



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 بوعريريج

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

**Isolement, identification et caractérisation de *Fusarium oxysporum* f. sp *ciceris* agents de la fusariose vasculaire de pois chiche (*Cicer arietinum* L).**

Présenté par : RIGHI HANANE ET GHADAB SAMAH

Devant le jury :

**Président :** M<sup>r</sup> A. KHOUDOUR MAA (Université de BBA.)

**Encadrant :** M<sup>r</sup> D. MOUTASSEM MAA (Université de BBA.)

**Examineur 1 :** M<sup>r</sup> N. SADRATI MAA (Université de BBA.)

Année universitaire 2014/2015

Les légumineuses alimentaires, notamment, la fève, la fèverole, le petit pois, la lentille, le haricot vert et le pois chiche, constituent une très importante source de protéines végétales qui peut corriger le déficit en protéines animales. Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.), l'une des plus importantes légumineuses à graines en Algérie, occupe la troisième position après la fève. En plus l'introduction de cette espèce dans un système de culture est, impérativement, tributaire de l'amélioration de leurs performances agronomiques, où leur introduction dans la rotation des cultures, la diversification des productions et la protection de l'environnement contre la pollution par les engrais azotés, les pesticides et les désherbants chimiques.

En Algérie, malgré la forte augmentation des emblavures de la culture du pois chiche, les rendements sont restés très faibles. Ils ne dépassent guère les quatre quintaux à l'hectare. Cette faible production est due à une pluviométrie globalement déficitaire, et irrégulièrement répartie dans le temps et dans l'espace. A cela, s'ajoutent la prolifération des mauvaises herbes et les problèmes phytosanitaires (champignons, bactéries,...). Parmi ces derniers, les agents pathogènes qui constituent une menace permanente pour la culture de pois chiche. En effet, le champignon, *Fusarium oxysporum* f.sp.ciceri (FOC) est responsable d'une maladie désignée sous le nom de flétrissement vasculaire. Les symptômes développés sont le résultat d'un stress sévère d'eau. La plupart des plants flétrissent et meurent, tandis que les plants qui ont été moins affectés deviennent chétives et pas productives (Machardy et Beckman, 1981). Cette maladie a été rapportée initialement en Inde et par la suite dans de nombreux pays (Westerlund et al., 1974, Nene, 1979, Allen, 1983). Cette maladie est la plus importante et la plus dévastatrice (Nene, 1979, Haware, 1988), où des pertes de rendement entre 10 à 15% lui ont été attribuées dans le monde (Singh et Dahya, 1973).

L'amélioration des rendements est liée à une bonne connaissance de ces maladies et leurs agents causaux. Actuellement, les producteurs sont confrontés à une recrudescence de problèmes pathologiques associés à la présence de *Fusarium oxysporum*. Mais des doutes quant à la caractérisation des symptômes n'ont pas permis d'identifier la forme spéciale impliquée dans le développement de cette épidémie affectant l'ensemble des régions productrices en Algérie. Cette maladie constitue une énorme contrainte pour la culture, cela dans de nombreuses régions où elle est pratiquée. Néanmoins, on connaît peu d'informations sur l'étiologie et l'importance de cette maladie en Algérie. Seuls des observations préliminaires et fragmentaires ont suggéré qu'il peut s'agir d'un complexe semblable à celui du flétrissement et de la pourriture racinaire, qui réduit sévèrement la production du pois chiche dans la majorité des régions où cette culture est pratiquée.

## *Introduction*

---

Dans le cadre de notre étude, étant donné de nombreuses lacunes dans les connaissances à la fois de l'agent pathogène, des processus pathologiques qu'il induit lors de l'attaque du pois chiche ainsi que les moyens de lutte, nous sommes intéressés au parasite, sous un triple aspect: sa caractérisation morphologique et physiologique. Nos objectifs d'après cette étude est :

- L'isolement de l'agent causal du flétrissement vasculaire à partir des tiges des plantes malades.
- L'identification de l'agent pathogène *Fusarium. oxysporum f. sp. ciceri*
- Approfondir les connaissances entre caractères morphologiques et pouvoir pathogène.

Le premier chapitre de notre travail correspond à une mise au point bibliographique sur le pois chiche, l'agent causal du flétrissement (*Fusarium. oxysporum f. sp. ciceri*). Le matériel et les méthodes adoptées seront présentés dans le chapitre 2. Les résultats et discussions sont représentés dans le chapitre 3.

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

#### 1.1. Origine et historique du pois chiche (*Cicer arietinum*)

le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est originaire du Sud Est de la Turquie (Ladisinsky, 1975) et le Nord Est de la Syrie (Staginnus et al., 1999). Il a été cultivé pour la première fois à environ 7000 - 8000 avant JC (Sharma et Muehlbauer, 2007; Staginnus et al., 1999). Le nom Cicer est originaire du latin, dérivé du mot grec « Kikus » qui désigne fort ou solide (Singh et Diwakar, 1995). Duschak, (1871) a signalé que l'origine du mot Cicer est Hébreu « Kirkes », où le mot « Kikar » désigne rond. 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 a été utilisé en alimentation et en médecine par Homer dans l'Iliade (1000-800 avant JC) à Rome, en Inde et dans la littérature européenne du moyen âge (Van Der Maesen, 1972). La culture a été propagée avec le groupe fondateur de l'agriculture de croissant fertile vers l'Europe et l'Asie de l'Ouest depuis 5500 avant JC (Harris, 1998; Harlan, 1992).

Le pois chiche a été disséminé depuis ce temps 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<sup>ème</sup> siècle et les types Desi ont été importé au Kenya par les émigrés indiens durant le 19<sup>ème</sup> 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)

#### 1.2. Intérêt et importance de la culture

##### 1.2.1. Intérêt économique:

Les légumineuses alimentaires constituent un composant important du régime alimentaire, spécialement dans les pays sous-développés où elles représentent environ 90% de la consommation globale (Hassan, 2006).

##### 1.2.2. Intérêts agronomiques

La capacité symbiotique que possède le pois chiche d'utiliser l'azote atmosphérique pour sa croissance, leur rend comme culture préférable de l'agriculture durable en réduisant la dépendance au fertilisant azoté (Babar et al., 2009; Khan et al., 2009; Hassan, 2006; Flandez-Galvez et al., 2003). Il a été également rapporté que cette culture réduit

l'inoculum potentiel des maladies racinaires d'origine tellurique (Flandez-Galvez et al., 2003).

**Tableau1.** Rendement et production mondiale du pois chiche en comparaison avec d'autres cultures (campagne 2004-2005) (FAO, 2005)

Cultures	Rendements (Kg/ha)	Production (Mt)
Maï	4.707	692.034.184
Blé	2.898	626.466.585
Riz	4.004	614.654.895
Soja	2.292	209.531.558
Arachides	1.447	36.492.147
Haricots	0.709	25.419.286
Petits pois	1.757	20.721.735
Pois chiche	8,18	9.172.530
Lentille	1.007	4.031.837

### 1.2.3. Intérêts nutritionnels

Le pois chiche a une importance économique significative. Ces pailles ont une valeur de fourrage en comparaison avec les autres pailles communément utilisées pour l'alimentation du bétail (Rekha et Thiruvengadam, 2009; Malhotra et al., 2000).

Le pois chiche constitue une source très importante de protéines végétales qui peuvent corriger le déficit en protéines animales (Ben Mbarek et al., 2009; Rekha et Thiruvengadam, 2009; Chérif et al., 2007; Hassan, 2006; Singh et Singh, 1992).

Le pois chiche est une bonne source de carbohydrates et de protéines qui constituent ensemble environ 80% du poids sec de la graine. L'amidon est le principal carbohydrate chez le pois chiche, il contient aussi une quantité considérable en acide gras. Les triglycérides et les phospholipides sont les composants prédominant des lipides chez le pois chiche (Singh, 1985). Les acides gras majeurs chez le pois chiche sont les acides: linoléique, oléique et palmitique (Ling et Robinson, 1976).

**Tableau 2 :** Composition chimique des grains du pois chiche en comparaison avec quelques légumineuses alimentaires et le blé (pour 100 g de MS) (Aykroyd et Doughty, 1982).

Espèces	Fève	Lentille	Pois chiche	Pois	Blé
Calories (g)	343	346	358	330	370
Protéines (g)	23.4	24.2	20.1	22.2	13
Matière grasse (g)	2	1.8	4.5	1.4	2
Glucides (g)	60.2	60.8	61.5	60.1	68
Cellulose (g)	7.8	3.1	2.5	2.7	2.5
Calcium(g)	90	56	149	70	60
Fer (mg)	3.6	6.1	7	4.3	1
Thiamine (mg)	0.54	0.5	0.4	0.72	0.13
Riboflavine (mg)	0.29	0.21	0.18	0.15	0.04
Vit C (mg)	4	3	5	4	-----

### 1.3. Répartition géographique la culture du pois chiche

#### 1.3.1. 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 soudan 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).

### 1.3.2. 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 Abbes, 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, Media et Saïda, 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 coté et le stress biotique d'un autre coté qui caractérisent la plupart des zones de cultures potentielles du pois chiche en Algérie.

## Chapitre I: Analyse bibliographique

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

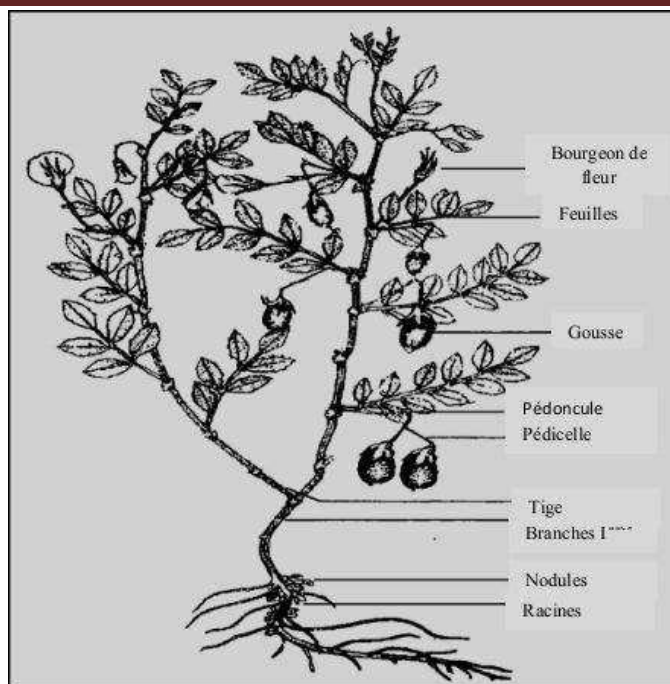
Années	Production (Quintal)	Superficie (Ha)	Rendement (Qx/ha)
2000	66 610	19 480	3.4
2001	123 120	19 290	6.4
2002	149 710	19 330	7.7
2003	191 020	22 850	8.4
2004	163 670	23 079	7.1
2005	137 270	23 348	5.9
2006	127 058	21 252	6.0
2007	142 940	20 681	6.9
2008	112 110	20 361	5.5
2009	178 404	22 274	8.0
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

(Ministère de l'agriculture, 2015)

### 1.4. Description de la plante du pois chiche (*Cicer arietinum* L.)

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





**Figure 01.** Description de la plante du pois chiche (Singh et Diwakar, 1995)

### 1.5. Classification

Le pois chiche est une des qui appartiennent à l'ordre des rosales dont elles représentent la famille la plus évoluée. Elles se situent dans le prolongement des Rosacées auxquelles ressemblent par la conformation du réceptacle, les graines ex albuminées et les feuilles stipulées, (Muehlbauer et al, 1998). Le genre Cicer contient 9 espèces annuelles et 31 espèces perpétuelles. Seulement une espèce annuelle, *Cicer arietinum* est cultivée.

Le pois chiche appartient à:

- Embranchement** : spermaphytes
- S/ embranchement** : Angiospermes
- Classe** : Dicotylédones
- Ordre** : Rosales
- Famille** : Les légumineuses
- S/Famille** : Papilionacées
- Espèces** : *Cicer arietinum*

### 1.6. Cycle et saison de la culture du pois chiche

Les plantules lèvent généralement entre 7–15 jours après le semis. La floraison débute au bout de 30–60 jours. Le pois chiche est autogame et présente moins de 2% d'allogamie. Le cycle cultural est normalement de 3–6 mois, mais comme le pois chiche est indéterminé par

nature, il peut continuer à croître aussi longtemps que l'humidité ne constitue un facteur limitant. Sa racine pivotante robuste et profonde sert à la plante d'organe pour emmagasiner de l'eau pendant son développement, ce qui prolonge sa croissance pendant la saison sèche. La nodulation du pois chiche est réalisée efficacement par *Mesorhizobium ciceri* et par *Mesorhizobium mediterraneum*.

Le pois chiche est habituellement cultivé au printemps en raison de sa sensibilité à *Ascochyta rabiei*, agent inducteur de l'antracnose, et au froid (Singh, 1988). Certains cultivars sont toutefois capables de supporter des basses températures qui atteignent  $-8^{\circ}\text{C}$  sans qu'ils ne soient affectés, à condition que ces basses températures soient de courte durée (Bryssine, 1955). En tant que culture de printemps, le pois chiche est souvent soumis à d'importantes variations climatiques et à une importante microflore parasitaire. Le stress hydrique et les hautes températures, fréquentes en fin de cycle de culture, limitent fortement la production d'où l'idée d'avancer la date du semis à l'hiver (Hawtin 1975).

### 1.6.1. Type de cultivars chez le pois chiche

L'espèce *Cicer arietinum* L., présente une variabilité phénotypique et génotypique, ce dernier se divise en 02 types: Kabuli et Desi (Singh, 1985). Les pois chiches de types Desi sont cultivés dans le sud de l'Asie où il représente la majorité de la production. Cependant les types Kabuli dominent la production dans la plupart des autres régions et spécialement dans l'hémisphère de l'Ouest (Muehlbauer et Rajesh, 2008). Les deux types sont destinés à la consommation humaine (Malhotra et al., 1987; Muehlbauer et Singh, 1987)

#### 1.6.1.1. Macrosperma (Kabuli type)

Ce type est cultivé dans la région méditerranéenne (Ohri et Pal, 1991) et couvre 15% de la surface réservée au pois chiche (Babar et al., 2009; Muehlbauer et Rajesh, 2008; Singh et Jauhar, 2005; Singh et Diwakar, 1995).

#### 1.6.1.2 Microsperma (Desi type)

Il est cultivé principalement dans le subcontinent Indien (Ohri et Pal, 1991) et compte environ 85% de la surface du pois chiche, il a souvent une petite forme (Erlor et al., 2009; Babar et al., 2009; Singh et Jauhar, 2005; Iruela et al., 2002; Singh et Diwakar, 1995 ; Singh, 1985). Quelques auteurs ajoutent un troisième type qui est le type Culabi qui se caractérise par des graines lisses, de couleur claire, ressemblant au pois, mais avec un bec caractéristique (Braun et al., 1988).

### 1.7. Maladie du pois chiche

Le pois chiche peut être attaqué par de nombreux parasites. Cependant, tous ne sévissent pas en Algérie et tous n'ont pas le même impact sur la culture. Nous allons donner un rapide aperçu de ceux que l'on rencontre fréquemment dans les cultures en Algérie. Parmi les principales maladies du pois chiche, on rencontre l'anthracnose, la pourriture racinaire et le flétrissement (Ben Freha et al., 2010; Merzoug et al., 2009; Zaim, 2007; Bekkar, 2007; Pande et al., 2007; Labdi, 1990).

#### 1.7.1. L'anthracnose

Cette maladie est causée par *Ascochyta rabiei*, ce champignon est transmis par les semences (Haware et al., 1986), mais peut se maintenir pendant deux ans dans les résidus de culture si les conditions climatiques lui sont favorables (température allant de 9 à 29°C et fortes hygrométries) (Pande et al., 2005).

La maladie peut en quelques jours détruire entièrement une culture réalisée avec une variété sensible (Chen et al., 2004; Haware et al., 1981). La pratique du semis précoce, selon plusieurs auteurs impose l'utilisation d'une variété tolérante à l'anthracnose, ainsi que le traitement de semences avec des produits adéquats (Pande et al., 2005; Muehlbauer et Kaiser, 1994 ; Reddy et al., 1980). Selon Nene et Reddy, (1987), les symptômes caractéristiques sont la présence de tâches brunâtres à rougeâtres avec un halo clair au centre, présentant des points noirs de taille variables sur feuilles, même les tiges et les gousses peuvent être atteintes en présentant les mêmes symptômes (Markell et al., 2008; Haware et al., 1986).

#### 1.7.2. Pourritures racinaires

On distingue deux types de pourritures: sèche et noire.

##### a) Pourriture sèche

Elle fut citée la première fois en Inde, dont l'agent causal est le genre *Rhizoctonia* spp. Selon Nene et al., (1981), d'autres espèces sont responsables des pourritures. Cependant, ces dernières années, ces espèces sont beaucoup moins fréquentes par rapport au genre *Rhizoctonia*. D'après Rouibah, (1989), cette maladie débute par un dessèchement brusque de la plante, qui évolue du bas vers le haut, les feuilles prennent une couleur jaune paille, alors que les racines se dessèchent et deviennent facilement cassables.

##### b) Pourriture noire

Selon, Nene et Reddy, (1987) et Trapero et Jimenez-Diaz, (1985), ce genre de pourriture est causé par le *Fusarium oxysporum* f. sp. pisi. Cette maladie se caractérise par

des symptômes au niveau des organes aériens, similaires à ceux du flétrissement, tandis qu'au niveau des organes souterrains on distingue une pourriture noire sans décoloration du système vasculaire (Alvarez et Briner, 1987). D'après Trapero et Jimenez-Diaz, (1985), l'importance du jaunissement foliaire est directement liée avec la sévérité des attaques de la partie souterraine. Selon toujours ces mêmes auteurs, ce pathogène cause aussi la détérioration des semences et la mort des plantules en post émergence.

### 1.7.3. Complexe du flétrissement

Le flétrissement est un complexe de plusieurs agents pathogènes du pois chiche, plusieurs auteurs signalent notamment le *F. oxysporum* f.sp. *ciceri*, *F. solani*, *Verticillium albo-atrum*, *Rhizoctonia bataticola* et *R. solani* (Labdi, 1990; Fahim et al., 1987; Trapero et Jimenez-Diaz, 1985; Grewal, 1982). Plusieurs auteurs tels que Alvarez et Moreno, (1984); Allen, (1983); Nene et al., (1981) et Haware, (1990) ont signalés que le terme « complexe du flétrissement » définit deux maladies bien distinctes, le flétrissement et les pourritures racinaires. Selon Jimenez-Diaz et al., (1989), les pertes annuelles dues à ces deux types de maladies sont estimées à environ 10 millions de dollars. En Tunisie, le flétrissement a entraîné la destruction de la moitié de la campagne 1982 – 1983 (Rouibah, 1989).

## 2. la Fusariose vasculaire du pois chiche

### 2.1. Distribution géographique

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

En Algérie, et à travers les prospections réalisées par l'ITGC en 1987 en collaboration avec l'ICARDA, cette maladie s'est avérée assez fréquente. Elle a été détectée dans les régions de Tiaret, Constantine, SidiBel Abbes et Guelma (Kaouani et al, 2003).

### 2.2. L'agent pathogène *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*

#### 2.2.1. Historique

Depuis la création du genre *Fusarium* par Link en 1809, et de sa délimitation actuelle par Appel et Wollenweber en 1910, de nombreux travaux ont été consacrés à sa taxonomie (Wollenweber et Reinking, 1935 ; Snyder et Hansen, 1940 ; Raillo, 1950 ; Gordon, 1952 ; Messiaen et Cassini, 1968 ; Booth, 1971 ; Joffe, 1974 ; Nelson et al., 1983 ; in Belabid, 2003).

*Fusarium oxysporum* a été décrit pour la première fois par Matuo et Ishigami en (1958) à partir d'une plante souffrant du flétrissement vasculaire *S. melongena* (Solanaceae). Tel que cité par plusieurs auteurs, l'agent causal responsable du flétrissement du pois chiche est *Fusarium oxysporum* (Schliecht) f. sp. *ciceri* (Hans.) Snyder et Hansen (Cabrera et al., 1985; Halila et al., 1984; Sharma et Gupta, 1983; Nene et al., 1978), signalé depuis 1910 (Erwin, 1958). Le diagnostic de cette maladie n'a été complété qu'en 1940 par Padwick. La maladie a été signalée en premier lieu dans seulement 14 pays.

Les premières recherches sur cette maladie ont débuté en Inde et Myanmar dans les années 1920 puis en Mexique, des confusions dans l'identification du flétrissement du pois chiche ont été très répandue, jusqu'à que Nene et al., (1981) ont clarifié l'identification de FOC (Singh, 1987). Actuellement, cette maladie a été rapporté dans au moins 33 pays (Singh et al., 2002).

#### 2.2.2. Taxonomie

Parmi les champignons agents de maladies vasculaires, ceux appartenant au genre *Fusarium* sont les plus fréquents et les plus dommageables pour les cultures (Nelson al., 1981). Depuis la description du genre *Fusarium* par Link en [1809], de nombreux travaux ont été consacrés à la taxonomie de ce champignon (Booth, 1971 et Booth, 1977). Selon la classification de Wollenweber et Reinking [1935] (in Nelson, 1983), le genre *Fusarium* est subdivisé en 16 sections regroupées en 9 espèces phytopathogènes.

Le *Fusarium oxysporum* est l'espèce qui comporte les formes phytopathogènes les plus fréquentes et les plus importantes de la microflore fongique des sols cultivés (Messiaen et Cassini, 1968), puisqu'elle représente 80 à 90% de la flore Fusarienne totale de la rhizosphère (Correll et al., 1986). Elle se distingue des autres espèces de *Fusarium* par la production de microconidies, rassemblées en fausse tête à partir de monophialides courtes (Burgess et Lidell, 1983). Seule la reproduction asexuée est connue chez cette

espèce, ce qui la place dans le groupe des Deuteromycetes (champignons imparfaits). En fait, *Fusarium oxysporum* est un des Deuteromycetes telluriques appartenant à la sous-classe des Hyphomycetes et à la famille des Tuberculariaceae (Assigbetse, 1993).

De toutes les espèces du genre *Fusarium* que l'on rencontre dans le sol, c'est l'espèce *F. oxysporum* qui est la plus répandue (Mayer, 1967).

La classification du genre fut basée essentiellement sur :

- Les caractères culturels (aspect du mycélium aérien, pigmentation des thalles);
- Les caractéristiques des spores (forme, taille, septations,.....) et des organes sur

Lesquels elles sont formées (Bouhot, 1981).

- Les caractéristiques des organes fructifères qui donnent éventuellement naissance aux spores (sporodochies et pionnotes) ;
- La présence ou l'absence de sclérotas.

L'espèce se distingue par la production de microconidies rassemblées en fausse tête à partir de monophialides courts (Burgess et Liddell, 1983). Seule la reproduction asexuée est connue chez cette espèce, ce qui la place dans le groupe des deutéromycètes (champignons imparfaits).

Le champignon produit trois types de spores asexuées :

- ✓ **Les microconidies** hyalines, de formes et de dimensions variables, de 3 à 15µm de long et de 3 à 5 µm de diamètre. Ces structures généralement unicellulaires, sont sphériques au début de leur formation et deviennent peu à peu allongées, elliptiques, droites ou légèrement courbées. Ces conidies se forment à l'extrémité des microphialides.
- ✓ **Les macroconidies** sont peu nombreuses, leur base est pédiforme et leur extrémité est pointue et courte, elles sont en général tétracellulaires. Elles mesurent 20 à 35 µm de long et entre 3 et 5 µm de diamètre et elles prennent naissance à partir de macrophialides.
- ✓ **Les chlamydospores** se forment, soit à partir d'articles mycéliens, soit à partir d'une cellule de macroconidies. Elles sont caractérisées par une paroi très épaisse et accumulent d'importantes réserves de nature lipidique, ces structures sont toujours arrondies, ayant de 6 à 20 µm de diamètre (Rahmania, 2000). Ce sont des spores de résistance produites en grande quantité dans les cultures âgées ou en réponse à des conditions défavorables (température élevée, manque d'oxygène, milieu pauvre en substances nutritives)

### 2.3. Classification scientifique

Royaume : Mycètes  
Phylum : Ascomycota  
Classe : Sordariomycetes  
Sous-classe : Hypocreomycetidae  
Ordre : Hypocreales  
Famille : Nectriaceae  
Genre : Fusarium  
Espèces : **F.oxysporum f.sp. cicer**

### 2.4. Caractères physiologiques

Ce champignon se développe bien sur un milieu gélosé à base de pomme de terre - Potato Dextrose Agar - (P.D.A) (Bouhot et Billotte, 1964). La croissance débute à 7°C et demeure faible jusqu'à 12°C, devient rapide entre 21°C – 27,5°C et s'arrête à 37°C (Malençon, 1947). L'optimum de croissance du champignon in vitro est obtenu à 28°C et la meilleure germination de microconidies est à 27°C (Bounaga, 1975). Cet auteur montre que la croissance est faible entre les pH 8,5 – 9,7 et rapide pour les pH 5 à 6. Les sources de carbone les mieux métabolisées par ce champignon sont : la pectine, le mannose et le glucose. Les sources d'azote organique sont les mieux utilisées que l'azote minéral (Arib, 1998).

#### 2.4.1. Caractéristiques morphologiques

Le *Fusarium oxysporum* est un champignon imparfait avec un mycélium aérien est généralement blanchâtre ou rosâtre. Il peut prendre d'autres pigmentations (violette, mauve, orange ou beige) qui sont dues à la formation d'une multitude de spores en surface par des orages fructifères (sporodochies, pionnotes), ainsi qu'aux variations de la lumière et du milieu de culture (Messaoudi et al., 1989)

#### 2.4.2. Variabilité de la morphologie

Chez *Fusarium oxysporum*, la morphologie du thalle est sujette à de fortes variations. La variabilité dans la morphologie mycélienne est un phénomène commun chez les formes spécialisées de *Fusarium oxysporum* (Burgess et al., 1989). Les variations portent sur des caractères cultureux (aspect du mycélium aérien, pigmentation du thalle et



## Chapitre I: Analyse bibliographique

du milieu), sur les caractéristiques biométriques, sur des spores (taille, forme, cloisonnement, etc...), sur des organes fructifères qui leur donnent éventuellement naissance (sporodochies et pionnotes), et enfin, sur la présence ou l'absence de sclérotés (Henni et al., 1994). Elles créent ainsi des difficultés de maintien en culture du phénotype sauvage des isolats. Ces variations apparaissent mêmes au sein des descendants par conidies d'un même clone (Assigbetse, 1993).

**Tableau 4** : Les différents morphotypes observés chez *Fusarium oxysporum* Henni et al.,(1994)

<b>Morphotype</b>	<b>Caractéristiques</b>
Type sporodochial	Caractérisé par la présence de macrosporodochies massives, disposées plus ou moins en grand nombre dans un mycélium aérien assez court <u>mais dense et d'aspect duveteux.</u>
Type Sclerotal	Le même aspect que le type précédant mais les sporodochies sont remplacées par les sclérotés plus ou moins volumineux d'une pigmentation beige violacé à rosâtre.
Type duveteux	Présente un mycélium aérien assez court mais dense, portant de nombreuses microconidies. Les macroconidies et les Chlamydozspores se forment tardivement.
Type cotonneux	Présente un mycélium aérien très abondant, épais et très peu sporifié.
Type muqueux	Ne présente pas un mycélium aérien. Les microconidies sont abondantes, les macroconidies rares et les Chlamydozspores abondantes, mais tardives.
Type Ras Sénescent	Il est caractérisé par un mycélium aérien extrêmement ras, clairseme. Peu visqueux et par une vitesse de croissance très faible.

### 2.5. Le cycle de vie

Les variations culturelles chez les formes spécialisées de *Fusarium oxysporum* ont conduit Booth (1971) et Nelson et al., (1983) à distinguer des morphotypes différents fondés sur leur aspect. Ces morphotypes peuvent évoluer d'un type à l'autre chez toutes les formes spécialisées de *Fusarium oxysporum* (Nelson et al., 1981 ; Assigbetse, 1989). Ces auteurs ont ainsi observé des reversions notamment du



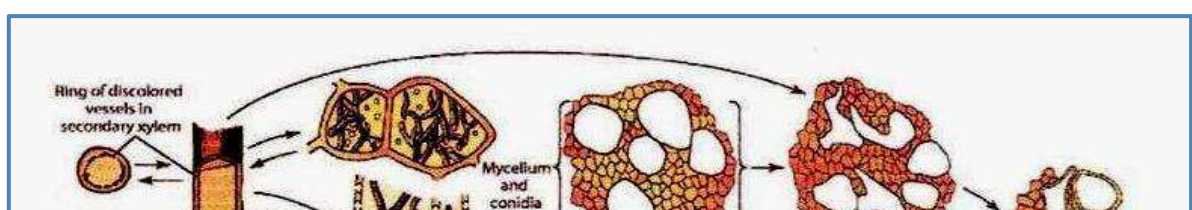
## Chapitre I: Analyse bibliographique

type sporodochial vers le type pionnotal duveteux ou ras et vice versa. Selon Follin et Laville (1966), le morphotype pionnotal peut aussi reverser vers le morphotype sporodichial après un seul passage sur l'hôte. En outre, pour ces auteurs, le type ras muqueux constituerait l'étape de sénescence des cultures et, par conséquent, la fin de leur évolution morphologique. Les différents types morphologiques observés chez *Fusarium oxysporum* sont notés sur le Tableau 4.

Les *F. oxysporum* ne sont pas des parasites obligatoires, en absence de la plante hôte, ils mènent une vie de saprophyte sur des débris végétaux et des matières organiques. Les isolements effectués indiquent qu'un gramme de sol renferme près de 100.000 propagules (Smith, 1965) et les *F. oxysporum* représentent 40-70% de la population fusarienne totale.

Ces champignons persistent dans le sol principalement sous forme de spores de résistance (chlamydospores) en état de dormance (Booth, 1971). En contact de l'hôte et une fois les conditions favorables, les chlamydospores germent et les jeunes filaments pénètrent au niveau des racines. Après pénétration dans la cellule épidermique, le mycélium se ramifie, colonisent ainsi toutes les cellules avoisinantes.

Les hyphes mycéliens progressent à l'intérieur des cellules puis colonisent le cortex, arrivé au niveau du cylindre central, le parasite s'installe dans les vaisseaux du xylème d'où il se propagera dans la tige par l'intermédiaire des microconidies aisément véhiculées par la sève dans toutes les parties de la plante. A la surface des feuilles, se forment des organes fructifères appelés sporodochies qui produisent des macroconidies qui vont à leur tour contaminer d'autres plantes lorsqu'elles sont transportées par le vent, par l'eau ou bien par l'intermédiaire des insectes (El Mahdjoub, 1972).



**Figure 2 :** Cycle de vie du *Fusarium oxysporum* (Agrios, 2005)

### **2.6. La maladie de la fusariose du pois chiche**

Le flétrissement vasculaire causé par le FOC (Padwick) Matuo et Sato, est une des majeurs facteurs limitant la production du pois chiche dans le monde (Sharma et al., 2009; Pande et al., 2007; Jalali et Chande, 1992). Malgré qu'il existe un nombre de facteurs biotiques et abiotiques qui participe dans l'abaissement de la production, cette maladie reste une des épidémies les plus importantes (Farooq et al., 2005).

#### **2.6.1. Dégâts causés par la fusariose du pois chiche**

Le flétrissement vasculaire, causé par le *Fusarium oxysporum* Schlechtend. Fr. f.sp. *ciceri* (Padwick) Matuo et Sato, cause des pertes annuelles de rendement estimées entre 10 à 90% (Navas-Cortés et al., 1998; Jalali et Chand, 1992; Singh et Reddy, 1991; Jimenez-Diaz et al., 1989; Trapero-Casas et Jimenez-Diaz, 1985) et peut aller jusqu'à 100% de perte quand les conditions sont favorables (Sharma et Muehlbauer, 2007; Navas-Cortés et al., 2000; Halila et Strange, 1996; Haware, 1990; Haware et al., 1990; Haware et Nene, 1980). Les pertes annuelles du pois chiche dû au flétrissement vasculaire ont été estimées à 10% en Inde (Singh et Dahiya, 1973), 50% au Pakistan (Ikramul et

Farhat, 1992) et en Espagne (Trapero-Casas et Jiménez- Díaz, 1985) et à 40% en Tunisie (Bousslama, 1980). La maladie peut apparaître durant tous les stades de la croissance du pois chiche (Navas-Cortés et al., 1998).

### 2.6.2. Description des symptômes de la fusariose du pois chiche

Le flétrissement précoce causé par le FOC peut être observé sur les génotypes sensibles 25 jours après le semis (Shah et al., 2009; Raju et al., 2008; Pande et al., 2007; Navas-Cortés et al., 1998; Nene et al., 1978) et comme tardif au stade de remplissage de gousses (Pande et al., 2007; Navas-Cortés et al., 1998). Le flétrissement précoce cause plus de perte que le flétrissement tardif. Les jeunes plantules infectées par le flétrissement vasculaire s'écroulent, s'aplaties et s'allongent sur terre et gardent leur couleur verte sombre (Pande et al., 2007). Cependant, les plantes adultes montrent des symptômes du flétrissement typique, par conséquent le plant entier montre un abaissement soudain des feuilles (Shah et al., 2009; Raju et al., 2008; Dubey et Singh, 2004), une couleur pale par rapport aux plantes saines (Shah et al., 2009) et une décoloration du xylème de la tige (Raju et al., 2008), ensuite le plant meurt.

a Les plantes du pois chiche attaquées par le FOC ne montrent pas une pourriture externe et apparaissent saines, lorsqu'on coupe verticalement la partie inférieure de la région du collet, cette région montre une coloration marron des tissus internes (Shah et al., 2009; Dubey et Singh, 2004; Nene et al., 1991). Certains auteurs rapportent la présence d'une pourriture racinaire (Raju et al., 2008), cependant d'autres signalent l'absence de cette pourriture (Dubey et Singh, 2004; Nene et al., 1991). Les gousses des plantes du pois chiche malades apparaissent normales, mais les graines sont généralement plus petites, froissées (pliées) et décolorées (Pande et al., 2007; Haware et Nene, 1980).



**Figure 03** : Symptômes de la fusariose du pois chiche: A, sur plant entier; B, sur coupe longitudinale de la tige (Cunnington, 2009)

### 2.6.3. Répartition géographique et importance économique du flétrissement vasculaire du pois chiche en Algérie

En Algérie, le flétrissement du pois chiche n'est connu que par quelques données fragmentaires. Depuis 1970, des isollements effectués à partir des plants du pois chiche présentant des symptômes du flétrissement et du jaunissement ont montré la prédominance de *Fusarium oxysporum* (Si-Hassen, 1990). Durant la campagne 1989 – 1990, une prospection réalisée avec la participation de plusieurs spécialistes de différentes structures a porté sur les principales cultures de légumineuses (pois chiche, lentille et fèves) a montré que les pertes dues au *F. oxysporum* peuvent atteindre 50 à 100 % sur la variété locale RABAT (Bouznad, 1989). D'autres travaux réalisés au cours de ces quatre dernières années ont montré l'importance des dégâts occasionnés par *F. oxysporum* sur pois chiche (Mehrez et al., 2010; Ben Freha et al., 2010; Merzoug, 2009; Zaim, 2007; Bekkar, 2007).

### 1. Caractérisation des symptômes de la fusariose et identification de l'agent (FOC)

#### 1.1. Les prospections

Les prospections ont été effectuées afin de caractériser les symptômes de la fusariose du pois chiche au champ et déterminer l'importance de la maladie dans les régions de culture du pois chiche. Les plantes présentant les symptômes de la maladie sont prélevées pour être analysé au laboratoire. Le matériel fongique utilisé provient des échantillons de plantes infectées, récoltées durant la campagne 2008-2009 entre les mois de mai et juin (Stade post-floraison et formation de gousses). Ces régions ont été choisies en raison de l'importance des superficies cultivées du pois chiche. Ces prospections avaient comme objectif:

- Localiser les foyers du flétrissement du pois chiche, évaluer l'importance de la maladie et identifier les espèces responsables.
- Confirmer l'identité de l'agent causal responsable de la fusariose vasculaire de pois chiche sur la base des symptômes de la maladie et des caractéristiques morphologiques des souches isolées à partir des échantillons infectés.

### 2. Isolement de l'agent causal

La technique d'isolement utilisée est celle décrite par Rappilly, (1968). Elle consiste à préparer des petits fragments de tiges et de racines d'environ 0,6 cm. Les fragments sont ensuite soigneusement désinfectés à l'aide d'hypochlorite de sodium à 5% trois fois successives, pendant 03 minutes. Ils sont ensuite rincés trois fois dans trois bains d'eau distillée stérile pendant trois minutes.

Après séchage entre deux papiers filtres stériles, les fragments de tiges, de racines sont déposés dans des boîtes de Petri contenant du milieu PDA gélosé (annexe1) à raison de 7 fragments par boîte. L'incubation a été réalisée à l'obscurité, à 25°C, température considérée comme optimale pour la croissance du champignon (Gupta et al., 1986).

#### 2.1. Purification et repiquage de l'agent pathogène

La purification des souches se fait par repiquage successif sur milieu PDA jusqu'à l'obtention de la souche pure. L'incubation se fait à 25 °C pendant 5 à 7 jours.

Les champignons isolés sont fréquemment contaminés par des germes bactériens ou des espèces fongiques indésirables. Pour éviter les risques de contamination, des repiquages successifs de manière aseptique sont effectués par prélèvement des explants choisis au niveau de la zone périphérique des thalles correspondants à l'espèce

*Fusarium oxysporum*. Selon plusieurs auteurs, le genre *Fusarium oxysporum* se distingue nettement des autres champignons par la production des microconidies et des macroconidies, structures caractéristiques de ce champignon.

### 2.2. Identification des isolats de *Fusarium oxysporum*

Les différentes formes de reproduction asexuées de chlamydospores, microconidies et macroconidies représentant des caractères morphologiques stable et spécifique au *Fusarium oxysporum* permettant ainsi l'identification de la culture mycélienne en utilisant la clé de détermination des champignons (Messiaen et Cassini, 1968, Booth, 1971, Nelson et al., 1983)

### 2.3. Obtention des cultures monospores

Le principe de cette méthode est d'obtenir des souches génétiquement homogènes, afin d'éviter toute variation possible des souches. Selon Booth, (1971), les cultures monospores sont obtenues de la manière suivante: une suspension de microconidies est diluée dans de l'eau distillée stérile, de façon à obtenir une faible concentration environ (100 microconidies / ml). Une goutte de la suspension est déposée à l'aide d'une pipette Pasteur stérile, puis étalée en stries à la surface du milieu PDA en boîte de Petri.

Après 24h d'incubation à l'obscurité et à 25°C, sous une loupe binoculaire, les germinations issues d'une seule spore unique sont repiquées sur une autre boîte de pétri contenant un milieu PDA (Buxton, 1954, El Ani, 1968; In Henni, 1994). Après huit (08) jours, le comportement de chaque thalle issue de la germination des microconidies est observée (croissance, aspect du mycélium et pigmentation). Si tous les thalles présentent des caractères morphologiques identiques entre eux et à ceux de la culture mère, un seul est choisi pour constituer le clone représentatif de la souche de départ.

En revanche, si différents types morphologiques apparaissent dans les clones issus d'une même souche, ils sont tous conservés comme tête de clone, chacun étant représentatif d'une morphologie donnée et d'une éventuelle diversité génétique de la souche originelle.

Les cultures monospores ont été repiquées dans des tubes à essais, sur un milieu à base de PDA (Rapilly, 1968) afin de constituer une collection d'isolats qui devait servir aux études ultérieures.

### 2.4. Caractérisation morphologique de l'agent pathogène

#### 2.4.1. Caractérisation culturelle et description des différents morphotypes

Après obtention d'une culture pure de l'agent causal, l'identification a été réalisée par une étude macroscopique et microscopique (Rapilly, 1968), en se référant à la clé d'identification des champignons (Peres, 1985).

L'identification repose, dans un premier temps, sur une étude macroscopique des caractères culturels sur milieu solide (aspect avers et revers des colonies) et dans une seconde étape, une étude microscopique des caractères morphologiques des organes de reproduction asexuée et du mycélium.

**Tableau 5 :** Répartition des isolats de FOC isolés à partir de tiges du pois chiche présentant les symptômes du flétrissement vasculaire

Régions	Isolats
Mascara	FOC4/FOC5/FOCM9/FOCM10/FOCM11
Sidi Bel Abbes	FOC23/FOC26/FOCB1/BIZ6
Wed zmeti	FOC38/FOC28/FOC30
Khruob	FOC2/FOC29
Rhelizen	FOC17/FOC+03/FOCR7/FOCR4
Guelma	FOCG4/FOCG13
Ain Timouchent	FOC152
Canstantine	FOCC3/FOCC6/FOCC10
Skikda	FOCS3

L'examen direct au microscope optique d'un petit fragment de culture de champignon âgé de 5 à 7 jours entre lame et lamelle, dans une goutte de bleu de coton, permet d'observer la forme, la taille des macronidies, la présence ou l'absence de microconidies et des chlamydospores.

L'aspect microscopique des arrangements spatiaux des conidies sur les conidiophores a été observé en réalisant une mince couche de milieu PDA préparé aseptiquement sur une lame microscopique et recouverte d'une lamelle. Le champignon est ensemencé sur les bords des 4 cotés de la lamelle. La lame portant la culture est ensuite déposée dans une boîte de Pétri contenant un disque de papier filtre imbibé d'eau distillé stérile. La culture est incubée à 2 à 3 jours.



L'identification des espèces fongiques isolée est effectuée en utilisant les clés de classification du genre *Fusarium* (Messaien et Cassini, 1968 ; Booth, 1971 ; Nelson et al., 1983).

### 2.4.2. Etude biométrique des conidies

La caractérisation des 30 isolats retenus pour cette étude a été également effectuée par une étude biométrique basée sur la mensuration des spores après quelque jours de culture. L'examen direct au microscope photonique mené d'un micromètre permet donc d'effectuer ses mensurations (longueur et largeur) des macroconidies, microconidies et la présence ou l'absence des chlamydo-spores.

En général, les observations microscopiques ont porté sur 40 conidies (microconidies et macroconidies) par isolat. Toutes les observations ont été effectuées au grossissement (40×10). Des observations microscopiques complémentaires sur le type de conidies, la forme et le nombre de cloison ainsi que l'absence ou la présence des chlamydo-spores permettent une meilleure caractérisation des isolats.

### 2.4.3. Conservation des isolats de FOC

Deux méthodes de conservation ont été utilisées :

➤ Conservation sur gélose inclinée

Le champignon purifié est repiqué sur milieu incliné et après l'incubation dans des conditions citées précédemment ceux-ci sont conservés à 4°C (les basses températures augmentant considérablement la longévité des cultures) (Rappily, 1998).

➤ Conservation sur papier filtre

La méthode consiste à ensemercer le champignon dans les boîtes de Pétri contenant un disque de papier filtre imbibé d'une solution nutritive pauvre (Annexe 1) et l'incuber à 22°C pendant 10 jours.

Après le développement du champignon, les boîtes sont disposées pendant une semaine, dans une étuve réglée 30°C pour le séchage du papier filtre, celui-ci est ensuite aseptiquement découpé en petits morceaux que l'on introduit dans des petits tubes stériles. Les tubes hermétiquement fermés sont conservés à la température ambiante. Cette méthode de conservation du champignon sous formes de spores assure à l'espèce une longévité de plusieurs années (Belabid, 2003).



### 3. Etude physiopathologique de 30 isolats de FOC

Concernant les exigences des champignons, de nombreuses espèces fongiques montrent des exigences générales identiques ou très proches, mais chaque espèce ne manifeste une croissance et une sporulation optimale que dans les conditions très particulières. Celles-ci sont surtout définies par la qualité et la quantité des éléments nutritifs apportés dans le milieu de culture (Moreau, 1953).

Parmi les facteurs les plus importants à étudier sont la température, le pH et la lumière. L'étude est menée sur les 30 isolats choisis pour le test du pouvoir pathogène et la caractérisation morphologique et culturale.

#### 3.1. Effet des milieux de culture

Pour toutes les espèces fongiques, le choix d'un milieu de culture dépend des exigences nutritionnelles du champignon (Bouznad, 1989). Ainsi pour toutes les espèces de *Fusarium* spp, le problème se pose différemment puisqu'elles peuvent se développer sur une large gamme de milieux qui peuvent être organiques, minéraux ou semi organique.

- ❖ Dans cette étude, un certain nombre de milieux de culture communément utilisés en phytopathologie, ont été étudiés :
- ❖ Trois milieux organiques : Malt, PDA et milieu de pois chiche.
- ❖ Un milieu minéraux : Czapeck
- ❖ Un milieu semi organique : Waksman.

La composition respective de chacun de ces milieux est présentée en annexe 1. Les cultures de FOC, sur les différents milieux de culture, ont été soumises à une température de 25°C et à l'obscurité.

#### 3.2. Effet de la température

Le développement des 30 isolats de *Fusarium oxysporum* f. sp *ciceri* est étudié sur une gamme de température allant de 10 à 35°C avec un pas de 5°C. Nous avons utilisé comme milieu de culture le PDA qui a un pH neutre. L'incubation est réalisée à l'obscurité.

#### 3.3. Effet du pH

Dans le but d'apprécier l'action du pH sur la croissance mycélienne de 30 isolats de FOC, nous avons utilisé comme milieu de culture le Czapeck avec une gamme du pH

tamponnée afin d'éviter toute variation lors de la dégradation des éléments nutritifs par le champignon. La gamme du pH choisie se situe entre 4.5 et 8.5. Ces tampons sont préparés selon la méthode de Solmen (1951) décrite ci-dessous.

La méthode consiste à utiliser un milieu Czapeck en surfusion, lequel est réparti dans des erlenmeyers de 100 ml en ajoutant des quantités différentes d'acide chlorhydrique titré à 4N ou d'hydroxyde de sodium (4N) selon le cas. Chaque pH obtenu est contrôlé à l'aide d'un pH-mètre pour une éventuelle correction.

Après autoclavage, les milieux de culture tamponnés sont coulés dans des boîtes de Pétri et ensemencés avec un explant mycélien de 8 mm de diamètre, déposé au centre des boîtes et qui sont incubées à 25°C et à l'obscurité.

### **3.4. Influence de la source de carbone sur la croissance de FOC**

Dans le but d'apprécier l'influence de la source de carbone sur la croissance mycélienne de 30 isolats de FOC, nous avons utilisé comme milieu de culture du Czapeck dox en modifiant la source de carbone pour chaque test. 03 sources de carbone ont été utilisées: Saccharose, glucose et amidon.

Nous avons utilisé comme milieu de culture le Czapeck qui a un pH neutre. L'incubation est réalisée à l'obscurité à 25°C. La croissance mycélienne a été évaluée tous les deux jours par la mesure de deux diamètres perpendiculaires de chaque colonie.

### **3.5. Influence de la source d'azote sur la croissance de FOC**

Dans le but d'apprécier l'influence de la source d'azote sur la croissance mycélienne des 30 isolats de FOC, nous avons utilisé le milieu Czapeck dox en modifiant la source d'azote pour chaque test. 03 sources d'azote ont été utilisées:  $KNO_3$ , Peptone et  $NaNO_3$ .

Les cultures de FOC ensemencées sous forme d'un explant de 08 mm de diamètre sur les différentes sources d'azote ont été ensuite incubées à une température de 25°C et à l'obscurité, pendant 8 jours. La croissance mycélienne a été évaluée tous les deux jours par la mesure de deux diamètres perpendiculaires de chaque colonie.

## **4. Estimation de la croissance de FOC**

En effet, il y a deux types de mesures pour apprécier la croissance mycélienne du champignon, soit par la mesure du poids sec, soit par la mesure de la croissance du mycélium qui est la méthode la plus retenue (Brewer, 1960 ; Leach, 1962 ; Kherbanda et Bernier, 1980). Donc nous avons retenu dans notre étude cette dernière méthode.

La croissance mycélienne a été évaluée tous les deux jours par la mesure de deux diamètres perpendiculaires (verso de la boîte) de chaque colonie. L'accroissement (moyenne de toutes les valeurs) a été déduit par soustraction du diamètre du disque initial (0,4 cm) à partir des valeurs relevées. Ainsi la croissance mycélienne des conidies est déterminée de la manière suivante :

$$L = (D - d) / 2$$

L : croissance mycélienne.

D : diamètre de la colonie.

d : diamètre de l'explantât.

### 4.1. Répétition et traitement statistique

03 répétitions sont retenues pour chaque paramètre étudié. L'analyse de la variance des mensurations des isolats et l'étude physiologique de FOC a été réalisée à l'aide du test de Newman et Keuls à 5 %. La méthode de Newman et Keuls est basée sur la comparaison des amplitudes observées pour les groupes de deux, trois, ect..., avec l'amplitude maximale attendue à un niveau de signification donnée (Newman, 1939; Keuls, 1952).

## 5. Etude du pouvoir pathogène

### 5.1. Préparation de l'inoculum et L'inoculation

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

La concentration de la suspension sporale a été ajustée à l'aide de cellule de mallasez à  $10^6$  conidie /ml, concentration qui s'était révélée suffisante pour provoquer la manifestation des symptômes selon Westerland et al., (1974). L'inoculation des plantules a été réalisée par immersion des racines préalablement lavées à l'eau courante puis on découpe les extrémités des racines environ 1 cm et les plonger dans la suspension sporale pendant 30 mn. les plantes inoculée ont été remise dans les même pots et les plantes témoins sont plongé dans une solution d'eau distillée stérile pendant 30 mn.

### 5.2. Obtention des plantules de pois chiche

L'obtention des plantules du pois chiche a été réalisée par la méthode décrite précédemment pour la détermination de la forme spéciale ciceri.

Pour préparer le matériel végétal, des bacs métalliques (20 x 35 cm) lavés et désinfectés à l'alcool ont été remplis d'un mélange de deux volumes de sol et un volume de tourbe autoclavé pendant 2 heures à 120°C ; l'autoclavage a été répété 2 fois à 24 heures d'intervalle. Des semences, du cultivar ILC-482, ont été désinfectées par immersion dans une solution d'hypochlorite de sodium à 5% pendant 3 à 5 minutes puis rincées 2 fois dans de l'eau distillée stérile et séchées sur du papier filtre stérile. Elles ont ensuite été semées dans des pots préalablement désinfectés à l'eau de Javel contenant le mélange stérilisé de sol et de tourbe avec un espacement de 5 cm. Les pots ainsi préparés sont ensuite placés dans un laboratoire et arrosés une fois par semaine.

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

- éclairage artificiel
- température jour et nuit : 20°C,
- humidité relative : 70%.

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

### 5.3. Estimation des symptômes

Les plantes inoculées (ILC-482) ont été examinées au bout de 40 jours et le nombre de feuilles montrant des symptômes de jaunissement et de flétrissement a été noté pour chaque plante. L'estimation de la réaction des cultivars du pois de chiche inoculés a été réalisée suivant l'échelle adoptée par Haware et Nene (1982).

L'évaluation des symptômes est réalisée 30 jours après la transplantation des plantules (Woo et al., 1996) en se basant sur une échelle de notation de symptômes proposée par Vakalounakis et Fragkiadakis (1999) et qui comprend quatre valeurs allant de

0 à 3 :

**0** : plant saine

**1** : léger jaunissement, légère pourriture du pivot et des racines secondaires et pourriture du collet ;

**2** : jaunissement important des feuilles avec ou sans flétrissement, rabougrissement des plantes, pourriture sévère du pivot et des racines secondaires, pourriture importante du collet et brunissement des vaisseaux de la tige ;

### 3 : mortalité totale de la plante

La gravité de la maladie exprimée en indice de maladie (IM) a été évaluée par la formule (Molot et Mas, 1975 ; Bersi et al., 1984) :

$$\text{IM} = \text{Nombre de feuilles atteintes} / \text{nombre totale} \times 100$$

### 1. Résultats

#### 1.1. Importance du flétrissement du pois chiche dans le Nord-Ouest Algérien

##### 1.1. 1. Observation des symptômes au champ

Les différentes prospections effectuées au champ nous ont permis d'observer les symptômes caractéristiques de la fusariose sur culture du pois de chiche. Les symptômes provoqués par *F. oxysporum ciceri* s'observent régulièrement à peu près chaque année dans les régions du Nord d'Algérie. L'importance de l'épidémie varie d'une année à l'autre et d'une région à une autre. Les symptômes observés aux champs correspondent à un relâchement des pétioles, un flétrissement rapide des feuilles avec une couleur vert-terne, suivi du dessèchement de la plante entière avant même le stade de floraison.



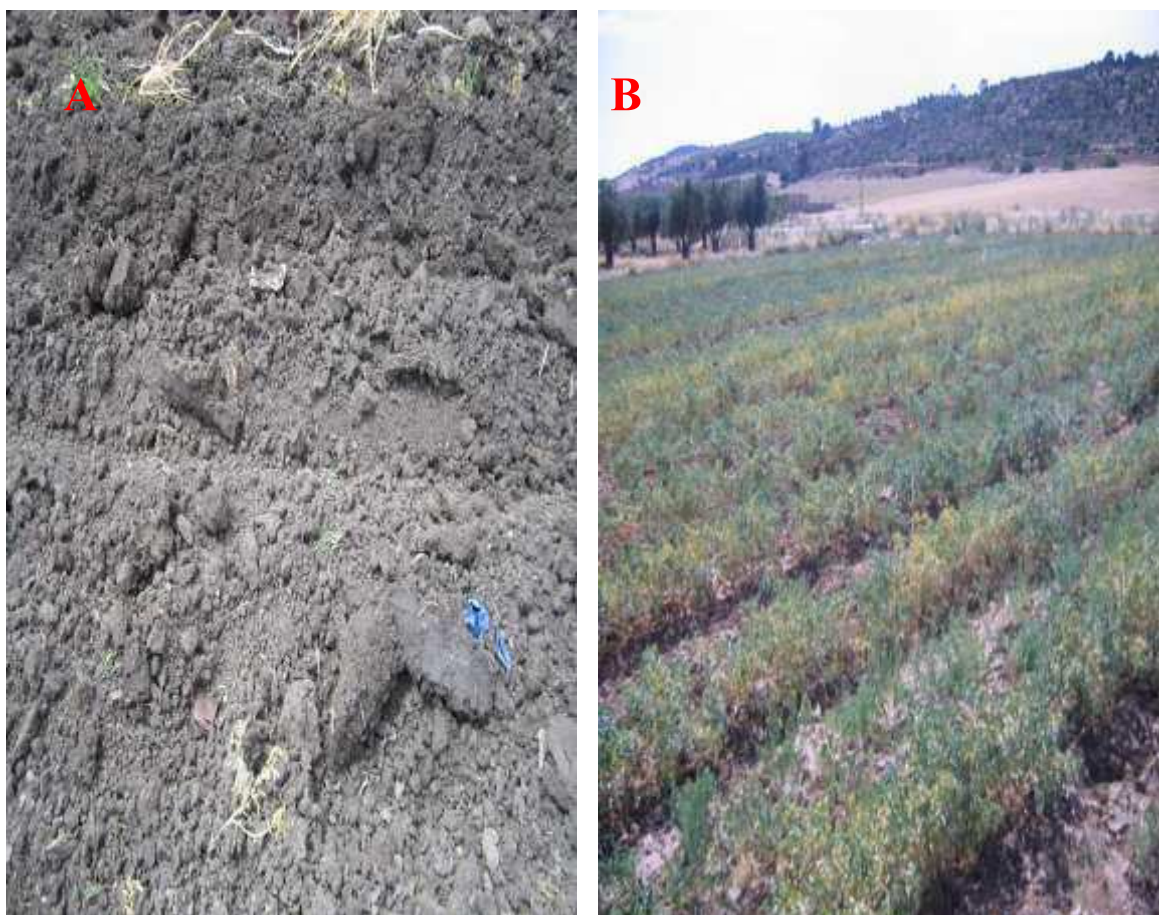
**Figure 04** : A: une plante du pois chiche présentant des symptômes de jaunissement; B: une plante du pois chiche présentant des symptômes de flétrissement.

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.



### 1.1.2. Etude de l'incidence et de la gravité de la maladie

Le diagnostic de la fusariose vasculaire de la culture du pois chiche effectués durant la campagne agricole 2014, des a bien révélé que la propagation de la maladie est enregistrée dans toutes les régions 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 moyenne notée dans les régions prospectées l'incidence pour chaque parcelle est représentée par le Tableau (6).



**Figure 05 :** symptômes de flétrissement observés dans le champ.

Les résultats obtenus pendant la campagne agricole 2014, révèlent que l'incidence variait de 6,31 à 80,70%, dont le taux moyen de l'incidence avoisine 33.32%. La fréquence la plus élevée (48.71%) a été notée dans la région de Relizene. En revanche, la valeur la plus faible (10.56%) a été observée dans la région de Guelma. L'indice de sévérité au cours de cette année varie entre 0,10 et 2,84 avec une moyenne de 1.99%. Cependant, l'indice de la maladie est variable entre 0,17 et 60,22%. Cependant le taux moyen est de 19,05.

**Tableau 06:** Incidence, sévérité et gravité de la maladie dans le Nord Algérien.

2014						
	DI		ISM		DII	
Régions	Moy	Intervalle	Moy	Intervalle	Moy	Intervalle
Guelma	10,56	6,31-34,68	1,65	0,11-0,82	5,83	0,17-7,60
Constantine	26,15	07,29-53,95	2,07	0,12-0,97	13,53	0,22-12,91
M'ila	31,04	07,27-71,65	2,01	0,10-1,42	17,40	0,2-25,88
Skikda	29,02	07,29-43,14	1,90	0,12-1	15,74	0,22-10,86
Relizene	48,71	40,14-80,70	1,85	0,73-2,84	27,66	7,72-60,22
Sidi Bel Abbes	35,96	23,92-64,84	2,04	0,56-2,14	22,52	3,56-35,35
Mascara	36,47	32,26-65,65	1,91	0,96-1,65	19,81	8,28-27,17
Ain Timouchent	48,64	33,06-67,76	2,47	0,84-1,66	29,89	7,17-28,49
<b>Total</b>	<b>33,32</b>	<b>6,31 - 80,70</b>	<b>1,99</b>	<b>0,10 - 2,84</b>	<b>19,05</b>	<b>0,17- 60,22</b>

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

Les isolements effectués à partir des tiges des plantes de pois chiche malades, montrent surtout la dominance des espèces appartenant au genre *Fusarium*. Les espèces de *F. solani* et *F. equiseti*, ont été isolées à partir des premiers segments près de collet, et ne peuvent coloniser la totalité des tiges. Par contre, *F. oxysporum* qui est vasculaire et peut atteindre les parties supérieures de la tige. 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 %. Cependant, une faible apparition pour le *F. solani* (8%) et les autres espèces (2%). Les résultats de l'analyse au laboratoire ont permis d'isoler l'agent causal de cette maladie.

Le champignon est facilement reconnaissable grâce à son thalle souvent blanchâtre. La détection de ce parasite est donc aisé, même lorsque les fragments sont contaminés par des bactéries, des champignons saprophytes ou parasites de faiblesse comme les *Alternaria*, les *Aspergillus* ou les *Penicillium*. En ce qui concerne l'isolement, c'est-à-dire l'obtention de *F. oxysporum ciceri* en culture pure, il ne pose aucun problème particulier. En effet, la croissance initiale est très rapide et il suffit donc d'opérer les prélèvements aussi tôt que possible. L'aspect de la fusariose du pois chiche s'est révélé assez homogène d'un plant à un autre et d'une région de culture à une autre.



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

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

### 1.4. Caractérisation physique

#### 1.4.1. Caractéristiques culturelles

L'étude des caractéristiques culturelles de 30 isolats de FOC isolés à partir de la tige a porté sur l'aspect du mycélium aérien et la pigmentation du thalle et de mycélium. Dans le cadre de ce travail, l'évolution phénotypique de quelques isolats de FOC a été suivie dans le but de préciser la part des caractéristiques culturelles dans l'identification de cet agent fongique à partir des cultures jeunes et âgées. Les conditions d'incubation étaient stables et similaires.

Dans les essais réalisés, seuls des morphotypes mycéliens ont été rencontrés; nous n'avons jamais trouvé, dans les cultures, d'organes de fructification tels que sporodochies ou pionnotes ou d'organes massifs tels que des sclérotés.

Quatre types de thalles mycéliens ont été décrits dans l'ensemble des essais.

**a. Morphotype duveteux** il est représenté par un mycélium aérien assez court, mais dense, portant de très nombreuses microconidies. Les chlamydospores et les macroconidies se forment tardivement. Le mycélium intramatriciel et le milieu peuvent être colorés ou non. Le morphotype duveteux peut présenter un sous-type boucle.

#### **b. Morphotype cotonneux**

: Le mycélium aérien est très abondant épais et dense, sa couleur blanche (ou violette) est, du fait de 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. Le morphotype cotonneux peut présenter deux sous-types, le premier sous-type boucle le second, le mycélium se réunit en mèches).

#### **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 chlamydozoaires 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.



**Figure 06 :** Variabilité de morphotype et de pigmentation de thalle des isolats du FOC.

#### e. Type sporochial :

Ce type représente des microsporodochies massives, disposées plus au moins en grand nombre dans un mycélium aérien assez court mais dense et d'aspect duveteux. Les chlamydo-spores produites sont abondantes sur le milieu de culture

### 1.4.2. Pigmentation de thalle

Il faut noter que la pigmentation des thalles et du milieu est très variée à l'intérieur des 30 isolats collectés : blanche, jaune claire, jaune foncé, rose, violet claire, violet foncé, marron claire, marron et orange claire Figure(6).

## 1.5. Résultats de la caractérisation physiologique

### 1.5.1. Effet du milieu de culture

Les résultats rapportés dans la figure 7, 8, 9,10 et 11 font apparaitre des différences de comportement des 30 isolats de FOC sur les différents milieux de culture. Pour un temps donné d'incubation, un maximum de croissance mycélienne est obtenu sur le milieu pois chiche, le milieu Czapek's et le milieu malt agar.

L'analyse de la variance sur la croissance mycélienne, a montré qu'il y a une différence significative entre les milieux de culture étudiés et la croissance mycélienne des 30 isolats. Le test de Newman-Keuls, nous a permis de classer les milieux de culture selon l'ordre suivant : Milieu de pois chiche >Malt Agar>Czapeck> sabouraud >PDA.



**Figure 7:** Influence de Milieu de culture de pois chiche sur les 30 isolats de FOC.

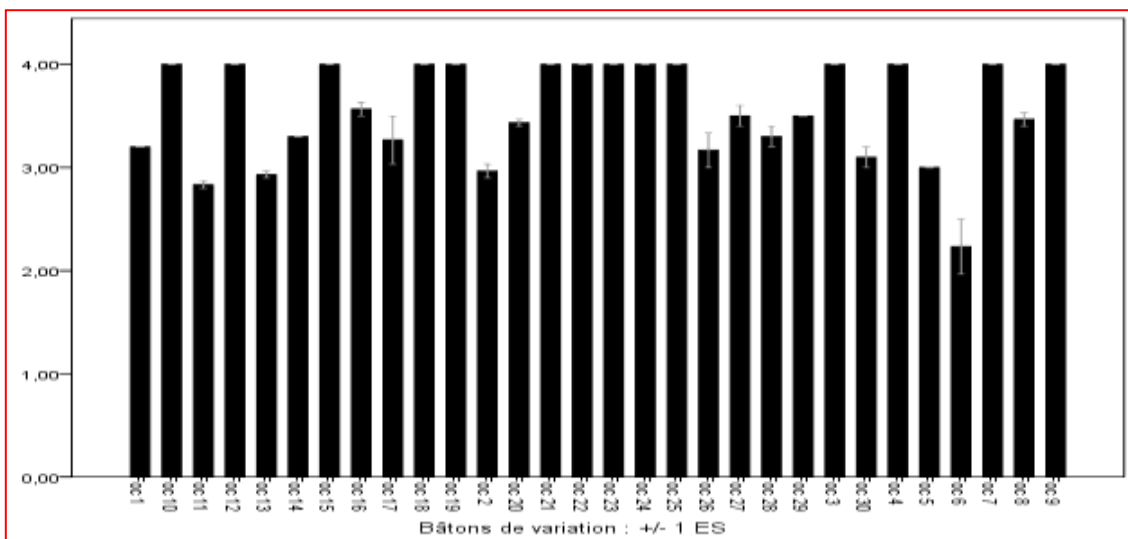


Figure 8 : Influence de Milieu de culture sabouraud sur les 30 isolats de FOC.

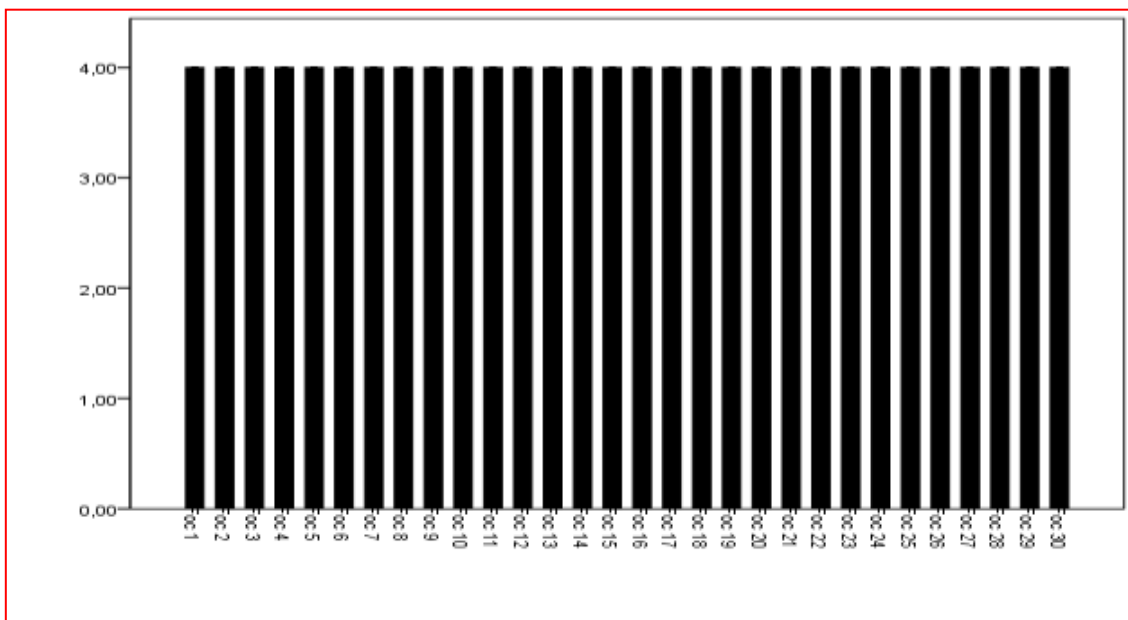
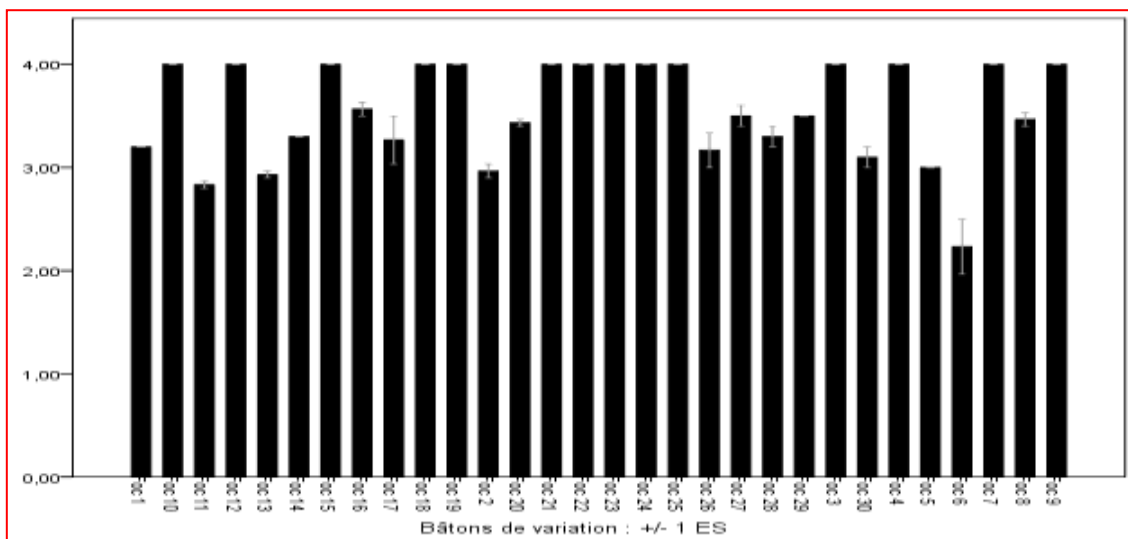


Figure 9 : Influence de Milieu de culture czabek's sur les 30 isolats de FOC.



Figure 10 : Influence de Milieu de culture malt sur les 30 isolats de FOC



**Figure 11 :** Influence de Milieu de culture PDA sur les 30 isolats de FOC

### 1.5.2. Effet de la température

Cette étude comparative a été effectuée vis-à-vis d'une gamme de température allant de 10 à 35°C. Les résultats obtenus (figure 12, 13, 14, 15, 16 et 17), montrent que d'une façon générale, les 30 isolats étudiés ont une croissance qui augmente régulièrement à des températures de 15 à 30°C, ensuite elle diminue pour devenir nulle à 35°C.

La température optimale est de 25°C, les températures inférieures à 10°C ralentissent la croissance mycélienne. A la température 35°C, la croissance est considérablement ralentie voir inhibée.

En revanche, l'exposition des isolats à des températures de 10°C et 35°C, ne s'avère pas létale, car le champignon reste vivant en formant des chlamydospores. Si on l'expose à nouveau à une température optimale, celui-ci reprend sa croissance normale.

L'analyse de la variance sur la croissance mycélienne, a montré qu'il y a des différences significatives entre les températures étudiées et les isolats de FOC. Les températures sont classées selon l'ordre suivant, de l'ambiante à la défavorable : 25°C > 30°C > 20°C > 35°C > 15°C > 10°C.

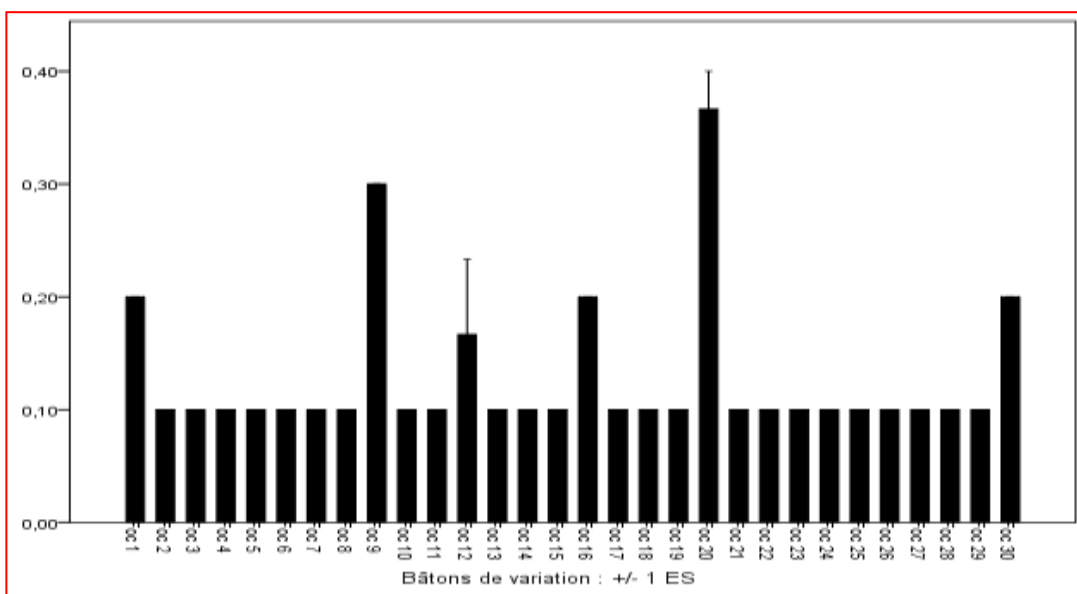


Figure 12: Influence de la température (10°C) sur les 30 isolats de FOC.

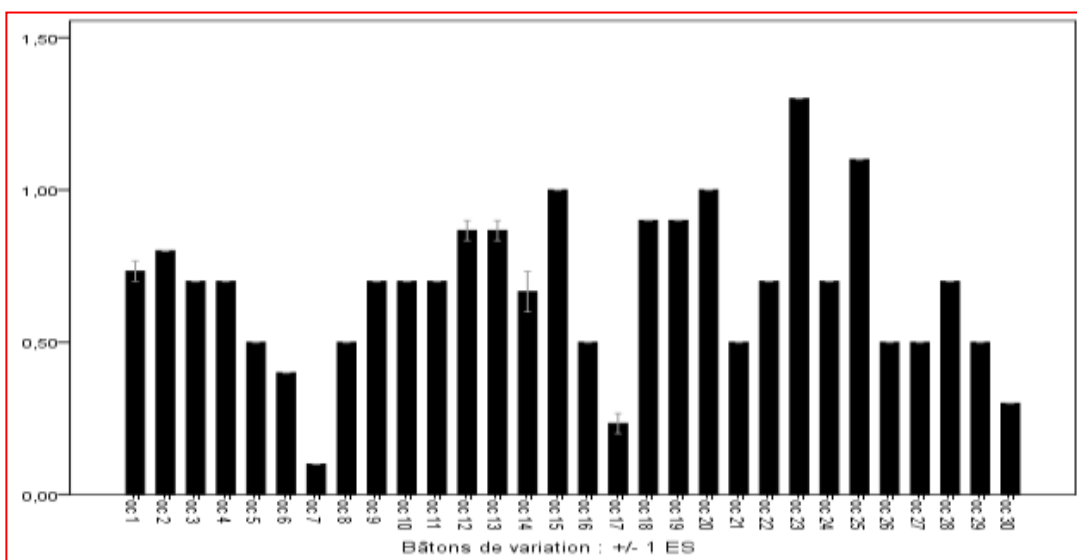


Figure 13: Influence de la température (15°C) sur les 30 isolats de FOC.

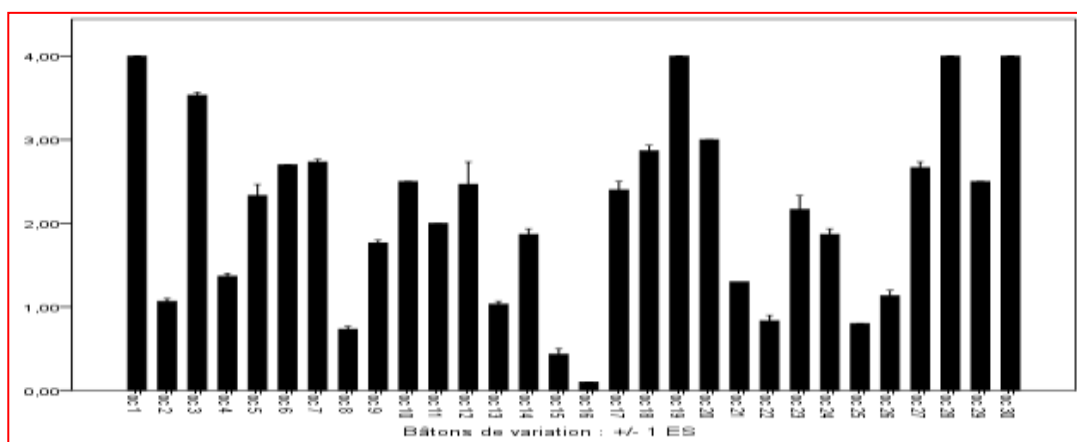


Figure 14: Influence de la température (20°C) sur les 30 isolats de FOC.

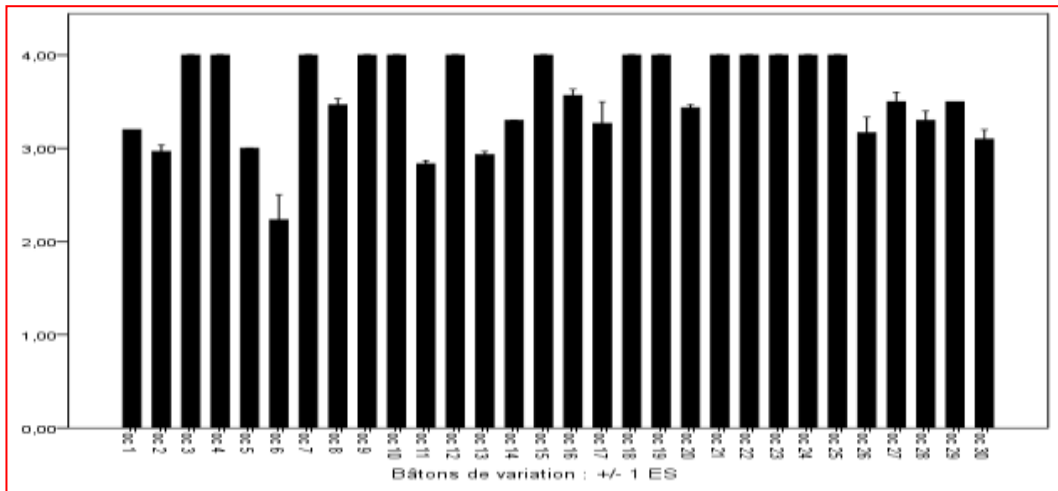


Figure 15: Influence de la température (25°C) sur les 30 isolats de FOC.

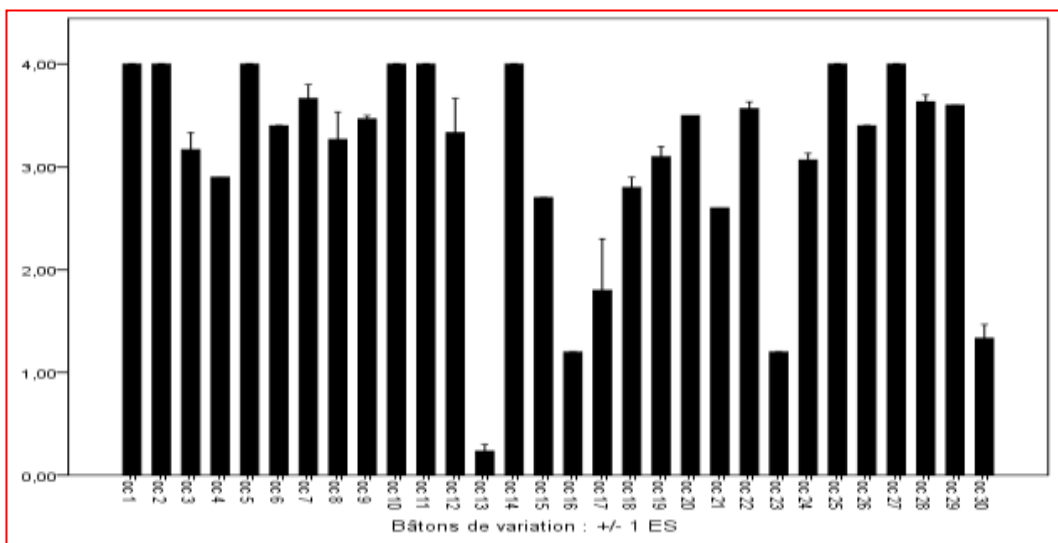


Figure 16: Influence de la température (30°C) sur les 30 isolats de FOC.

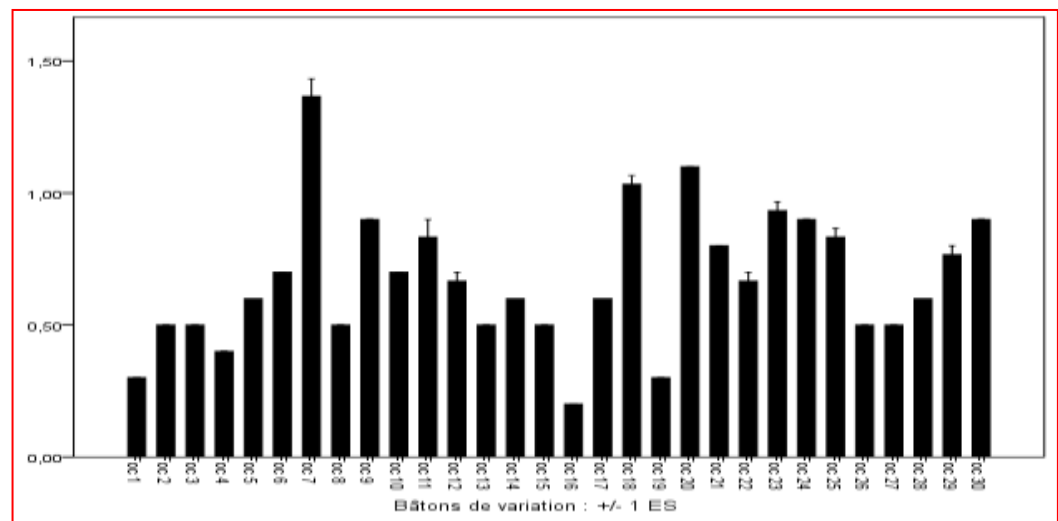


Figure 17 : Influence de la température (35°C) sur les 30 isolats de FOC.

#### 1.5.3. Effet du pH

Les résultats de l'expérience sont représentés par les figures (26, 27, 28), le pH optimal est de 7. L'analyse de la variance sur la croissance mycélienne des isolats, a montré qu'il a des différences hautement significatives entre les pH étudiés et les isolats de FOC. Les pH sont classés selon l'ordre suivant, du propice au défavorable à la croissance mycélienne des 30 isolats:  $7 > 8.5 > 4.5$ .

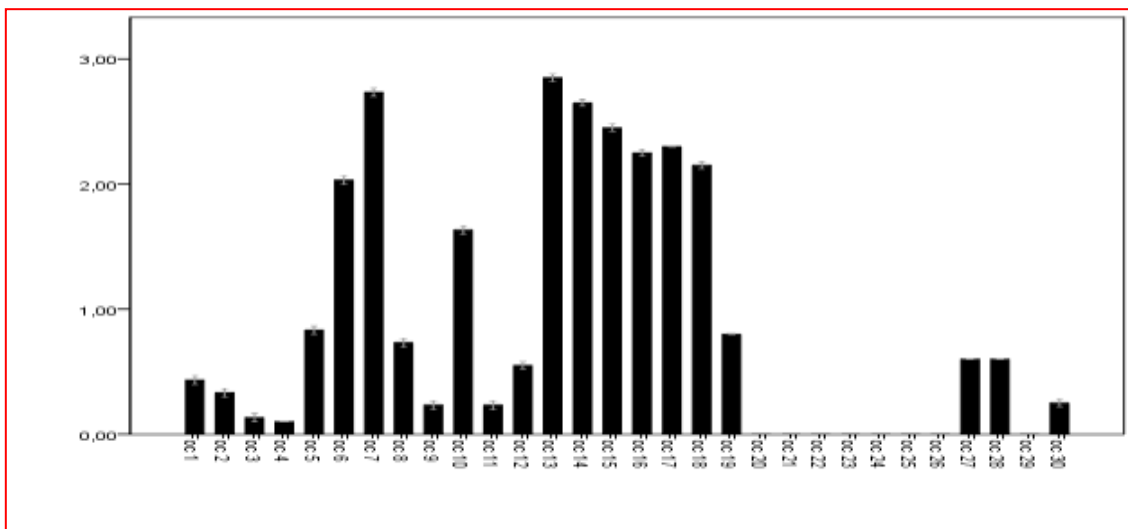


Figure 18:Influence de pH 4.5sur les 30 isolats de FOC.



Figure 19:Influence de pH 7sur les 30 isolats de FOC.



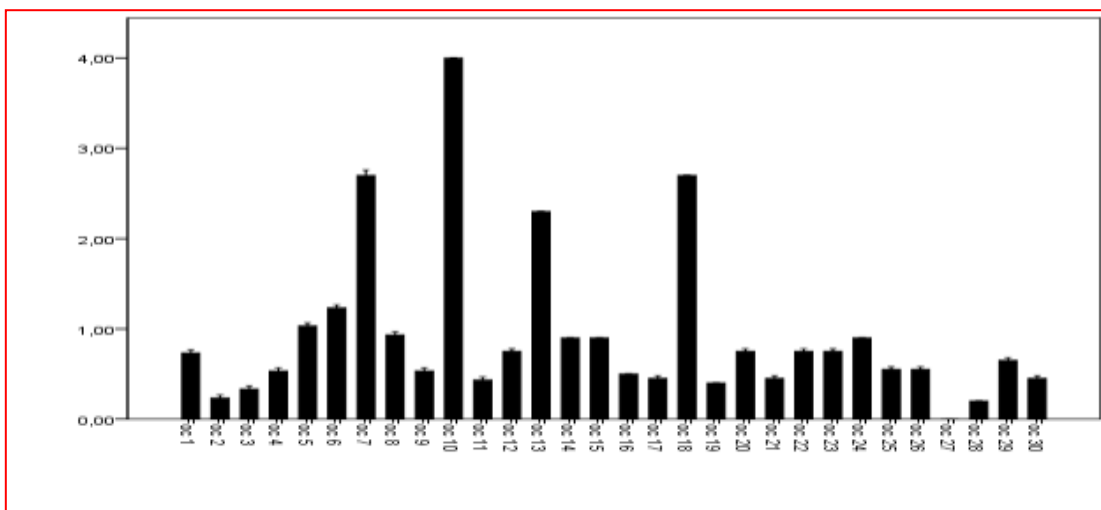


Figure 20 : Influence de pH 8.5 sur les 30 isolats de FOC.

#### 1.5.4. Effet de la source d'azote

L'analyse des résultats affichés dans (figures 21,22 et 23) montre que Nitrate de potassium est la meilleure source d'azote pour les isolats de FOC et un maximum de croissance du champignon 4 cm a été atteint après huit jours d'incubation. Elle a été suivie par Nitrite de sodium ( $\text{NaNO}_2$ ), la croissance de champignon était de 4cm après huit jours suivant l'inoculation.

Le test de Newman- Keuls nous a permis de classer les sources d'azote selon l'ordre suivant:  $\text{NaNO}_3 > \text{NaNO}_2 > \text{NH}_4 \text{ cl}$

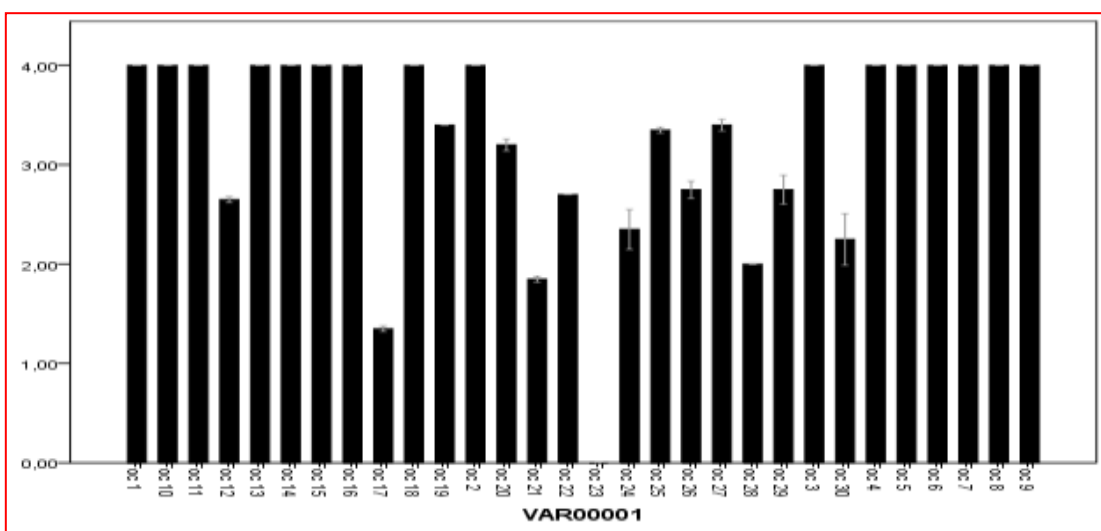


Figure 21: Influence de la source d'azote  $\text{NaNO}_3$  sur les 30 isolats de FOC.

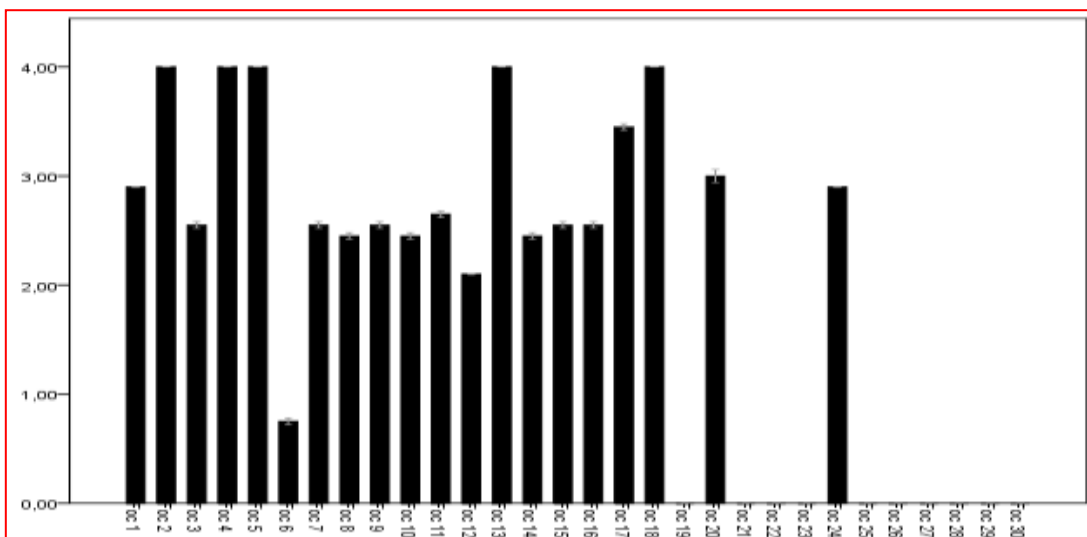


Figure 22: Influence de la source d'azote ( $\text{NH}_4 \text{cl}$ ) sur les 30 isolats de FOC.

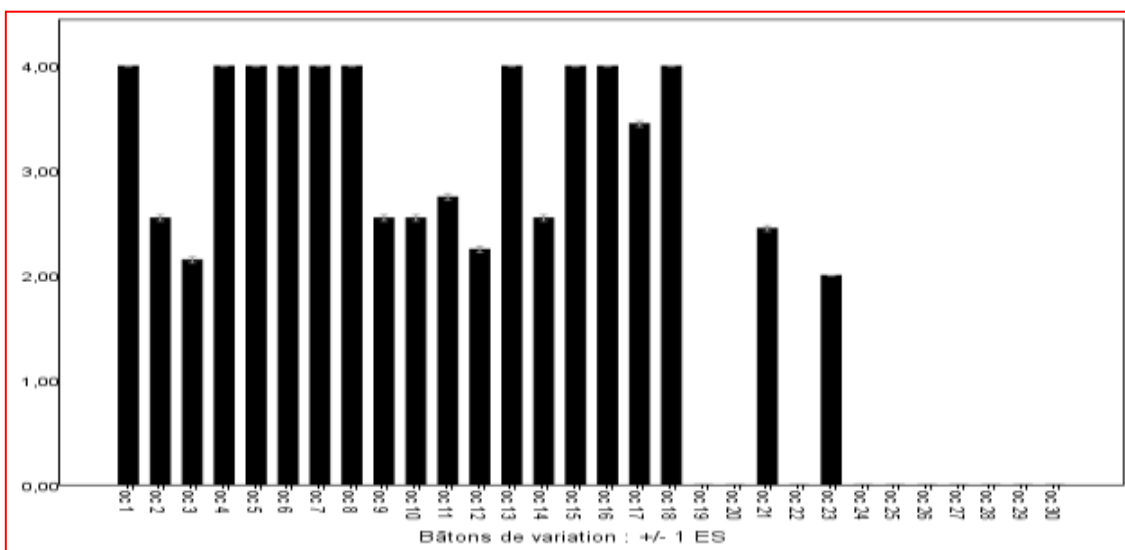
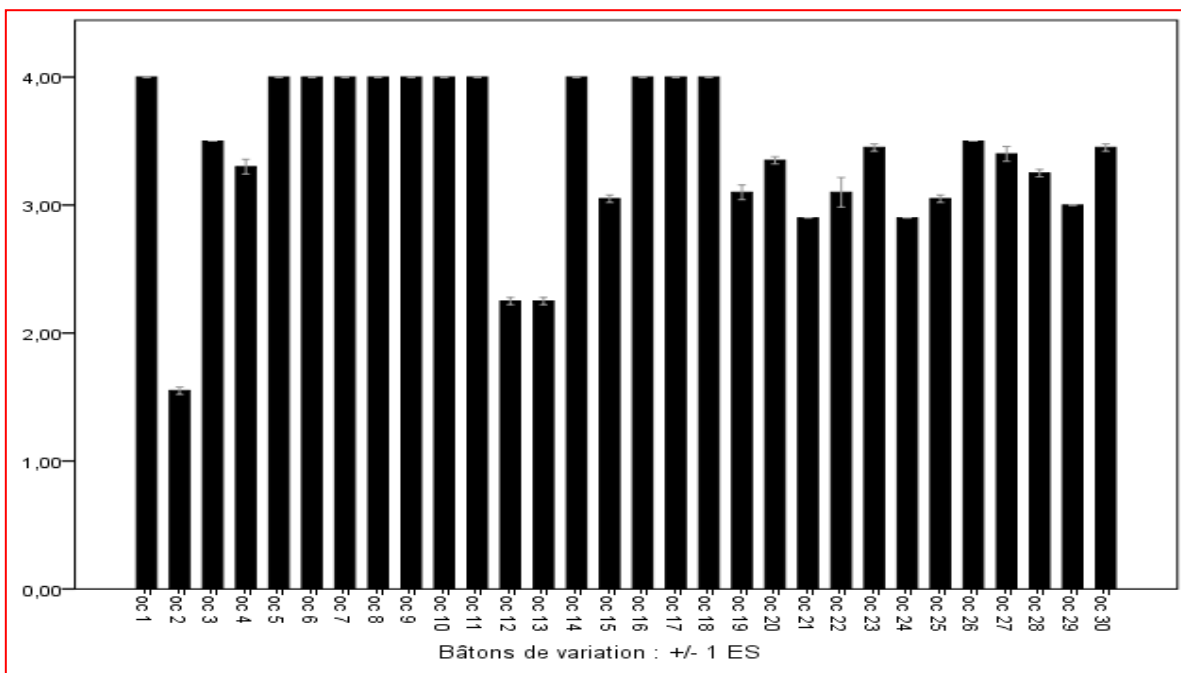


Figure 23 : Influence de la source d'azote ( $\text{NaNo}_2$ ) sur les 30 isolats de FOC.

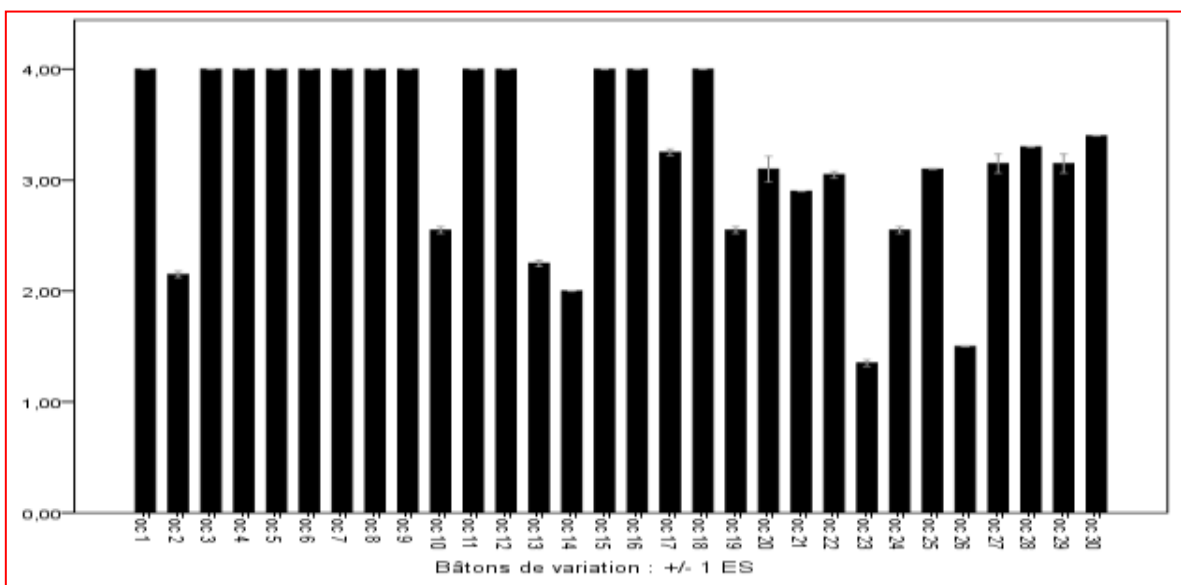
### 1.5.5. Effet de la source de carbone

Les résultats de ce test sont exprimés dans les figures (24, 25, 26). L'analyse de la variance a montré qu'il y a des différences hautement significatives du comportement des isolats vis à vis les sources de carbones testés. . Cependant Saccharose a été jugée la meilleure source de carbone pour la croissance mycélienne de FOC (Fig24,25 et 26 ).

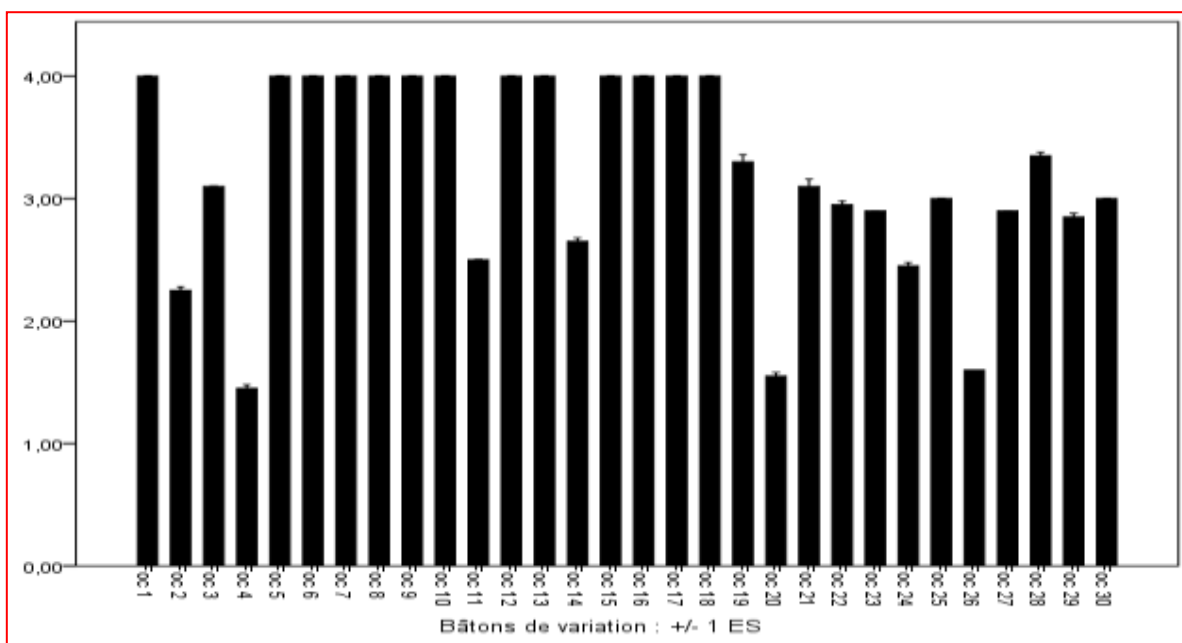
Le test de Newman-Keuls nous a permis de classer les sources de carbone selon l'ordre suivant: Saccharose > Glucose > lactose.



**Figure 24 :** Influence de la source de carbone (Saccharose) sur les 30 isolats de FOC.



**Figure 25 :** Influence de la source de carbone (Lactose) sur les 30 isolats de FOC.

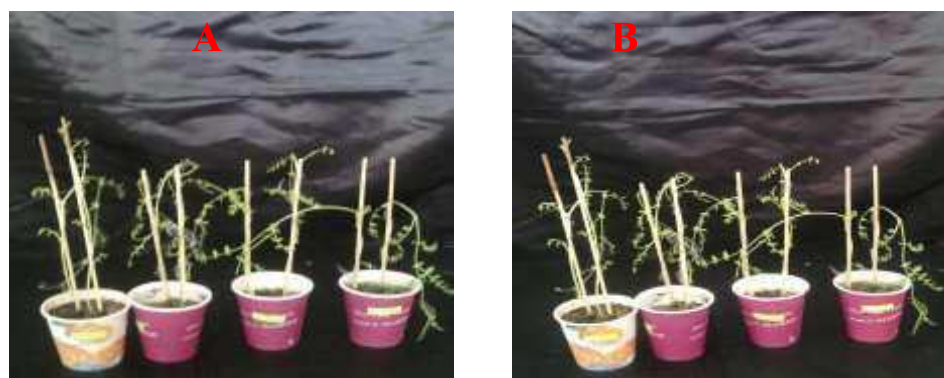


**Figure 26 :** Influence de la source de carbone (Glucose) sur les 30 isolats de FOC.

## 1.6. Evaluation de l'agressivité des isolats

### 1.6.1 Symptômes observés

Les résultats, présentés dans le tableau 7, indiquent que l'ensemble des isolats inoculés aux variétés ILC-482 a provoqué des symptômes typiques et atypiques de la fusariose vasculaire du pois chiche. Les altérations foliaires des plantules inoculées ont débuté par un jaunissement et une nécrose soudaine des folioles du haut. Ce jaunissement se développe pour atteindre la totalité des feuilles. Les folioles atteintes ne tombent pas prématurément et restent fixées sur la tige. Le jaunissement de la tige suivi par le dessèchement a débuté à partir du stade 5 et commence de la partie apicale en progressant vers la base de la tige (Fig 27). Au niveau du collet des plantules malades, se développe un duvet mycélien de couleur blanchâtre, caractéristique de l'espèce *F.oxysporum*.



**Figure 27:** Evolution du flétrissement vasculaire sur la variété sensible ILC 482 inoculée par le FOC. (A) jaunissement, (B) flétrissement.

### 1.6.2. Évaluation de l'agressivité

Parmi tous les isolats obtenus à partir des tiges qui montrent des symptômes de flétrissement, 30 isolats ont été choisis en fonction de l'organe d'isolement, de la parcelle et 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, présentés dans le tableau , indiquent que l'ensemble des isolats inoculés à la variété ILC-482, Provoqué 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 (Figure 27), 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.

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

L'analyse de la variance des résultats obtenus après 32 jours d'inoculation, a montré des différences significatives entre les 30 isolats. Le test de Newman-Keuls à 5% a permis de classer nos isolats en un seul groupe ; le groupe des isolats très agressifs.

**Tableaux 07 :** classement d'isolats de *Fusarium oxysporum* f .sp. ciceri selon les indices maladie (IM) induits.

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	-	-	-	-	+

### Chapitre III : Résultats et discussion

FOC9	-	-	-	-	+
FOC10	-	-	-	-	+
FOC11	-	-	-	-	+
FOC12	-	-	-	-	+
FOC13	-	-	-	-	+
FOC14	-	-	-	-	+
FOC15	-	-	-	-	+
FOC16	-	-	-	-	+
FOC17	-	-	-	-	+
FOC18	-	-	-	-	+
FOC 19	-	-	-	-	+
FOC20	-	-	-	-	+
FOC21	-	-	-	-	+
FOC22	-	-	-	-	+
FOC23	-	-	-	-	+
FOC24	-	-	-	-	+
FOC 25	-	-	-	-	+
FOC26	-	-	-	-	+
FOC27	-	-	-	-	+
FOC28	-	-	-	-	+
FOC29	-	-	-	-	+
FOC30	-	-	-	-	+
Total	0	0	0	0	30
%	0	0	0	0	100

## 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 33,32% 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 Timouchent). 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).

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

En effet, la fréquence d'isolement obtenue est en corrélation avec l'incidence et la sévérité observée dans les champs. Il est probable que ces résultats sont liés directement aux conditions climatiques favorables pour le développement de la maladie et en particulier les seuils thermiques enregistrés durant l'année 2014. Gupta et al., (1987); Van Rheenen et al.,(1989), AkhtarAyyub, (2001) ont mentionné le développement de la maladie dans les conditions climatiques favorables et en particulier dans le seuil thermique de 25 à 30°C.

Les résultats obtenus par Bekkar, (2007) montrent que le FOC a été isolé avec des fréquences élevées égales à 16.86%, 18.7% et 51,8% dans la région de Sidi Bel Abbes, Ain Timouchent et Mascara respectivement. Des travaux similaires menés par El Aoufir, (2001), au Maroc ont aussi témoigné nos résultats, où la fréquence d'isolement était en fonction de stade de développement et selon la région prospectée.

On constate, lors des résultats obtenus une importante variabilité dans la morphologie et la pigmentation de 30 isolats issus des cinq régions prospectées. Cinq morphotypes dont un sporodochial, et un sclérotiale les restes sont de type mycélien.

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

présentent en culture pure des caractères typiques relativement stables qui permettent leur identification. Cette variabilité dans la morphologie et la pigmentation des espèces de FO a été rapportée par de nombreux auteurs spécifiquement par Messian et cassini, (1968), Burgess et al., (1989); boisson, (1991); Muhammad Iqbal et al., (2005). Cette diversité reste jusqu'à ce jour sans explication.

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

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

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

Bellabid, (2003); Setti, (1996) ont révélé une diversification dans les pigmentations de thalle pour la forme spéciale lentis. Par contre, ce n'est pas le cas pour d'autre forme spéciales tel que lini, pisi et lycopersici, où ils peuvent manifestés la même pigmentation (Cherrab, 1989).

La croissance mycélienne et le développement des champignons sont influencés par les facteurs biotiques (interaction avec d'autres organismes) et les facteurs abiotiques (température, pH). Les facteurs abiotiques les plus importants sont la température et l'humidité (Magan et Lacey, 1984). L'étude de l'écophysiologie des champignons prévoit un meilleur arrangement de l'écologie de chacun des espèces fongiques, individuellement et dans son rapport avec d'autres espèces. L'établissement des conditions ambiantes des champignons pathogènes est nécessaire pour comprendre leur efficacité comme agent causal d'une maladie.



La première observation qui convient de faire à cet effet est que le comportement in vitro, des 30 isolats étudiés du FOC, est très variable et instable. La variabilité et l'instabilité se manifeste aussi entre les isolats provenant d'une même région. L'observation du comportement des 30 isolats étudiés de FOC aux différents facteurs a révélé une hétérogénéité au sein de cette forme spéciale.

Le premier facteur étudié est le milieu de culture. En effet, la composition du milieu de culture est un facteur important pour la croissance des espèces fongiques. À chaque espèce correspond un milieu particulier. Les résultats obtenus in vitro dans cette étude montrent que les 30 isolats de FOC sont capables de se développer et de sporuler aussi bien sur des milieux variés, mais à des degrés variables.

Des résultats similaires ont été obtenus par Bekkar (2007), la croissance mycélienne et la sporulation sont optimales sur le milieu PDA et le milieu Czapek où le taux d'accroissement d'un isolat à autre, a varié entre 4.6 mm et 8.5mm. Des résultats similaires ont été obtenus au Maroc sur la même forme spéciale (El Aoufir, 2003), le taux d'accroissement journalier de FOC sur milieu PDA a varié entre 4.9 mm et 8.5 mm. Des études récentes ont été effectuées par Farooq et al., (2005), ont témoigné nos résultats. Ces études ont montré que les milieux Czapeck, le malt agar et PC sont les plus favorables à la croissance mycélienne de FOC. Un maximum de croissance a été constaté, après sept jours d'incubation, 85 et 80 mm respectivement. Cependant, le milieu PDA et Sabouraud qui ont montré une moyenne de croissance de 70 et 65 mm. De même, Ansar Ahmad (2010), a conclu que la croissance de la colonie mycélienne de FOC varie considérablement selon les milieux de culture. Des valeurs de 68,67 et 64,33mm de croissance mycélienne ont été observées sur les milieux Waksman et PC. Par contre des valeurs moins ont été enregistrées sur les milieux Malt agar (44,33mm), Sabouraud (29,89 mm) et le PDA (20,11 mm). Dikkar et Deshmukh (2003) ont constaté une meilleure croissance mycélienne de FOC sur le milieu Richard suivie de PDA et Czapecks. Belabid (2003) a rapporté que le diamètre de croissance mycélienne de *F.oxysporum* f. sp. Ciceri est hétérogène après 6 jours d'incubation sur milieu PDA.

Le champignon peut résister à des conditions très défavorables de température et de pH. Les modifications de pH du sol se traduisent par un facteur de transcription qui active certains gènes et inhibe d'autres gènes exprimés d'acides et de ce fait affecte la croissance des cellules fongiques, le développement et éventuellement la pathogénéité.

L'inaptitude de certains champignons à se développer à des températures élevées (Pelletie, 1974) peut être directement liée à leur incapacité de synthétiser, à ces températures, des substances nécessaires pour la croissance, telles que des vitamines (Moore-Landecker, 1982).

De même, les travaux de plusieurs auteurs rapportent qu'en boîte de pétri et sur milieu gélosé, la croissance mycélienne est optimale dans l'intervalle de température 25°C à 30°C (Walker, 1965; Molot et Mas, 1975 ; Molot et al., 1990). Ces mêmes auteurs ont montré que ce champignon ne se développe pas aux températures voisines de 4°C et 36°C. Ils confirment nos résultats, puisque nous avons remarqué qu'à 10°C, les isolats ne se développent pas et que les températures au-delà de 35°C sont généralement létales.

Molot et Mas (1975), ont rapportés que le pouvoir pathogène était stimulé par des températures moyennes (22°C), mais qu'aux fortes températures (36°C), la plante est infectée sans présenter des symptômes. Ansar Ahmad (2010), Le champignon a poussé à toutes les températures allant de 10 à 40°C. Cependant, le maximum de croissance a été trouvé entre 25 et 30 ° C, où, le diamètre de la croissance mycélienne à ces températures était de 87,4 et 76,8 mm après 7 jours d'incubation. Cependant, les autres niveaux de température (inférieure à 25°C et au-dessus de 30°C) ont retardé la croissance de la colonie mycélienne. La croissance minimale a été observée à 10°C (15,0 mm). Les expériences menées par Farooq et al., (2005), ont également montré que, le FOC a atteint le maximum de croissance 76,8 et 85,4 mm à 25°C et 30°C après sept jours d'incubation. Cependant, la croissance du FOC a été considérablement réduite en dessous de 15 ° C et au-dessus de 35°C. Selon Gangadhara et al., (2012), les températures comprises entre 20 et 35°C sont optimales pour la croissance du mycélium de *Fusarium oxysporum* f. sp. *Vanillae*. Toutefois, certains isolats de cette espèce peuvent se développer dans une large gamme de températures. À 35°C, la croissance mycélienne, quoique faible, restent toujours possibles.

Le troisième facteur abiotique étudié, l'effet du pH s'est révélé comme un facteur de grande importance pour le développement du champignon. Il agit surtout au niveau de la croissance mycélienne (Setti, 1996). Ce qui est confirmé par nos résultats. Le champignon peut tolérer une large gamme de pH et peut utiliser efficacement toutes les sources de nitrates (Shiakh, 1974).

En effet un pH de 7.5 constitue une valeur optimale pour la croissance mycélienne. Une variation a été observée par Ansar Ahmad (2010), dans la croissance mycélienne de FOC à des différents niveaux de pH à savoir ; 5, 6, 7, 8, et 9. Cependant, la croissance du mycélium de FOC était maximale à pH 7 (88.33mm) après 7 jours d'incubation. Les résultats ont également montré que la croissance de FOC a diminué en augmentant ou en diminuant le niveau de pH à partir du niveau neutre. Les résultats de la présente étude sont en accord avec ceux obtenus par Farooq et al., (2005). Ces derniers, ont montré que la croissance du champignon était obtenue à tous les niveaux de pH testés, mais il était maximal au pH 7, où il était de 80 mm après sept jours d'incubation. En outre, le pH 6 et pH 8 étaient également

favorables avec des fréquences de croissance de 74 mm et 65 mm. La croissance du champignon a diminué en augmentant ou en diminuant le niveau de pH à partir du niveau neutre. Des expériences ont été effectuées en milieu liquide puis gélosé pour des valeurs de pH comprises entre 2,7 et 8,5. Aucune souche ne pousse à pH 2,7 ; la croissance est négligeable à pH 3. Par contre, à un pH entre 3,5 et 8,5, l'ensemble des souches a une croissance importante, exprimée en poids sec ou en croissance radiale. L'optimum semble se situer entre pH 5,5 et 6,5. Sinha (1973) a signalé qu'un pH de 3,4 et 9,2 réduit l'incidence du flétrissement de manière significative. Gangadhara et al., (2012) ont signalé que les valeurs de pH comprises entre 5 et 6 sont favorables à la croissance mycélienne de *Fusarium oxysporum* f. sp. *Vanillae*.

Le glucose et le fructose sont bien assimilés par toutes les espèces testées. Ces résultats concordent avec le fait que ces monosaccharides après phosphorylation sont les principaux métabolites de la glycolyse. La croissance et la sporulation en présence de saccharose et de maltose marquent la présence d'enzymes (saccharase et maltase) capables d'hydrolyser ces disaccharides en hexoses. Cependant, la production de maltase semble variable d'un champignon à un autre. Des résultats semblables ont été trouvés par Ansar Ahmad (2010). Ce dernier a prouvé que l'ensemble des sources de carbone varient dans leur effet sur la croissance radiale de la colonie mycélienne de FOC. Considérant que, le saccharose et le glucose ont été trouvés les meilleures sources de carbone montrant une croissance maximale de la colonie (58,56 et 60,67mm respectivement), suivi par le lactose. Les résultats de cette expérience ont indiqué que toutes les sources de carbone étaient propices à la croissance de FOC. Cependant, le saccharose a été jugé la meilleure source de carbone pour cette espèce fongique. Le champignon peut convertir certaines formes de composés de carbone complexes en forme simple, qui peut être facilement métabolisé (Bais et al., 1970). Les expériences menées par Attrassi et al., (2007) ont montré que le glucose, le fructose, le saccharose et l'amidon ont permis une croissance optimale de toutes les espèces fongiques testées *Rhizopusstolonifer*, *Penicillium expansum*, *Aspergillus niger*, *A. fumigatus*, *Alternaria alternata*, *Cladosporium herbarum*, *Fusarium oxysporum*, *Saccharomyces cerevisiae*, *Monilia fructigena*, *Cryptosporiopsis malicorticis*, *Spilocaea pomi* et *Trichothecium roseum*. En tant que source de carbone le mannitol avait une meilleure source pour la croissance de *F. roseum* et *F. orthocera* var. *lentis* (Chi et Hassan, 1964; Sharma et Agnihotri, 1971), tandis que, le maltose pour une croissance maximale et la sporulation a été revendiqué par Desai et al., (1994), mais une faible croissance et la sporulation le lactose a été rapporté par Raval et Parmar (1973).

Parmi les sources d'azote le potassium nitrate fournit un soutien maximal à la croissance de *F. niveum* et *F. vasinfectum*, alors que, sulfate d'ammonium a été source non préféré (Jhamaria, 1972; Subramaniam et Srinivasa, 1953). De même, selon Baldeo et Rane (1978), le nitrate de potassium était le meilleur pour la croissance du mycélium suivi par le nitrate de sodium et de nitrate de magnésium.

Les bons résultats avec la peptone sont probablement dus à la capacité des champignons testés à hydrolyser cette protéine en acides aminés nécessaires à leur développement. Contrairement au chlorure d'ammonium ou au nitrate de potassium, le nitrate d'ammonium n'est pas apprécié par les différentes espèces étudiées. La faible assimilation de ce dernier est due essentiellement à la diminution de pH provoquée par l'assimilation préférentielle des cations  $\text{NH}_4^+$  et l'accumulation des anions  $\text{NO}_3^-$  dans le milieu de culture.

L'apport d'azote sous forme organique change le mode de croissance de thalle des champignons. Sur milieu gélosé, les modifications quantitatives et qualitatives apparaissent plus nettement qu'en milieu liquide. En présence d'azote organique, le thalle comporte des hyphes aériennes, étroites, duveteuses, et un réseau dense d'hyphes dans le substrat. Ces différences sont plus marquées pour les souches de *P. palmivora*, *P. capsici*, *P. heveae* et *P. parasitica* que pour celles de *P. cinnamomi* susceptibles de produire des touffes dispersées de mycélium aérien en présence de nitrate de potassium.

Ansar Ahmad (2010), la croissance maximale (60,67 mm) du champignon a été remarquée par l'utilisation de nitrate de potassium, suivie par la peptone (57,44 mm) et le nitrate de magnésium (51,11 mm) après sept jours d'incubation. Tandis que, une croissance minimale de la colonie a été constaté le sulfate d'ammonium (28,11 mm). Farooq et al., (2005), ont également montré que le peptone et la meilleure source d'azote pour le FOC, où un maximum de croissance du champignon (90 mm) a été atteint. Elle a été suivie par Nitrate de potassium ( $\text{KNO}_3$ ), la croissance de champignon était de 80 mm après sept jours suivant l'inoculation. Attrassi et al., (2007) ont rapporté que la croissance et la densité mycélienne des champignons varient en fonction de la source d'azote utilisée.  $\text{NH}_4\text{Cl}$  est plus favorable à la plupart des espèces fongiques que le  $\text{NaNO}_2$ . Ce dernier semble être un facteur limitant pour *Cladosporium herbarum*, *Saccharomyces cerevisiae* et *Spilocaea pomi*. En outre, le  $\text{KNO}_3$  est défavorable pour *Rhizopus stolonifer*, *Fusarium oxysporum* et *Trichothecium roseum*.

## Conclusion

---

En Algérie, la culture du pois chiche occupe une place importante parmi les légumineuses alimentaires. Cette culture occupait en 2002 une superficie avoisinant les 550 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 aux infections naturelles pouvant conduire rapidement à la dégradation de la qualité sanitaire originelle. Parmi les pathogènes les plus redoutables et qui méritent donc une attention particulière, le flétrissement vasculaire du pois chiche, qui constitue une énorme contrainte pour la culture, ce la dans de nombreuses régions où elle est pratiquée. Cette maladie est causée par un agent pathogène appelé *F.oxysporum f.sp. ciceri*. Elle constitue une menace pour la culture du pois chiche, en raison de son développement rapide et les dégâts qu'il occasionne.

En traitant le problème du flétrissement de pois chiche, nous avons mis en évidence, dans un premier temps, la présence du *F. oxysporum*, agent du flétrissement vasculaire, 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 isolements pratiqués à partir des plantes de pois chiche malades ont montré la dominance du FOC par rapport aux autres espèces du genre *Fusarium*. Cette fréquence est variable selon le type des symptômes, le stade phénologique de la plante, et la sévérité notée dans le champ.

En effet, la fréquence d'isolement obtenue est en corrélation avec l'incidence et la sévérité observée dans les champs. Il est probable que ces résultats sont liés directement aux conditions climatiques favorables pour le développement de la maladie et en particulier les seuils thermiques enregistrés durant l'année 2012.

On constate, lors des résultats obtenus une importante variabilité dans la morphologie et la pigmentation de 30 isolats issus des cinq régions prospectées. Cinq morphotypes dont un sporodochial, et un sclérotiale les restes sont de type mycélien

L'aspect cultural de la colonie n'est pas pris en considération pour beaucoup des champignons phytopathogènes des plantes. Contrairement, pour les espèces de *Fusarium* qui présentent en culture pure des caractères typiques relativement stables qui permettent leur identification. La croissance mycélienne et le développement des champignons sont influencés par les facteurs biotiques (interaction avec d'autres organismes) et les facteurs abiotiques (température, pH).

La première observation qui convient de faire à cet effet est que le comportement *in vitro*, des 30 isolats étudiés du FOC, est très variable et instable. La variabilité et l'instabilité

## Conclusion

---

se manifeste aussi entre les isolats provenant d'une même région. L'observation du comportement des 30 isolats étudiés de FOC aux différents facteurs a révélé une hétérogénéité au sein de cette forme spéciale.

Il en ressort de l'étude physiologique que le milieu le plus favorable pour la croissance de FOC est le milieu pois chiche et Czapeck, L'effet du pH s'est révélé comme un facteur de grande importance pour le développement du champignon, dont le pH de 7.5 constitue une valeur optimale pour la croissance mycélienne. Les résultats ont également montré que la croissance de FOC a diminué en augmentant ou en diminuant le niveau de pH à partir du niveau neutre.

Le glucose et le fructose sont bien assimilés par toutes les espèces testées. Ces résultats concordent avec le fait que ces monosaccharides après phosphorylation sont les principaux métabolites de la glycolyse. La croissance et la sporulation en présence de saccharose et de maltose marquent la présence d'enzymes (saccharase et maltase) capables d'hydrolyser ces disaccharides en hexoses.

L'analyse des résultats montre que le  $\text{KNO}_3$  est la meilleure source d'azote pour les isolats de FOC et un maximum de croissance du champignon 4 cm a été atteint après huit jours d'incubation. Elle a été suivie par  $\text{NaNO}_3$ ,  $\text{NaNO}_2$ ,  $(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$ ,  $\text{NH}_4\text{Cl}$ . La croissance de champignon dans  $\text{KNO}_3$  était de 40 mm après sept jours suivant l'incubation.

Il semble que l'inoculum de FOC peut circuler d'une région à une autre par une contamination externe de la semence de pois chiche, c'est ainsi que les échanges de semence, contaminée, effectués entre les agriculteurs contribuent, probablement, dans la création d'une population de FOC génétiquement homogène. Et puisque la reproduction sexuée étant inconnue chez les *F. oxysporum*; des échanges de matériel génétique ne peuvent donc s'effectuer que par parasexualité impliquant la formation d'hétérocaryon. Ainsi, après fusion de deux filaments appartenant à des souches ayant des patrimoines génétiques différents les noyaux qui se sont réunis dans le cytoplasme commun, peuvent éventuellement compenser réciproquement des déficiences de tout ordre.



## Références bibliographique

---

- 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.
- Allen D. J., (1983).** The pathology of tropical food legumes. John Wiley and Sons, New York, 413pp.
- Alvarez A. M. and Briner G. C., (1987).** Root rot of chickpea caused by *Fusarium solani*. *Agriculture Technica.*, 47:78-79.
- Alvarez M. Y. and Moreno A., (1984).** Identification de hongos causante de pudricion radicular en garbanzo (*Cicer arietinum* L.). *Agriculture Technica (Chile).*, 44 (3):253- 258.
- Arib H., (1998),** Isolement et caractérisation des *Fusarium oxysporum* f. sp. *Albedinis* de la Région de Beni Abbes. Mémoire pour l'obtention du D.I.E, Institut d'Agronomie, Centre Universitaire de Mascara, pp. 07-08.
- Arroyo-Garcia R., Cenis J.L., Tello J., Martinez-Zapater JM. and Cifuentes D., (2003).** Genetic relationships among seven specialized forms and AFLPs. *Spanish Journal of Agricultural Research.*, 3:55-63.
- Assigbetse K. B., (1989),** Etude de la variabilité spontané chez *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* : agent causal de la fusariose du cotonnier. Memoire D.E.A, Universités Paris XI, Paris VI, INAPG.
- Aykroyd W. et Doughty J., ( 1982).** Les graines de légumineuses dans l'alimentation humaine. 2<sup>ème</sup> édition, n°20 F.A.O Rome.17p.
- Babar B. M., Shah T. M., Abbas G. and Ahsanul haq M., ( 2009).** Genotype X environment interaction for seed yield in Kabuli chickpea (*Cicer arietinum* L.) genotypes developed through mutation breeding. *Pakistan Journal of Botany.*, 4:1883-1890.
- Babar B. M., Shah T. M., Abbas G. and Ahsanul haq M., (2009).** Genotype X environment interaction for seed yield in Kabuli chickpea (*Cicer arietinum* L.) genotypes developed through mutation breeding. *Pakistan Journal of Botany.*, 4:1883-1890.
- Bekkar A. A., (2007).** Variabilité de la morphologie et du pouvoir pathogène chez *Fusarium oxysporum* Schelcht. Emend. Snyder & Hans. f. sp. *Ciceri* (Padwick), agent du flétrissement vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum* L.). Mémoire de Magister, Université de Mascara, Mostafa Istambouli, Algérie, pp 92.



## Références bibliographique

---

- Belabid., (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. and H. f. sp. *lentis* (Vasud. And Srinii) en relation avec la répartition géographique et le pouvoir pathogène. Thèse de Doctorat. Université d'Oran, Es-sénia., pp.178.
- Ben Freha F., Benyeless M. et Merzoug A., (2010).** La fusariose vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum* L) dans le nord oust algérien: extension et dégâts. 1<sup>er</sup> séminaire National sur la protection des plantes cultivées, Centre Universitaire de Khemis Miliana, Institut des Sciences de la Nature et de la terre. p.62.
- Ben Mbarek K., Boujelben A., Boubaker M. et Hannachi C., ( 2009).** Criblage et performances agronomiques de 45 génotypes de pois chiche (*Cicer arietinum* L.) soumis à un régime hydrique limité. *Biotechnologies Agronomique et Sciences Environnementales.*, 3:381-393.
- Berger J., Abbo S. H. and Turner N. C., ( 2003).** Ecogeography of annual wild Cicer species: the poor state of the world collection. *Crop Sciences.*, 43:1076-1090.
- Besri M., Zrouri M. et Beye I., (1984).** Appartenance raciale et pathogénique de quelques isolats de *Verticillium dahliae* (Kleb) obtenus à partir de tomates résistantes au Maroc. *Phytopathology.*, 109: 289-294.
- Boisson, C., (1991).** Variabilité de la morphologie et le pouvoir pathogène des champignons appartenant au genre *Fusarium*. Mise au point bibliographique, ORSTOM, 24pp.
- Booth C., (1977),** *Fusarium. Laboratory guide to the identification of the major species.* Commonwealth, Mycol. Inst. Kew, England, 58 p.
- Booth, C. (1971).** The Genus *Fusarium*, p. 237. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England.
- Bouhot D. et Billotte J. M., (1964),** Studies on the ecology of parasitic fungi in the soil II Choise of a nutritive medium for the selective isolation of *Fusarium oxysporum* and *Fusarium solani* from the soil, *Ann. Epiphyt.*, 15 : 45-56.
- Bouhot, D. (1981).** Some aspects of the pathogenic potential in formae speciales and races of *Fusarium oxysporum* on Cucurbitaceae. In *Fusarium,diseases, biology and taxonomy.* 318-326.
- Bounaga N., (1975),** Germination de microconidies et macroconidies de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 66 : 39-44.

## Références bibliographique

---

- Bouslama M., (1980).** Chickpea improvement in Tunisia. In : Proceeding Workshop Chickpea improvement, ICRISAT, Hyderabad, India, PP. 277-280.
- Bouznad Z., (1989).** Contribution à la connaissance du genre *Ascochyta* chez les légumineuses en Algérie. Etude biologique, ultrastructure et cytochimique des relations hôte-pathogène chez le couple *Ascochyta pisi*/Pisium sativum. Thèse de doctorat en Sciences naturelles; Université Pierre Marie Curie, 190 p.
- Bouznad, Z., Maatougui, M. E. H., et Labdi, M., (1996).** Importance et distribution géographique des maladies fongiques des légumineuses alimentaire en Algérie. 13-19p, in Ezzahiri, B., Lyamany, A., Farih, A., et El Lyamany, M. Symposium régional sur les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires IMP El Maarif Al Djadida Rabat. 390p.
- Braun P. H., Planquaert P. H., Wery J., (1988).** Pois chiche : culture, utilisation; Brauchure. Ed. ITCF 11p.
- Brewer D., (1960).** Studies of *Ascochyta pisi*. Canadian Journal of Botany., 38:705-717.
- Burgess L. W., Nelson P. F. et Summerell B. A., (1989),** Variability and stability of morphological characters of *Fusarium oxysporum* isolated from soils in Australia. Mycologia, 81: 818-822.
- Burgess, L.W., and C.M. Liddell. (1983).** Laboratory manuel for *Fusarium* research. University of Sydney, Sydney, Australia.
- Buxton E. W., (1954).** Heterocaryosis and variability in *Fusarium oxysporum* f. sp. *gladioli* (Snyder et Hansen). Journal of Genetics Microbiology., 10: 71-84.
- C. (1996).** Characterization of *Fusarium oxysporum* f. sp. *phaseoli* by pathogenic races, VCGs, RFLPs, and RAPD. Phytopathology 86, p. 966– 972.
- Carbera de la Colina J., Trapero-Casas A. and Jimenez-Diaz R. M., (1985).** Races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* in Andalusia, Southern Spain. International chickpea Newsletter., 13: 34-26.
- Chakraborti D., Sarkar A., Gupta S. and Das S., ( 2006).** Small and large scale genomic DNA isolation protocol for chickpea (*Cicer arietinum* L.), suitable for molecular marker and transgenic analyses. African Journal of Biotechnology., 8: 585-589.
- Chen C. Y., Wang Y. H. and Huang C. J., ( 2004).** Enhancement of the antifungal activity of *Bacillus subtilis* F29-3 by the chitinase encoded by *Bacillus circulans* *chiA* gene. Canadian Journal of Microbiology.,50: 451-454.

## Références bibliographique

---

- Chérif M., Arfaoui A. and Rhaim A., (2007).** Phenolic compounds and their role in Bio-control and resistance of chickpea to fungal pathogenic attacks. *Tunisian Journal of Plant protection.*, 2:7-12.
- Correll, J.C., Puhalla, J.E., and Schneider, R. W. (1986).** Identification of *Fusarium oxysporum* f. sp. *apii* on the basis of colony size, virulence and vegetative compatibility. *Phytopathology* 76, 396-400.
- Cunnington J., Lindbeck K., Rodney H. and Jones., (2009).** Diagnostic methods for *Fusarium* wilt of chickpea (*Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*) Padil. *Plant Biosecurity Toolbox* page 1-22.  
Development series ICRISAT India ,16:502-324.
- Dubey S. C. and Singh B., (2004).** Reaction of chickpea genotypes against *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* causing vascular wilt. *Indian Phytopathology.*, 57: 233.
- Duschak., (1871).** Zur Botanik des Talmud .I. Neur, Pest :105-106 In Singh ,F. et Diwakar, B.1995.Chickpea Botany and Production Practices. Skill Development Series n°.16; ICRISAT.
- El Hadi, M., Beniwal, S. P. S., et Krafi, J. M., (1996).** Incidences of *Fusarium* wilt of chickpea in Morocco. 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.
- Elani S., (1968).** The cytogenetics of the conidium in *Microsporum gypseum* and of pleomorphism and the dual phenomenon in fungi. *Mycologia.*, 60: 999-1015.
- El-Aoufir A., (2001).** Etude du flétrissement vasculaire du pois chiche (*Cicer arietinum*) cause 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 Laval, P161.
- Erler F., Ceylan F., Erdemir T., and Toker C., (2009).** Preliminary results on evaluation of chickpea, *Cicer arietinum*, genotypes for resistance to the pulse beetle, *Callosobruchus maculatus*. *Journal of Insect Science.*, 9:58-72.
- Erwin D. C., (1958).** *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*, incitant of *Fusarium* wilt of *Cicer arietinum*. *Phytopathology.*, 48:498-501.  
expressed in terms of an independent estimate of standard deviation. *Biometrika.*,31(1):20-30.

## Références bibliographique

---

- Fahim N. M., Osman A. R., El-Attar A. H. and Mabrouk M. S. M., (1987).** Root rot of common bean. *Egyptian Journal of Phytopathology.*, 19:71-83.
- Farooq S., Iqbal S. H. M. and Abdul Rauf C. H., (2005).** Physiological studies of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*. *International Journal of Agriculture and Biology.*, 275-277.
- Flandez-Galvez H., Ford R., Pang E. C. K. and Taylor P. W. J., (2003).** An interspecific linkage map of the chickpea (*Cicer arietinum* L.) genome based on sequence tagged microsatellite site and resistance gene analog markers. *Theoretical Applied in Genetics.*, 1447-1456.
- Follin J. C. et Laville E., (1966),** Variations chez le *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (Agent causal de la maladie de Panama du Bananier) : Comportement des lignées issues des différents organes de multiplication. *Fruits*, 21: 529-537.
- Grewal J. S., (1982).** Control of important seed borne pathogens of chickpeas. *Indian Journal of Genetics and Plant Breeding.*, 42 :393-398.
- Gupta O. M., Kotasthane S. R. and Khare M. M., (1986).** *Fusarium* wilt of chickpea (*Cicer arietinum*). *Agricultural Review.*, 7:87-97.
- Gupta, O. M., Kotasthane, S. R., et Khare, M. M., (1987).** Factors influencing epidemiology of vascular wilt of chickpea. *Proc. Nati. Acad. Sci., India* 57: 86-91.
- Halila H. M., Grindley H. E. and Houdiard P., (1984).** Sources of resistance to *Fusarium* wilt in Kbuli chickpeas. *International Chickpea Newsletter.*, 10:13-14.
- Halila M. H. and Strange R. N., (1996).** Identification of the causal agent of wilt of chickpea in Tunisia as *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* race 0. *Phytopathologia Mediterranea.*, 35: 67-74.
- Harris D. R., (1998).** The spread of Neolithic agriculture from the levant to western central Asia. In: Damania A. B., Valkoun J., Willocox G and Qualset, C. O. (eds). *The origine of Agriculture and Crop Domestication*. ICARDA, Aleppo, Syria, pp.54-64.
- Hassan F., (2006).** Heterologous expression of a recombinant chitinase from *Streptomyces olivaceoviridis* ATCC 11238 in Transgénic Pea (*Pisum sativum* L.) Doctorat thesis, University of Damas, Syria, pp.150.
- 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.

## Références bibliographique

---

- Haware M. P., (1990).** Fusarium wilt and other important diseases of chickpea in the Mediterranean area. Option Mediterranean, series des siminaires.,9: 163-166.
- Haware M. P., Jimenez-Diaz R. M., Amin K. S., Phillips J. C. and Halila H., (1990).** Integrated management of wilt and root rots of chickpea. In: Chickpea in the nineties: Proc 2<sup>nd</sup> Int. Workshop chickpea improvement. ICRISAT Center, Patancheru, India ICRISAT Publication pp, 129-133.
- Haware M. P., Nene Y. L. and Rao N., (1981).** Additional sources of resistance to wilt and roots of chickpeas. International Chickpea Newsletter., 4:18.
- 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., (1980).** Sources of resistance to wilt and root rots of chickpea. International Chickpea Newsletter., 4: 18.
- Henni J. E., Boisson C. et Geiger J. P., (1994),** Variabilité de la morphologie chez *Fusarium oxysporum* f.sp. lycopersici. Phytopathol. Medit., 33: 51-58.
- Ikramul H. and Farhat F. J., (1992).** Screening of chickpea lines in the wilt sick plot and effect of environmental temperature on wilt incidence. Proceedings of COMSTECH-NIAB , International Workshop on Agroclimatology, pests and diseases and their control, Faisalabad, Pakistan., 21-26
- Jalali B. L. and Chand H., (1992).** Chickpea wilt. In: plant Diseases of International Importance. Vol.1 Diseases of cereals and Pulses (eds Singh, U. S. et al.), Prentice Hall, N. J,1992, pp. 420-444.
- Jimenez-Diaz R. M., Basallote U. J. and Rapoport H., ( 1989).** Colonization and pathogenesis in chickpea infected by races of *Fusarium oxysporum* f. sp. ciceri. Vascular Diseases of Plants., 28:113-918.
- Jiménez-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, Zagarosa, Spain.
- Kaouani, A., Khaldoun, A., et Bellah. F.,( 2003).** Sélection pour la résistance du pois chiche a la maladie du flétrissement *Fusarium oxysporum* f. sp. Ciceri. Céréaliculture revue technique et scientifique de ITGCn 40.
- Keuls M., (1952).** The use of the studentized range in connection with an analysis of variance. Euphytica., 1:112-122.

## Références bibliographique

---

- Khan H., Zeb A., Ali Z. and Shah S. M., ( 2009).** Impact of five insecticides on chickpea (*Cicer arietinum* L.) nodulation, yield and nitrogen fixing rhizospheric bacteria. *Soil and environment.*, 1: 56-59.
- Kherbanda P. D. and Brewer C. C., (1980).** Cultural and pathogenic variability among isolates of *Ascochyta fabae*. *Canadian Journal of Plant Pathology.*, 2:139-142.
- 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.
- Labdi M., ( 1990).** Chickpea in Algeria. *Options méditerranéennes ,Série Séminaires* 9:137-140.
- Labdi M., Robertson L. D., Singh K. B. and Charrier A., ( 1996).** Genetic diversity and phylogenetic relationships among the annual *Cicer* species as revealed by isozyme polymorphism. *Euphytica* 88:181-188.
- Labdi, M., Oufroukh, A., Sellami, S., Adim. D., Agad, H., Kaouani, A., et Boudieb, M.,( 1996).** Enquête sur les maladies des légumineuses alimentaires en Algérie. 27-35, in Labdi, M., Maatougui, E. H., Bouznad, Z., Benabdelli, k., et Bensedik, K. *Les légumineuses alimentaires en Algérie: situation actuelle et perspectives.* ITGC Editions El-Harrach – ALGER. 296p.
- 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.*
- Ling L. Y. and Robinson R. J., (1976).** Extracting and fractionating lipids from chickpea. *Cereals Food World*, 21: 424.
- 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.
- Malençon G., (1947),** Mission d'étude dans les oasis du territoire d'Ain-Safra et de l'annexe du Tidikelt concernant une maladie du palmier dattier. *Ann. Agr. Alg.*, 2: 139-158.

## Références bibliographique

---

- Malhotra R. S., Pundir K. P. et Slinkard A. E.,(1987).** Genetic resources of chickpea.pp.11-34 In: Saxena H. C. and Singh K. B. (reds). The chickpea CAB International, Walling ford, U.K.
- Markell S., Wise K., McKay K., Goswami R., Gudmestad N., ( 2008).** Ascochyta blight of chickpea. Plant Disease and management., pp.1362.
- Matuo T. and Ishigami K., (1958).** On the wilt of Solanum melongenena L. and its causal fungus Fusarium oxysporum f. sp. melongenase n. f. Annuals of Phytopathology Society JPN., 23:189-192.
- Mehrez K., Belabid L. et Ben Freha F., (2010).** Détermination de races et recherché des génotypes de pois chiche (*Cicer arietinum*) résistant a *Fusarium oxysporum* f. sp. ciceri (agent de flétrissement vasculaire du pois chiche.1<sup>er</sup> séminaire National sur la protection des plantes cultivées, Centre Universitaire de Khemis Miliana, Institut des Sciences de la Nature et de la terre. p.62.
- Melle Kerroum Fatima.,(2009)** Caractérisation génétique par la compatibilité végétative et l'effet de certain Triazoles sur la croissance du *Fusarium oxysporum* f.sp.radicis lycopersici,17pp.
- Merzoug A., Ben Freha F. et Taleb M., ( 2009).** Les principales maladies fongiques du petit pois (*Pisum sativum*) et Pois chiche (*Cicer arietinum*) dans le nord oust algérien. Colloque International : Gestion des risques phytosanitaires, Marrakech, Maroc.
- Merzoug A., Ben Freha F. et Taleb M., (2009).** Les principales maladies fongiques du petit pois (*Pisum sativum*) et Pois chiche (*Cicer arietinum*) dans le nord oust algérien. Colloque International : Gestion des risques phytosanitaires, Marrakech, Maroc.
- Messaoudi H. et Messaoudi L., (1989),** Etude phytopathologique, morphologique et physiologique de *Fusarium oxysporum* f. sp. lycopersici. Mémoire pour l'obtention du D.E.S.
- Messiaen, C. M. & Cassini, R. (1968).** Systématique des *Fusarium*. Annales de Phytopathologie 386-454.
- Messiaen, C.M., Cassini, R. (1968).** Recherches sur les fusarioses IV : La systématique des *Fusarium*. Ann. Epiph., 19, pp.387-454.
- Messiaen, C.M. et R. Cassini, (1968).** Recherche sur les fusarioses. IV- La systématique *Fusarium*. Ann. Epiphyt. 19, 387-454.



## Références bibliographique

---

- Meyer, J.A. (1967).** Recherche sur les fusarioses. II. Ecologie et pathogénie du *Fusarium oxysporum*. *Ann. Epiphytes*, 18(2) : 241-247.
- Molot P. M. et Mas P., (1975).** Influence de la température sur la croissance mycélienne et le pouvoir pathogène des quatre races physiologiques de *Fusarium oxysporum* f. sp. melonis. *Annals of Phytopathology.*, 7: 175-178.
- Molot P. M. et Mas P.,( 1975).** Influence de la température sur la croissance mycélienne et le pouvoir pathogène des quatre races physiologiques de *Fusarium oxysporum* f. sp. melonis. *Annals of Phytopathology.*, 7: 175-178.
- Molot P. M., Cornus M., Ferriere H. et Lombard D., (1990).** Evolution de la fusariose de l'asperge en conditions hivernales. Influence du froid sur la réceptivité de la plante, utilisation des greffes "frigo". *Reviews Horticulture.*, 303:33-36.
- Muehlbauer F. J. and Kaiser N. J., (1964).** Using host plant resistance to manage biotic stress in cool season grain legumes. *Euphytica* 73:1-10.
- 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*.
- Navas Cortes J. A., Alcalá-Jiménez A. R., Hau B. and Jiménez-Díaz R. M., (2000).** Influence of inoculum density of races 0 and 5 of *Fusarium oxysporum* f. sp. ciceris on development of Fusarium wilt in chickpea cultivars. *European Journal of Plant Pathology.*, 106:135-146.
- Navas-Cortes J. A., Hau B. and Jimenez-Diaz R. M., (1998).** Effect of sowing date, host cultivar, and race of *Fusarium oxysporum* f. sp. ciceris on development of Fusarium wilt of chickpea. *Phytopathology.*, 88: 1338-1346.
- Navas-Cortes J. A., Hau B. and Jimenez-Diaz R. M., (1998).** Effect of sowing date, host cultivar, and race of *Fusarium oxysporum* f. sp. ciceris on development of Fusarium wilt of chickpea. *Phytopathology.*, 88: 1338-1346.
- Nelson P. E., Toussoun T. A. and Marasas W. F. O., (1983).** *Fusarium species: An illustrated manual for identification.* The Pennsylvania State University Press, University Park., 193pp.
- Nelson P. E., Toussoun T. A. and Marasas W. F. O.,( 1983).** *Fusarium species: An illustrated manual for identification.* The Pennsylvania State University Press, University Park., 193pp.

## Références bibliographique

---

- Nelson P. E., Tousson T. A. et Marasas W. F., (1983)**, Fusarium species. An illustrated manuel for identification. Penn. Stat. Univer. Press., 193 p.
- Nelson, P.E., (1981)**. Life cycle and epidemiology of Fusarium oxysporum. In: Fungal wilt diseases of plants. (M. E. Mace, A. A. Bell and C. H. Beckman, editors), Academic Press, New York, 51-80.
- 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. et Reddy M. V., (1987)**. Chickpea diseases and their control. Pages 233-370 In : The chickpea Saxena M. C and Singh K. B. red. Walking Ford Oxfordshire, UK: CAB International.
- 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., Reddy M. V., Haware M. P., Ghanekar A. M. and Amin K. S.,( 1991)**. Field diagnosis of chickpea diseases and their control. In: Information Bulletin n0.28, ed. By International Crops Research Institute for the semi Arid Tropics, Patancheru, India.
- Nene Y. L., Sheila V. K. and Sharma S. B., (1984)**. A world list of chickpea (*Cicer arietinum* L.) and pigeon pea (*Cajanus cajan* L.). Millsp. Pathogens. ICRISAT Pulse Pathology. Prog. Rep. 32.19pp.
- Nene, Y. L., et Reddy, M. V., (1987)**. Chickpea diseases and their control. Pages 233-370 Itz: The Chickpea Saxena M. C. and K. B Singh. reds. Walking Ford Oxfordshire, UK: CAB International-
- Newman D., (1939)**. The distribution of range in samples from a normal population, of chickpea in California. *Phytopathology.*, 64:432-436.
- 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.
- Padwick G.W.,(1940)**.The genus Fusarium study of the fungus causing wilt of gram (*Cicer arietinum* L) and of the related species of the subsection *Orthocera*, with special relation to the variability of key characteristics *Indian Journal of Agricultural Sciences.***Nelson, P.E., Toussoun, T.A., Marasas, W.F.O. (1983)**. Fusarium species. An illustrated Manuel for Identification. Pennsylvania State University Press, University Park, PA.

## Références bibliographique

---

- Pande S., Narayana R. J. and Sharma M., (2007).** Establishment of the chickpea wilt pathogen *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* in the soil through seed transmission. *Plant Pathol. J.*, 1: 3-6.
- Pande S., Narayana R. J. and Sharma M., (2007).** Establishment of the chickpea wilt pathogen *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* in the soil through seed transmission. *Plant Pathol. J.*, 1: 3-6.
- Pande S., Narayana R. J. and Sharma M., (2007).** Establishment of the chickpea wilt pathogen *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* in the soil through seed transmission. *Plant Pathol. J.*, 1: 3-6.
- Pande S., Siddique K. H. M., Kishore G.K., Baya B., Gaur P. M., Gowda C. L. L., Bretag T. and Crouch J. H. (2005).** *Ascochyta* blight of chickpea: biology, pathogenicity, and disease management. *Australian Journal of Agricultural Research* 56:317–332.
- pathogens. Annu. Rev. Phytopathol.** 36:485–500.
- Paul Parey, Berlin,** In: Nelson P. E., Tousson T. A. et Marasas W. F., (1983), *Fusarium* species. An illustrated manual for identification. Penn. Stat.Univer.Press., 193 p.
- Peres A., (1985).** Symptomes et identification des maladies au laboratoire. Creation CETIOM., 96pp.
- Rahmania F, ( 2000).** Contribution à la connaissance des relations hétérocytophysiological entre le Palmier Dattier, *Phoenix Dactylifera* L. et l'agent causal du Bayoud, *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis* (Killian et Maire) Gordon. Thèse doctorat d'état, USTHB, Alger, 156p.
- Raju S., Jayalakshmi S. K. and Sreeramulu K., (2008).** Comparative study on the induction of defense related enzymes in two different cultivars of chickpea (*Cicer arietinum* L.) genotypes by Salicylic acid, spermine and *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*. *Australienne Journal of Crop Science.*,3 :121-140.
- Rapilly F., (1968).** Les techniques de mycologie en pathologie végétale. *Annales des Epiphytes*, vol. 19. Institut National de la recherche Agronomique, Paris, 102pp.
- Rapilly, F., (1998).** Évolution historique des concepts des résistances des plantes aux agents pathogènes. *Cahiers Agriculteurs* 7(3) : 223-228.
- Reddy M. V., Nene Y. L. and Singh K. B., ( 1980).** Field screening of chickpeas for resistance to *Ascochyta* blight. *International Chickpea Newsletter.*, 2:13-15.

## Références bibliographique

---

- Rekha K. T. and Thiruvengadam M., (2009).** An efficient Micropropagation of chickpea (*Cicer arietinum* L.). Phillip Agriculture Scientist., 3: 320-326.
- Rouibah M., (1989).** The contribution to the study of the wilting of the chickpeas in Algeria. Institut National Agronomique El-Harrach. Algérie, 51p.
- Sayoud, R., Ezzahiri, B., Bouznad, Z., (1999).** Les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires au Maghreb. ITGC, Alger.
- Setti, B., (1996).** Contribution à l'étude de la pourriture racinaire et du flétrissement vasculaire de la lentille (*Lens culinaris* Mcd.) causées respectivement par *Fusarium solani* et *Fusarium oxysporum* f. sp. *lentis*. Thèse de Magister, Université de Blida.
- Shah T. S., Babar M. A., Iqbal J. M. and Ahsanul M. H., (2009).** Screening of chickpea (*Cicer arietinum*) induced mutants against *Fusarium* Wilt. Pakistan Journal of Botany., 4: 1945-1955.
- 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.
- 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.
- Sharma M., Kumar R. V., Narayan R. J., Kannan S., Holsington D. and Pande S., (2009).** Genetic diversity in Indian isolates of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*, chickpea wilt pathogen. *African Journal of Biotechnology.*, 6: 1016-1023.
- Sharma P. C. and Gupta P. K., (1983).** Cytological studies in the genus *Cicer* L. In: Proceedings of the XV International Congress of Genetics, New Delhi, 12-21 Dec.1983. Oxford and IBH Publishing Company, New Delhi, India, Abstract n°1257.
- Shiakh, M. H., (1974).** Studies in wilt of gram (*Cicer arietinum* L.) caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *Ciceris* in Marathwada region. M. Sc. AGR. Thesis Marathwada Krishi vidyapeeth, parbhani. India.
- 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 B., (1995).** Chickpea Botany and production Practices. Skill Development series ICRISAT India., 16 : 502-324.

## Références bibliographique

---

- Singh F. and Diwakar B., (1995).** Chickpea Botany and production Practices. Skill Development series ICRISAT India., 16 : 502-324.
- Singh Fand Diwakar B.,(1995).**Chickpea Botany and production Practrices .skill
- Singh K. B. and Dahya B. S., (1973).** Breeding for wilt resistance in chickpea. Pages 13-14 In: Symposium on wilt problem and breeding for wilt resistance in Bengal gram, India, Agricultural resources Institute, (New Delhi).
- Singh K. B.,(1987).** Chickpea breeding. In: Saxena M. C. and Singh K. B. (eds) the chickpea. CAB International Publisher, UK, pp127-162.
- Singh O. P. Raghavendra K., Nanda N., Mittal P. K. and Subbarao S. K., (2002).** Pyrthroid resistance in An. Culcifacies in surat district, Gujarat, West India. Current Science., 82:547-550.
- Singh U. and Singh B., ( 1992).** Tropical grain legumes as important human foods. Economic botany., 46:310-321.
- Singh U., ( 1985).** Nutritional quality of chickpea (*Cicer arietinum* l.): Current status and future research needs. Quality plant foods Human Nutrition., 35: 339-351.
- Singh U., (1985).** Nutritional quality of chickpea (*Cicer arietinum* l.): Current status and future research needs. Quality plant foods Human Nutrition., 35: 339-351.
- Smith, H.C. (1965).** The morphology of *Verticillium albo-atrum*, *V. dahlia*, and *V. tricopus*. New Zealand J. Agric. Res. 8 :450-478.
- Snyder, W.C., and H.N. Hansen. (1940).** The species concept in *Fusarium*. American Journal of Botany 27: 64-67.
- 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 39:1037-1050,1999.
- 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 39:1037-1050,1999.
- Trapero-Casas A. and Jimenez-Diaz R. M., (1985).** Fungal wilt and root rot diseases of chickpea in southern Spain. Phytopathology 75:1146-1151.
- Trapero-Casas A. and Jimenez-Diaz R. M., (1985).** Fungal wilt and root rot diseases of chickpea in southern Spain. Phytopathology 75:1146-1151.

## Références bibliographique

---

- Trapero-Casas A. and Jimenez-Diaz R. M., (1985).** Fungal wilt and root rot diseases of chickpea in southern Spain. *Phytopathology* 75:1146-1151.
- Vakalounakis DJ., Fragkiadakis GA. (1999).** Genetic diversity of *Fusarium oxysporum* isolates from cucumber: differentiation by pathogenicity, vegetative compatibility and RAPD fingerprinting. *Phytopathology* 89, p. 161–168.
- Vakalounakis, D. J., and Fragkiadakis, G. A.( 1999).** Genetic diversity of *Fusarium oxysporum* isolates from cucumber: Differentiation by pathogenicity, vegetative compatibility, and RAPD fingerprinting. *Phytopathology* 89:161-168.
- Van Der Maesan L. J. G., (1987).** Origine, history and taxonomy of chickpea. Pages11-34 In Singh, F. et Diwakar, B.1995.Chickpea Botany and Production Practices.Skill Development Series n°.16; ICRISAT.
- Van Der Maesan L. J. G., ( 1972).** Cicer L. 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.,72 10.
- Van Der Maesan L. J. G., ( 1972).** Cicer L. 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., 72-10.
- Westerlund J., Campbelle R. N. and Kimble K. A., (1974).** Fungal root rots and wilt
- Westerlund J., R. N. Campbell., et K. A. Kimble., (1974).** Fungal root rots and wilt of chickpea in California. *Phytopathology* 64: 432-436.
- Wollenweber H. W. et Reinking O. A., (1935),** Die Fusarien. Verlagsbuchhandlung
- Woo SL., Zoina A., Del Sorbo G., Lorito M., Nanni B., Scala F., Noveiello Woo, S. L., Zoina, A., Del-sorbo, G., Lorito, M., Nanni, B., Scala, F., and Noviello, C., (1996).** Characterization of pathogenic races of *Fusarium oxysporum* f. sp. Phaseoli by pathogenic races, VCGs, RFLPs and RAPD. *Phytopathology* 86: 966-973.
- Yadav S. S., Redden R., Chen W. and Sharma B., (2007).** Chickpea breeding and management. Cambridge library of Congress. (Livre).
- Zaim S., (2007).** Contribution à l'étude de *Trichoderma* spp. agent antagoniste de *Fusarium oxysporum* f. sp. ciceri et *Fusarium oxysporum* f. sp. lentis,

## Références bibliographique

---

agents du flétrissement vasculaire du pois chiche et de la lentille. Mémoire de magister, Université de Mascara., 113pp.

**Zaim S., Bekkar A. A., Bellahcen M. et Beabid L., ( 2010).** Effets des antagonistes du pois chiche sur l'infection par *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*. 1<sup>er</sup> séminaire National sur la protection des plantes cultivées, Centre universitaire de Khemis Miliana, Institut des Sciences de la nature et de la terre 25-26 mai 2010.

**Zohary D. and Hopf M., (2000).** Domestication of plants in the old world, 3<sup>rd</sup> edn. Oxford University Press, New York.



## Annexe 1

## Composition des milieux de cultures utilisés

## Milieu PDA

Extrait de pomme de terre.....	200g
Glucose.....	20g
Agar-agar.....	15g
Eau distillée.....	1000ml
pH.....	7

## Milieu pois chiche

Extrait de pois chiche.....	70g
Saccharose.....	20g
Agar-agar.....	20g
Eau distillée.....	1000ml
pH.....	7

## Milieu Malt

Extrait de malt.....	20g
Agar-agar.....	20g
Eau distillée.....	1000ml
pH.....	7

## Milieu Czapeck

NaNO <sub>3</sub> .....	2g
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> .....	1g
KCL.....	0.5g
MgSO <sub>4</sub> , 7H <sub>2</sub> O.....	0.5g
FeSO <sub>4</sub> , 7H <sub>2</sub> O.....	0.01g
Saccharose.....	30g
Agar-agar.....	15g
Eau distillée.....	1000ml
pH.....	7

### Milieu Sabouraud

Dextrose.....	40g
Peptone.....	10g
Agar.....	20g Eau
distillée.....	1000ml
pH.....	



## Liste des abréviations

Cm: Centimètre

°C: Degré Celsius.

F : Fusarium

FAO: Food Agriculture Organisation.

f. sp. : Forme spécialisée.

Fig : Figure

FOC: Fusarium oxysporum f. sp. Ciceri.

Gr: Gramme

Ha: Hectare.

ICARDA: International Center for Agricultural in the Dry Areas.

ILC: International Legume Cicer.

ITGC: Institut Technique des Grande Culture.

Mm: Millimètre.

Ml: Millilitre

Mt: Millions de tonnes.

µm: micromètre.

pH: Potentiel d'hydrogène.

Qx: Quintaux.

Pc: Pois chiche

PDA: Potato-Dextrose-Agar

## LISTE DES TABLEAUX

<b>Tableau1.</b> Rendement et production mondiale du pois chiche en comparaison avec d'autres cultures.....	4
<b>Tableau 2 :</b> Composition chimique des grains du pois chiche en comparaison avec quelques légumineuses alimentaires et le blé (pour 100 g de MS).....	5
<b>Tableau 3 :</b> Evolution des productions agricoles, superficies, et rendements du pois-chiche en Algérie durant la campagne 2000-2014.....	7
<b>Tableau 4 :</b> Les différents morphotypes observés chez <i>Fusarium oxysporum</i> .....	15
<b>Tableau 05 :</b> Répartition des isolats de FOC isolés à partir de tiges du pois chiche présentant les symptômes du flétrissement vasculaire.....	22
<b>Tableau6 :</b> Incidence, sévérité et gravité de la maladie dans le Nord Algérien.....	31
<b>Tableau7 :</b> classement d'isolats de <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>ciceri</i> selon les indices maladie (IM) induits .....	44

## LISTE DES FIGURES

<b>Figure 1:</b> Description de la plante du pois chiche.....	8
<b>Figure 2 :</b> Cycle de vie du <i>Fusarium oxysporum</i> .....	17
<b>Figure 3 :</b> Symptômes de la fusariose du pois chiche: A, sur plant entier; B, sur coupe longitudinale de la tige.....	18
<b>Figure 4 :</b> A: une culture du pois chiche présentant un foyer malade; B: culture du pois chiche présentant plusieurs foyer malades à Mostaganem.....	29
<b>Figure 5:</b> symptômes de flétrissement observés dans le champ.....	30
<b>Figure 6:</b> Variabilité de morphotype et de pigmentation de thalle des isolats du FOC.	33
<b>Figure 7:</b> Influence de Milieu de culture de pois chiche sur les 30 isolats de FOC. ...	34
<b>Figure 8 :</b> Influence de Milieu de culture sabouraud sur les 30 isolats de FOC.....	35
<b>Figure 9 :</b> Influence de Milieu de culture czabek's sur les 30 isolats de FOC.....	35
<b>Figure 10 :</b> Influence de Milieu de culture malt sur les 30 isolats de FOC.....	35
<b>Figure 11 :</b> Influence de Milieu de culture PDA sur les 30 isolats de FOC.....	36
<b>Figure 12:</b> Influence de la température (10°C) sur les 30 isolats de FOC.....	37
<b>Figure 13:</b> Influence de la température (15°C) sur les 30 isolats de FOC.....	37
<b>Figure14:</b> Influence de la température (20°C) sur les 30 isolats de FOC.....	37
<b>Figure 15:</b> Influence de la température (25°C) sur les 30 isolats de FOC.....	38

<b>Figure 16:</b> Influence de la température (30°C) sur les 30 isolats de FOC.....	<b>38</b>
<b>Figure 17:</b> Influence de la température (35°C) sur les 30 isolats de FOC.....	<b>38</b>
<b>Figure 18:</b> Influence de pH 4.5sur les 30 isolats de FOC.....	<b>39</b>
<b>Figure 19 :</b> Influence de pH 7sur les 30 isolats de FOC.....	<b>39</b>
<b>Figure 20 :</b> Influence de pH 8.5 sur les 30 isolats de FOC.....	<b>40</b>
<b>Figure 21:</b> Influence de la source d'azote (NaNo3) sur les 30 isolats de FOC.....	<b>40</b>
<b>Figure22:</b> Influence de la source d'azote (NH4 cl) sur les 30 isolats de FOC.....	<b>41</b>
<b>Figure 23 :</b> Influence de la source d'azote (NaNo2) sur les 30 isolats de FOC.....	<b>41</b>
<b>Figure24 :</b> Influence de la source de carbone (Saccharose) sur les 25 isolats de FOC....	<b>42</b>
<b>Figure 25 :</b> Influence de la source de carbone (Lactose) sur les 30 isolats de FOC.....	<b>42</b>
<b>Figure 26 :</b> Influence de la source de carbone (Glucose) sur les 30 isolats de FOC.....	<b>43</b>
<b>Figure 27:</b> Evolution du flétrissement vasculaire sur la variété sensible ILC 482 inoculée par le FOC. (A) jaunissement, (B) flétrissement.....	<b>43</b>

## ملخص

الحمص هو واحد من البقوليات الأكثر أهمية في العالم. اما في الجزائر لا تزال غلة هذا المحصول منخفضة جدا بسبب القيود التي تفرضها الطبيعة الحيوية وغير الحيوية. الفيوزاريوم الذبول هو الإجهاد الحيوي الناجم عن *Fusarium Oxysprum f. sp. Ciceri* الذي يولد ضررا كبيرا جدا.

على الرغم من أن هذا المرض تم عرضه في سنة 1980 وطرق مكافحة حساسة جدا بسبب عدم وجود معلومات وبائية، دراستنا تركز على الفيوزاريوم الذبول من الحمص في شمال شرق غرب الجزائر. لأنها تعبر عن تقييم شدة المرض و خصائصه المورفولوجية في مناطق مختلفة و أظهرت عمليات البحث سيطرت الفيوزاريوم الذبول في كامل الحقل , تظهر أعراض هذا الأخير سطحيا على شكل نباتات ذابلة في حالة الهجوم في وقت مبكر واصفرار في حالة التأخر .

تم عزل نباتات مريضة التي شملها المسح هيمنة FOC بنسبة 80.1% من بين 100 FOC تم اختيار 30 والقيام بدراسة مختلف الخصائص الفيزيولوجية حيث بينت ان أفضل وسط للنمو الأقصى للفطر هو الحمص Czapek , مع درجة حرارة ملائمة تقدر بـ 25°C, ودرجة حموضة تقارب 7. كما اظهرت النتائج ان كل مصادر الكربون والازوت مناسبة لنمو الفطر ومع ذلك، اعتبرت السكريوز و نترات البوتاسيوم الأفضل حيث حققت نموا أقصى لل FOC ب 4 سم بعد ثمانية أيام من الحضانة. سمحت دراسة العدوانية من 30 عزلة من مجموعتنا أن 100% من العزلات غاية في العدوانية الكلمات المفتاحية

*Cicer arietinum L., Fusarium oxysporum f. sp. Ciceri*, العدوانية , الفيوزاريوم الذبول



## Résumé

Le pois chiche est l'une des légumineuses les plus importantes dans le monde. En Algérie, les rendements de cette culture restent très faibles en raison des contraintes d'ordre biotiques et abiotiques. La fusariose vasculaire est une contrainte biotique causée par le *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* (FOC) qui engendre des dégâts très importants. Notre étude porte sur la fusariose vasculaire du pois chiche dans le Nord Est Ouest Algérien. Elle s'articule sur l'évaluation de l'incidence de la maladie et la caractérisation morphologique, morphotypiques et pathologique des isolats de FOC. Les prospections effectuées ont montré la dominance de la fusariose vasculaire dans la totalité des champs. Les isolements effectués à partir des plantes malades ont exprimé la dominance de FOC. 100 isolats ont été collectés suite à ce dernier, dont leur morphologie et pigmentation sont très diversifiées. Une population de 30 isolats a été sélectionnée l'étude des caractéristiques morphologiques. L'observation du comportement des 30 isolats étudiés de FOC aux différents facteurs physiopathologique a révélé une hétérogénéité au sein de cette forme spéciale. Un maximum de croissance mycélienne est obtenu sur le milieu pois chiche et PDA. L'optimum de croissance se situe aux alentours de 25°C. Les isolats étudiés présentent des réponses variables à chacun des pH. Cependant, l'optimum de croissance se situe entre le pH 7 et 8,5. Toutes les sources de carbone et l'azote étaient favorables à la croissance mycélienne de FOC. Cependant, le glucose et le nitrate de potassium ont été jugés les meilleures. L'étude de l'agressivité de 30 isolats issus de notre collection nous a permis de distinguer un seul groupe, où 100% des isolats sont des isolats très agressifs.

**Mots clés:** *Cicer arietinum* L, *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*, flétrissement vasculaire, agressivité.