

## IDENTIFICATION DES PRINCIPAUX AGENTS FONGIQUES RESPONSABLES DU DÉPÉRISSEMENT VASCULAIRE ET POURRITURE RACINAIRE DES OLIVIERS EN PÉPINIÈRES DANS LE NORD-OUEST ALGÉRIEN

MERZOUG Aoumria<sup>1\*</sup>, TALEB Malika<sup>1</sup> et SAHLA Amani<sup>1</sup>

1. Laboratory of Research on Biological Systems and Geomatics (LRBG), Department of Agronomy, University of Mascara, Mascara, Algeria

Reçu le 14/11/2018, Révisé le 28/12/2018, Accepté le 31/12/2018

### Résumé

**Description du sujet :** Des prospections de 3 pépinières de l'ouest Algérien ont montré la présence de plusieurs cas de dépérissement sur des jeunes plants d'oliviers.

**Objectifs :** L'objectif de cette étude est d'identifier la mycoflore associée aux oliviers en pépinière présentant le symptôme de dépérissement et pourriture racinaire et évaluer la pathogénie des espèces isolées.

**Méthodes :** Des isolations sont faites à partir de la rhizosphère, des racines et des tiges de plantes d'oliviers dépéries. Les champignons développés sont purifiés puis identifiés en fonction des caractéristiques morphologiques. Des inoculations artificielles sont effectuées sur jeunes plants de la variété Sigoise âgés de 6 à 8 mois. Les plants sont trempés pendant 30 min dans une suspension sporale de *F. solani* et *F. oxysporum* et *R. solani*. Les symptômes sont enregistrés à intervalles de 10 jours pendant deux mois après l'inoculation. La sévérité de la maladie a été évaluée en utilisant l'échelle de classe 0-5.

**Résultats :** Les résultats ont révélé la présence du dépérissement avec un pourcentage allant de 10 à 30 %. Les % des isolats fongiques sont variables : *FS* (20,98 %) *Trichoderma sp.* (12,45 %), *R. sp* (10,57 %), *FO* (10%) *Penicillium sp.* (9%), *Phoma sp.* (8%) *Alternaria sp.* (5.89%), *V. dahlia* (4%), *Pythium sp.* (6%). Les résultats des tests du pouvoir pathogènes ont relevé des IM variant entre 80% pour *RS*, *FS* (70%) et *FO* (66,67%) après 2 mois de l'inoculation.

**Conclusion :** Les symptômes observés sur les oliviers en pépinière sont le résultat d'un complexe fongique comprenant plusieurs agents pathogènes primaires et secondaires contribuant à l'apparition de différents symptômes

**Mots clés :** Olivier (*Olea europaea*), Pépinière, dépérissement, pourritures racinaire, *Rhizoctonia solani*, *Fusarium solani*, *Fusarium.oxysporum*, Nord-ouest Algérien.

## IDENTIFICATION OF THE MAJOR FUNGAL AGENTS CAUSING DIEBACK WILT AND ROOT ROT DISEASES OF OLIVE SEEDLINGS IN WESTERN ALGERIA

### Abstract

**Description of the subject:** Surveys of three nurseries in western Algeria have shown the presence of several cases of dieback on olive seedlings.

**Objective :** The objective of this study is to identify the mycoflora associated with olive trees in the nursery with the symptom of dieback and root rot and to evaluate the pathogenesis of the isolated species.

**Methods :** Isolations are made of the rhizosphere, roots and stems of dieback olive plants. The developed fungi are purified and identified according to the morphological characteristics. Artificial inoculations are performed on seedlings of the Sigoise variety aged 6 to 8 months. The plants are soaked for 30 min in a spore suspension of *F. solani* and *F. oxysporum* and *R. solani*. Symptoms are recorded at 10-day intervals for two months after inoculation. The severity of the disease was assessed using the 0-5 class scale.

**Results :** The results revealed the presence of dieback with a% ranging from 10 to 30%. The% of fungal isolates are variable : *FS* (20.98%) *Trichoderma sp.* (12.45%), *R. sp* (10.57%), *FO* (10%) *Penicillium sp.* (9%), *Phoma sp.* (8%) *Alternaria sp.* (5.89%), *V. dahlia* (4%), *Pythium sp.* (6%) The results of the pathogenicity tests revealed IM varying between 80% for *RS*, *FS* (70%) and *FO* (66.67%) after 2 months of inoculation.

**Conclusion :** The symptoms observed in nursery olive trees are the result of a fungal complex comprising several primary and secondary pathogens contributing to the appearance of various symptoms.

**Keywords :** Olive tree (*Olea europaea*), nursery, dieback, root rot, *Rhizoctonia solani*, *Fusarium solani*, *Fusarium.oxysporum*, North-West Algeria.

\* Auteur correspondant : Merzoug Aoumria, E-mail : merzougoumria@hotmail.com

## INTRODUCTION

En Algérie, les superficies occupées par l'olivier sont de l'ordre de 315 000 hectares avec 35 millions d'oliviers et une production moyenne annuelle de 35000 tonnes. La production nationale d'olive est de 69 6962 t/an en 2017 [1]. L'intérêt dont a fait l'objet l'oléiculture dans le monde ces dernières années a porté l'Algérie à lancer un plan de développement de la filière en mettant l'accent sur la quantité et la qualité. Un plan national de développement agricole a été mis en œuvre pour la création d'un million d'hectare, pour relancer l'oléiculture algérienne et ce à partir des années 2000 à commencer par le soutien à la création des pépinières, jusqu'à la mise en place des unités de conditionnement de l'huile d'olive. En dépit de ses avantages, L'usage de ce matériel engendre de sérieux problèmes entre autres les problèmes phytosanitaires surtout les maladies cryptogamiques qui sont de plus en plus observées dans les systèmes de cultures intensifs. En effet, les études épidémiologiques réalisées ces dernières années dans les principales oliveraies ont montré la présence de plusieurs cas de dépérissement sur des jeunes plants d'oliviers issus de boutures herbacées en pépinière et en plein champ et aussi sur des oliviers âgés. Les mauvaises reprises après plantations, les dépérissements et les mortalités les plus couramment observés sont, en général, causés par des agents pathogènes responsables de graves pourritures au niveau du collet et des racines. Plusieurs champignons telluriques tels que, *Fusarium spp*, *Rhizoctonia spp*, se sont montrés à l'origine des symptômes de flétrissement et de dépérissement partiel ou total de l'olivier [2, 3 et 4]. Ces champignons telluriques causent également d'importants dégâts dans plusieurs pays du bassin méditerranéen [5]. Le problème de dépérissement augmente chaque année surtout que les agriculteurs ignorent l'origine de cette maladie.

Pour mener cette étude, trois pépinières différentes dans le nord-ouest Algérien ont été choisies pour faire l'objet de prospection et l'échantillonnage à partir du sol et des plantes d'olivier atteintes.

Il s'agit de la pépinière SAFA DAHRA de Jdiouia, Ferme pilote Bensaha de Relizane et la pépinière de Safa dahra I de Sfifef. L'objectif de cette étude est de (i) identifier les champignons responsables du dépérissement dans les pépinières d'oliviers dans le nord-ouest Algérien et (ii) explorer la pathogénie des espèces isolées sur de jeunes oliviers dans des conditions contrôlées. A notre connaissance l'origine du problème du dépérissement dans les pépinières n'a pas été identifiée (étudié) en Algérie.

## MATÉRIEL ET MÉTHODES

### 1. Enquête

Afin de déterminer l'incidence des maladies de dépérissement de l'olivier en pépinières et aux champs, nous avons sélectionné trois pépinières les pépinières étatiques de production et de multiplication de plants de Relizane : la pépinière de Safa Dahra, la ferme Pilote Bensaha et la pépinière de Sfifef de la wilaya Sidi Belabes et dans la région de Mascara. En plus de ces trois pépinières, nous avons visité plusieurs parcelles d'olivier ayant des problèmes de dépérissement et dont les plants proviennent de ces pépinières. Au cours de ces visites, nous avons déterminé les pourcentages d'attaque en déterminant le nombre de plants malades par rapport au nombre total de plants. Les données relatives à l'âge des plants, le type de sol et les techniques culturales ont été déterminés.

### 2. Isolement et identification des agents pathogènes fongiques

A partir de la rhizosphère, des racines et des tiges de plantes malades d'oliviers présentant un dépérissement ou un flétrissement des isolements ont été effectués. Les échantillons ont été soigneusement lavés sous l'eau du robinet, coupés en petits morceaux (0,5 cm), et leurs surface stérilisée en les trempant dans de l'hypochlorite de sodium à 0,1% pendant 2 minutes, puis lavée trois fois avec eau distillée stérile. Les pièces désinfectées en surface ont été séchées sous une hotte à flux laminaire, puis transférés individuellement dans des boîtes de Pétri contenant le milieu Potato Dextrose Agar (PDA) et incubé à 25°C pendant 5 jours.

Les colonies de champignons développées ont été purifiées soit en utilisant le repiquage successif du bord de la colonie ou par des techniques de culture monospore. Les champignons purifiés ont été identifiés en fonction de la morphologie fongique et des caractéristiques microscopiques décrites par Barnett and Hunter [6], Watanabe [7] et Leslie and Summerell [8]. Les isolats de culture obtenus ont été maintenus dans des tubes à essai contenant du PDA et conservés dans le réfrigérateur à 5°C pour des études ultérieures. La fréquence des champignons isolés a été calculée séparément pour chacun des échantillons collectés.  $Pi = NSX / NT \times 100$ . NSX : Nombre de colonies d'une espèce NT : Nombre total de colonies de toutes les espèces isolées.

### 3. Test du pouvoir pathogène

#### 3.1. Préparation des plantes d'olivier

Le substrat utilisé pour le semis est un mélange de tourbe, de sol, et de sable (V/V/V), ce dernier est maintenu dans des bacs métallique lavée avec de l'eau distillé puis désinfecté à l'hypochlorite de sodium, les bacs sont placés dans l'autoclave a raison de 2 heures à 120°C. Des jeunes plants d'oliviers de la variété Sigoise âgés entre 6 et 8 mois sont utilisés pour le test.

#### 3.2. Préparation de l'inoculum

Après une culture mono spore, chaque clone des isolats a été ensemencé sur un milieu PDA et incubé à 25°C pendant 7 jours. Le contenu d'une boîte a été tout gratté, dans 50 ml d'eau distillé stérile puis sagitté à l'aide d'un agitateur pendant quelque minutes, ensuite, filtré à travers une couche de papier filtre [9]. La concentration de la suspension conidienne a été ajustée par dilution avec de l'eau distillée stérile afin d'obtenir une concentration ( $10^7$  conidies/ml) concentration suffisante pour provoquer la manifestation des symptômes [10].

#### 3.3 Méthodes d'inoculation

Des tests de virulence ont été effectués au préalable sur de plantule de tomate sur les différentes espèces fongiques isolées selon la méthode de Woo et al. [11], à fin de sélectionner les espèces pathogènes pour l'inoculation sur les plantules d'olivier.

Des jeunes plants d'oliviers âgés de 6 à 8 mois sont d'abord dépotés, les racines sont lavées sous un courant d'eau puis rincées avec de l'eau distillée stérile. Les plants sont, par la suite, trempés pendant 30 min dans une suspension sporale de *Fusarium solani* et *Fusarium oxysporum* ( $10^7$  conidies /ml) déjà préparée [10].

Après inoculation, les jeunes oliviers sont rempotés dans des pots remplis de substrat de semi préalablement désinfectés. Chez le lot témoin non inoculé, les racines sont trempées pendant une heure dans de l'eau distillée stérile. Les plants sont maintenus à l'obscurité et à une humidité relative de l'ordre de 95% pendant 3 jours après l'inoculation pour réduire les pertes dues à la transplantation et les processus d'inoculation.

Les plants inoculés sont placés au niveau de la serre à température ambiante, et sont irrigués chaque semaine. Pour le cas du champignon *Rhizoctonia solani* les plants sont inoculés en les faisant transplanter dans des pots contenant un substrat stérile inoculé par le mycélium ou par immersion des racines dans la suspension mycélienne pendant 30min. Ce mycélium est obtenu soit par la récupération du mycélium à partir de la culture de *Rhizoctonia solani* dans des flacons contenant chacune 250 ml de PS (extrait de 200 g de pomme de terre et 15 g de saccharose) et mis en agitation pendant sept jours à l'aide d'un agitateur. Pour le témoin non inoculé, les racines sont trempées pendant une heure dans de l'eau distillée et incubés dans les mêmes conditions.

Les symptômes ont été enregistrés à intervalles de 10 jours pendant deux mois après l'inoculation. La sévérité de la maladie a été évaluée en utilisant l'échelle 0-5 [12] :

0. plantes saines,
1. <25% des plantes étaient flétries avec un brunissement rare,
2. 25% des plantes étaient flétri et a montré un léger brunissement,
3. 50% dès les plantes étaient fanées et montraient un brunissement progressif
4.  $\geq 75\%$  des plantes étaient fanées et montraient un brunissement complet,
5. plantes mortes.

Pour confirmer l'implication de l'agent pathogène dans l'infection celui-ci est ré-isolé sur le milieu PDA. Les cultures obtenues sur PDA sont comparées à leur culture mère au niveau macroscopique et microscopique.

### 3. Traitements statistiques

L'analyse de la variance des résultats du pouvoir pathogène des isolats est réalisée par les Logiciels de Biostat.2009 et XLstat 2014.



Figure 1 : Symptômes du dépérissement des plants d'olivier au champ et en pépinière

Les résultats d'isolement de chaque partie montrent que la plus haute fréquence des isolats fongiques est présente dans la rhizosphère. Les pourcentages des isolats fongiques sont variables : *Fusarium solani* avec un pourcentage de 20,98 %, suivie par *Trichoderma sp.* (12,45 %), puis 10,57 % pour *Rhizoctonia sp.*, *Fusarium oxysporum* (10%) *Penicillium sp.* (9%), *Phoma sp.* (8%) *Alternaria sp.* (5,89%), *Verticillium dahlia* (4%), *Pythium sp.* (6%) et 13,11% autres espèces non identifiées. L'analyse de la variance a relevé une différence significative ( $p=0,002$ ) (Tableau 1).

Après l'identification des isolats collectés, le test de pathogénicité préliminaire effectué sur les plantules de Tomate qui a été réalisé, nous a permis de sélectionner les isolats les plus agressifs. Après le calcul des indices de maladie des isolats ont montré : *Fusarium solani* et *Rhizoctonia solani* : isolats agressifs : 61 -80% .*Fusarium oxysporum* : très agressif : 81-100% de flétrissement et les symptômes sont apparus deux jours après l'inoculation. Pour les autres espèces les pourcentages des indices de la maladie varient entre 5 et 40%.

## RÉSULTATS

Les prospections effectuées en plein champs et au niveau des trois pépinières, (SAFA DAHRA, ferme Pilot Bensaha, pépinière de Sefisef (Safa Dahra I)), nous ont permis de relever la présence du dépérissement d'olivier avec un pourcentage allant de 10 à 30 % (Fig.1).

Concernant le pouvoir pathogène de *Fusarium oxysporum*, *Fusarium solani*, et *Rhizoctonia solani*, seuls les isolats de *Fusarium oxysporum* (Fig.2 A), de *Fusarium solani* (Fig. 2B) et *Rhizoctonia solani* (Fig. 2C) sont choisis pour étudier leur pouvoir pathogène sur les plantules d'olivier

Tableau 1 : Pourcentage d'isolement d'espèces fongiques provenant d'oliviers présentant des symptômes de dépérissement et pourriture racinaire.

Espèces fongique	Pourcentage(%)
<i>Fusarium solani</i>	21a*
<i>Trichoderma sp.</i>	13b
<i>Rhizoctonia sp.</i>	10,5b
<i>Fusarium oxysporum</i>	10b
<i>Penicillium sp.</i>	9,5b
<i>Phoma sp.</i>	7,5bc
<i>Alternaria sp.</i>	6bc
<i>Verticillium dahlia</i>	3,96c
<i>Pythium sp.</i>	6,2bc
Autres	13b

\*Les résultats de la même ligne suivis de lettres différentes ont des différences significatives.

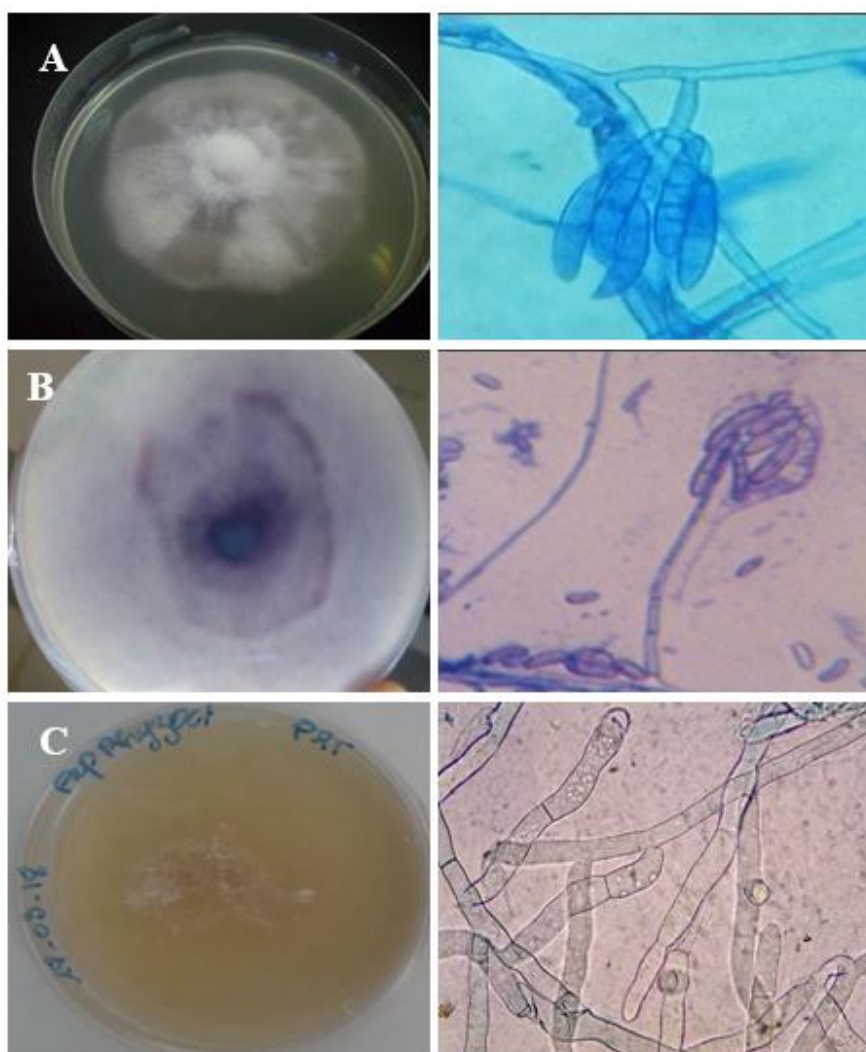


Figure 2 : Aspect macroscopique (gauche) et microscopique (400) (droit) de  
A : *Fusarium oxysporum*, B : *Fusarium solani*, C : *Rhizoctonia solani*

Les résultats du test de l'inoculation artificielle sont consignés dans la figure 3. Concernant le cas du *Fusarium oxysporum*, les organes aériens montrent en particulier un jaunissement et un flétrissement des feuilles de la base des plantes et leurs enroulements vers le bas et prennent une couleur grise. Le flétrissement progresse des feuilles les plus basses vers le haut de la plante, symptôme qui peut se généraliser à la plante entière (Fig. 3B et B1). Les racines semblent ne pas être atteintes mais une coupe longitudinale de la tige met en évidence une coloration anormale orange à rouge qui progresse dans le tissu vasculaire à partir de la racine jusqu'à la tige. Les symptômes ont commencé à apparaître 21 jours après l'inoculation.

Pour le cas de *Rhizoctonia solani*, les symptômes de la maladie consistent en un flétrissement partiel, un brunissement des feuilles qui commencent à se nécroser par leur bout et finissent par se dessécher puis une défoliation suivie par un dépérissement des rameaux (Fig. 3C, C1 et C2). Elle est associée à une pourriture racinaire (Fig. 3C2). Les symptômes ont commencé à apparaître 1 mois après l'inoculation.

Les plantules inoculées par les isolats de *Fusarium solani* ont manifesté des symptômes d'enroulement des feuilles, brunissement de la zone apicale des feuilles qui se termine par un dépérissement et la présence de nécroses au niveau du collet (Fig. 3D et D1). Feuilles séchées restent attachées aux jeunes branches pendant un long moment. Les symptômes ont commencé à apparaître deux mois après l'inoculation.





Figure 3 : Symptômes provoqués par l'inoculation artificielle sur les jeunes plantes d'olivier  
 A- plante témoin non inoculée, B et B1- plante inoculée par *Fusarium oxysporum*, C, C1 et C2- plante inoculée par *Rhizoctonia solani*, D et D1- plante inoculée par *Fusarium solani*

Les pourcentages de l'incidence des maladies varient entre les espèces pathogènes avec 80% pour *Rhizoctonia solani*, *Fusarium solani* (70%) et *F.oxysporum* (66.67%). les témoins non inoculés n'ont manifestés aucun symptôme (Fig. 4). Le postulat de Koch a été vérifié, le réisolement à partir des plants inoculés a permis de retrouver les isolats inoculés au départ.

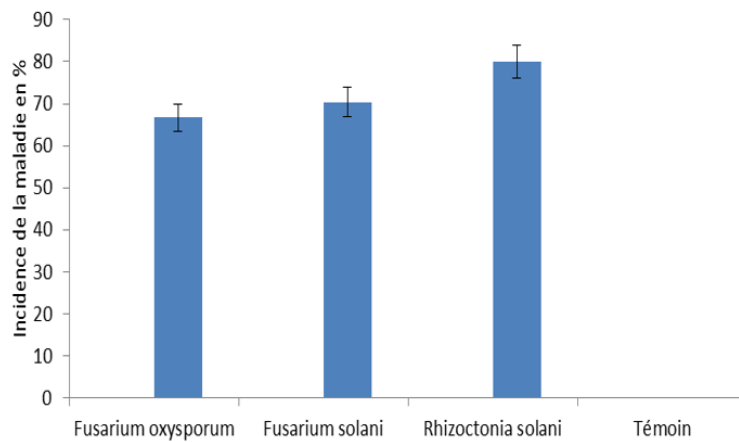


Figure 4 : Pathogénicité des isolats fongiques inoculés aux plantules d'oliviers en serre

## DISCUSSION

Les prospections effectuées dans les pépinières d'olivier ont permis d'observer un dessèchement des branches et des rameaux total ou partiel, une défoliation des branches et des rameaux et parfois des décolorations de feuilles entraînant le dessèchement des nouvelles pousses. Tous ces symptômes sont ceux du dépérissement ou de la pourriture racinaire de l'olivier. Dans les cas les plus sévères, ce dépérissement conduit à la mort.

Le dépérissement et la pourriture racinaire de l'olivier est une maladie vasculaire mortelle pour l'olivier, elle est causée par un complexe de champignons telluriques : *Rhizoctonia bataticola*, *Rhizoctonia solani*, *Armillaria mellea*, *Fusarium solani*, *Corticium rolfsii*, *Fusarium oxysporum*, *Phytophthora megasperma*, *Corticium solani*, *Rosellina necatrix*. Ces mycètes agissent en synergie, tenant chacun sa part à l'infection [13].

Les résultats obtenus dans cette étude sont en accord avec plusieurs études menées dans le monde. Des résultats similaires ont été rapportés par Jardak *et al.* [3] qui ont signalé que *Verticillium dahliae*, *Fusarium oxysporum*, *Fusarium solani* et *Rhizoctonia solani* pourraient être responsables du dépérissement des oliviers. Plusieurs champignons telluriques causent des dégâts importants dans plusieurs pays du bassin méditerranéen [14, 15 et 16]. Le *Verticillium dahliae* [17 et 18] *Rhizoctonia sp.* et *Fusarium sp.* sont responsables des symptômes de flétrissement et dépérissement partiel ou total de l'olivier affectant les jeunes oliviers après la plantation [19, 20, 21]. Le genre *Fusarium* est largement représenté avec une prédominance de *Fusarium oxysporum* [22]. *F. solani* a été signalé pour la première fois en Inde en 1982 en tant qu'agent pathogène de l'olivier [23].

Les symptômes décrits étaient la chute des feuilles, le dessèchement des branches et la pourriture des racines. Les plantes peuvent mourir 3 à 4 mois après l'infection. Le champignon a été signalé en Iran [24] en Tunisie [22] et en Égypte [12]. *Rhizoctonia* est un champignon présent dans le sol, favorisé par des sols chauds et modérément humides. Toutefois, la maladie peut se produire aussi bien dans les sols secs qu'humides.

La plupart des symptômes de pourriture racinaire chez les oliviers sont en réalité déclenchés par d'autres champignons, principalement des espèces du genre *Fusarium*. Chliyah *et al.* [21], ont rapporté que les feuilles de plantes inoculées avec *Rhizoctonia solani* ne s'enroulent pas mais jaunissent à la pointe symptômes observé dans notre étude. Aussi, *Rhizoctonia solani* pourrait être responsable du dépérissement des oliviers. Selon les travaux de Boughalleb-M'Hamdi *et al.* [19], ont conclu que l'inoculation de plantes avec *Rhizoctonia solani*, *Fusarium solani*, *Fusarium oxysporum* et *Verticillium dahliae* a montré une forte agressivité indiquant la présence d'une synergie entre *Fusarium sp.* et *Verticillium dahliae*.

## CONCLUSION

Les symptômes de dépérissement observés dans les pépinières visitées sont causés par plusieurs espèces de champignons *Fusarium oxysporum*, *Fusarium solani* et *Rhizoctonia solani* entre autres. Ces pathogènes peuvent survivre dans le sol en l'absence de leurs hôtes préférés. Dans des conditions favorables, ils reprennent leur croissance et commencent à coloniser les racines via de petites radicules ou blessures. L'incidence de ces champignons sur les racines des arbres malades et la sévérité des symptômes dépendent de la provenance des boutures et des conditions environnementales de croissance. Les symptômes observés dans les oliviers en pépinière sont le résultat d'un complexe fongique comprenant plusieurs agents pathogènes primaires et secondaires contribuant à l'apparition de symptômes tels que le jaunissement, la défoliation, le retard de croissance, déclin, pourritures racinaire et le dépérissement des plantes à tout âge.

## RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- [1]. **FAO Stat (2017)**. <http://faostat.fao.org/>.
- [2]. **Triki A, Hassaïri A. et Mahjoub M. (2006)**. Premières observations de *Verticillium dahliae* sur olivier en Tunisie. *EPPO Bull*, 36 :69-71
- [3]. **Jardak T., Jerraya A. et Mahjoub M. (2007)**. La protection intégrée de l'oléiculture dans les pays de l'Afrique de nord. Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture. Bureau sous régional pour l'Afrique du Nord. SNEA-Tunis, FAO. 2004.

- [4]. **Rhouma A, Triki MA, Krid S. and Masallem M. (2010).** First report of a branch dieback of olive trees in Tunisia caused by a *Phoma* sp. *Plant Disease*, 94:636.
- [5]. **Porras Soriano A., Soriano Martin M.L. and Porras Piedra A. (2003).** Grafting olive cv. ornicabra on rootstocks tolerant to *Verticillium dahliae* reduces their susceptibility. *Crop Protection*, 22: 369-374.
- [6]. **Barnett H.L. and Hunter B.B. (1986).** *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*. 4th ed. Macmillan Publishing Co., New York. 218 p.
- [7]. **Watanabe T. (2002):** *Pictorial Atlas of Soil and Seed Fungi: Morphologies of Cultured Fungi and Key to Species*. 2<sup>nd</sup> Ed. Lewis Publishers, CRC Press, Florida: 270– 276.
- [8]. **Leslie J.F. and Summerell B.A. (2006).** *The Fusarium Laboratory Manual*. Vol. 2, Issue 10. Blackwell Publishing Ltd., Oxford: 101– 117.
- [9]. **Rapilly F. (1968).** Les techniques de mycologie en pathologie végétale. *Annales des Epiphyties, Institut National de la Recherche Agronomique Paris*, V19 :103.
- [10]. **Rodriguez-Jurado D, Blanco-Lopez MA, Rapoport HF, Jimenez-Diaz RM (1993).** Present status of *Verticillium* wilt of olive in Andalusia (southern of Spain). *EPPO Bull.*, 23: 513-516.
- [11]. **Woo SL., Zoina A., Del Sorbo G., Lorito M., Nanni B., Scala F. and Noveiello C. (1996).** Characterization of *Fusarium oxysporum* f. sp. *Phaseoli* by pathogenic races, VCGs, RFLPs, and RAPD. *Phytopathology*, 86:966–972
- [12]. **El-Morsi M.E.A., Hassan M.A.E., Abo-Rehab M.E.A and Radwan, F.M. (2009).** Incidence of root-rot and wilt disease complex of olive trees in New Valley Governorate in Egypt and its control. *Assiut J. Agric. Sci.* 40: 105-123.
- [13]. **Boulila M. (2011).** Current knowledge on major disorders of olive in Tunisia. *Revue Ezzaitouna* *Revue Ezzaitouna*; 12(1) : 1-7.
- [14]. **Al-Ahmad M. (1984).** Decline of olive trees in southern Syria. *Arab J Plant Protection* 2:70–76.
- [15]. **Sanchez Hernandez ME, Ruiz Davila A., Perez de Algaba A., Blanco Lopez MA. and Trapero Casas A. (1998).** Occurrence and etiology of death of young olive trees in southern Spain. *European Journal of Plant Pathology*, 104:347-357.
- [16]. **Porras Soriano A., Soriano Martín ML. and Porras Piedra A. (2003).** Grafting olive cv. Cornicabra on rootstocks tolerant to *Verticillium dahliae* reduces their susceptibility. *Crop Protection*, 22: 369–374.
- [17]. **Ceccherini MT., Luchi N., Pantani O., Ascher J., Capretti P. and Pietramellara G.(2013).** Upward movement of *Verticillium dahliae* from soil to olive plants detected by qPCR. *World J Microbiol Biotechnol.*, 29(10):1961-1967.
- [18]. **Bellahcene M., Fortas Z., Geiger J.P., Matallah A. et Henni D. (2000).** La verticilliose de l'olivier en Algérie : répartition géographique et importance de la maladie. *Olivæ*, 82: 41-43.
- [19]. **Boughalleb-M'Hamdi N., Souli M., Ben Salem I., Selmi S. and Romdhani M.E. (2011).** Screening of fungi implicated in the dieback of olive trees (*Olea europaea*) in Chebika's area Research in *Plant Biology*, 1(4) :33-38
- [20]. **Chliyah M., Rhimini Y., Selmaoui K., Ouazzani Touhami A., Filali-Maltouf A., El Modafar C., Moukhli A., Oukabli A., Benkirane R. and Douira A. (2014).** Survey of the fungal species associated to olive tree (*Olea europaea* L.) in Morocco. *International Journal of Recent Biotechnology*; 2(2):15-32.
- [21]. **Chliyah M., Msairi S, Ouazzani Touhami A., Benkirane R. and Douira A. (2017).** Detection of *Fusarium solani* as a Pathogen Causing Root Rot and Wilt Diseases of Young Olive Trees in Morocco *Annual Research & Review in Biology*, 13(5): 1-7
- [22]. **Hibar K., Gamaoun W. and Triki MA. (2017).** Isolation, identification and biological control of the major pathogens causing root rot and wilt diseases of young olive trees in Tunisia. *Journal of New Sciences, Agriculture and Biotechnology*; 39(4):2121-2130.
- [23]. **Munjal RL., Kaul JL. and Thakur MS. (1982).** Studies on diseases of olive in Himachal Pradesh. In : Improvement of Forest Biomass. Symposium Proceedings. Indian Society of Tree Scientists; 437-440.
- [24]. **Sharifnabi B. (2008).** Olive diseases and their management in Iran. Symposium International sur la Protection intégrée de l'olivier. Sousse, Tunisie Nov. 08. 25-27