

République Algérienne Démocratique et Populaire

Université Abdelhamid Ibn
Badis-Mostaganem
Faculté des Sciences de la
Nature et de la Vie



جامعة عبد الحميد بن باديس
مستغانم
كلية علوم الطبيعة و الحياة

DEPARTEMENT DE SCIENCES AGRONOMIQUES

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présentées par

DJELLAB SOULEYMAN

&

MORSO CHIKH

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN PROTECTION DES VÉGÉTAUX

THÈME

Caractérisation pathogénique de *Fusarium redolens* et de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* responsables de maladies telluriques du pois chiche (*Cicer arietinum*).

Mémoire soutenu publiquement le 04/07/2023

Devant le jury :

Mme BERGHEL S.	Présidente de jury	MCA	U. Mostaganem
Mme SAIAH F.	Examinatrice	MCB	U. Mostaganem
M. MAHIOUT D.	Encadreur	MCA	U. Mostaganem
M. SEKKAL I.	Co-encadreur	Doctorant	U. Mostaganem

Année universitaire 2022-2023

Résumé

Les maladies telluriques causées par *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (FOC) et *Fusarium redolens* (FR), deux parasites fongiques, engendrent d'importants dégâts à la culture de pois chiche (*Cicer arietinum* L.). L'objectif de cette étude consiste en l'étude de la pathogénicité de *Fusarium redolens* et de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* sur une lignée de pois chiche ILC 3279 (ICARDA), connue sensible aux maladies telluriques en Algérie. La différenciation de symptômes de ces deux pathogènes permettront un diagnostic sur terrain, qui permettrait d'asseoir une stratégie de lutte adéquate.

Les plantes de pois chiche sont semées dans un mélange de sol et de terreau (V/V), dans des pots en plastique à raison de 4 plantes par pot, avec 3 répétitions par traitement. Après 10 jours, les plantes sont retirées à partir des pots. Elles sont alors inoculées par immersion de leurs racines dans une suspension conidienne à 10^6 spores/ml pendant 15 mn. Les plantes témoins sont immergées dans une solution d'eau distillée stérile sans inoculum. Les premiers symptômes de la maladie ont apparus 21 jours après l'inoculation. Les plantes témoins n'ont montré aucun symptôme. A la lumière des résultats obtenus, il s'avère que les symptômes causés par FOC et par FR sont pratiquement identiques. Mais, la présence d'une nécrose brune au niveau du xylème de la tige des plantes inoculées indique que le pathogène est FOC. Ce symptôme est absent dans le xylème de la tige des plantes inoculées avec FR. D'autre part les coupes longitudinales effectuées au niveau des racines pivotantes des plantes inoculées par l'un ou l'autre parasite montrent une nécrose au niveau de la racine. Sur le plan pathogénique, nous avons démontré que FR est autant agressif que FOC sur le pois chiche.

Mots clés : le pois chiche, La fusariose vasculaire, *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (FOC), *Fusarium redolens*.

Summary

Telluric diseases caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (FOC) and *Fusarium redolens* (FR), two fungal parasites, cause significant damage to chickpea (*Cicer arietinum* L.) crops. The aim of this study was to investigate the pathogenicity of *Fusarium redolens* and *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* on a chickpea line ILC 3279 (ICARDA), which is known to be susceptible to soil-borne diseases in Algeria. Differentiating the symptoms of these two pathogens will enable a field diagnosis to be made, which in turn will provide the basis for an appropriate control strategy.

Chickpea plants are sown in a mixture of soil and potting mix (V/V) in plastic pots at a rate of 4 plants per pot, with 3 replicates per treatment. After 10 days, the plants were removed from the pots. They were then inoculated by immersing their roots in a conidial suspension containing 10^6 spores/ml for 15 minutes. Control plants were immersed in a sterile distilled water solution without inoculum. The first symptoms of the disease appeared 21 days after inoculation. The control plants showed no symptoms. In the light of the results obtained, it appears that the symptoms caused by FOC and FR are practically identical. However, the presence of brown necrosis in the stem xylem of inoculated plants indicates that the pathogen is FOC. This symptom was absent in the stem xylem of plants inoculated with FR. On the other hand, longitudinal sections taken from the taproots of plants inoculated with one or other parasite showed necrosis at root level. From a pathogenic point of view, we have shown that FR is as aggressive as FOC on chickpea.

ملخص

الأمراض الترابية التي يسببها *Fusarium oxysporum f. ciceris* (FOC) و *Fusarium redolens* (FR) ، وهما طفيليات فطرية ، تسبب أضرارًا كبيرة لمحاصيل الحمص (*Cicer arietinum* L). الهدف من هذه الدراسة هو التحقق من الأمراض الفطرية *Fusarium redolens* و *Fusarium oxysporum f. ciceris* على خط ILC 3279 (إيكاردا) ، المعروف بأنه عرضة للأمراض التي تنتقل عن طريق التربة في الجزائر. إن التمييز بين أعراض هذين الممرضين سيمكن من إجراء تشخيص ميداني، والذي سيوفر بدوره الأساس لاستراتيجية مكافحة مناسبة.

تزرع نباتات الحمص في خليط من التربة ومزيج القدر (V / V) في أواني بلاستيكية بمعدل 4 نباتات لكل وعاء ، مع 3 مرات لكل معاملة. بعد 10 أيام ، تمت إزالة النباتات من الأواني. ثم تم تلقيحهم عن طريق غمر جذورهم في معلق كونيدي يحتوي على 10^6 جراثيم / مل لمدة 15 دقيقة. تم غمر نباتات التحكم في محلول معقم من الماء المقطر بدون لقاح. ظهرت الأعراض الأولى للمرض بعد 21 يومًا من التلقيح. لم تظهر أي أعراض على نباتات التحكم. في ضوء النتائج التي تم الحصول عليها، يبدو أن الأعراض التي تسببها FOC و FR متطابقة عملياً. ومع ذلك، فإن وجود نخر بني في نسيج الخشب الجذعي للنباتات الملقحة يشير إلى أن العامل الممرض هو FOC. كان هذا العرض غائباً في نسيج الخشب الجذعي للنباتات الملقحة بـ FR. من ناحية أخرى ، أظهرت المقاطع الطولية المأخوذة من جذور النباتات الملقحة بطفيلي واحد أو آخر نخرًا على مستوى الجذر. من وجهة نظر مسببة للأمراض ، لقد أظهرنا أن FR هو عدواني مثل FOC على الحمص.

Remerciement

On remercie dieu le tout puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.

Nous tenons à remercier Mme. Berghoul S. d'avoir acceptée de présider ce jury

Nous tenons à remercier particulièrement Mme. Sayah Farida pour avoir accepté d'examiner ce mémoire et toutes les connaissances qu'elle nous a prodiguées durant notre cursus universitaire.

Tout d'abord, ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu voir le jour sans l'aide et l'encadrement de Mr Mahiout Djamel, on le remercie pour la qualité de son encadrement exceptionnel, pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité durant notre préparation de ce mémoire.

Nos remerciements s'adressent à Mr SEKKAL Ibrahim pour son aide pratique et son soutien moral et ses encouragements.

Nous tenons à remercier également tous ceux qui nous ont aidé de près et de loin pour l'élaboration de ce mémoire.

A tous ceux dont le soutien nous a été utile et nécessaire,

Nous disons :

Mille merci pour votre soutien envers nous

Merci à tous



Dédicace

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

*Je dédie ce mémoire à mes chers parents qui ont été toujours à mes côtés et m'ont toujours soutenu tout au long de ces longues années d'études. En signe de reconnaissance, qu'ils trouvent ici, l'expression de ma profonde gratitude pour tout ce qu'ils ont consenti d'efforts et de moyens pour me voir réussir dans
Mes études.*

*A toute ma famille Et à ma fiancée Boussaid Yemuna et
Sa famille.*

A toutes mes amies, Et surtout Fathi, Miloud, Mohammed.

*A tous les gens qui me connaissent et que je connais,
Et à tous ceux qui aiment le bon travail et ne reculent pas devant les
obstacles de
La vie.*



Chikh



Dédicace

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

*Je dédie ce mémoire à mes chers parents qui ont été toujours à mes
côtés et m'ont toujours soutenu tout au long de ces longues années
d'études. En signe de reconnaissance, qu'ils trouvent ici,
L'expression de ma profonde gratitude pour tout ce qu'ils ont consenti
d'efforts et de moyens pour me voir réussir dans
Mes études.*

*A toutes mes amies, Et surtout chikh morso walid chachi, lahcen
saibi, miloud derkaoua, ahmed amara*

*A tous les gens qui me connaissent et que je connais,
Et à tous ceux qui aiment le bon travail et ne reculent pas devant les
obstacles de
La vie.*

Souleyman .dj

Table des matières

Résumé.....	2
Introduction générale.....	15
1. Origine et distribution géographique.....	17
Taxonomie.....	18
Classification.....	18
Tableau 1. Composition chimique de pois chiche.....	18
2. Morphologie botanique de la plante.....	19
Une tige.....	19
Feuille.....	19
Racines.....	19
Fleure et fruit.....	20
3. Types cultivars chez le pois chiche.....	21
Macrosperma (Le type kabuli).....	21
Microsperma (Le type Desi).....	21
4. Le cycle végétative :.....	22
5. Exigences culturales.....	22
6. Variétés cultivées en Algérie.....	23
7.1 Dans le monde.....	23
7.2 En Algérie.....	24
Généralités sur les <i>Fusarium spp.</i> Responsables du jaunissement et du flétrissement du pois chiche.....	27
1. <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>ciceris</i>	27
Classification.....	28
Symptômologie.....	28
Mécanisme d'entrée du pathogène dans l'hôte et cycle de la maladie.....	29
Epidémiologie.....	31
<i>Fusarium redolens</i>	31
2.1 Description.....	31
Mycélium.....	31
Spores.....	32
2.3 Symptômologie.....	32

2.4 Cycle de la maladie et épidémiologie.....	32
Prévention et lutte contre la fusariose.....	33
Utiliser du matériel végétal exempt d'agents pathogènes et éviter de semer dans des sols à haut risque.....	34
Réduire ou éliminer l'inoculum dans le sol	34
Choisir les pratiques culturales.....	35
Utilisation de cultivars résistants.....	36
Matériel et méthodes	37
I. Matériel et méthodes	38
I.1. Matériel	38
I.1.1. Souches fongiques.....	38
I.1.2. Matériel végétal.....	38
I.2. Méthodes	38
I.2.1. Préparation de l'inoculum en milieu liquide	38
I.2.2. Préparation des plantes et inoculation	39
I.2.3. Notation des symptômes et ré-isolément des pathogènes	39
Résultats et discussion	41
1. Pathogénicité de <i>Fusarium</i> spp. <i>in vivo</i>	42
2. Vérification du postulat de Koch	45
Conclusion	47

Liste de tableaux

Tableau 1. Composition chimique de pois chiche18

Tableau 2. Les principales variétés de pois chiche cultivées en Algérie.....23

Tableau 3 : Maladies fongiques les plus importantes du pois chiche.....26

Liste de figure

Figure01	Distribution et production des pois chiches kabuli et dési à travers le monde (FAO, 2006).	19
Figure02	Morphologie de <i>Cicer arietinum</i> L. (Anonyme) 1	22
Figure03	Pois chiches de type Desi (à gauche) et kabuli (à droite).(Gaur et al., 2010).	23
Figure04	Fleur violette de pois chiche Desi (à gauche) et fleur de pois chiche Kabuli (à droite). Le pois chiche kabuli ne contient pas d'anthocyane, d'où ses fleurs blanches (<i>GrowNote-Chickpea.</i>).	23
Figure05	les stades végétatif, reproductif et de sénescence de l'ensemble du cycle de vie du pois chiche (<i>Kudapa et al., 2018</i>).	24
Figure06	Part de la production annuelle moyenne de pois chiches par région de 2008 à 2017(FAO, 2020)	25
Figure07	Pois chiches dans le monde, superficie diamant rempli), et diamant rempli), et la production (millions de tonnes carré rempli) de 1961 à 2017 (FAO, 2020).	26
Figure08	Evolution des superficies et des productions du pois chiche en Algérie. (ITGC, 2018)	26
Figure09	Flétrissement d'un plant de pois chiche suite à une infection par FOC	32
Figure10	Brunissement du xylème causé par infecté par FOC	32
Figure11	Mécanisme d'entrée du pathogène	33
Figure12	: Symptômes induits sur les plantes de pois chiche, lignée ILC 3279, 4 semaines après L'inoculation par <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. ciceris (A), et <i>Fusarium redolens</i> (B).	47
Figure13	Racines de pois chiche (lignée ILC 3279), 40 jours après l'inoculation par <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. ciceris (FOC). Plantes inoculées, A ; plantes témoins (non inoculées),	48
Figure14	Racines de pois chiche (lignée ILC 3279), 40 jours après l'inoculation par <i>Fusarium redolens</i> (FR). Plantes inoculées, A ; plantes témoins (non inoculées), B	49

Figure15	Nécrose du xylème au niveau de la racine pivotante du pois chiche (ILC 3279) inoculé artificiellement par le Foc.	50
-----------------	---	-----------

Liste des abréviations

F : Fusarium

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

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

FR: *Fusarium redolens*

Cm : Centimètre

Partie bibliographique

Introduction générale

Les légumineuses alimentaires représentent, de part la superficie qu'elles occupent, une place importante dans le système agraire et l'agroécologie de nombreux pays du monde. En effet, ces légumineuses présentent une importance tout à fait particulière pour l'agriculture, en raison de l'existence au niveau de leurs racines de nodosités abritant des bactéries symbiotiques dotées de capacité à fixer l'azote atmosphérique qu'elles restituent à la plante. Du point de vue nutritionnel, les légumineuses représentent une importante source de protéines végétales et à bas prix, plus accessibles et bien moins chères que les protéines animales, surtout pour les pays en voie développement.

En Algérie, le pois chiche occupe une place importante dans le domaine agricole. En surface cultivée, cette espèce occupe la deuxième place après la fève et la féverole. Le pois chiche est considéré parmi les aliments de base des Algériens. En raison de la très forte valeur alimentaire de ces graines, le pois chiche est destiné, en sa majeure partie, pour la consommation humaine. Le pois chiche est dépourvu de tout facteur antinutritionnel. D'autre part, selon Jukanti et al. (2012), la paille de pois chiche est utilisée dans l'alimentation et l'engraissement animal.

En Algérie, malgré la forte augmentation des emblavures de la culture de pois chiche, les rendements sont restés stables et faibles. Ils ne dépassent guère les huit quintaux à l'hectare. Cette faible production est due à une faible pluviométrie globalement déficitaire. D'autres facteurs comme la prolifération des mauvaises herbes, l'utilisation des semences non certifiées, les ravageurs et les maladies sont des contraintes à l'augmentation des rendements des cultures de pois chiche.

Les champignons telluriques sont des facteurs importants limitant le développement de pois chiche. Les *Fusarium* provoquent des pourritures des racines des plantes et/ou le flétrissement. Ils constituent une menace permanente pour la culture. Deux champignons importants, *Fusarium oxysporum* Schelcht. Emend. Snyd. Hans. f. sp. *ciceris* (Padwick) et *Fusarium redolens* Wollen. sont responsables actuellement de maladies désignées respectivement sous le nom du flétrissement vasculaire (Jimenez-Diaz et al., 2015) et du jaunissement du pois chiche (Jimenez-Diaz et al., 2011).

La maladie du flétrissement a été rapportée initialement en Inde et par la suite dans de nombreux pays dont l'Algérie où elle constitue une maladie la plus importante et la plus dévastatrice

(Labdi, 1990). La maladie provoque de graves pertes de récolte de pois chiches, jusqu'à 100% dans des conditions favorables (Haware et Nene, 1982).

La maladie du jaunissement du pois chiche a été d'abord signalée par Jimenez-Diaz (2011). Elle a ensuite été signalée dans quelques autres pays dont la Tunisie (Bouhadida et al., 2017) et l'Algérie (Zaim et Bekar, 2022).

En Iran, Saeedi et Jamali (2021) ont rapporté que la fréquence de *F. redolens* dans les sols non cultivés était plus élevée que les autres espèces. En outre, tous les isolats obtenus de pois chiches présentant des symptômes de pourriture noire des racines ont été identifiés comme étant *F. redolens*. La diversité pathogène de *F. redolens* ressemble à celle de *F. oxysporum* et des isolats de *F. redolens* ont été associés à un large éventail de maladies, y compris le flétrissement, la fonte des semis et la pourriture corticale (Baayen et al. 2001). Ainsi, l'association de *F. redolens* avec les symptômes de la maladie du jaunissement et du flétrissement du pois chiche est peu connue.

Le premier objectif de cette étude était d'étudier la pathogénicité de *Fusarium redolens* et de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. Le deuxième objectif consiste à relever les symptômes typiques propres à chaque agent pathogène, ces symptômes seront utiles lors d'un diagnostic sur terrain et en plein champs, ceci dans le but d'avoir un diagnostic rapide qui permettrait une prise de décision quant aux mesures à prendre. Les résultats de cette étude peuvent être utiles dans la prise de décision des stratégies de gestion du flétrissement du pois chiche.

1.1 Origine et distribution géographique

Les données disponibles suggèrent que le pois chiche est originaire de la région du Croissant fertile, située au sud-est de la Turquie et à proximité de la Syrie. sud-est de la Turquie et de la Syrie adjacente (Van der Maesen, 1987).

Le géniteur sauvage proposé et plusieurs autres espèces annuelles de Cicer sont présentes dans d'autres régions (Ladizinsky, 1975).

Considèrent *C. reticulatum* comme le progéniteur sauvage du pois chiche cultivé, et le sud-est de la Turquie comme le centre d'origine de la culture. Bien que il existe encore une controverse sur l'ancêtre sauvage du pois chiche, notre propre analyse de l'hybridation interspécifique (K. B. Singh, 1997). (Figure n°1)

Les botanistes avaient déjà postulé plusieurs origines différentes. De Candolle (1883) a fait remonter l'origine du pois chiche à une région située au sud du Caucase et dans le sud de l'Europe. Pois chiche à une région au sud du Caucase et au nord de la Perse. Vavilov (1926) a identifié deux centres d'origine primaires, l'Asie du Sud-Ouest et la Méditerranée, et un centre d'origine secondaire. Méditerranée, et un centre d'origine secondaire, l'Éthiopie, l'Éthiopie. Il a noté que les lignées à grosses graines étaient abondantes autour du bassin méditerranéen, tandis que les tandis que les lignées à petites graines étaient dominantes vers l'est (Singh, 1997). (Figure n°1).

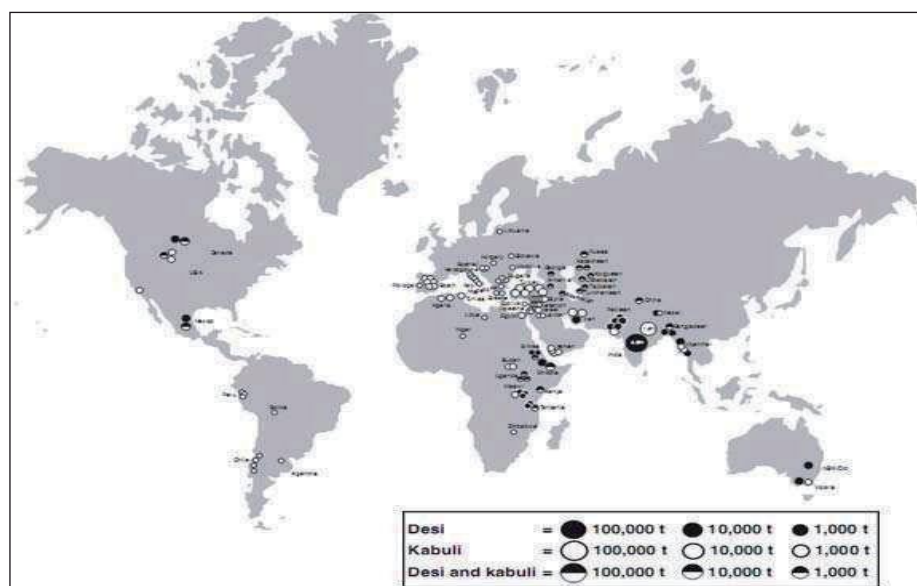


Figure n°1 : distribution et production des pois chiches kabuli et desi à travers le monde (FAO, 2006).

1.2 Taxonomie

Initialement, le pois chiche faisait partie de la tribu des Viciae, mais en raison de ses caractères distincts, il a été inclus dans une nouvelle tribu monogénérique, les Cicereae (KUPICHA, 1977)

1.3 Classification

Règne : Plantae

Sous-règne : Tracheobionta

Super division : Spermatophyta

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Sous-classe : Rosidae

Ordre : Fabales

Famille : Fabaceae

Genre : Cicer

Espèce : Cicer arietinum L (USDA, 2008).

Tableau 1. Composition chimique de pois chiche (R. Singh & Jauhar, 2005).

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

1.4. Morphologie botanique de la plante

1.4.1. La plante : Le *Cicer arietinum* est une herbe annuelle courte, annuelle courte, atteignant une hauteur de moins d'un mètre. Selon l'angle de l'angle des branches et de la surface du sol, la plante prend un port "dressé, semi-dressé, étalé, semi-étalé et prostré", semi-étalée, étalée, semi-étalée et prostrée".

Les branches partent de la base au niveau du sol ce qui donne à la plante un aspect buissonnant (**figure 1**) (Sajja et al., 2017a).

La surface de la plante, y compris les racines, la tige, les feuilles et les gousses, est pubescente et recouverte de glandes. et les gousses sont pubescentes, couvertes de poils glandulaires glandulaires et non glandulaires. Les poils glandulaires sécrètent un mélange d'acides contenant les acides malique, oxalique et citrique, les acides malique, oxalique et citrique. Ce mélange d'acides agit comme un

mécanisme de défense contre les parasites suceurs. L'exsudation l'exsudation des racines aide à solubiliser les nutriments du sol (Sajja et al., 2017a) .

1.4.2. La tige : la tige du pois chiche est herbacée et devient lignifiée avec l'âge. Comme pour les feuilles, la tige est couverte par des poils unis et pluricellulaires. Selon les génotypes de pois chiche, à une certaine hauteur, la tige se ramifie en deux ou trois branches pour donner des ramifications secondaires et par la suite des ramifications tertiaires (Slama, 1998)

1.4.3. Feuille : Les feuilles ont la forme imparipennée (Poitier., 1981 in Ben Mbarek., 2011) et sont composées de 7 à 15 folioles ovales et dentelées, sans vrilles, en position alternée sur un rachis.

Les faces inférieures des feuilles sont couvertes par un duvet formé de poils uni et pluricellulaires. Ces poils renferment des glandes qui synthétisent des acides organiques tels que l'acide oxalique (Slama, 1998).

1.4.4. Racines : les pois chiches ont une forte racine pivotante. Avec 3 à 4 rangées de racines latérales. Les tissus parenchymateux de la racine sont riches en amidon. Amidon. Tous les tissus périphériques disparaissent à la maturité de la plante et sont remplacés par une couche déliage (Muehlbauer et Singh, 1987) Les racines poussent à une profondeur de 1,5 à 2,0m de profondeur. Les racines de pois chiche portent des nodules de Rhizobium. Ils sont de type

caroténoïde, ramifiés, avec des ramifications aplaties latéralement. Ramifiés avec des ramifications aplaties latéralement formant parfois un lobe en éventail (Corby, 1981).

1.4.5 Fleur et fruit : Les fleurs (bisexuée) sont zygomorphes, articulées, solitaires ou en grappes de deux fleurs insérées sur des pédoncules axillaires à l'aisselle des feuilles et au niveau des bifurcations.

Le pois chiche est une espèce autogame(Ladizinsky, 1987) caractérisée par une floraison massive. Seulement son taux de nouaison est faible et varie de 28 à 37 % respectivement chez les types kabuli et desi(Khanna-Chopra et Sinha, 1987)

Le fruit est une gousse de forme globuleuse, renflée, ovale, velue, pendante et portant un bec(Ladizinsky, 1987).

Elle peut comporter de 1 à 3 graines qui peuvent être lisses ou ridées, arrondies ou irrégulières forme ronde forme ronde à angulaire forme angulaire (**internationale et al., 2002**)



(Figure^o2) :Morphologie de *Cicer arietinum* L. (Anonyme) 1 : Racines ; 2 : feuille composée de folioles ; 3 : fleur ; 4 : gousse ; 5 : Graine germée 1 4 5 2 3 a b Partie I : Synthèse bibliographique I. Généralités sur le pois chiche 7 Fig. 1 : Types de pois chiche (*Cicer arietinum* L.) Kabuli (a) et Desi (b) (Gaur et al., 2010) Fig. 2 : Morphologie de *Cicer arietinum* L. (Anonyme) 1 : Racines ; 2 : feuille composée de folioles ; 3 : fleur ; 4 : gousse ; 5 : Graine germée.

1.5 Types cultivars chez le pois chiche

En fonction de la taille et de la couleur des graines, les pois chiches cultivés sont de deux types (Cubero, 1975).

1.5.1 Macrosperma (Le type kabuli) : Les graines de ce type sont grosses (Figure n° 3) (masse de 100 graines >25 g), rondes ou en tête de bœuf, et de couleur crème. La plante est de hauteur moyenne à grande, avec de grandes folioles et des fleurs blanches (Figure n° 4), et ne contient pas d'anthocyanine. de grandes folioles et des fleurs blanches, et ne contient pas d'anthocyanine. (F. Singh et Diwakar, 1995).

1.5.2 Microsperma (Le type Desi) ; Les graines sont généralement petites (Figure n° 3) (environ 0,2 g par graine) ; le tégument est épais et de couleur crème, jaune, marron, noir et vert, noir et vert. La tige et les feuilles peuvent contenir une pigmentation anthocyanique (Sajja et al., 2017b).



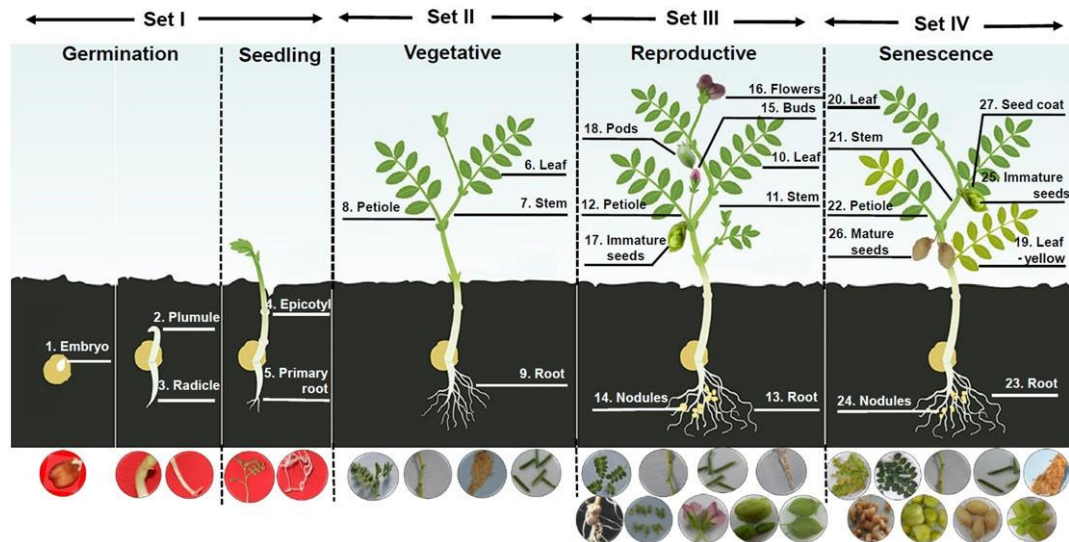
Figure n° 3 : Pois chiches de type Desi (à gauche) et kabuli (à droite). (Gaur et al., 2010).



Figure n° 4 : Fleur violette de pois chiche Desi (à gauche) et fleur de pois chiche Kabuli (à droite). Le pois chiche kabuli ne contient pas d'anthocyanine, d'où ses fleurs blanches (GrowNote-Chickpea.).

1.6. Le cycle végétatif

La durée du cycle de développement du pois chiche varie d'un cultivar à l'autre et dépend de la chaleur et de l'humidité du sol (Richa et Singh, 2001). La croissance et le développement du pois chiche peuvent être divisés en cinq stades phénologiques (Plancquaert et Wery, 1991a). La durée de chaque étape est fonction de l'espèce, de la photopériode, de la température et de l'eau. (Figure n°5)



(Figure n°5) : les stades végétatif, reproductif et de sénescence de l'ensemble du cycle de vie du pois chiche (Kudapa et al., 2018).

1.7. Exigences culturales

Le pois chiche est une culture peu exigeante en qualité du sol. Il peut être cultivé dans différents types de sol ; mais il préfère les sols lourds, profonds, bien drainés, de texture limoneuse et argilo-siliceuse et il redoute les sols calcaires qui prédisposent la plante à produire des graines de mauvaise cuisson. Le pH optimum du sol pour cette culture varie de 6 à 9 (ITGC, 2011).

Le pois chiche est très sensible à une mauvaise aération due à une mauvaise préparation du sol ; ce qui engendre des problèmes d'asphyxie racinaire et par conséquent des pertes à la levée (Berger et al., 2003) ;

Le pois chiche est une légumineuse et fixe donc l'azote de l'air. Les apports de phosphore et de potassium devront être réalisés en fonction des analyses de sol et de l'objectif de rendement (ITGC, 2011).

1.8. Variétés cultivées en Algérie

Dans le monde, Il existe de nombreuses variétés de pois chiche, plus de 20 mille variétés(Plancquaert et Wery, 1991b). Les principales variétés cultivées en Algérie (Tableau 1), sont du type Kabuli et Gulabi (GHETAI & SEGHIR BIREM, 2021).

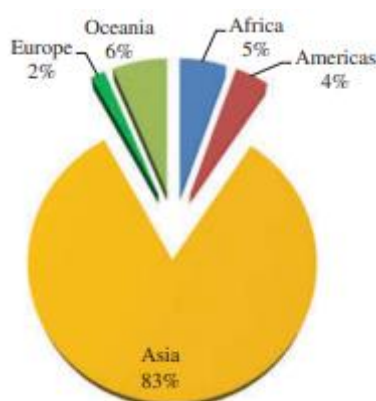
Tableau2. Les principales variétés cultivées en Algérie (GHETAI & SEGHIR BIREM, 2021)

Variétés locales	En multiplication	Nouvelles variétés introduites
Ain-Temouchent	Chetoui 1 (ILC 32 79)	Gab 4 (Flip 93 93 C)
Sabdou	Chetoui 2 (ILC 482)	Gab 5 (Flip 88 85 C)
Rabat 9	Flip 84 92 C	Flip 97 706 C
	Flip 90 13 C	

1.9. Importance économique du pois chiche

1.9.1 Dans le monde

La majorité des pois chiches ont été commercialisés à l'intérieur et consommés dans les pays où ils ont été produits. Pays où ils étaient produits. Alors qu'environ 15 % de la production totale de légumineuses a fait l'objet d'échanges internationaux au cours des dernières années, seuls 8 % des pois chiches produits ont été commercialisés à l'étranger(Yadav et al., 2007). **(Figure6) et (Figure7).**



(Figure6) Part de la production annuelle moyenne de pois chiches par région de 2008 à 2017(FAO, 2020)

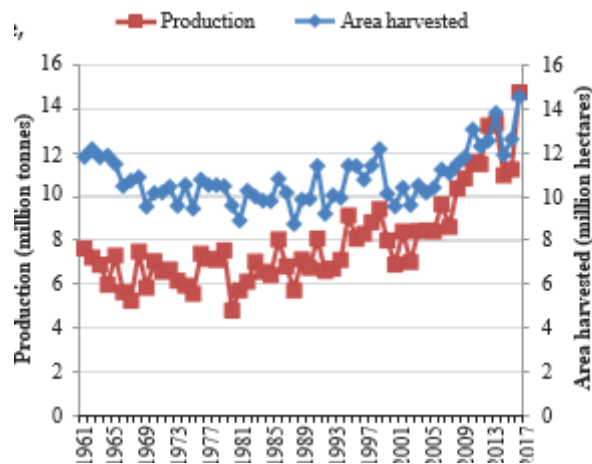


Figure n°7 : Pois chiches dans le monde, superficie (diamant rempli), et la production (carré rempli) de 1961 à 2017 (FAO, 2020) .

L'Inde est le plus grand producteur de pois chiches au monde, avec 65 % (9,075 millions de tonnes) de la production totale de pois chiches L'Australie est le deuxième pays au monde avec une part de 14 %. Le rendement mondial moyen du pois chiche est d'environ 1,8 tonne/ha, mais le rendement moyen en Asie occidentale et méridionale n'est que de 1,46 tonne/ha (FAO, 2020) Bien que la production soit faible dans d'autres pays en développement, tels que la Turquie, le Myanmar, l'Éthiopie et le Mexique, les niveaux de rendement dépassent 1,8 tonne/ha (FAO, 2020) Les taux de rendement sont supérieurs à 2 tonnes/ha au Yémen et en Russie. Des niveaux de rendement similaires ou supérieurs sont observés dans la plupart des pays développés (FAO, 2020) .

1.9.2. En Algérie

En Algérie, la culture du pois chiche occupe une superficie moyenne de 27 000 ha, pour une production nationale qui oscille entre 17800 et 35000 tonnes par ans (DSASI, MADRP, 2009-2017). (Figure 8).

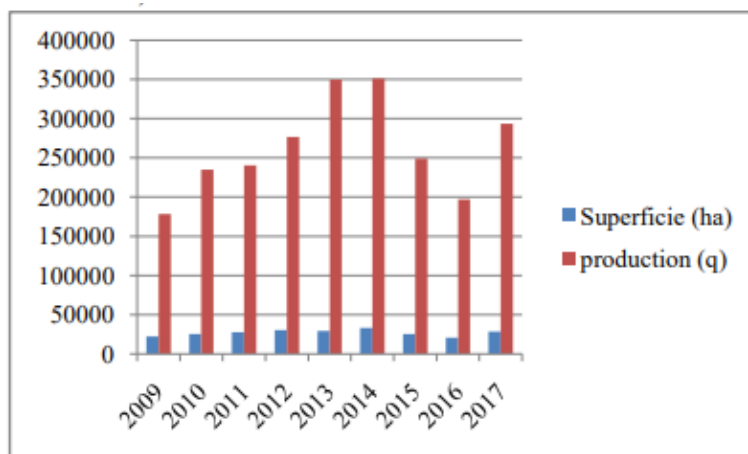


Figure n°8 : Evolution des superficies et des productions du pois chiche en Algérie.(ITGC, 2018) .

L'amélioration des rendements permettront une diminution de ces importations. 0 50000 100000 150000 200000 250000 300000 350000 400000 Superficie (ha) production (q) 5

L'introduction de cette culture dans la rotation permettra aux agriculteurs d'augmenter leurs revenus par la diminution des superficies en jachère, notamment dans les zones potentielles où la pluviométrie annuelle est située entre 450 et 600 mm, ainsi qu'une économie dans les amendements en engrais azotés utilisés dans la culture des céréales.

Tableau : Maladies fongiques les plus importantes du pois chiche

Maladie des pois chich	L'agent pathogène	Symptôme sur le pois chiche	Méthode de lutte
Fusariose vasculaire	<i>Fusarium oxysporum</i> <i>Schlecht.</i> emend Snyder: Fr. f. sp. <i>ciceris</i> (Padwick) Matuo & K. Sato	- Racines: décoloration de tissus vasculaires. - Plantes: jaunissement foliaire progressif avec décoloration vasculaire, suivi par la mort de la plante après 40 jours (pathotype de jaunissement). Chlorose sévère et flaccidité, décoloration vasculaire et la mort de la plante dans 20 jours après inoculation (pathotype de flétrissement) Nene et al., 1991	
Verticilliose	<i>Verticillium alboatrum</i> Reinke & Berth.	les symptômes de cette maladie apparaissent sous forme d'un jaunissement finissant par un flétrissement totale de la plante. Les tissus de xylème prennent une coloration marron clair(Nene et al., 2012)	

Anthracnose racinaire	<i>Ascochyta rabiei</i> (Pass.) Labr. (Bouznad et al., 1996)	(Nene et al., 2012) confondus avec ceux causés par <i>Ascochyta rabiei</i> . Des taches irrégulières, brunes claires sur les feuilles, les tiges et les gousses. -Les pycnides sont irrégulières, sombres et submergées (Nene et al., 2012)	AZOXYSTROBINE + DIFENOCNAZOLE - HYDROXYDE DE CUIVRE - SULFATE DE CUIVRE NEUTRALISE A LA CHAUX - CUIVRE DE L'OXYCHLORURE DE CUIVRE
Pourriture molle des racines	<i>Rhizoctonia solani</i> Kühn	- Plantes: jaunissement et flétrissement à tout stade phénologique de la plante. la graine, dans les résidus de la culture et dans le sol. ➤ L'infection peut survenir à tous les stades de la	
		croissance. (Nene et al., 2012)	
Pourriture blanche des tige	<i>Sclerotinia Sclerotiorum</i>	-Des taches sclérotiques irrégulières blanches sur la tige et la base des branches (Nene et al., 2012)	
Pourriture grise	<i>Botrytis cinerea</i> Pers. ex Fr.	-La maladie est très importante pour la culture, les symptômes sont caractérisés par des taches grises et marrons au niveau de la partie aérienne de la plante (Nene et al., 1991 ; Pande et al., 2001)	- AZOXYSTROBINE - CYPRODINIL + FLUDIOXONIL CYPRODINIL+ FLUDIOXONIL
Pourriture des racines et des graines	<i>Pythium ultimum</i> Trow	- Plantes: flétrissement progressif. - Racines: nécrotiques et décolorées (Nene et al., 2012)	

Généralités sur les *Fusarium* spp. Responsables du jaunissement et du flétrissement du pois chiche

Outre les *Pythium* et les *Rhizoctonia* spp. plusieurs *Fusarium* spp. peuvent causer des pourritures racinaires économiquement dommageables pour le pois chiche dans le monde entier (Haware, 1998 ; Infantino et al., 2006 ; Chen et al., 2011). L'intensification de la production de production de légumineuses dans les prairies a entraîné une prééminence accrue des pourritures racinaires, y compris celles causées par *Fusarium* spp.

Jusqu'à présent, le spectre des agents pathogènes de la pourriture des racines prévalant dans le système de culture du pois chiche, en particulier *Fusarium* spp. et leur capacité à provoquer des maladies importantes, sont inconnus, alors qu'ils ont été bien étudiés chez le pois et la lentille au cours de la dernière décennie.

Zaim et al. (2022) signale pour la première fois en Algérie une nouvelle espèce pathogène sur pois chiche, il s'agit de *Fusarium redolens*, champignon à partir de la région de Mascara, dans le nord-ouest algérien. En plus de la pourriture des racines, le flétrissement fusarien du pois chiche, causé par *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* peut causer des pertes dévastatrices dans de nombreuses régions de culture du pois chiche, y compris dans la plupart de celles où l'on cultive le pois chiche, y compris la plupart des régions d'Asie, d'Afrique, d'Europe méridionale et d'Amérique (Jiménez-Díaz et al., 2015 ; Jha et al., 2020). Cette dernière espèce a fait l'objet de nombreuses études en Algérie.

Cette étude bibliographique consiste donc à présenter quelques connaissances techniques et scientifiques avant sur le *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* et *Fusarium redolens*, principaux agents pathogènes du pois chiche en Algérie.

1.1. *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*

Le flétrissement fusarien causé par *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* est l'une des maladies les plus importantes sur le plan économique dans la plupart des régions productrices de pois chiches (Jiménez-Díaz et al. 2015).

Elle entraîne une perte totale de rendement en grains si la maladie se manifeste pendant la période végétative et la période de croissance de la plante (Haware et Nene, 1980 ; Haware et al., 1990 ; Halila et Strange, 1996 ; Navas et al., 2000). La maladie se manifeste par la mortalité

des jeunes plantules (dans les 25 à 30 jours suivant le semis). Le champignon FOC est un pathogène principalement transmis par le sol. Il peut être transmis par les semences (Haware et al., 1978). Les plantules qui meurent à cause de la maladie du flétrissement peuvent être confondues avec d'autres maladies du complexe du flétrissement si elles ne sont pas examinées attentivement. Les plantules infectées par le flétrissement fusarien s'effondrent et s'étendent à plat sur le sol en conservant leur couleur terne.

1.2. Classification

Division : *Eumycota* .

Sous-division : *Deuteromycotina* .

Classe : *Hyphomycetes*.

Order : *Moniliales*.

Famille : *Tuberculariaceae*

Genre : *Fusarium* .

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

1.3 Symptômologie

Plantes adultes montrent des symptômes typiques de flétrissement dues aux maladies vasculaires (**Figure 9**). Les racines des plantes flétries ne montrent aucune pourriture externe mais lorsqu'elle est fendue verticalement, le xylème montre une coloration brun foncé (Nene et coll., 1991) (**figure 10**). Les gousses des plantes fanées semblent normales, mais les graines sont généralement plus petites, ridées et décolorées. Bien que les graines infectées peuvent être détectées visuellement, les graines d'apparence normale récoltées à partir de plantes fanées peuvent également abriter le pathogène (Haware et Nene, 1982; Gupta, 1991).



Figure 9: Figure A : Flétrissement d'un plant de pois chiche suite à une infection par FOC



Figure 10: brunissement du xylème causé par infecté par FOC.

1.4 Mécanisme d'entrée du pathogène dans l'hôte et cycle de la maladie

Le champignon Foc peut infecter la plante à presque n'importe quel stade de développement de son cycle de vie. La reproduction asexuée de *Fusarium oxysporum* donne lieu à trois types de spores ; micro-conidies, macro-conidies et chlamydospores. Les micro-conidies sont de forme ellipsoïdale avec 0-1 septa et les macro-conidies sont cylindriques, à paroi mince, légèrement incurvées avec 3-4 septa. L'agent pathogène survit dans le sol ou les semences infectées sous forme de chlamydospores libres ou incorporées dans les cellules ou les tissus végétaux (Jimenez-Díaz et coll., 1989 ; Agrios, 2005). La température optimale pour la croissance du mycélium est de 25 à 30 °C et le pH du sol de 5 à 6,5 pH (Agrios, 2005 et Singh et coll., 2007).

.La phase de pré-entrée dans la plante implique les événements initiaux qui sont nécessaires pour exécuter une entrée réussie. L'agent pathogène reste dormant sous forme de chlamydospores dans les débris végétaux jusqu'à ce qu'il reçoive un stimulus pour germer par les glucides libérés provenant de parties de plantes hôtes ou non hôtes en décomposition (Schippers et Van Eck 1981). Ainsi, le sol devient la principale source d'inoculum pour les futures infections. Comme Foc infecte les plants de pois chiches principalement par conidies, avant que l'agent pathogène ne pénètre dans l'hôte, les conidies doivent germer et pousser à la surface de l'hôte. Elles infectent les plantes par les ouvertures naturelles ou les blessures dans les racines, en particulier dans les brèches de racines pivotantes et de poils absorbants. Les sucres, les acides aminés, les minéraux sécrétés sur la surface de la plante stimulent la germination des conidies.

Foc peut entrer dans la cellule hôte soit par pénétration directe et/ou par voie des pores préexistants à la surface des cellules de hôte. En pénétration directe, les hyphes fongiques produisent une forte pression physique sur la surface de la plante suivie par la sécrétion d'enzymes dégradant les parois cellulaires végétales. Cutinase, cellulase, pectinase et protéase sont les principales enzymes sécrétées par la plupart des champignons pathogènes pour la rupture de la cuticule, les matériaux cellulose, les pectines et barrières protéiques présents à la surface des cellules végétales (Annis et Goodwin 1997; Walton 1994).

La Pectate lyase, une enzyme dégradant les parois est un agent pathogène important facteur de pathogénicité produit par le Foc (**Jorge et al. 2006**).

Les hyphes envahissants pénètrent au plus profond de l'hôte. Dans un premier temps, l'agent pathogène colonise les régions corticales du tissu racinaire progressant ensuite vers les régions vasculaires. Foc colonise exclusivement à l'intérieur des vaisseaux du xylème, se ramifie largement pour obstruer ces vaisseaux, détruisant le flux de nutriments, se dispersant et se répandant dans toute la plante et aboutissant finalement à la mort chez les plantes sensibles (figure 11).

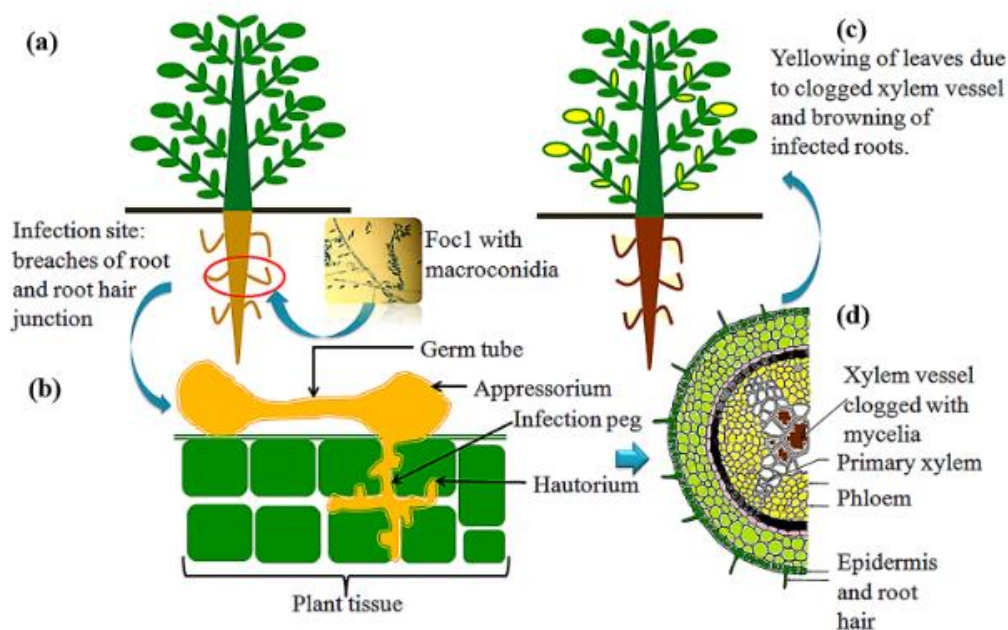


Figure n°11 : Mécanisme d'entrée du pathogène, **a** Foc 1 infecte le pois chiche à travers les brèches de la racine pivotante et la jonction des cheveux racinaires; **b** les spores germent pour former un tube germinatif avec appressorium qui entre dans les tissus profonds par les vésicules d'infection et produit en outre un haustorium; **c** le mycélium colonise les vaisseaux du xylème et entrave la circulation de l'eau; **d** les symptômes de flétrissement ont commencé à apparaître, avec un jaunissement progressif des feuilles et un brunissement des racines. Source (Bhar et al. 2020).

Le flétrissement, l'affaissement et le jaunissement des feuilles se produisent et finalement la plante entière s'effondre en quelques jours. Cet agent pathogène demeure dans le sol, les racines, les semences et les résidus végétaux infectés sous forme de chlamydo-spores et de mycélium pendant plus de 6 ans, ce qui sert d'inoculum pour le développement de la maladie au cours de la saison suivante (Jalali et Chand, 1992 ; Singh et coll., 2007 ; Jimenez-Díaz et al., 2015).

1.5. Epidémiologie

Le FOC est fréquemment considéré comme agent de maladies monocycliques gouvernées fortement par la densité et la distribution de l'inoculum primaire. C'est pour cela, le but principal d'une stratégie de contrôle est de réduire la quantité de cet inoculum (Rekha et al, 2000). Les champignons du sol ont, quant à eux, des rayons de disséminations très faibles. Ils évoluent par le développement de leur mycélium, attiré par les sécrétions racinaires des plantes. Ils bénéficient néanmoins d'autres atouts: des formes de conservation performantes qui peuvent rester viables plusieurs années dans le sol et passer ainsi le cap de rotations longues. Ils peuvent en outre être disséminés d'une parcelle à l'autre par le biais du matériel de travail du sol (Cunnington et al, 2009). L'homme est en effet lui aussi un vecteur, notamment par le transport de semences contaminées, ou du fait d'échanges commerciaux de matières premières végétales. Par ces différents vecteurs, les maladies peuvent être transportées sur des grandes distances, d'une parcelle à l'autre mais aussi d'un pays à l'autre (Gwata et al. 2006).

2. *Fusarium redolens*

La position taxonomique de *F. redolens* a été problématique. **Wollenweber (1913)** a reconnu *F. redolens* comme une espèce distincte. **Booth (1971)** a traité ce champignon comme une variété de *F. oxysporum*, tandis que **Nelson (1983)** a reconnu *F. redolens* comme synonyme de *F. oxysporum*. Cette controverse s'est poursuivie jusqu'à ce que la distinction entre les deux espèces soit définie à l'aide de méthodes basées sur l'ADN (**Waalwijk et al., 1996; O'Donnell et coll., 1998a; Gams et coll., 1999; Baayen et coll., 2000a**). Ces études ont révélé que *F. redolens* et *F. oxysporum* sont des espèces différentes.

Fusarium redolens est considéré comme un pathogène d'un grand nombre de plantes hôtes. Il a été isolé à partir de racines et de couronnes nécrosées et décolorées de pois chiches, de pois, de lentilles et de blé dur (**Bouhadida et al., 2017**).

F. redolens est responsable de la réduction des rendements des cultures de pois, de pois chiches et de blé dur dans le monde. L'espèce a été signalée au Liban, au Pakistan, en Espagne (**Jiménez-Fernández et al. 2011**), en Tunisie (**Bouhadida et al. 2017**) et en Algérie (**Zaim, 2022**) comme agent causal du flétrissement et comme pathogène des tomates en Algérie (**Hamini-Kadar et al. 2010**).

2.1 Description

2.1.1 Mycélium

Le mycélium de *F. redolens* est composé d'hyphes d'apparence fibreuse, poudreux ou ressemblant à de la "laine de coton". (**Haapalainen et al., 2016**). Le mycélium peut être blanc, crème ou rose. (**Taheri et al., 2011**). La région centrale apparaît rose et s'éclaircit progressivement vers le bord où les hyphes marginaux sont blancs. *F. redolens* produit des pigments orange et bruns dans le substrat de croissance. On a observé que les colonies poussaient jusqu'à 75-80 mm en 10 jours (**Taheri et al., 2011**).

2.1.2. Spores

F. redolens possède des conidies et des chlamydospores. Les conidies sont généralement lisses, cylindriques et légèrement en forme de faucille (**Cheng et al., 2022**). Les macroconidies ont des cellules supérieures plus larges et des cellules terminales en forme de crochet. Les macroconidies ont 3 à 5 septa et mesurent environ 45,9 sur 2,58 micromètres. Les microconidies sont ovales ou cylindriques et mesurent environ 10,68 sur 3,18 micromètres. Les chlamydospores sont abondantes et sphériques ou ovales, à parois rugueuses et légèrement pigmentées.

2.2.1. Classification

Règne : *Fungi*.

Division : *Ascomycota*.

Classe : *Sordariomycetes*.

Ordre: *Hypocreales*.

Famille: *Nectriaceae*.

Genre: *Fusarium*.

Espèce: *Fusarium Redolens* (**Anon, 2023**)

2.2.2 Symptômologie

F. redolens héberge des isolats qui peuvent provoquer un large éventail de maladies, y compris la pourriture corticale, la fonte des semis et le flétrissement (**Booth, 1971 ; Gerlach et al., 1961, Gerlach et Pat, 1961**), *F. redolens* peut être retrouvé en association avec *F. oxysporum* f. sp. pisi dans les cas du flétrissement du pois, mais chacun de ces champignons peut provoquer le flétrissement de cette plante séparément et induire des symptômes indiscernables l'un de l'autre.

F. redolens est pathogène sur pois chiche, provoquant une nécrose des racines et un jaunissement foliaire acropétal (**Jiménez-Fernández et al., 2011**).

2.2.3. Cycle de la maladie et épidémiologie

Le champignon peut être transmis par les graines et peut survivre dans les débris végétaux du sol (**Haware et al 1996**). Il a été démontré que le champignon chlamydospore a été trouvé libre

dans le sol dans le hile de la graine dans les cotylédons et les axes (Shakir et al.1994). L'infection primaire se fait par la chlamydospores ou par le mycélium. Les conidies du champignon sont de courte durée; Cependant, les chlamydospores peuvent demeurer viables jusqu'à la prochaine campagne agricole (Chand, H.; 2009) .La formation de Chlamydospore dépend de l'état nutritionnel de l'inoculum. L'agent pathogène survit bien dans les racines et les tiges, même dans les plantes apparemment saines(Haware,et al. 1982 ; Chand,et al. 2009).Le champignon reste dormant sous forme de chlamydospores dans les débris végétaux jusqu'à ce qu'il soit stimulé pour germer, une fois que les glucides sont libérés des tissus végétaux en décomposition ou des racines (Schippers, B,et al, 1981). Le stimulus nécessaire à la germination peut provenir des racines de plantes hôtes ou non hôtes, ou un contact avec des morceaux de débris végétaux frais (Nelson, P.E. , 2012). Après la germination des chlamydospores, des conidies et de nouvelles chlamydospores peuvent se former ainsi que des hyphes. Après la germination, un thalle est produit à partir duquel des conidies se forment en 6–8 h si les conditions sont favorables. L'invasion des racines est suivie par la pénétration des cellules épidermiques de l'hôte ou du non-hôte (Beckman, C.H,et ,al, 1995) et le développement d'une maladie vasculaire systémique (Stover, R.H,et al,1970).Les sites de pénétration directe les plus courants sont situés à l'extrémité des racines pivotantes ou près de celles-ci, les racines latérales (Lucas, J. , 1998). Pendant la colonisation, le mycélium avance de manière intracellulaire à travers le cortex racinaire jusqu'à ce qu'il atteigne les vaisseaux du xylème et y pénètre par les fosses. Le champignon reste alors exclusivement dans les vaisseaux du xylème8.(Bishopt, G.D.; Cooper, R.M. 1983). Le flétrissement est probablement causé par une combinaison d'activités pathogènes. Il s'agit notamment de l'accumulation de mycélium fongique dans le xylème et/ou de la production de toxines, des réponses de défense de l'hôte, y compris la production de gels, de gommes et de tyloses et de l'écrasement des vaisseaux par prolifération du parenchyme adjacent cellules (Beckman et al.1987).

2.2.4. Prévention et lutte contre la fusariose

Généralement les méthodes de lutte contre les Fusarium du sol sont similaires. Les méthodes conseillées contre Fusarium oxysporum f. sp. ciceris sont valables dans le cas de Fusarium redolens, mis à part les méthodes génétiques et les méthodes de lutte biologique, car celles-ci sont spécifiques à chaque pathogène.

La prise en charge de la fusariose du pois chiche est difficile à réaliser et aucune mesure de contrôle unique n'est prise en compte est pleinement efficace (Halila et al 1996). La fusariose du pois chiche est une maladie monocyclique dont le développement est entraîné par l'inoculum primaire de l'agent pathogène. Par conséquent, la prise en charge de la maladie devrait être visant à exclure l'agent pathogène ainsi qu'à réduire la quantité et/ou l'efficacité de l'inoculum (Jiménez-Díaz et al.2015). Pour atteindre un tel objectif, certaines mesures doivent être respectées :

2.2.5. Utiliser du matériel végétal exempt d'agents pathogènes et éviter de semer dans des sols à haut risque.

Fusarium peut être transmis par des graines infectées et des débris végétaux (Jiménez-díaz et al. 2017 ; Nelson et al.1981). Le matériel de multiplication peut entraîner l'introduction de l'agent pathogène dans des sols ou une production exempts d'agents pathogènes zones. Par conséquent, l'importance de vérifier l'état de santé de ce matériel au moyen de programmes de certification, une législation sur l'inspection phytosanitaire et la quarantaine devrait être envisagée. Sélection appropriée du le site de plantation optimise l'utilisation de matériel végétal exempt de *F. oxysporum spp* dans les sols non infestés (Jiménez-díaz et al.2017). L'évaluation du risque de maladie fondée sur la densité de l'inoculum est un critère important à examiner avant les plantations. En effet, la densité d'inoculum dans le sol sur les sites de plantation pourrait être estimée pour éviter les parcelles présentant un risque élevé de maladie grave (Jiménez-Fernández et al.2011). Récemment, Jiménez-Fernández et al. [Jiménez-Fernández, 2011 ont développé un protocole quantitatif de réaction en chaîne par polymérase (q-PCR) qui permet de quantifier l'ADN Foc jusqu'à 1 pg dans le sol ainsi que dans les racines et les tiges de plantes de pois chiches asymptomatiques infectées qui peuvent être utiles pour la détection et l'identification de l'agent pathogène dans les programmes de certification, les inspections phytosanitaires et la législation sur la quarantaine. L'inoculum transmis par les graines peut être éradiqué par enrobage des semences avec du benlate (Haware et al 1978).

2.2.6. Réduire ou éliminer l'inoculum dans le sol

Les maladies du *Fusarium* de plusieurs cultures ont été contrôlées avec succès par solarisation du sol (Stapleton et al 1986). La chaleur générée par la solarisation peut ne pas tuer carrément un agent pathogène, mais l'organisme peut être affaibli, ce qui entraîne une réduction de son agressivité pour son hôte et une plus grande susceptibilité aux attaques par d'autres composantes de la microflore du sol (Strange et al., 2003). De plus, le contrôle des agents pathogènes des plantes transmis par le sol pourrait être réalisé par des inondations qui détruisent

de nombreux agents pathogènes transmis par le sol (Jiménez-díaz et al 2011, Strange et al 2003). L'enlèvement des débris de la fusariose a affecté les cultures de pois chiches et le fait de les brûler offre une destruction thermique des chlamydospores ce qui réduirait le risque de maladie dans la culture suivante. Il a été démontré que le brûlage des résidus de culture affectés réduit considérablement la quantité d'inoculum dans le sol de plusieurs champignons phytopathogènes (Jiménez-Díaz et al 2015).

L'utilisation de bio-agents pour le contrôle présente un grand potentiel. En effet, un agent de lutte biologique colonise la rhizosphère et ne laisse aucun résidu toxique contrairement aux produits chimiques ((Dubey et al 2007).). Les espèces de *Trichoderma* ont été évaluées contre l'agent pathogène du flétrissement et offrent de grandes promesses dans la gestion du flétrissement des pois chiches (Kaur et al 1992). L'utilisation de *Pseudomonas fluorescens* inhibe la croissance de *F. oxysporum f. sp. ciceris* « in vitro » et permet une augmentation significative de la longueur des pousses, du poids sec et du rendement en grains (Nautiyal et al 1997).

La formulation à base de *Pseudomonas fluorescens* a augmenté les rendements des pois chiches en plein champ et peut être utilisé efficacement comme traitement des semences pour lutter contre le flétrissement des pois chiches (Vidhyasekaran et al. 1995). Une étude menée avec différents isolats de *Bacillus spp* et de *Pseudomonas chlororaphis* a montré un fort antagonisme à l'égard de trois races de *F. oxysporum f. sp. ciceris* (Landa et al. 1997).

2.2.7. Choisir les pratiques culturales

Des facteurs environnementaux tels que la température, les éléments nutritifs et le pH du sol peuvent influencer considérablement le développement de maladies du *Fusarium* et le choix approprié des pratiques culturales qui tirent parti d'une telle influence peuvent contribuer à une bonne gestion du *Fusarium*. Une étude menée par Haware et al. (1996) indiquent que le *Fusarium* responsable du flétrissement a la capacité de survivre dans le sol pour plus de 6 ans et 3 ans de rotation des cultures ne sont pas efficaces pour réduire l'incidence du flétrissement. Selon à une étude menée dans le sud de l'Espagne par (Navas-Cortes al. (1998), il a été démontré que le développement de l'épidémie était principalement lié à la date de semis. Ainsi, le fait d'avancer la date de semis des cultures de pois chiches du début du printemps au début de l'hiver peut ralentir le développement d'épidémies de fusariose et augmenter le rendement en graines de pois chiches (Landa et al.2004). Compte tenu de ces résultats, la résistance de l'hôte semble être la méthode de contrôle la plus efficace pour le flétrissement des pois chiches.

2.2.8 Utilisation de cultivars résistants

L'heure actuelle, l'utilisation de cultivars résistants semble être la mesure de lutte la plus pratique et la plus efficace sur le plan économique pour la gestion de la fusariose du pois chiche. Les cultivars de pois chiches résistants représentent un élément clé des programmes de gestion intégrée des maladies qui impliquent l'utilisation de combinaisons additives ou synergiques de mesures de contrôle biotiques, culturales et chimiques (**Jiménez-Díaz et al. 2015 ; Landa et al. 2004 ; Jiménez-díaz et al. 2011**). La résistance aux races Foc avait été identifiée principalement dans le germoplasme Desi et, dans une moindre mesure, chez les pois chiches de type Kabuli, ainsi que chez les espèces sauvages de Cicer (**Jiménez-Díaz et al. 2015**). Le déploiement de cultivars résistants n'a pas été étendu en raison de caractéristiques agronomiques indésirables dans certains matériaux développés. De plus, la forte variabilité pathogène des populations de Foc peut limiter l'efficacité et l'utilisation intensive de la résistance disponible (**Barakar et al., 2012**). A notre connaissance, il n'existe aucune bibliographie concernant l'utilisation de cultivars résistant à l'égard de *Fusarium redolens*.

Matériel et méthodes

I. Matériel et méthodes

Le flétrissement fusarien causé par *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (Foc) est le principal champignon transmis par le sol qui affecte le pois chiche au niveau mondial. Les épidémies de flétrissement fusarien peuvent dévaster les cultures et causer jusqu'à 100 % de pertes dans les champs fortement infestés et dans des conditions favorables. À ce jour, huit races pathogènes de Foc (races 0, 1A, 1B/C, 2, 3, 4, 5 et 6) ont été signalées dans le monde. Le développement de cultivars résistants est la méthode la plus efficace pour lutter contre cette maladie et contribuer à stabiliser les rendements du pois chiche. Cet agent pathogène a été longtemps rapporté en Algérie.

(Zaim et Bekkar, 2022) signale la présence de *Fusarium redolens* dans les cultures de pois chiche de la région de Mascara, dans l'Ouest algérien, qui provoque des symptômes identiques à ceux provoqués par FOC. Cet agent pathogène, n'a pas fait l'objet de nombreuses études quant à sa symptomatologie et à sa pathogénicité à l'égard du pois chiche.

L'objectif de notre étude est de comparer la pathogénicité de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* et de *Fusarium redolens*.

I.1. Matériel

I.1.1. Souches fongiques

Les souches de *Fusarium* utilisées dans cette étude nous ont été gracieusement fournies par monsieur Sekkal Ibrahim, doctorant en Protection des végétaux. Il s'agit de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (Foc 1) et *Fusarium redolens*. Leur identification moléculaire a été faite sur la base de leur région ITS (IT1 & ITS4). Elles avaient été isolées à partir de champs de pois chiche présentant des symptômes de flétrissement.

I.1.2. Matériel végétal

La lignée de pois chiche utilisée dans notre expérimentation nous a été fournie par l'Institut Technique des Grandes Cultures (ITGC).

I.2. Méthodes

I.2.1. Préparation de l'inoculum en milieu liquide

Des erlens de 250 ml, contenant 150 ml de milieu liquide composé de jus de pomme de terre (200g/l et de glucose (20 g/l) sontensemencés par 5 explants mycéliens (0,5 cm de diamètre). Ces derniers sont prélevés à partir d'une culture jeune de 5 jours poussant sur milieu PDA. Les cultures sont déposées sur un agitateur orbital réglé à 130 rpm. L'agitation continue a duré 7

jours à 25 ± 2 °C. La suspension conidienne ainsi obtenue est filtrée à travers une mousseline. La concentration de l'inoculum est ajustée à $1 \cdot 10^6$ spores/ml à l'aide d'une cellule de Malassez

I.2.2. Préparation des plantes et inoculation

La lignée de pois chiche, ILC 3279, s'est avérée sensible à *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris* et à *Fusarium redolens* lors de tests préliminaires effectués par Sekkal (2022) (résultats non publiés). Elle a donc été choisie pour la réalisation du test de pathogénicité.

La prégermination des semences de pois chiche (lignée ILC 3279) a été faite dans des boîtes en plastique rectangulaires (18,5 cm x 12,5 cm x 6 cm) dans lesquelles un coton imbibé d'eau a été déposé préalablement. Après 5 jours d'incubation, les semences pré germées ont été transplantées des pots en plastique (20 cm x 25 cm) remplis d'un mélange de terre sablonneuse préalablement autoclavée et un terreau stérile (1/3 : 2/3). Les pots avaient été préalablement stérilisés à l'aide d'une solution de l'hypochlorite de sodium à 2 % puis lavées abondamment à l'eau. Les graines de pois chiche (lignée ILC 3279) sont semées à raison de 4 graines par pot avec 3 répétitions pour chaque *Fusarium* utilisé. trois pots témoins sont utilisés, trois servant de témoins pour Foc1 et les trois autres représentent les témoins de Fr1.

L'inoculation 10 jours après le semis. Les jeunes plantes âgées de 10 jours sont retirées délicatement du sol. Leurs racines sont alors soigneusement lavées à l'eau distillé stérile pour éliminer le sol y adhérent. Le système racinaire des plantes est trempé pendant 15 mn dans une suspension sporale (1×10^6 spores/ml) du parasite à inoculer. Les plantes témoins sont immergées dans une eau distillé stérile, sans l'inoculum fongique. Les plantes ainsi inoculées et les plantes témoins sont replantées dans leur pot d'origine. Des arrosages réguliers sont effectués.

I.2.3. Notation des symptômes et ré-isolement des pathogènes

Les symptômes sont notés suivant l'ordre de leur apparition pour *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* et *Fusarium redolens*. Des observations sont effectuées sur la partie aérienne des plantes, sur le collet de la plante et sur la partie racinaire. Ces symptômes sont notés selon une cinétique de temps pendant toute la période précédant la mort des plantes.

Au laboratoire, quelques tiges sont prélevées sur des plantes présentant le symptôme de flétrissement. Les tiges découpées en explants de 1 cm de longueur, lavées à l'eau courante, désinfectées superficiellement pendant 30 secondes à l'aide d'une solution d'hypochlorite de sodium à 1 %, laver trois fois à l'eau distillée stérile, respectivement pendant 2 mn, 3 mn et 5

mn, et sécher sur du papier joseph stérile. Les explants sont alors déposés en boîte de Pétri contenant un milieu PDA, à raison de 3 par boîte. Les boîtes de Pétri sont mises à incuber en obscurité pendant 7 jours à 25°C.

Résultats et discussion

1. Pathogénicité de *Fusarium* spp. *in vivo*

Les espèces de *Fusarium* ont pu infecter avec succès des plantules de pois chiche (ILC 3279) dans les expériences sur des sols infestés. Les espèces de *Fusarium* ont infecté significativement (100 %) des plantes inoculées comparativement aux témoins.

Toutes les plantes inoculées avec FOC ou FR ont montré des symptômes de maladie. Tandis que les plantes témoins sont restées vertes et ne montraient aucun symptôme.

Des travaux récents menés en Algérie ont démontré l'incrimination de l'espèce *Fusarium redolens* dans le flétrissement du pois chiche (Zaim et Bekkar, 2022). *Fusarium redolens* cause des pourritures du collet et des racines de la tomate en Algérie (Hamimi-Kadar et al., 2010). Ce champignon est également associée à des maladies de fonte de semis de pin d'Alep (Lazreg et al., 2014).

Selon Booth (1971), *F. oxysporum* et *F. redolens* contiennent des isolats causant un large éventail de maladies, notamment le flétrissement, la fonte des semis et la pourriture corticale ; plusieurs d'entre eux présentent une spécificité d'hôte.



Figure 12 : Symptômes induits sur les plantes de pois chiche, lignée ILC 3279, 4 semaines après l'inoculation par *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (A), et *Fusarium redolens* (B).

Ceux-ci s'ensuivent par un développement de nécrose brunâtre et sèche visible et étirée sur quelques centimètres d'un seul côté de la tige. Les sujets inoculés sont complètement détériorés après un mois de l'attaque par rapport aux plants témoins qui demeurent indemnes (**Figure 13**).

Les premiers symptômes sont apparus 3 semaines après l'inoculation. En début d'attaque les symptômes de Foc et de FR ne sont pas discriminants. Les pétioles et les folioles flétrissent brusquement, puis les feuilles entières qui, au départ prennent une couleur vert-terne avant de devenir brunes mais molles. (**Figure 13**). Le brunissement commence par les feuilles du bas de la plante, il progresse vers le haut de la plante au fur et à mesure que le temps passe. La

distribution des symptômes sur la plante est d'abord unilatéral puis gagnent la plante entière (**Figure 13**).

Une étude menée par Jimenez-Fernandez et al. (2011) a révélé que l'infection du pois chiche par *F. redolens* induit un syndrome de maladie similaire à celui causé par le pathotype de jaunissant de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris*.

F. redolens est associé à la pourriture des racines d'un grand nombre d'espèces végétales (Baayen et al. 2000). Il est aussi responsable de la pourriture du pied d'haricot [Clarkson et al., 1978), de la pourriture des racines du soja (Bienapfl et al., 2010), du flétrissement vasculaire des plantes de lentilles (Riccioni et al., 2008) et cause le flétrissement du pois chiche (Jimenez-Fernandez et al., 2011). Ce champignon a également été signalé en Tunisie (Bouhadida et al., 2017) et en Algérie (Zaim et Bekkar, 2022) où il cause le jaunissement et le flétrissement des plantes.

Les résultats de l'inoculation de *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris* sur le pois chiche montrent que le système racinaire des plantes infectées est affecté, ce qui entrave leur développement. Les plantes présentent un jaunissement presque total des feuilles et un flétrissement dû au flétrissement et à la pourriture des racines. En outre, l'infection entraîne un blocage du système conducteur de la plante, qui comprend le xylème et le phloème, ce qui empêche le développement de la partie aérienne de la plante.

Ces observations sont caractéristiques de l'impact de *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris*, l'agent causal de la fusariose vasculaire, sur le pois chiche. L'infection fongique affecte le système vasculaire de la plante, provoquant une perturbation de la circulation des nutriments et de l'eau. Cela entraîne un flétrissement, un jaunissement des feuilles et une détérioration des racines, ce qui compromet la croissance globale de la plante (Figure 14).



Figure 13: Racines de pois chiche (lignée ILC 3279), 40 jours après l'inoculation par *Fusarium oxysporum f. sp. ciceris* (FOC). Plantes inoculées, A ; plantes témoins (non inoculées), B.



Figure 14: Racines de pois chiche (lignée ILC 3279), 40 jours après l'inoculation par *Fusarium redolens* (FR). Plantes inoculées, A ; plantes témoins (non inoculées), B.

Une coupe longitudinale effectuée dans la tige des plantes inoculées par l'isolat FOC montre une décoloration des tissus vasculaires de la tige et de la racine pivotante (Figure 16). Dans le cas de l'inoculation par FR, les tissus des tiges paraissent sains et ne montrent pas de décoloration alors que le xylème de la racine pivotante est devenu brun. Ces résultats sont en accord avec ceux de Jimenez-Fernandez et al. (2011) qui n'ont pas noté de nécrose du xylème dans le cas de l'inoculation artificielle de plantes de pois chiche avec *Fusarium redolens*.

Nous avons noté aussi que les plantes inoculées par l'un ou l'autre des parasites présentaient un chancre noirâtre au niveau du collet et que leur système racinaire est atteint mais beaucoup

plus sévèrement pour FOC. Dans les deux cas, FOC ou FR, les plantes malades montrent des racines nécrosées.

Fusarium redolens n'est pas facile à différencier de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* à l'aide d'un diagnostic basé sur la morphologie car les deux espèces provoquent des symptômes similaires sur le pois chiche; par conséquent, l'utilisation de protocoles moléculaires devrait permettre d'éviter les diagnostics erronés de l'une ou l'autre espèce parasite.

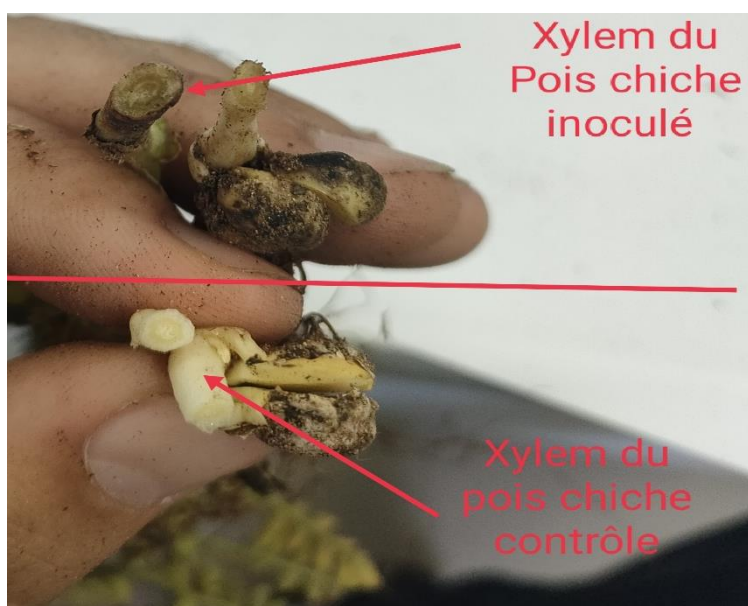


Figure 15: Nécrose du xylème au niveau de la racine pivotante du pois chiche (ILC 3279) inoculé artificiellement par le Foc.

L'utilisation de caractères morphologiques pour différencier les *Fusarium* spp. Morphologiquement similaires, tels que *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* et *F. redolens*, peut conduire à un faux diagnostic. Cependant, une identification précise des *Fusarium* spp. et les formae spéciales de *F. oxysporum* est cruciale pour la gestion efficace des maladies à *Fusarium*, en particulier si les cultivars résistants sont l'une des rares mesures de contrôle les plus efficaces, comme en témoigne la fusariose du pois chiche (Landa et al., 2004 ; Landa et al., 2006).

2. Vérification du postulat de Koch

Nous avons vérifié les critères du postulat de Koch. Nous avons réisolé FOC et FR à partir des plantes inoculées. Pour les plantes témoins les isolements étaient négatifs. Les colonies des parasites inoculées présentaient les mêmes caractéristiques morphologiques que les colonies

des isolats de départ. Pour Jiménez-Fernández et al. (2011), les isolements de *Fusarium* spp. à partir de pois chiches présentant des symptômes de flétrissement, même s'ils sont pratiqués à partir des tissus de la partie supérieure de la tige, ne garantissent pas nécessairement la récupération de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris*.

Conclusion

Conclusion

Pour pouvoir distinguer, sur le plan symptomatique, les deux espèces, nous avons inoculé de jeunes plantes de pois chiche (ILC 3279); nous avons montré que l'existence d'une nécrose vasculaire à l'intérieur de la tige des plantes inoculées par FOC, par ailleurs absente dans le cas des plantes inoculées par FR, était le seul symptôme discriminant entre les deux parasites. Ce symptôme n'est cependant pas suffisant pour affirmer avec certitude qu'il s'agit de l'une ou l'autre espèce de *Fusarium*.

Le postulat de Koch a été vérifié pour évaluer la responsabilité de chaque isolat dans la maladie. Chaque espèce de *Fusarium* a été inoculée (10^6 conidies/ml) sur les plantes de pois chiche lignée ILC 3279 (sensible). Toutes les plantes ont montré des symptômes au 21^{ème} jour après l'inoculation et le champignon a pu être réisolé à nouveau des plantes malades.

Sur le plan pathogénique, nous avons démontré que *Fusarium redolens* est autant agressif que *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* sur le pois chiche. En effet, les premiers symptômes sont apparus le même jour, soit au 21^{ème} jour après l'inoculation par FOC ou l'inoculation par FR. Dans les deux cas, le flétrissement commence par les feuilles situées en bas de la tige, gagnant progressivement les feuilles situées au dessus. A la fin de l'expérience, soit 40 jours après l'inoculation, les plantes inoculées soit par Foc soit par FR sont toutes mortes.

Les deux espèces de *Fusarium* sur lesquelles nous avons travaillé sont maintenant bien établies en Algérie. Il est donc important d'assurer l'identification et la distinction précises de ces deux espèces de parasite dans une zone géographique pour laquelle des protocoles moléculaires appropriés sont disponibles. Cette approche faciliterait le dévelop

pement de matériel génétique résistant pour ces cultures, s'il est disponible, et une meilleure compréhension de l'étiologie et de l'épidémiologie des maladies causées par ces deux espèces.

Il convient à l'avenir de lancer un programme de sélection de lignées résistantes non seulement vis-à-vis de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* mais également contre *Fusarium redolens*.

Référence bibliographique

A

- AGRIOS G. N., 2005- Plant pathology. ,5éme édition. Department of Plant Pathology University of Florida; Elsevier Academic Press. 948 p
- Akibode, S., et Maredia, M. K. (2012). *Global and regional trends in production, trade and consumption of food legume crops.*
- Annis, S. L., & Goodwin, P. H. (1997). Inhibition of polygalacturonase activity produced by *Leptosphaeria maculans* with stem extracts of canola, and the relationship of inhibition to resistance. *Journal of Phytopathology*, 145(5-6), 217-223.
- Anon. s. d.-g. « symptome de fusarium oxysporum ciceris – Recherche Google ». Consulté 30 mai 2023
(https://www.google.com/search?q=symptome+de+fusarium+oxysporum+ciceris&rlz=1C1RLNS_enDZ995DZ995&sxsrf=APwXEcfk-kvYDAGRAEqEd6bpkaDP9o60Q:1685463698051&source=lnms&tbn=isch&sa=X&ved=2ahUKEwjr9YLIuZ3_AhVki_0HHZGbcFkQ_AUoAXoECAEQAw&biw=1600&bih=732&dpr=1).

B

- Baayen R.P., O'Donnell K., Breeuwsma S., Geiser D.M., Waalwijk C. 2001. Molecular relationships of fungi within the *Fusarium redolens* – *F. hostae* clade. *Phytopathology*91(11):1037–1044DOI: <https://doi.org/10.1094/PHYTO.2001.91.11.1037>.
- Baayen RP, O'Donnell K, Bonants PJM, Cigelnik E, Kroon LPNM, Roebroek EJA & Waalwijk C (2000a) Gene genealogies and AFLP analyses in the *Fusarium oxysporum* complex identify monophyletic and non-monophyletic formae speciales causing wilt and rot diseases. *Phytopathology* 90: 891–900.
- Beckman, C.H. The nature of wilt diseases of plants; American Phytopathological Society: St Paul., MN, USA, 1987
- Beckman, C.H.; Roberts, E.M. On the nature and genetic basis for resistance and tolerance of fungal wilt diseases. In *Advances in Botanical Research*; Academic Press: London, UK, 1995

- Berger, J., Abbo, S., et Turner, N. C. (2003). Ecogeography of annual wild Cicer species : The poor state of the world collection. *Crop Science*, 43(3), 1076-1090.
- Bhar, A., Kumar, R., Qi, Z., & Malone, R. (2020). Coordinate descent based agricultural model calibration and optimized input management. *Computers and electronics in agriculture*, 172, 105353.
- Bienapfl, J.C.; Malvick, D.K.; Percich, J.A. First Report of Fusarium redolens Causing Root Rot of Soybean in Minnesota. *Plant Dis.* 2010, 94, 1069
- Bishopt, G.D.; Cooper, R.M. An ultrastructural study of root invasion in three vascular wilt diseases. *Physiol. Plant Pathol.* 1983, 22, 15–27. [CrossRef]
- Booth C (1971) The Genus Fusarium, Commonwealth Mycological Institute, Kew
- BOUDJENOUIA, A., FLEURY, A., et TACHERIFTE, A. (s. d.). *Les légumineuses alimentaires dans les zones periurbaines de Setif (Algerie) : Analyse d'une marginalisation.*
- Bouhadida, M., Jendoubi, W., Gargouri, S., Beji, M., Kharrat, M., & Chen, W. (2017). First report of Fusarium redolens causing Fusarium yellowing and wilt of chickpea in Tunisia. *Plant disease*, 101(6), 1038-1038
- Bouhadida, M.; Jendoubi, W.; Gargouri, S.; Beji, M.; Kharrat, M.; Chen, W. First report of Fusarium redolens causing Fusarium yellowing and wilt of chickpea in Tunisia. *Plant Dis.* 2017.
- Bouznad, Z., Maatougui, M. E. H., et Labdi, M. (1996). Importance et distribution géographique des maladies fongiques des légumineuses alimentaires en Algérie. *Proceeding du symposium régional sur les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires*, 11-14.

C

- Chand, H.; Khirbat, S.K. Chickpea Wilt and Its Management—A Review. *Agric. Rev.* 2009, 30, 1–12. 31. Schippers, B.; van Eck, W.H. Formation and survival of chlamydospores in Fusarium. In *Fusarium: Diseases, Biology and Taxonomy*; The Pennsylvania State University Press: London, UK, 1981.

- Chen, F., Xu, M., Wang, L., & Li, J. (2011). Preparation and characterization of organic aerogels from a lignin-resorcinol-formaldehyde copolymer. *Bioresources*, 6(2), 1262-1272
- Cheng, C., Liu, F., Wang, B., Qu, P., Liu, J., Zhang, Y., ... & Deng, G. (2022). Influences of *Serendipita indica* and *Dictyophorae echinvolvata* on the growth and *Fusarium* wilt disease resistance of banana. *Biology*, 11(3), Anon. s. d.-b. « cycle de vie de *fusarium oxysporum ciceris* – Recherche Google ». Consulté 30 mai 2023 (https://www.google.com/search?q=cycle+de+vie++de+fusarium+oxysporum+ciceris&tbm=isch&chips=q:cycle+de+vie+de+fusarium+oxysporum+ciceris,online_chips:wilt+disease+cycle:iE60kfzsZe4%3D&rlz=1C1RLNS_enDZ995DZ995&hl=fr&sa=X&ved=2ahUKEwizu9XMyJ3_AhUBsUwKHcUrAQ8Q4lYoBnoECAEQMQ&biw=1583&bih=732#imgsrc=Jg6ZqslKPINJvM).
- Cubero, J. I. (1975). Research on the chickpea (*Cicer arietinum*) in Spain. *International Workshop on Grain Legumes*.
- 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

D

- Dahou, M., Meribai, A., Khoudou, A., Rouag, N., Ziouche, S., Benyoucef, N., Baali, F., et Belabid, L. (2015). *L'effet des extraits aqueux et huiles essentielles de cinq plantes médicinales sur le Fusarium oxysporum f. Sp. Ciceris agent responsable de flétrissement vasculaire de pois chiche (Cicer areitinum L)*.
- Duby, S.C.; Suresh, M.; Singh, B. Evaluation of *Trichoderma* species against *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* for integrated management of chickpea wilt. *Biol. Control* 2007, 40, 118–127.

F

- FAO, F. (2020). FAOSTAT statistical database. *Rome: Food and Agriculture Organisation of the United Nations*.
- Fravel, D.; Olivain, C.; Alabouvette, C. *Fusarium oxysporum* and its biocontrol. *New Phytol.* 2003, 157, 493–502. [CrossRef]

G

- Gams W, Klamer L & O'Donnell K (1999) *Fusarium miscanthi* sp. nov. from miscanthus litter. *Mycologia* 91: 263–268.
- Gaur, P. M., Tripathi, S., Gowda, C. L., Ranga Rao, G. V., Sharma, H. C., Pande, S., et Sharma, M. (2010). *Chickpea seed production manual*.
- Gerlach, W. 1961. *Fusarium redolens* Wr., seine Morphologie und systematische Stellung. Ein Beitrag zur Kenntnis der *Elegans*-Fusarien. *Phytopathol. Z.* 42:150-160.
- Gerlach, W., and Pag, H. 1961. *Fusarium redolens* Wr., seine phytopathologische Bedeutung und eine an *Dianthus*-Arten gefäßparasitäre Form (*F. redolens* Wr. f. *dianthi* Gerlach). *Phytopathol. Z.* 42:349-361.
- Ghosh, A. (2009). Identification of microorganisms responsible for spoilage of tomato (*Lycopersicon esculentum*) fruit. *Journal of Phytochemistry*, 1(6).
- *GrowNote-Chickpea-West-4-Physiology.pdf*. (s. d.).
- Gumber, R.K.; Kumar, J.; Hanaware, M.P. Inheritance of resistance to fusarium wilt in chickpea. *Plant Breed.* 1995, 114, 277–279. [CrossRef]
- Gupta, O. 1991. Symptomless carriers of chickpea vascular wilt pathogen (*Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*). *Legume Res.* 14:193-194.
- Gwata E. T., Silim S. N. and Mgonja M., 2006. Impact of a New Source of Resistance to Fusarium Wilt in Pigeonpea. *Journal of Phytopathology.*, 154: 62–64
-

H

- Haapalainen, M., Latvala, S., Kuivainen, E., Qiu, Y., Segerstedt, M., & Hannukkala, A. O. (2016). *Fusarium oxysporum*, *F. proliferatum* and *F. redolens* associated with basal rot of onion in Finland. *Plant pathology*, 65(8), 1310-1320.
- Halila, M. H. and Strange, R. N. 1996. Identification of the causal agent of wilt of chickpea in Tunisia *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* race 0. *Phytopath. Medit.* 35:67-74
- Halila, M. H. and Strange, R. N. 1996. Identification of the causal agent of wilt of chickpea in Tunisia *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* race 0. *Phytopath. Medit.* 35:67-74.

- Hamini-Kadar N, Edel-Hermann V, Gautheron N, Steinberg C, 2010. First report of *Fusarium commune* and *Fusarium redolens* causing crown and root rot on tomato in Algeria. *New Disease Reports* **22**, 3. [doi:10.5197/j.2044-0588.2010.022.003].
- Hamini-Kadar, N., Edel-Hermann, V., Gautheron, N., & Steinberg, C. (2010). First report of *Fusarium commune* and *Fusarium redolens* causing crown and root rot on tomato in Algeria. *New Disease Reports*, 22(3), 1-p.
- Haware MP (1998) Diseases of chickpea. In 'The pathology of food and pasture legumes'. (Eds DJ Allen, JM Lenne) pp. 473–516. (ICARDA, CAB International: Wallingford, UK)
- Haware, M. P. and Nene, Y. L. 1980. Influence of wilt at different stages on the yield loss in chickpea. *Trop. Grain Legume Bullet.* 19:38-40
- Haware, M. P. and Nene, Y. L. 1982. Symptomless carriers of the chickpea wilt *Fusarium*. *Plant Dis.* 66:809-810.
- 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 129-137. In: *Chickpea in the Nineties: Proceedings of the second international work shop on chickpea improvement*, Patancheru, India
- Haware, M. P., Nene, Y. L. and Rajeswari, R. 1978. Eradication of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* transmitted in chickpea seed. *Phytopathology* 68:1364-1368.
- Haware, M. P., Nene, Y. L. and Rajeswari, R. 1978. Eradication of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* transmitted in chickpea seed. *Phytopathology* 68:1364-1368
- Haware, M.P.; Nene, Y.L.; Natarajan, M. The survival of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* in the soil in the absence of chickpea. *Phytopathol. Mediterr.* 1996, 35, 9–12. 28.
- Haware, M.P.; Nene, Y.L.; Rajeshwari, R. Eradication of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* transmitted in chickpea seed. *Phytopathology* 1978, 68, 1364–1367. [CrossRef]

I

- Infantino, A., Kharrat, M., Riccioni, L., Coyne, C. J., McPhee, K. E., & Grünwald, N. J. (2006). Screening techniques and sources of resistance to root diseases in cool season food legumes. *Euphytica*, 147, 201-221.
- INTERNATIONALE, U., OBTENTIONS, D., et ZUM SCHUTZ, V. (2002). *PRINCIPES DIRECTEURS POUR LA CONDUITE DE L'EXAMEN DE LA DISTINCTION, DE L'HOMOGENÉITÉ ET DE LA STABILITÉ.*

- ITGC. (2011). *LA CULTURE DU POIS CHICHE EN ALGERIE*.

J

- Jalali BL and Chand H (1992). Chickpea wilt. In: Plant Diseases of International Importance. Vol. 1. Diseases of Cereals and Pulses. U. S. Singh, A.N. Mukhopadhyay, J. Kumar, and H. S. Chaube, eds. Prentice Hall, Englewood Cliffs, NY, USA. p. 429-444
- Jha, M. K., Ament, X. H., Yang, F., Liu, Y., Polydefkis, M. J., Pellerin, L., & Morrison, B. M. (2020). Reducing monocarboxylate transporter MCT1 worsens experimental diabetic peripheral neuropathy. *Experimental neurology*, 333, 113415
- Jimenez-Diaz, R. M., Trapero-Casas, A., & de La Colina, J. C. (1989). Races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* infecting chickpeas in southern Spain. In *Vascular Wilt Diseases of Plants: Basic Studies and Control* (pp. 515-520). Springer Berlin Heidelberg
- Jiménez-Díaz, R.M., et al. 2015. *Crop Prot.* 73:16.
<https://doi.org/10.1016/j.cropro.2015.02.023> Crossref, ISI, Google Scholar
- Jiménez-Fernández, D., Montes-Borrego, M., Jiménez-Díaz, R. M., Navas-Cortés, J. A., & Landa, B. B. (2011). In planta and soil quantification of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* and evaluation of *Fusarium* wilt resistance in chickpea with a newly developed quantitative polymerase chain reaction assay. *Phytopathology*, 101(2), 250-262
- Jiménez-Fernández, D., Navas-Cortés, J. A., Montes-Borrego, M., Jiménez-Díaz, R. M., and Landa, B. B. 2011. Molecular and pathogenic characterization of *Fusarium redolens*, a new causal agent of *Fusarium* yellows in chickpea. *Plant Dis.* 95:860-870.
- Jiménez-Fernández, D.; Montes-Borrego, M.; Jiménez-Díaz, R.M.; Navas-Cortés, J.A.; Landa, B.B. In *Planta and Soil Quantification of Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* and Evaluation of *Fusarium* Wilt Resistance in Chickpea with a Newly Developed Quantitative Polymerase Chain Reaction Assay. *Phytopathology* 2011, 101, 250–262
- Jimenez-Fernandez, D.; Navas-Cortes, J.A.; Montes-Borrego, M.; Jimenez-Diaz, R.M.; Landa, B.B. Molecular and Pathogenic Characterization of *Fusarium redolens*, a New Causal Agent of *Fusarium* Yellows in Chickpea. *Plant Dis.* 2011, 95, 860–870

- Jorge, Alexander AL, et al. "Growth hormone (GH) pharmacogenetics: influence of GH receptor exon 3 retention or deletion on first-year growth response and final height in patients with severe GH deficiency." *The Journal of Clinical Endocrinology & Metabolism* 91.3 (2006): 1076-1080.
- Jukanti A. K., Gaur P. M., Gowda C. L. L. and Chibbar R. N., 2012. Nutritional quality and health benefits of chickpea (*Cicer arietinum* L.): a review. *British Journal of Nutrition*, vol. 108, pages 11-26.

K

- Khanna-Chopra, R., et Sinha, S. K. (1987). Chickpea : Physiological aspects of growth and yield. *The chickpea*, 163-187.
- Kudapa, H., Garg, V., Chitikineni, A., et Varshney, R. K. (2018). The RNA-Seq-based high resolution gene expression atlas of chickpea (*Cicer arietinum* L.) reveals dynamic spatio-temporal changes associated with growth and development. *Plant, cell & environment*, 41(9), 2209-2225.
- KUPICHA, F. K. (1977). The delimitation of the tribe Viciae (Leguminosae) and the relationships of *Cicer* L. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 74(2), 131-162.
- Kaur, N.P.; Mukhopadhyay, A.N. Integrated Control of Chickpea Wilt Complex by *Trichoderma* and Chemical Methods in India. *Trop. Pest Manag.* 1992, 38, 37–41. [CrossRef]

L

- Labdi M. 1990. Chickpea in Algeria. *CIHEAM-Options Mediterr. Sem.* 9;137-140.
- Ladizinsky, G. (1975). A new *Cicer* from Turkey. *Notes of the Royal Botanic Garden Edinburgh*, 34, 201-202.
- Ladizinsky, G. (1987). Pulse domestication before cultivation. *Economic Botany*, 41, 60-65.
- Landa, B. B., Navas-Cortés, J. A., and Jiménez-Díaz, R. M. 2004. Integrated management of *Fusarium* wilt of chickpea with sowing date, host re-sistance and biological control. *Phytopathology* 94:946-960.

- Landa, B. B., Navas-Cortés, J. A., Jiménez-Gasco, M. M., Katan, J., Retig, B., and Jiménez-Díaz, R. M. 2006. Temperature response of chickpea culti-vars to races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*, causal agent of Fusarium wilt. *Plant Dis.* 90:365-374.
- Landa, B.B.; Hervás, A.; Bettiol, W.; Jiménez-Díaz, R.M. Antagonistic activity of Bacteria from the chickpea rhizosphere against *Fusarium Oxysporum* f. sp. *ciceris*. *Phytoparasitica* 1997, 25, 305–318. [CrossRef]
- Lazreg, F., Belabid L., Sanchez V., E. Gallego and B. Bayaa. 2014. Pathogenicity of *Fusarium* spp. associated with diseases of Aleppo-pine seedlings in Algerian forest nurseries. *Journal of Forest Science*, 60 (3): 115–120
- Lucas, J. Plant diseases. In *Plant pathology and plant pathogens*; Blackwell Publishing: Malden, MA, USA, 1998

M

- M. Bouhadida, W. Jendoubi, S. Gargouri, M. Beji, M. Kharrat, and W. 2017. Chen First Report of *Fusarium redolens* Causing Fusarium Yellowing and Wilt of Chickpea in Tunisia. <https://doi.org/10.1094/PDIS-08-16-1114-PDN>.
- Mbarek, K. B., Boujelben, A., Hannachi, C., et Boubaker, M. (2009). Criblage et performances agronomiques de 45 géotypes de pois chiche (*Cicer arietinum* L.) soumis à un régime hydrique limité. *BASE*.
- Mendgen, K.; Hahn, M.; Deising, H. Morphogenesis and mechanisms of penetration by plant pathogenic fungi. *Annu. Rev. Phytopathol.* 1996, 34, 367–386. [CrossRef] [PubMed]
- Muehlbauer, F. J., et Singh, K. B. (1987). *Genetics of chickpea [Cicer arietinum]*.

N

- Nautiyal, C.S. Selection of Chickpea-Rhizosphere-Competent *Pseudomonas fluorescens* NBRI1303 Antagonistic to *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*, *Rhizoctonia bataticola* and *Pythium* sp. *Curr. Microbiol.* 1997, 35, 52–58. [CrossRef]
- Navas-Cortes, J. A., Hau, B. and Jimenez-Diaz, R. M. 2000. Yield loss in chickpea in relation to development to Fusarium wilt epidemics. *Phytopathology* 90:1269-1278.

- Navas-Cortés, J.A.; Hau, B.; Jiménez-Díaz, R.M. Effect of Sowing Date, Host Cultivar, and Race of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* on Development of Fusarium Wilt of Chickpea. *Phytopathology* 1998, 88, 1338–1346. 69. Conway, K.E. An overview of the influence of sustainable agricultural systems on plant diseases. *Crop Prot.* 1996, 15, 223–228. [CrossRef]
- Nelson, P.E.; Tousson, T.A.; Cook, R.J. *Fusarium: Diseases, Biology and Taxonomy*; Pennsylvania State University Press: University Park, PA, USA, 1981.
- 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 no. 28*. ed. by International Crops Research Institute for the Semi Arid Tropics, Patancheru, India
- Nene, Y. L., Reddy, M. V., Haware, M. P., Ghanekar, A. M., Amin, K. S., Pande, S., et Sharma, M. (2012). *Field diagnosis of chickpea diseases and their control. Information bulletin no. 28 (revised)*. International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics.
- Nelson, P.E. Life Cycle and Epidemiology of *Fusarium oxysporum*. In *Fungal Wilt Diseases of Plants*; Mace, M., Bell, A.A., Beckman, C., Eds.; Academic Press: London, UK, 2012; pp. 51–78.

O

- O'Donnell K, Cigelnik E & Nirenberg HI (1998a) Molecular systematics and phylogeography of the *Gibberella fujikuroi* species complex. *Mycologia* 90: 465–493.

P

- Plancquaert, P. H., et Wery, J. (1991a). *Pois chiche : Culture, utilisation*. Institut Technique des Céréales et des Fourrages.

R

- Rekha Y., Shtienberg D. and Katan J., 2000. Disease development following infection of tomato in basil foliage by airborne conidia of the soilborne pathogens, *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersicy* and *F. oxysporum* f. sp. *basili*. *Phytopathology* 90:1322-1329

- Richa, J., et Singh, N. P. (2001). Plant Regeneration from NaCl Tolerant Callus. *Cell Lines of Chickpea International Chickpea and pigeonpea Newsletter*, 8.

S

- Saeedi Sh., Jamali S. 2021. Molecular characterization and distribution of Fusarium isolates from uncultivated soils and chickpea plants in Iran with special reference to Fusarium redolens. *Journal of Plant Pathology* 103 (4): 167–183. DOI: <https://doi.org/10.1007/s42161-020-00698-w>.
- Sajja, S. B., Samineni, S., et Gaur, P. M. (2017a). Botany of chickpea. *The chickpea genome*, 13-24.
- Sajja, S. B., Samineni, S., et Gaur, P. M. (2017b). Botany of chickpea. *The chickpea genome*, 13-24.
- Schippers, B., & Van Eck, W. H. (1981). FORMATION AND SURVIVAL OF CHLAMYDOSPORES IN FUSARIUM.
- Singh G, Chen W, Rubiales D, Moore K, et al. (2007) Diseases and their management. In Chickpea Breeding and Management (Eds Yadav, Redden, Chen and Sharma). CAB International, pp. 497-519. <https://doi.org/10.1079/9781845932138.024>
- Singh, F., et Diwakar, B. (1995). *Chickpea botany and production practices*.
- Singh, K. B. (1997). Chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Field crops research*, 53(1-3), 161-170.
- Slama, F. (1998). Cultures industrielles et légumineuses à graines.(Ed. Centre de diffusion Universitaire Tunisie, en Arabe) in Ben Mbarek. K. 2011 : Comportement du pois chiche (*Cicer arietinum*) du type «Kabuli» vis-à-vis du stress hydrique et identification des génotypes tolérants la sécheresse. *Th. Doct., instit supé agronomique de Chott Meriem–Tunisie. p14, 15.*
- Stover, R.H. Banana root diseases caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *Cubense*, *Pseudomonas solanacearum*, and *Radopholus similis*: A comparative study of life cycles in relation to control. In *Root diseases and soil-borne pathogens*; Toussoun, T.A., Bega, R.V., Nelson, P., Eds.; University California Press: Oakland, CA, USA, 1970.

T

- Trapero-Casas, A.; Jimenez-Diaz, R.M. Fungal wilt and root rot diseases of chickpea in southern Spain. *Phytopathology* 1985, 75, 1146–1151. [CrossRef]

V

- Van der Maesen, L. J. G. (1987). Origin, history and taxonomy of chickpea. In *The chickpea* (p. 11-34).
- Vidhyasekaran, P.; Muthamilan, M. Development of Formulations of *Pseudomonas fluorescens* for Control of Chickpea Wilt. *Plant Dis.* 1995, 79, 782–786. [CrossRef]

W

- Waalwijk C, de Koning JRA & Gams W (1996) Discordant groupings of *Fusarium* spp. from sections *Elegans*, *Liseola* and *Dlaminia* based on ribosomal ITS1 and ITS2 sequences. *Mycologia* 88: 361–368.
- Walton, J. D. (1994). Deconstructing the cell wall. *Plant physiology*, 104(4), 1113.
- Wollenweber, H. W. (1913). Studies on the *Fusarium* problem. *Phytopathology*, 3, 24-50.

Y

- Yadav, S. S., Redden, R. J., Chen, W., et Sharma, B. (2007). *Chickpea breeding and management*. CABI.

Z

- Zaim, Souad, and Ahmed Amine Bekkar. "First report of *Fusarium redolens* causing *Fusarium* yellows on chickpea in Algeria." *Journal of Plant Pathology* 104.2 (2022): 835-835.

- Zaman, M. A., Manjur, A., Ahmed, M., et Islam, M. M. (2010). Effect of 2, 4-D on callus induction and subsequent morphogenesis in mature Chickpea (*Cicer arietinum* L.) embryo culture. *Proc. Sixth Intl. Plant Tissue Cult. & Biotech. Conf., Bangladesh Assoc. Plant Tissue Culture and Biotechnology*, 5358.
- Zine-Zikara, F., Bouzid, L., et Yekkour, A. (2015). Le pois chiche en Algérie : Situation, potentialités et perspectives. *Recherche Agronomique*, 27, 35-47.