

Manuscrit reçu le 26 juillet 2011 et accepté le 19 octobre 2011

## **Étude du pouvoir pathogène de quelques espèces de *Fusarium* sur le bananier sous serre au Maroc**

MEDDAH N., OUAZZANI TOUHAMI A., BENKIRANE R. et DOUIRA A.  
Laboratoire de Botanique et de Protection des Plantes. Université Ibn Tofail, Faculté des Sciences  
Kénitra, Maroc

**Study of pathogenicity of some species of *Fusarium* on banana in greenhouse in Morocco.**

### **Résumé.**

Des plants de *Musa accuminata* var. « Grande Naine » du groupe *Cavendish* ont été inoculées par trempage des racines dans une suspension conidienne de  $10^6$  conidies/ml d'isolats de *Fusarium lateritium*, *Fusarium nivale*, *Fusarium oxysporum* et *Fusarium solani*. Ces différentes espèces ont été isolées à partir des organes atteints des plants de bananier collectés dans les bananeraies de la localité de M'nasra dans la région du Gharb (Nord Ouest du Maroc). Après 35 jours de l'inoculation, l'incidence de la maladie a été très importante chez l'isolat FO1 de *F. oxysporum* (89,45%), de même le nombre de conidies produites par cet isolat a été significatif ( $14,17 \cdot 10^5$  conidies/cm<sup>2</sup>). Les deux isolats de *F. oxysporum* (FO1 et FO2) sont les plus agressifs, le nombre de conidies produites depuis les racines jusqu'au pseudotrunc est très important ( $5-25 \cdot 10^5$  conidies/ml) ; il en est de même pour le nombre de colonies isolées à partir de la rhizosphère (respectivement 18,33 et 17,33 UFC /g de sol). Le réisolement réalisé à partir des racines jusqu'aux feuilles des plants de bananier, a révélé la présence des espèces de *Fusarium* testées à différents niveaux des plants inoculés en causant un brunissement des tissus internes de la plante et des pourritures au niveau des racines. Toutes ces espèces ont provoqué un flétrissement de la masse foliaire 50 jours après l'inoculation des racines.

**Mots clés:** Bananier, *Fusarium lateritium*, *Fusarium nivale*, *Fusarium oxysporum*, *Fusarium solani*, inoculation, pouvoir pathogène, racines.

### **Abstract.**

Plants of *Musa accuminata* variety « Grande Naine » group *Cavendish* were inoculated by dipping roots in a conidial suspension  $10^6$  conidia/ml of isolates of *Fusarium*

*lateritium*, *Fusarium nivale*, *Fusarium oxysporum* and *Fusarium solani*. These species were isolated from attacked banana plants collected from banana plantations in the locality of **M'nasra** in the Gharb area (NW Morocco). After 35 days from the inoculation, the disease incidence of the isolate FO1 of *F. oxysporum* was very important (89.45 %), also the number of conidia produced by this isolate was also significant ( $14,17.10^5$  conidia/cm<sup>2</sup>). Both isolates of *F. oxysporum* (FO1 and FO2) are the most aggressive, the number of conidia produced since roots up to the pseudostem is very important ( $5-25.10^5$  conidia/ml); it was also the same for the number of colonies isolated from the rhizosphere (respectively 18.33 and 17.33 UFC/g of soil).

The reisolation made from roots up to leaves of banana plants, revealed the presence of *Fusarium* species at different levels of the inoculated plants, causing a browning of internal tissues of the plant and rot roots. All these species have caused wilting of the foliage mass 50 days after inoculation of roots.

**Key words:** Banana tree, *Fusarium lateritium*, *Fusarium nivale*, *Fusarium oxysporum*, *Fusarium solani*, inoculation, pathogenicity, roots.

## Introduction

Le Maroc est considéré comme le plus grand producteur du monde de bananes sous serre avec 4650 ha de culture de bananier, suivi de l'Espagne avec 3000 ha en 1994 (Galàn *et al.*, 2004). En 2009, 5700 ha ont été récoltés avec une production de 200 000 T et un rendement de 385 964 hg/ha (Anonyme, 2011). La culture est sujette à différentes attaques bactériennes, virales et fongiques. Ces dernières sont très répandues et destructives (Jones, 2000 ; Ploetz, 2003). Actuellement, les maladies fongiques les plus néfastes dans les plantations de bananier sont les cercosporioses (Lassoudière, 2007) à savoir la cercosporiose noire causée par *Mycosphaerella fijiensis* (Stover et Simmonds, 1987) et la cercosporiose jaune causée par *Mycosphaerella musicola* (Marin *et al.*, 2003). En outre, il existe d'autres attaques fongiques telles la fusariose ou maladie de Panama dont l'agent causal est *Fusarium oxysporum* f sp. cubense (Saravanan *et al.*, 2003), l'antracnose causée par *Colletotrichum musae* (Lassoudière, 2007) et la maladie du bout de cigare causée par *Verticillium theobromae* (Ouattar, 1998). En 1989, Lavigne a rapporté que les maladies du bout de cigare et la pourriture brune due à *Botrytis cinerea* ont été signalées au Maroc, mais non étudiées sur la culture du bananier.

Les espèces de *Fusarium* sont parmi les champignons telluriques les plus agressifs responsables des flétrissements et des pourritures racinaires chez de nombreuses espèces végétales cultivées, notamment chez le bananier (Randy, 2006).

Au Maroc, rares sont les études réalisées sur les maladies fongiques du bananier (Elsen *et al.*, 2002 ; Meddah *et al.*, 2010). Ainsi, ce travail s'est intéressé à étudier le pouvoir pathogène de quatre espèces du genre *Fusarium*: *F. lateritium*, *F. nivale*, *F. oxysporum* et *F. solani* sur les plants de bananier.

## Matériel et méthodes

### *Matériel végétal*

Des plants de bananier appartenant à l'espèce *Musa accuminata* L. (variété « Grande Naine » du groupe *Cavendish*), issus de culture *in vitro* sont fournis par le laboratoire de la société « AGRICOS ». Ils sont âgés de 3 mois, d'une taille moyenne de 20 cm et au stade de 4 à 5 feuilles. Ces jeunes plants sont placés dans des pots de 16 x 15 cm en polyéthylène, perforés à la base et remplis de tourbe noire.

### *Agents pathogènes*

Des prospections ont été réalisées aux mois de Mars, Avril et Mai 2005 et 2006 au niveau des bananeraies de la localité de M'nasra situées dans la région du Gharb (nord-ouest du Maroc). Un flétrissement des feuilles a été observé, causant dans quelques cas la fanaison des plantes. Des isolements effectués à partir de racines de bananier (variété « Grande Naine » du groupe *Cavendish*) et du sol des bananeraies ont permis l'obtention d'un complexe fongique diversifié dont différentes espèces de *Fusarium*, à noter *F. lateritium* (FL), *F. nivale* (FN1, FN2), *F. oxysporum* (FO1, FO2) et *F. solani* (FS).

### *Production d'inoculum*

*F. lateritium*, *F. nivale*, *F. oxysporum* et *F. solani* ont été cultivés sur milieu à base de farine de riz (Farine de riz : 14 g ; Extrait de levure : 4 g ; Agar : 15 g ; Eau distillée : 1000 ml). Les cultures de *F. lateritium* et *F. oxysporum* ont été incubées sous lumière continue à 25°C alors que celles de *F. solani* et *F. nivale* ont été incubées à l'obscurité totale à 28°C. Après 7 jours d'incubation, la surface chargée de conidies et immergée avec de l'eau distillée stérile a été raclée à l'aide d'une spatule métallique stérile. La suspension ainsi obtenue a été filtrée à travers une mousseline afin de séparer les conidies des fragments mycéliens, puis

diluée avec de l'eau distillée contenant 0,05% de Tween 20 et 5% de gélatine de façon à obtenir une concentration finale de  $10^6$  conidies/ml en se servant d'une lame de Malassez.

### *Inoculation*

Les plants de bananier ont été blessés en frottant les racines entre les mains. Ensuite, les racines ont été trempées pendant 30 min dans chacune des suspensions conidiennes des différentes espèces de *Fusarium* préparées au préalable. Les jeunes plants ainsi inoculés sont replantés dans les pots en plastique contenant la tourbe noire. Les plants témoins ont été inoculés par l'eau distillée stérile additionnée de 0,05 % de Tween 20 et 5 % de gélatine.

Les plants inoculés ainsi que les plants témoins ont été ensuite replacés sous serre pour favoriser l'infection et le développement des symptômes.

### *Notation des résultats*

Le développement des symptômes foliaires a été décrit et estimé selon l'échelle de Tarig et al., (2000) :

Note	Description
0	Feuille saine
1	Chlorose ou jaunissement des feuilles âgées
2	Dessèchement des feuilles âgées et chlorose des feuilles jeunes
3	Stade développé de l'infection : chlorose avancée et fanaison

L'incidence de la maladie a été évaluée selon la formule suivante :

$$I = \frac{(b \times 0) + (b \times 1) + (b \times 2) + (b \times 3)}{T \times 3} \times 100$$

où

**I** : incidence de la maladie

**b** : nombre de feuilles correspondant à chaque note

**n** : note correspondant à la surface foliaire attaquée

**T** : nombre total de feuilles évaluées

**3** : note, la plus élevée de l'échelle.

Le réisolement des espèces de *Fusarium* à partir des différentes plantes inoculées et du sol a été réalisé 20 jours, 35 jours et 50 jours après inoculation des racines. Les plantes inoculées ont été déterrées et débarrassées de la tourbe en les lavant abondamment à l'eau courante. Des coupes transversales effectuées au bout de chaque 2 cm ont été réalisées au niveau de la plante depuis les racines jusqu'aux feuilles.

Les différents niveaux de coupes ont été déposés séparément dans l'alcool à 90° pendant 1 à 2 minutes, rincées abondamment à l'eau stérile, séchées sur un papier filtre stérile. Les fragments des plants de bananier ainsi préparés sont déposés dans des boîtes de Petri contenant trois rondelles de papier filtre imbibées d'eau distillée stérile. Les différentes chambres humides ont été placées sous lumière continue à 25°C dans le but de favoriser la sporulation du champignon.

La technique des « Soil plates » de Warcup (1950) a été adoptée pour l'isolement des *Fusarium* à partir du sol de culture. Le sol adhérent aux racines des plants de bananier est récupéré, séché à 30°C dans des fonds de boîtes de Petri et broyé dans un mortier stérilisé. Une quantité de tourbe (5 mg à 15 mg) est dispersée dans des boîtes de Petri stériles auxquelles sont ajoutées 1 à 2 gouttes d'eau distillée stérile. Par la suite, le milieu de culture (pomme de terre : 200 g ; saccharose : 20 g ; Agar : 15 g ; eau distillée : 1000 ml) contenant 30 mg de Pénicilline et 50 mg de Chloramphénicol est coulé sur cette tourbe dispersée. Les boîtes de Petri sont secouées doucement avant solidification du milieu et incubées dans un incubateur à 28°C et à l'obscurité (Rapilly, 1968).

#### *Analyse statistique*

Une analyse de la variance a été réalisée sur toutes les données. Les interactions entre les différents facteurs étudiés ont également été identifiées. Quand le résultat de l'analyse de la variance enregistrait au moins une différence significative au seuil de probabilité de 5%, un test statistique de la comparaison de moyennes (test d'intervalles multiples de Duncan) était appliqué sur ces valeurs.

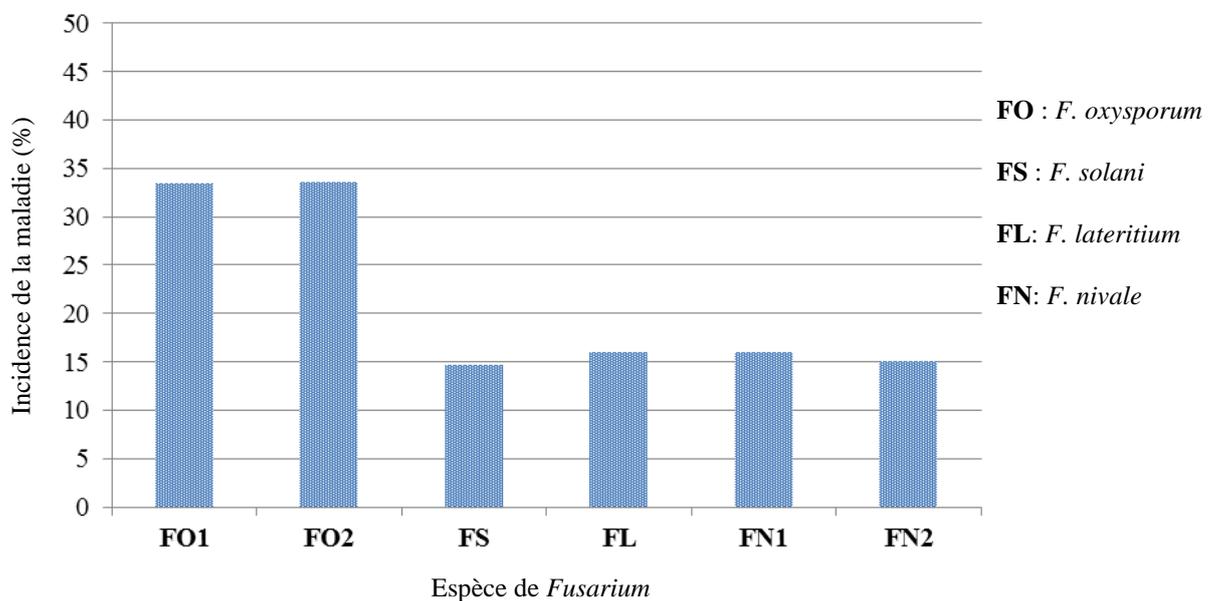
Les pourcentages ont été transformés en  $\text{Arcsin } \sqrt{P}$  (où P désigne la proportion du pourcentage) avant l'analyse statistique.

#### **Résultats**

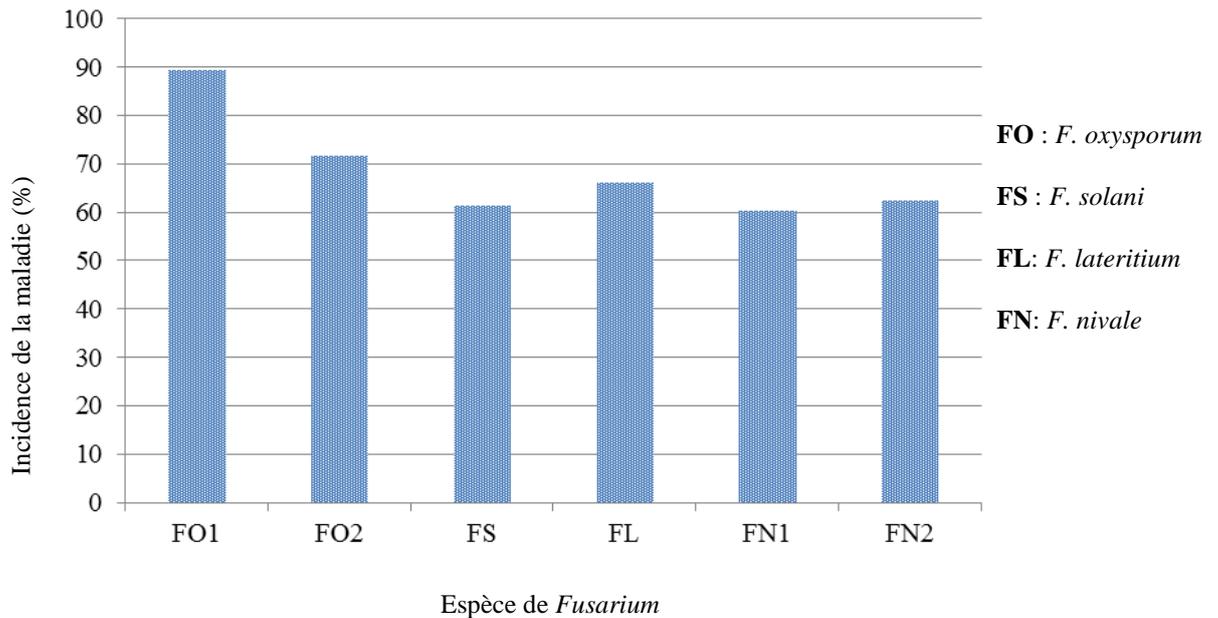
Le début d'apparition des symptômes foliaires a été observé à partir du 10<sup>ème</sup> jour après inoculation. Un jaunissement et une chlorose apparaissent initialement sur les feuilles âgées, suivis par un flétrissement général puis une fanaison de la plante. Le jaunissement des feuilles débute le long de la marge et progresse vers la nervure pour atteindre toute la surface foliaire et les marges des feuilles deviennent de couleur brun grisâtre (Figure 1).

Les résultats portés sur les figures 2 et 3 représentent l'incidence de la maladie sur les feuilles des plants de bananiers 20, 35 et 50 jours après inoculation par les espèces de *Fusarium* testées.

Vingt jours après inoculation, l'incidence de la maladie a été significativement identique et faible chez toutes les espèces de *Fusarium* testées, variant entre 14,66 et 33,41%. Ensuite, 35 jours après inoculation, le nombre de feuilles présentant des symptômes a augmenté et l'incidence de la maladie a été très élevée et a atteint chez l'isolat FO1 de *F. oxysporum* 89,45%. Enfin, 50 jours après inoculation, la fanaison totale des feuilles a conduit à la mort des plantes inoculées par les différentes espèces de *Fusarium*.



**Figure 2** : Incidence de la maladie (%) estimée sur les feuilles 20 jours après inoculation des plants de bananier au niveau des racines par les différentes espèces de *Fusarium* testées.



**Figure 3 :** Incidence de la maladie (%) estimée sur les feuilles 35 jours après inoculation des plants de Bananier au niveau des racines par les différentes espèces de *Fusarium* testées.

D'après les résultats du tableau 1, il s'avère que toutes les espèces de *Fusarium* testées sont capables de se multiplier et de produire des conidies sur les racines et le pseudotrunc des plants de bananier inoculés mais à des degrés variables.

Les coupes transversales réalisées à différents niveaux du pseudotrunc 35 et 50 jours après inoculation par les différentes espèces de *Fusarium* testées, ont révélé une discoloration brunâtre au niveau du système vasculaire, et qui devient de plus en plus foncée avec le temps. Toutes ces espèces de *Fusarium* ont été responsables de pourritures racinaires 35 et 50 jours après inoculation.

Vingt jours après inoculation, le nombre de conidies produites est faible dans les niveaux supérieurs des plants de bananier inoculés. Au niveau des racines, du bulbe et de la partie inférieure du pseudotrunc, le nombre de conidies produites par deux isolats de *F. oxysporum* (FO1 et FO2) et *F. lateritium* (isolat FL) est très important ( $10-25 \cdot 10^5$  conidies/ml). Par contre, les coupes réalisées au niveau du pseudotrunc, à 14-16 cm à partir du sol, ont révélé la présence d'un nombre faible de conidies produites uniquement par *F. solani* (isolat FS) et deux isolats de *F. nivale* (FN1 et FN2). Toutes les espèces de *Fusarium* testées ont été incapables de produire des conidies au niveau supérieur du pseudotrunc et au niveau des feuilles.

**Tableau 1:** Nombre de conidies produites à différents niveaux des plants de Bananier, après inoculation des racines par les espèces de *Fusarium* testées.

	Pourriture des racines	2 cm RI	4 cm R	6 cm R	8 cm R	10 cm B	12 cm P	14 cm P	16 cm P	18 cm P	Brunissement du pseudotrunc
<i>F. oxysporum</i> (FO1)	p-	+++++	+++++	++++	+++	+++	+	-	-	-	b-
<i>F. oxysporum</i> (FO2)	p-	+++++	++++	+++	+++	+++	+	-	-	-	b-
<i>F. solani</i> (FS)	p-	+++	++	+	++	++	+	+	+	-	b-
<i>F. lateritium</i> (FL)	p-	++	++	++++	+	++	+	-	-	-	b-
<i>F. nivale</i> (FN1)	p-	+	+	+	+	+	+	+	-	-	b-
<i>F. nivale</i> (FN2)	p-	+	+	+	+	+	+	+	-	-	b-

20 jours après inoculation

	Pourriture des racines	2 cm RI	4 cm R	6 cm R	8 cm R	10 cm B	12 cm P	14 cm P	16 cm P	18 cm P	Brunissement du pseudotrunc
<i>F. oxysporum</i> (FO1)	p+	++++	+++++	+++++	+++++	++++	+++	+++	+++	+++	b+
<i>F. oxysporum</i> (FO2)	p+	++++	+++++	+++++	+++++	+++++	++++	++++	+++	++	b+
<i>F. solani</i> (FS)	p+	+	+	+	++	+	+	+	+	+	b+
<i>F. lateritium</i> (FL)	p+	+++++	+	+	++	++	++	+++	++	+	b+
<i>F. nivale</i> (FN1)	p+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	b+
<i>F. nivale</i> (FN2)	p+	+	+	+	+	++	+	+	+	+	b+

35 jours après inoculation

	Pourriture des racines	2 cm RI	4 cm R	6 cm R	8 cm R	10 cm B	12 cm P	14 cm P	16 cm P	18 cm P	Brunissement du pseudotrunc
<i>F. oxysporum</i> (FO1)	p+	++++	+++	++++	+++++	++++	++++	+++	+++	+++	b+
<i>F. oxysporum</i> (FO2)	p+	++++	++++	++++	+++++	+++++	++++	+++	+++	++	b+
<i>F. solani</i> (FS)	p+	+	+	+++	++	+	+	+	++	+	b+
<i>F. lateritium</i> (FL)	p+	+	++	+	++	++	+++	+++	-	-	b+
<i>F. nivale</i> (FN1)	p+	++	+	+	++	+	+++++	+++	-	-	b+
<i>F. nivale</i> (FN2)	p+	+	+	+	+	+	+++	++	+	-	b+

50 jours après inoculation

avec :

(-) : 0 conidies ; (+) : 0-5.10<sup>5</sup> spores/ml ; (++) 5-10.10<sup>5</sup> spores/ml ; (+++) 10-15.10<sup>5</sup> spores/ml ; (++++) 15-20.10<sup>5</sup> spores/ml ; (+++++) 20-25.10<sup>5</sup> spores/ml.

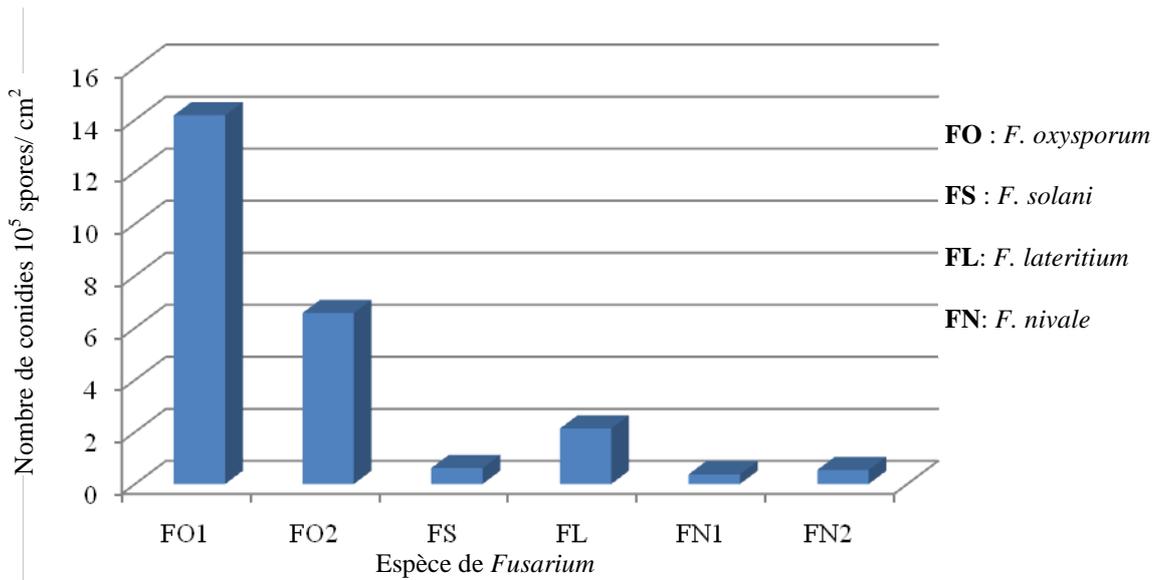
RI : radicelles ; R : racines ; B : bulbe ; P : pseudotrunc.

Après 35 jours de l'inoculation, toutes les espèces de *Fusarium* ont été capables de produire des conidies dans la quasi-totalité des parties des plants inoculés à des degrés variables. Le nombre de conidies produites par l'isolat FL de *F. lateritium* était plus important au niveau des racelles (20-25. 10<sup>5</sup> conidies/ml). Le nombre de conidies produites par l'isolat FS1 de *F. solani* et par les deux isolats de *F. nivale* (FN1 et FN2) était moyen à différents niveaux des plantes inoculées ( $\leq 15.10^5$  conidies /ml). Les deux isolats de *F. oxysporum* (FO1 et FO2) sont les plus agressifs, le nombre de conidies produites est très important depuis les racines (5–25. 10<sup>5</sup> conidies/ml) jusqu'aux feuilles (5-10. 10<sup>5</sup> conidies/ml).

Ainsi, au 35<sup>ème</sup> jour après inoculation, les différentes espèces de *Fusarium* ont été capables de sporuler sur les feuilles de bananier. Le nombre de conidies a varié de 0,37. 10<sup>5</sup> conidies/cm<sup>2</sup> pour la souche FN1 de *F. nivale* à 14,17. 10<sup>5</sup> conidies/cm<sup>2</sup> pour l'isolat FO1 de *F. oxysporum* (Figure 3).

Après 50 jours de l'inoculation des racines, le nombre de conidies produites par les deux isolats de *F. oxysporum* (FO1 et FO2) est toujours le plus important à différents niveaux des plantes. Toutes les espèces de *Fusarium* testées ont provoqué la fanaison des feuilles. Les coupes réalisées au niveau supérieur du pseudotrunc ont révélé que le nombre de conidies produites par l'isolat FL de *F. lateritium*, et les deux isolats de *F. nivale* (FN1 et FN2) est nul.

Le tableau 2 représente le nombre de colonies isolées à partir de la rhizosphère des plantes inoculées par les différents isolats de *Fusarium* testés. Toutes les espèces ont pu se maintenir présentes au niveau du sol, 20, 35 et 50 jours après inoculation à des degrés variables. Le nombre de colonies isolées des deux isolats de *F. oxysporum* (FO1 et FO2) est significativement plus important (respectivement 18,33 et 17,33 UFC/g de sol) au 20<sup>ème</sup> jour après inoculation.



**Figure 4 :** Nombre de conidies produites sur les feuilles de Bananier, 35 jours après inoculation des racines par les différentes espèces de *Fusarium* testées.

**Tableau 2 :** Nombre de colonies isolées à partir de la rhizosphère (UFC /g de sol) des plants de bananier, inoculées au niveau des racines par les différentes espèces de *Fusarium* testées.

	20 jours	35 jours	50 jours
<i>F. oxysporum</i> (FO1)	18,33	18	13,33
<i>F. oxysporum</i> (FO2)	17,33	15,67	14,33
<i>F. solani</i> (FS)	14,33	14,33	12
<i>F. lateritium</i> (FL)	11,67	10,67	9,33
<i>F. nivale</i> (FN1)	9,67	9	8
<i>F. nivale</i> (FN2)	7	5,33	4

### Discussion et conclusion

Les symptômes foliaires induits par *F. oxysporum*, *F. solani*, *F. nivale* et *F. lateritium* ont été observés 10 jours après inoculation. Ils se caractérisent par un jaunissement et une chlorose qui apparaissent initialement sur les feuilles âgées, suivi par un flétrissement général puis une fanaison de la plante. Le jaunissement des feuilles débute le long de la marge et

progressive vers la nervure pour atteindre toute la surface foliaire. Ensuite, les marges des feuilles deviennent brun grisâtres.

Ces agents pathogènes ont été également responsables de l'apparition des pourritures racinaires et du brunissement du pseudotrunc à partir du 35<sup>ème</sup> jour après inoculation. En 1987, Hadi *et al.*, ont montré que l'inoculation des racines du bananier avec *F. oxysporum* f. sp. cubense, avait induit des lésions après une semaine et que des blessures mécaniques permettaient au pathogène de coloniser les cellules du cortex causant des lésions de couleur brun rouge. David (1997) a rapporté que *F. oxysporum* et *F. solani* sont responsables de pourritures racinaires. Ils ont été isolés à partir des racines et du sol du bananier (Tarig *et al.*, 2000). Dans la région du Gharb, ces deux agents pathogènes ont été isolés à partir des eaux des rizières (Zehhar, 2003). *F. oxysporum* peut toucher d'autres hôtes tels que l'asperge où il cause la pourriture et la brûlure des plantules (Wukasch, 1990), le melon Cantaloup (Punja *et al.*, 2001) et le cotonnier avec de sévères pertes de récolte (Dubois, 1997). *F. solani* s'attaque à *Musa textilis* (Williams et Liu, 1976), *Musa paradisiaca* et *Musa accuminata* (Shivas, 1989). Ce pathogène est aussi responsable d'une putréfaction des racines et de la couronne, du jaunissement et des nécroses chez le haricot vert, le syndrome de la mort soudaine chez le soja (Gray *et al.*, 1999) et la pourriture sèche des tubercules de la pomme de terre (Tivoli *et al.*, 1989).

Les résultats obtenus, ont aussi permis de montrer que *F. oxysporum*, *F. solani*, *F. nivale* et *F. lateritium* sont capables de produire un inoculum secondaire à différents niveaux des plants de bananier inoculés. Le nombre de conidies produites par le pathogène sur l'hôte peut annoncer sa pathogénicité. Rotem (1978), a signalé que les espèces les plus infectieuses sont celles capables d'affecter une plus grande partie du tissu de l'hôte et permettent la multiplication de l'inoculum.

Les deux isolats de *F. oxysporum* (FO1 et FO2) sont significativement les plus agressifs, le nombre de leurs conidies isolées au niveau du sol, des racines, du pseudotrunc et des feuilles était très important par rapport aux autres espèces de *Fusarium* testées et l'incidence de la maladie a été plus importante avec ces deux isolats. Champion (1977) a rapporté que *F. oxysporum* est certainement l'espèce de *Fusarium* la plus répandue dans la nature. Ce pathogène est présent dans le sol du monde entier où il se comporte comme parasite ou saprobe. Il s'attaque à *Musa paradisiaca* (Mendes *et al.*, 1998), *Musa accuminata* et *Musa textilis* (Shivas, 1989) ainsi que *Musa sapientum* chez laquelle il provoque des taches foliaires (Alfieri *et al.*, 1984). Deacon *et al.* (1985) ont signalé que la fusariose du bananier

peut être facilement confondue avec la maladie de Panama causée par *F. oxysporum* f. sp. cubense. Cette espèce provoque dans la plupart des cas un jaunissement des feuilles les plus âgées. Le bord de chaque feuille vire au vert pâle ou au jaune, des bandes nécrotiques entourées d'une marge jaune apparaissent et la feuille finit par dépérir. Les feuilles les plus basses meurent complètement et pendent le long du pseudotrunc. Souvent les feuilles supérieures restent vertes et saines mais elles sont petites et rabougries; une coupe transversale du pseudotrunc à environ 50 cm au dessus du sol, révèle souvent des fibres vasculaires décolorées, de couleur lie de vin. Par contre dans le cas de la fusariose causée par *F. oxysporum*, la marge foliaire jaunit de façon uniforme et prononcée sur toute la longueur. Ensuite, le jaunissement progresse vers la nervure médiane et les marges foliaires virent au brun puis au gris. Une coupe au niveau du pseudotrunc révèle la présence de plages de couleur brun à pourpre appelées « poches de résine », la décoloration est plus ou moins continue et peut être observée jusqu'à la base du pseudotrunc (De Beer et al., 2001).

*F. lateritium* affecte *Musa accuminata* et *Musa paradisiaca* (Lu et al., 2000 ; Zhuang, 2001), alors que *F. nivale* n'a jamais été signalé parmi les pathogènes du bananier. C'est pour la première fois qu'il a été observé sur *Musa accuminata* var. « Grande Naine » du type *Cavendish*.

### Références bibliographiques

- Alfieri Jr. S.A., Langdon K.R., Wehlburg C., and Kimbrough J.W., 1984.** Index of Plant Diseases in Florida (Revised). Florida Dept. Agric. and Consumer Serv., Div. Plant Ind. Bull. 11: 1-389.
- Anonyme, 2011.** FAO Statistics Division. <http://www.Faostat.fao.org>. (02 Septembre 2011).
- Champion R., 1977.** Identifier les champignons transmis par les semences. INRA, Paris, 398 p.
- David Jones R., 1997.** Diseases of Banana and Plantain (*Musa* spp.). <http://www.apsnet.org/online/common/names/banana.asp>. (29 Avril 2010).
- De Beer Z., Hernandez J. M. et Sabadel S., 2001.** La fausse maladie de Panama sur le bananier. Maladies des Musa. Fiche technique n° 9, 4 p.
- Deacon J.W., Herbert J.A., and Joasia D., 1985.** False Panama disorder of bananas. ITSC Information Bulletin, 149: 15-18.
- Dubois M., 1997.** Étude de la variabilité génétique de *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum*, champignon pathogène du cotonnier. Thèse Doct. Univ. Paris IX Orsay, 135 p.

- Elsen A., Declerck S., and De Waele D. 2002.** Effect of three arbuscular mycorrhizal fungi on root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.) infection of *Musa*. Infomusa, 11: 21-23..
- Galàn S. V., Ait Oubahou A. et Abdelhaq H., 2004.** Culture de bananes sous serres. Musalit, 123: 86–95.
- Gray L.E., Achenbach L.A., Duff R.J., and Lightfoot D., 1999.** Pathogenicity of *Fusarium solani* f. sp. *glycines* isolates on soybean and green bean plants. J. Phytopathol., **147**: 281-284.
- Hadi M.A.A., Fadel F., and Ghorab A. I., 1987.** Root rot of bananas and its control in Egypt. Proceedings of the Conference of the Agricultural Development Research, Cairo, Egypt. 161-171.
- Jones D.R., 2000.** Diseases of Banana, Abacá and Enset. CABI Publishing. Wallingford, Oxon, UK. 544 p.
- Lassoudiere A., 2007.** Le bananier et sa culture. Ed. Quae, France, 383 p.
- Lavigne C., 1989.** Manuel de planteur de bananes. MAMVA, Royaume du Maroc, 24 p.
- Lu B., Hyde K.D., Ho W.H., Tsui K.M., Taylor J.E., Wong K.M., Yanna, and Zhou D., 2000.** Checklist of Hong Kong Fungi. Fungal Diversity Press, Hong Kong, 207 p.
- Marin H. D., Romero A. R., Guzmán M., and Sutton B. T., 2003.** Black Sigatoka: An Increasing Threat to Bananan Cultivation. Plant Disease, 87: 208-222.
- Meddah N., Ouazzani Touhami A. et Douira A., 2010.** Mycoflore associée au bananier (*Musa accuminata* L.), variété Grande naine, cultivé sous serre dans la région du Gharb (Maroc). Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, Section Sciences de la Vie, 32: 1-11.
- Mendes M.A.S., da Silva V.L. et Dianese J.C., 1998.** Fungos em Plants no Brasil. Embrapa-SPI/Embrapa-Cenargen, Brasilia, 555 p.
- Ouattar S., 1998.** Le bananier du savoir au savoir-faire, ed. Reproduction industrielle, Rabat, 103 p.
- Ploetz R.C., Thomas J.E., and Slabaugh W.R., 2003.** Diseases of banana and plantain. In: Ploetz RC, ed. Diseases of Tropical Fruit Crops. Wallingford, UK: CAB International Publishing, 109–112 pp.
- Punja Z.K., Parker M., and Elmhirst J.F., 2001.** *Fusarium* wilt of fieldgrown muskmelon in British Columbia. - Can. J. Plant Pathol., **23**: 403-410.
- Rapilly F., 1968.** Les techniques de mycologie en pathologie végétale. Institut National de la Recherche Agronomique, Vol. 19, 101 p.

- Randy Ploetz C., 2006.** Fusarium Wilt of banana is caused by several pathogens referred to as *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. *Phytopathology*, 6: 653-656.
- Rotem J., 1978.** Host and environmental influences on sporulation *in vitro*. *Ann. Rev. Phytopathology*, 16: 83-101.
- Saravanan T., Muthusamy M., and Marimuthu T. 2003.** Development of integrated approach to manage the fusarial wilt of banana. *Crop Protection*, 22: 1117-1123.
- Shivas R.G., 1989.** Fungal and bacterial diseases of plants in Western Australia. *J. Roy. Soc. W. Australia*, 72:1 - 62.
- Stover R. H. and Simmonds N. W., 1987.** Bananas. 3rd Edition, Tropical Agriculture Series, Longman Scientific and Technical Press, Harlow, England, 468 p.
- Tarig S. A., Sariah M., Sijam K., and Marziah M., 2000.** Enhancement of growth and disease suppression by PGPF, *Fusarium oxysporum* (FO4) in banana seedlings. Proceedings of the first national seminar at Awana Genting and country resort UPM: Serdang (MYS) (1998), Malaysia, 343 p.
- Tivoli B., Corbière R. et Lemarchand E., 1989.** Relation entre le pH des sols et leurs niveaux de réceptivité à *Fusarium solani* var. *coeruleum* et *Fusarium roseum* var. *sambucinum*, agents de la pourriture sèche des tubercules de pomme de terre. *Agronomie*, **10**: 63-68.
- Warcup J.H., 1950.** The soil-plate method for isolation of fungi from the soil. *Nature*, 166: 117-118.
- Williams T.H. and Liu, P.S.W., 1976.** A host list of plant diseases in Sabah, Malaysia. *Phytopath. Pap.*, 19: 1-67.
- Wukasch R.T., 1990.** Maladie des asperges. - Fiche technique. Ontario : Ministère de l'Agriculture, de l'Alimentation et des Affaires rurales.
- <http://www.omafra.gov.on.ca/french/crops/facts/90-141.htm> . (29 Avril 2010)
- Zehhar G., 2003.** Contribution à l'étude des caractères physico-chimiques des eaux des rizières dans la région du Gharb et leurs relations avec la flore fongique. Mémoire DESA, Univ. Ibn Tofaïl, Fac. Sci. Kénitra, Maroc, 92 p.
- Zhuang, W.Y., 2001.** Higher Fungi of Tropical China. Mycotaxon, Ltd., Ithaca, NY, 485 p.