volume 1, Grain Legumes. Ed CRC Press Taylor & Francis Group, pp 363.
- Singh K. B. and Ocampo B., 1993.** Interspecific hybridization in annual. *Cicer* species. Genet Breed, 47: 199-204.
- Singh K. B. and Reddy M. V., 1991.** Advances in diseases resistance breeding in chickpea. Advances in Agronomic, 45: 191-222.
- Singh B. P. and Tandon R. N., 1967a.** Sulfur and phosphorus requirements of *Alternaria tenuis* Auct. isolated from papaya (*Carica papaya* L.) leaf Proc. Natl. Acad. Sci. India, Sect. B 37: 199-203.
- Singh B. P. and Tandon R. N., 1967b.** Phosphorus requirements of certain isolates of

Références bibliographique

- Alternaria tenuis* Auct. Proc. Natl. Acad. Sci. India, Sect. B 37: 131-134.
- Sinha A. B. and Sahai R., 1973.** Contribution to the ecology of Indian aquatics. V. Seasonal changes in the biomass and rate of production of two perennial submerged macrophytes (*Hydrilla* and *najas* spp.) of Ramgarh lake of Gorakhpur. *Trop Ecol.* 14: 19-28.
- Sivan A. and Chel I., 1986.** Biological control of *Fusarium* spp. In: cotton, wheat and muskmelon by *Trichoderma harzianum*. *Journal of phytopathology*, **116**: 39-47.
- Smithson J. B. Thompson J. A. and Summerfield R. J., 1985.** Chickpea (*Cicer arietinum* L.). In: Summerfield R. J. and Robert E. H. (eds), *Grain Legume Crop*. Collins, London, UK, pp. 312-390.
- Snoeijers S. S. Perez-Garcia A. Joosten M. and De Wit J. G. M., 2000.** The effect of nitrogen on disease development and gene expression in bacterial and fungal plant pathogens. *European Journal of Plant Pathology*, 106: 493-506.
- Snyder W. C. and Hansen H. N., 1940.** The species concept in *Fusarium* *American journal of botany*, **27**: 64-66.
- Solh M. B. and Pala M., 1989.** Weed control in chickpea. *Rev. Option méditerranéenne*, **09**: 93-99.
- Staginnus C. Winter P. Desel C. Schmidt T. and Kahl G., 1999.** Molecular structure and chromosomal localization of major repetitive DNA families in the chickpea (*Cicer arietinum* L.) genome. *Plant molecular Biology*, **39**:1037-1050.
- Sugha S. K. et al. 1994b.** *Indian J. Mycol. Plant Pathol*, 24: 97-102.
- Trapero-Casas A., 1983.** Wilt and root rot of chickpea in the Guadalquivir valley: Importance, distribution, etiology, epidemiology and control. PhD Thesis, University of Cordoba, Spain.
- Trapero-Casas A. and Jiminez-Diaz R. M., 1985.** Fungal wilt and root rot diseases of chickpea in Southern Spain. *Phytopathology*, **57**: 1146-1151.
- Trapero-casas A. and Jiminez-diaz R. M., 1985b.** Etiologia, importancia. Y. distribucion de la seca del garbanzo eb el valle del Guadalquivir. *Bol. Serv. Plagas*, **11**: 95pp.
- Trapero-casas A. and Jiminez-diaz R. M., 1986.** La seca del garbanzo en Andalucia- *Comunicaciones agrarios. Série : Protection végétal*, n°4. P. 64.
- Tanno K. and Willcox G., 2006.** How fast was wild what domesticated? *Science* 2006.**311**: 1886.
- 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.

Références bibliographique

- Van Der Maesan L. J. G., 1972.** a monograph on the genus with special references to the chickpea (*Cicer arietinum* L.), its ecology and cultivation. Thesis, Agricultural University Wageningen Medad Landbouwhogeschool, Wageningen, pp 72-10.
- Vanier P., 2005.** Le pois chiche au fil du temps, Usages culinaires, Conservation, Jardinage biologique et Écologie et environnement. Institut des nutraceutiques et des aliments fonctionnels (INAF), Université Laval.
- Van Der Maesan L. J. G., 1987.** Origine, history and taxonomy of chickpea. Pages 11-34 In: Singh, F. et Diwakar, B. 1995. Chickpea Botany and production Practices. Skill Development Series n° 16; ICRISAT.
- Van Rheenen H. A. Reddy M. V. Kumar J. and Haware M. P., 1989.** Breeding for resistance to soil borne disease in chickpea. Consultancy Meeting on breeding for diseases resistance in kabuli chickpea. March 6, 8, 1989. ICRADA, Aleppo, Syria.
- Werner D. et Newton W. E., 2005.** Nitrogen fixation in agriculture, forestry, ecology and the environment. Dordrecht, Pays Bas, Springer.
- Westerlund F. V. Campbell R. N. and Kimble K. A., 1974.** Fungal root rots and wilt of chickpea in California. *Phytopathology*, **64**: 432-436.
- Williams P. C. and Singh U., 1987.** The chickpea nutritional quality and the evaluation of quality in breeding programmes . In: Saxena M. C., Singh K. B. (eds), *The chickpea*, CAB International, Wellingford, UK, pp 329-356.
- Windels CE. 1992.** Fusarium. In: Singleton LL, Mihail JD, Rush CM, eds. *Methods for research on soilborne phytopathogenic fungi*. St Paul, MN, USA: American Phytopathological Society, 115–128.
- Wollenweber H. W. and Reinking O. A., 1935.** *De Fusarium*. Ed. Paul Payer, Berlin, 355pp.
- Wollenweber H. W., 1913.** Studies on the Fusarium problem. *Phytopathology*, **3**: 24-50.
- Woltz S. S. and Jones J. P., 1973a.** Interactions in source of nitrogen fertilizer and liming procedure in the control of Fusarium wilt of tomato. *HortScience*, **8**: 137-138.
- Woltz S. S. and Jones J. P., 1973b.** Tomato Fusarium wilt control by adjustments in soil fertility. *Proc. Fla. State Hort. Soc.* **86**: 157-159.
- Woltz S. S. and Jones J. P., 1973c.** Tomato Fusarium wilt control by adjustments in soil fertility : A systematic approach to pathogen starvation. *Agric. Res. Ed. Center Bradenton Res. Rept. GC 1973-1977*.
- Woltz S. S. et Jones J. P., 1981.** Nutritional requirements of *Fusarium oxysporum*: Basis for a disease control system. Dans *Fusarium : Diseases, Biology and Taxonomy*. Nelson, P. E., Toussoun, T. A. et Cook, R.J., réds., Perm. State University Press, University Park, p 340-349.

Références bibliographique

Zohary D. and Hopf M., 2000. Domestication of plants in the old world, 3rd edn. Oxford University Press, New York.

Chapitre I :
Synthèse
bibliographique

Chapitre II :

Matériel et Méthodes

Chapitre III :

Résultats et Discussion

Références bibliographiques

Annexe

Introduction générale

Conclusion générale

Résumé

Sommaire

Résumé

Etude de quelques facteurs pédologiques (le pH, la conductivité électrique, l'azote, le phosphore) sur la fusariose vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum* L.)

Ce travail consiste à déterminer l'effet de quelques facteurs abiotiques (le Ph, La Conductivité électrique, l'azote et le P-Olsen) sur la fusariose vasculaire du pois chiche dans 26 parcelles dans le Nord Algérien durant la campagne 2014. Au cours des prospections effectuées, la maladie a été observée sur tous les parcelles investiguées. L'incidence enregistrée est variable entre 2,68 et 71,01% avec une moyenne totale de 19.06% pour toutes les parcelles. L'isolement microbiologique du sol a montré une différence hautement significative entre la concentration d'inoculum de FOC et la parcelle. La fréquence d'isolement de FOC est plus élevée a été noté dans la parcelle Bnitalla (Sidi Bel Abbes), dont la valeur enregistrée est de 40 propagules. L'augmentation du pH augmente significativement la concentration d'inoculum dans le sol, De même le pH est corrélé positivement avec l'incidence et l'index de la maladie. L'augmentation de la CE augmente significativement la concentration d'inoculum dans le sol. Les analyses portées sur la CE montre effectivement une corrélation négative avec l'incidence et l'index de la maladie. Dans notre étude, nous avons démontré une corrélation significative entre le taux de l'azote et la concentration d'inoculum, l'incidence, la sévérité, et l'index de la maladie. En effet, en cas de déficience en N, nous avons observé une diminution significative de la concentration d'inoculum, l'incidence, la sévérité et l'index de flétrissement vasculaire du pois chiche. La concentration de l'inoculum diminue avec la disponibilité en P Olsen de sol. L'analyse des résultats obtenus a montré que la déficience de sol en P-Olsen augmente significativement les valeurs de l'incidence, la sévérité et l'index de la maladie.

Mots clés : *Cicer arietinum* L., *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*, flétrissement vasculaire, phosphore, l'azote, pH, CE.

Abstract

Study of some abiotic factor on the vascular wilt of chickpea

This work is to determine the effect of some abiotic factors (Ph, Electrical Conductivity, nitrogen and P- Olsen) to the Fusarium wilt of chickpea in 26 plots in the North Algerian companion during 2014. During conducted surveys of the disease was observed in all investigated plots. The recorded incidence varies between 2.68 and 71.01% with an average of 19.06% for all plots. The microbiological isolation of soil showed a highly significant difference between the concentration of inoculum of FOC and the plot.

The frequency of isolation of FOC is higher was noted in the plot Bnitalla (SidiBelabes), the stored value is 40 propagules. Raising the pH significantly increases the inoculum soil concentration; similarly, the pH is positively correlated with the incidence and the index of the disease. The increase in CE significantly increases the concentration of inoculum in soil. The analyzes given on the CE actually shows a negative correlation with the incidence and the index of the disease. In our study, we demonstrated a significant correlation between the rate of nitrogen and concentration of inoculum, the incidence, severity, and the index of the disease. Indeed, if N deficiency, we observed a significant decrease in the concentration of inoculum, the incidence, severity and vascular wilt index of chickpea. The inoculum concentration decreases with the availability of soil P Olsen. The analysis of the results showed that the soil P-Olsen deficiency significantly increases the values of the incidence, severity and the index of the disease.

Keywords: Cicer arietinum L., Fusarium oxysporum f.sp. ciceri, Vascular wilt, pH, CE, Phosphorus, Nitrogen.

الملخص

دراسة اثر بعض العوامل اللاحيوية على مرض الذبول الوعائي للحمص

يهدف هذا العمل على تحديد اثر بعض العوامل اللاحيوية (فرق الكمون،CE،الازوت،الفسفور) على مرض الذبول الوعائي للحمص في الشمال الجزائري. من خلال المسح الحقلّي لمزارع الحمص في سنة 2014، لاحظنا انتشار مرض الذبول الوعائي في جميع الحقول المدروسة.

نسبة الاصابة المسجلة بهذا المرض في الحقول المدروسة تختلف ما بين 2.68 و 71.01 % مع متوسط اجمالي يقدر بي 19.06 % على مستوى كل الحقول. عزل الفطر مجهريا من التربة اظهر فرق كبير جدا بين تركيز العدوى FOC و الحقل. تردد العزل الاكبر كان في منطقة بني تالة (سيدي بلعباس)، بحيث بلغت 40 بوغ. ارتفاع فرق الكمون يرفع كثيرا من نسبة العدوى في التربة، و ايضا هو مرتبط ايجابيا مع DI و ISM. ارتفاع CE يرفع من نسبة العدوى في التربة. و ايضا اظهرت تحاليل CE ارتباط سلبى مع DI و ISM. من خلال دراستنا لقد وجدنا ارتباط بين نسبة الازوت ونسبة العدوى ISM.DI.DI، بحيث في حالة نقص في الازوت لقد لاحظنا انخفاض في نسبة العدوى في التربة. DI.DII.ISM. و كذلك نسبة العدوى ترفع ايضا مع توافر الفوسفور في التربة. تحاليل النتائج المتحصل عليها تظهر ان نقص التربة من الفوسفور يرفع من قيم. DI.DI.ISM.

الكلمات المفتاحية: Cicer arietinum L. Fusarium oxysporum f.sp. ciceri . مرض الذبول الوعائي،فسفور،الازوت،فرق الكمون،CE.

