

## Mycoflore associée au bananier (*Musa accuminata* L.), variété Grande naine, cultivé sous serre dans la région du Gharb (Maroc)

Nabila MEDDAH, Amina OUAZZANI TOUHAMI & Allal DOUIRA

Université Ibn Tofaïl, Faculté des Sciences, Laboratoire de Botanique et de Protection des Plantes,  
UFR de Mycologie, B. P. 133, Kenitra, Maroc. e-mail: meddah\_nabila@yahoo.fr

**Résumé.** Au Maroc, la culture du bananier a connu un développement considérable, la superficie cultivée passant de 5.200 ha en 2004 à 5.683 ha en 2008. Cette culture est pratiquée intensivement dans le nord ouest, l'ouest et le sud du Maroc. Des prospections réalisées dans les serres de bananier à M'nasra dans la région du Gharb (nord-ouest) ont permis de déterminer l'identité et la fréquence d'isolement de divers agents fongiques associés au sol et aux différents organes végétatifs des plantes. Le complexe fongique identifié sur les feuilles du bananier est formé d'un nombre d'espèces fongiques plus important par rapport aux autres organes végétatifs : *Alternaria alternata* est l'espèce fongique dominante sur les lésions foliaires ; elle a été isolée avec une fréquence de 75 %, suivie de *Drechslera tetramera* (40,66 %) et *Fusarium nivale* (40,33 %). Sur le pédoncule, *Aspergillus fumigatus* est significativement l'espèce fongique la plus répandue (48 %) suivie respectivement d'*Aspergillus flavus* (44,33 %) et *D. tetramera* (41 %). Les espèces *Cunninghamella* sp., *Fusarium semitectum*, *F. solani*, *Mucor globosus* et *Rhizopus* sp. ont été isolés à des fréquences significativement identiques à partir de la peau des fruits. *Mucor globosus* est l'agent fongique le plus important sur la pulpe des fruits ; il a été isolé à une fréquence de 41 %. La majorité des champignons isolés à partir des racines ont été retrouvés au niveau du sol des bananeraies. De nombreux autres champignons saprophytes qui peuvent être utilisés dans la lutte biologique ont été isolés, comme *Trichoderma harzianum* qui a été retrouvé au niveau du sol ( $70.10^5$  UFC/g de sol) et des feuilles (29 %) et *Gliocladium roseum* (27 %) au niveau des feuilles. C'est pour la première fois que *Drechslera cynodontis*, *Drechslera tetramera*, *Fusarium nivale* et *Fusarium subglutinans* ont été isolés à partir de *Musa accuminata* variété « Grande naine ».

**Mots clés :** Phytopathologie, bananier, mycoflore.

**Fungi associated with banana (*Musa accuminata* L.), variety "Grande naine" cultivated under green house in the Gharb region (Morocco).**

**Abstract.** In Morocco, banana cultivation has undergone considerable development, as attested by the cultivated area, which has increased from 5,200 ha in 2004 to 5,683 ha in 2008. This culture is carried out extensively in the north-west, the west and the south of Morocco. Prospecting of greenhouse banana at M'nasra in the Gharb region (north-west) has allowed us to determine the identity and frequency of isolation of various fungal agents associated with soil and vegetative organs of plants. The fungal complex identified on banana leaves is formed by a more important number of fungal species in relation to other vegetative organs; *Alternaria alternata* is the dominant fungal species in leaf lesions. It was isolated with a frequency of 75%, followed respectively by *Drechslera tetramera* (40.66%) and *Fusarium nivale* (40.33%). On the stalk, *Aspergillus fumigatus* is significantly the most prevalent fungal species (48 %), followed respectively by *Aspergillus flavus* (44.33%) and *D. tetramera* (41%). Species *Cunninghamella* sp., *F. semitectum*, *F. solani*, *Mucor globosus* and *Rhizopus* sp. have been isolated at significantly identical frequencies from the fruit skin. *Mucor globosus* is the most important fungal agent on the pulp of fruit; it has been isolated with a frequency of 41 %. The majority of fungi isolated from the roots were found in the soil of green houses. Many other saprophytic fungi, that can be used in biological control, have been isolated, such as *Trichoderma harzianum* in the soil ( $70.10^5$  UFC/g de sol) and leafs (29 %), and *Gliocladium roseum* (27 %) in leaves. It is the first time that *Drechslera cynodontis*, *Drechslera tetramera*, *Fusarium nivale* and *Fusarium subglutinans* have been isolated from *Musa Accuminata* variety « Grande naine ».

**Key words:** Phytopathology, banana, fungi.

### INTRODUCTION

Le bananier (*Musa* sp.) fut introduit au Maroc au début des années 1940 en tant que plante ornementale. Sa culture n'a commencé à retenir l'attention des producteurs qu'après l'arrêt de l'importation de la banane en 1977 (SRPV/MARA 1981). Le bananier, espèce aux exigences tropicales, est un arbre fruitier dont la production occupe la troisième place mondiale, après celle des agrumes et de la vigne (DPV/DH/MARA 1993).

La culture du bananier a connu un développement important au Maroc (Morchid 1999), elle est pratiquée principalement dans le nord-ouest (le Gharb), l'ouest (sud de Casablanca) et le sud (Souss-Massa) (CA/MADR 2003). La culture s'est concentrée surtout dans cette dernière zone, avec 1500 ha en 1997, suivie de la zone du Gharb (650 ha) (Morchid 1999). La production en plein champ est limitée à la seule région du Souss Massa et en particulier, dans les plantations traditionnelles de Tamri et de Tamraght (DPV/DH/MARA 1993).

Selon Galàn *et al.* (2004), le Maroc est considéré comme le premier producteur mondial de bananes sous serre avec 4.460 ha, suivi de l'Espagne avec 3.000 ha. Ainsi, 5.683 ha ont été récoltés en 2008 avec un rendement de 377.814 hg/ha et une production de 214.712 tonnes ([www.faostat.fao.org](http://www.faostat.fao.org)).

Les variétés de bananes à dessert utilisées sont de type « *Musa cavendish* ». Les variétés les plus cultivées au Maroc sont la « Grande Naine », avec une superficie de 82 %, suivie de la « Petite Naine », avec 10 % de la superficie totale cultivée, et la « Williams » avec seulement 7 % de la superficie totale (Anonyme 2005).

Le bananier est sujet à différents problèmes phytosanitaires qui constituent un frein au développement de sa culture. Il peut être parasité aussi bien par les bactéries (Simmonds 1966), les virus (Stover 1972 ; Lassoudière 1974, 1979, Bouhida & Lockhart 1990, Bouhida 1992), les nématodes (Rammah 1990), ainsi que les champignons. En ce qui concerne les maladies

fongiques, la cercosporiose noire causée par *Mycosphaerella fijiensis* est la plus destructive des maladies fongiques qui attaque le bananier à travers le monde, car son contrôle représente 27 % du coût de la production totale (Stover & Simmonds 1987). La cercosporiose jaune causée par *Mycosphaerella musicola* est observée durant la période humide (Marin *et al.* 2003). *Fusarium oxysporum* f sp. *cubense* est l'agent responsable de la fusariose du bananier, appelée aussi maladie de Panama.

Ces grandes maladies fongiques du bananier dans le monde sont pour la plupart inconnues au Maroc (Anonyme 1989) ; cependant, la maladie du bout de cigare causée par *Verticillium theobromae*, et la pourriture brune due à *Botrytis cinerea*, ont été signalées mais sans avoir été étudiées sur la culture du bananier (Anonyme 1989).

Au Maroc, aucune étude n'a été faite sur les maladies fongiques du bananier. C'est pour cette raison que des prospections ont été réalisées dans la localité de M'nasra, dans la région du Gharb dans le but de déterminer la mycoflore associée aux différents organes du bananier et à son substrat. Les premiers résultats sont exposés dans la présente note.

## MATERIEL ET METHODES

### Echantillonnage

Un échantillonnage en diagonale a été réalisé au niveau de quatre serres de bananier situées à M'nasra dans la région du Gharb (Nord-Ouest du Maroc). La variété de bananier cultivée y est « *Musa cavendish* », variété « Grande naine ». Un lot de 50 échantillons provenant des feuilles, des racines et du sol adhérent à la rhizosphère, a été prélevé à partir des bananiers présentant des symptômes de maladie, ainsi que 50 échantillons de fruits ramenés à partir d'une chambre froide de la ville de Kénitra. Les parties prélevées ont été placées dans des sachets en plastique et ramenées au laboratoire pour être analysées.

### Techniques d'analyse des échantillons des différents organes des plantes du bananier et du substrat

Les racines débarrassées de leur gangue de terre sont lavées à l'eau courante puis plusieurs fois à l'eau distillée stérile, puis séchées entre deux feuilles de papier filtre stérile. Les racines sont découpées en petits fragments (1 à 2 mm) puis déposées stérilement dans des boîtes de Pétri contenant le milieu gélosé (15 g d'Agar-Agar, 1000 ml). Après incubation à 28 °C et à l'obscurité, les colonies apparues sont transférées sur milieu PSA (Potato Saccharose Agar ; 200 g de pomme de terre, 20 g de saccharose, 15 g d'Agar-agar, 1000 ml d'eau distillée) (Rapilly 1968).

L'analyse de la mycoflore associée aux feuilles et tiges est réalisée à l'aide des méthodes de Buvard et de Buvard modifiée (Benkirane 1995). Dans la méthode de Buvard, les feuilles, les tiges et les fruits sont abondamment lavés à l'eau courante, découpés en fragments puis placés stérilement dans des boîtes de Pétri contenant trois rondelles de papier filtre (buvard), préalablement stérilisées, puis humidifiées par l'eau distillée stérile. Les boîtes sont ensuite incubées à 22 °C soit en lumière continue, ou en

alternance de lumière et obscurité. Après 48 heures, les fragments sont examinés sous microscope optique afin d'observer la présence de fructifications des champignons. Les conidies détectées sont transférées aseptiquement une à une sous microscope, à l'aide d'un capillaire en verre étiré, préalablement stérilisé à la flamme et refroidi dans le milieu. Elles sont par la suite déposées et dispersées sur la surface du milieu gélosé (15 g d'Agar-Agar, 1000 ml d'eau distillée), puis transférées à nouveau avec une partie du milieu gélosé à l'aide d'une aiguille stérilisée à la surface du milieu PSA. Des repiquages consécutifs accompagnés des observations microscopiques permettent d'obtenir des cultures pures de champignons.

Dans la méthode de Buvard modifiée (Benkirane 1995), les fragments des feuilles, des tiges et des fruits sont incubés de la même manière que précédemment, mais après 3 jours d'incubation, ces fragments sont déposés sur le milieu PSA et incubés une deuxième fois à l'obscurité à 28 °C pendant 7 jours. Des repiquages successifs permettent d'obtenir des cultures pures.

La technique des « soil plates » de Warcup (1950) a été utilisée pour l'analyse de la mycoflore associée aux sols. Le sol adhérent aux racines est récupéré, séché à 30 °C dans des fonds de boîtes de Pétri et broyé dans un mortier stérilisé. Une quantité de terre (5 à 15 mg) est dispersée dans des boîtes de Pétri stériles auxquelles sont ajoutées 1 à 2 gouttes d'eau stérile ; par la suite, le milieu de culture PSA contenant 30 mg de Pénicilline et 50 mg de Chloramphénicol est coulé sur cette terre dispersée. Les boîtes de Petri sont agitées doucement avant solidification du milieu et incubées à 28 °C et à l'obscurité (Rapilly 1968). Des repiquages successifs permettent de purifier les espèces fongiques isolées.

Les espèces fongiques ont été déterminées sous microscope optique à l'aide des clés de détermination de Gilman (1957), Ellis (1971), Chidambaram *et al.* (1974), Domsch *et al.* (1980) et Champion (1997).

Le pourcentage d'infection et/ou de contamination par les différentes espèces fongiques est calculé selon la méthode de Ponchet (1966) qui définit la fréquence d'isolement des différents champignons à partir de 100 lésions ou de 100 pourritures racinaires présentes sur les plantes étudiées selon l'équation :

$$PC = (NFI / NTF) \times 100$$

où *PC* est le pourcentage d'infection et/ou de contamination ; *NFI* est le nombre de lésions infectées par une espèce fongique donnée et *NTF* est le nombre total de lésions.

La fréquence d'isolement de chaque espèce fongique à partir du sol est estimée par le nombre d'unité formant colonie (UFC) par gramme de sol.

### Analyse statistique

Le traitement statistique des données a porté sur l'analyse de la variance et le test PPDS (plus petite différence significative). Quand le résultat de l'analyse de la variance enregistre au moins une différence significative

au seuil de probabilité de 5%, un test de comparaison des moyennes est appliqué sur ces données.

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

## RESULTATS

### Isolement des champignons parasites

Sur les feuilles du bananier, les lésions apparaissent sur la périphérie puis se développent vers le centre. Ces zones infectées du limbe sont la plupart du temps desséchées et brunies (Fig. 1).

Il a été observé qu'en général, l'infection commence au niveau de l'extrémité supérieure par rapport au pédoncule, mais parfois tout le fruit peut être attaqué. La pulpe devient très molle et de couleur brune à noirâtre (Fig. 2).

On a pu isoler 19 espèces de champignons à partir de différentes lésions et pourritures d'organes végétatifs, de même que du sol de culture (Tab. I).

Les résultats figurant dans le tableau II montrent que la fréquence d'isolement des espèces fongiques dépend de la source d'isolement (feuilles, pédoncule, peau ou pulpe du fruit, racines et sol). En effet, 12 espèces ont été isolées à partir des feuilles, 6 du pédoncule, 5 de la peau et 4 de la pulpe des fruits, 5 des racines et 7 du sol.

Sur les feuilles du bananier, *Alternaria alternata* est l'espèce la plus nombreuse avec une fréquence de 75 %, suivie de *Drechslera tetramera* (40,66 %) et *D. cynodontis* (23 %). *Aspergillus fumigatus* est l'espèce la plus nombreuse sur le pédoncule des fruits avec une fréquence de 48 %. Au niveau de la peau des fruits, *Cunninghamella* sp., *Fusarium semitectum*, *F. solani*, *Mucor globosus* et *Rhizopus* sp. ont été isolées avec des fréquences significativement identiques (23 à 36 %). Sur la pulpe des fruits, seules quatre espèces ont été retrouvées, à savoir *Mucor globosus* qui est l'agent fongique le plus dominant avec une fréquence de 41 %, suivie respectivement de *D. tetramera* et *F. subglutinans* (26 % et 22 %) et finalement *D. australiensis* (33 %). *F. nivale*, *F. oxysporum*, *Mucor globosus* et *Rhizopus* sp. ont été isolées à des fréquences significativement identiques à partir des racines (21 à 26,6 %) suivies de *Verticillium theobromae* à une fréquence de 11 %. Par ailleurs au niveau du sol, *F. nivale* est l'espèce la plus dominante parmi les espèces isolées ( $88.10^5$  UFC/g de sol), suivie de *F. oxysporum* ( $86.10^5$  UFC/g de sol) et de *V. theobromae* ( $26.10^5$  UFC/g de sol).

### Caractères morphologiques des champignons isolés

La description des caractères morphologiques de toutes les espèces fongiques isolées a été effectuée sur le milieu de culture PDA, sauf pour les *Drechslera* qui ont été cultivées sur milieu farine de riz (Figs 3 et 4).

La colonie d'*Aspergillus flavus* Link, 1809 pousse rapidement avec un mycélium aérien peu abondant, de couleur jaune verdâtre et à revers jaune clair. Le conidiophore s'élargit progressivement vers le haut pour former une vésicule de 10 – 40  $\mu$  de diamètre. Les conidies sont presque rondes, de couleur jaune verdâtre et de

dimensions très variables 2 x 3,3 x 4,6  $\mu$  ou 5 x 6  $\mu$  de diamètre (Fig. 3, a).

La colonie d'*Aspergillus fumigatus* Fresen., 1863 présente une couleur vert olivâtre, avec un revers jaunâtre. Le conidiophore est court et septé, s'élargit progressivement vers le sommet pour former une vésicule de 20 – 30  $\mu$  de diamètre. Les conidies sont de couleurs vertes noirâtres, globuleuses de 2 à 3,5  $\mu$  de diamètre (Fig. 3, b).

La colonie de *Penicillium* sp. est de couleur verte. Le mycélium est septé. Le conidiophore est droit, généralement non ramifié, avec des verticilles au sommet. Les conidies sont en chaînes, avec une forme globuleuse et sont à paroi lisse (Fig. 3, c).

La colonie de *Gliocladium roseum* Bainier 1907 est de couleur saumon, à aspect farineux. Le conidiophore est ramifié (ressemble à *Penicillium*). Les spores sont de petite taille, elliptiques et non cloisonnées, de 5-7 x 3-5  $\mu$ m de diamètre (Fig. 3, d).

La colonie de *Trichoderma harzianum* Rifai 1969 se développe rapidement. Le mycélium est de couleur blanche au départ puis devient vert et à aspect farineux. Le conidiophore est ramifié, et produit des phialides qui portent à leur sommet des conidies qui s'agglomèrent en paquets. Les conidies sont unicellulaires, globuleuses ou ovoïdes (Fig. 3, e).

*Verticillium theobromae* (Turconi) E. Mason & S.J. Hughes, 1951 présente une colonie à faible croissance, de couleur blanche au début et qui devient par la suite gris noirâtre. Cette espèce est caractérisée par un mycélium aérien peu développé, et par la production de conidiophores simples, droits, septés, de couleur brune jaunâtre et à aspect luisant. Les conidiophores sont verticillés et se terminent par des phialides d'où s'échappent de nombreuses conidies. Ces dernières sont unicellulaires, hyalines, ovoïdes à ellipsoïdales et de très petite taille (Fig. 3, f1 et f2).

*Alternaria alternata* (Fr.) Keissl., 1912 présente des colonies de couleur brune à noire. Les conidiophores sont solitaires ou formant de petits groupes, simples ou ramifiés, droits ou flexibles, souvent géniculés, de couleur olivâtre à brun doré. Les conidies se forment en longueur, souvent branchées en chaîne jusqu'à 10 conidies par chaîne, ovoïdes ou elliptiques, de couleur pale à brun doré, lisses ou verruculeuses, avec 8 cloisons transversales, généralement longitudinales ou obliques (Fig. 3, g).

L'espèce de *Drechslera australiensis* (Bugnic.) Subram. & B.L. Jain 1966 isolée présente une colonie de couleur grise avec présence d'un mycélium aérien peu abondant et de couleur blanche. Le mycélium est cloisonné, géniculé au niveau du sommet, ou s'insèrent les conidies. Celles-ci sont fixées au nombre de 2 ou 3, elles sont allongées et caractérisées par la présence de fausses cloisons (1 à 3, exceptionnellement 4), elles présentent 10 à 30 x 3 à 7  $\mu$  (Fig. 3, h).

*Drechslera cynodontis* (Marignoni) Subram. & B. L. Jain, 1966 présente une colonie d'aspect cotonneux, de



Figure 1. Lésions foliaires observées dans des bananeraies dans la région du Gharb du Maroc (M'nasra).



Figure 2. Lésions sur des fruits de bananier  
1- Lésions au niveau de la partie inférieure des fruits  
2- Coupes transversales au niveau des fruits blessés.

Tableau I.: Mycoflore associée aux différents organes et au sol lié à *Musa accuminata* variété « Grande naine » cultivé sous serre au niveau de la région du Gharb (M'nasra) au Maroc. (-) : espèce non isolée. (S) : souche. Af : *Aspergillus flavus* ; Afg : *Aspergillus fumigatus* ; P sp. : *Penicillium* sp. ; Gr. : *Gliocladium roseum* ; Th : *Trichoderma harzianum* ; Vt : *Verticillium theobromae* ; Aa : *Alternaria alternata* ; Da : *Drechslera australiensis* ; Dc : *Drechslera cynodontis* ; Dt : *Drechslera tetramera* ; Fl : *Fusarium lateritium* ; Fn : *Fusarium nivale* ; Fo : *Fusarium oxysporum* ; Fst : *Fusarium semitectum* ; Fs : *Fusarium solani* ; Fsb : *Fusarium subglutinans* ; Mg : *Mucor globosus* ; R sp. : *Rhizopus* sp. ; Cn sp. : *Cunninghamella* sp.

Espèces fongiques	Fruits						Nombre d'isolats
	Feuilles	Peau	Pulpe	Pédoncule	Racines	Sol	
<i>Aspergillus flavus</i>	Af S1 - Af S2	-	-	Af S3 - Af S4	-	-	4
<i>A. fumigatus</i>	-	-	-	Afg S1- Af g S2 Af g S3 - Afg S4 Afg S5	-	-	5
<i>Penicillium</i> sp.	-	-	-	P sp.S1 - P sp.S2 P sp.S 3 -P sp.S4	-	-	4
<i>Gliocladium roseum</i>	Gr S1 – Gr S2 Gr S3	-	-	-	-	-	3
<i>Trichoderma harzianum</i>	Th S1 - Th S2 Th S3	-	-	-	-	Th S4 - Th S5 Th S6 - Th S7	7
<i>Verticillium theobromae</i>	-	-	-	-	Vt S3	Vt S1 - Vt S2	3
<i>Alternaria alternata</i>	Aa S1 - Aa S2 Aa S3 - Aa S4 Aa S5 - Aa S6 Aa S7 - Aa S8	-	-	-	-	-	8
<i>Drechslera australiensis</i>	Da S1 – Da S2 Da S3	-	Da S4	-	-	-	4
<i>D. cynodontis</i>	Dc S1 - Dc S2	-	-	-	-	-	2
<i>D. tetramera</i>	Dt S1 – Dt S2 Dt S3 – Dt S4	-	Dt S5	Dt S6 - Dt S7	-	-	7
<i>Fusarium lateritium</i>	Fl S1 - Fl S2	-	-	-	-	-	2
<i>F. nivale</i>	Fn S2 - Fn S3	-	-	Fn S4	Fn S5	Fn S1	5
<i>F. oxysporum</i>	Fo S3 - Fo S4	-	-	-	Fo S5	Fo S1 - Fo S2	5
<i>F. semitectum</i>	-	Fst S1 – Fst S2 Fst S3	-	-	-	-	3
<i>F. solani</i>	Fs S1 – Fs S2 Fs S3 – Fs S4	Fs S5 - Fs S6	-	-	-	-	6
<i>F. subglutinans</i>	-	-	Fsb S1 Fsb S2 Fsb S3	Fsb S4	-	-	4
<i>Mucor globosus</i>	-	Mg S4 – Mg S5	Mg S6	-	Mg S7	Mg S1 - Mg S2 Mg S3	7
<i>Rhizopus</i> sp.	-	R sp.S3 – R sp.S4	-	-	R sp.S5	R sp.S1 - R sp.S2	5
<i>Cunninghamella</i> sp.	Cn sp.S3	Cn sp.S4	-	-	-	Cn sp.S1 - Cn sp.S2	4

Tableau II. Fréquence d'isolement de différentes espèces fongiques à partir de divers organes végétatifs du bananier présentant des symptômes et du sol de culture. (-) : espèce non isolée. Deux résultats, lus sur la même colonne, différent significativement au seuil de 5%, s'ils ne sont affectés d'aucune lettre en commun. Le test statistique a porté sur la transformation Arcsin  $\sqrt{p}$  où p désigne la proportion moyenne du pourcentage de germination.

Espèces fongiques	Feuilles (%)	Pédoncule (%)	Fruit (%)		Racines (%)	Sol 10 <sup>5</sup> UFC /g de sol
			Peau	Pulpe		
<i>Aspergillus flavus</i>	40 <sup>b</sup>	44,33 <sup>ab</sup>	-	-	-	-
<i>A. fumigatus</i>	-	48 <sup>a</sup>	-	-	-	-
<i>Penicillium sp.</i>	-	24 <sup>c</sup>	-	-	-	-
<i>Gliocladium roseum</i>	27 <sup>b</sup>	-	-	-	-	-
<i>Trichoderma harzianum</i>	29 <sup>b</sup>	-	-	-	-	70 <sup>bc</sup>
<i>Verticillium theobromae</i>	-	-	-	-	11 <sup>b</sup>	26 <sup>f</sup>
<i>Alternaria alternata</i>	75 <sup>a</sup>	-	-	-	-	-
<i>Drechslera australiensis</i>	29 <sup>b</sup>	-	-	33 <sup>ab</sup>	-	-
<i>D. cynodontis</i>	23 <sup>b</sup>	-	-	-	-	-
<i>D. tetramera</i>	40,66 <sup>b</sup>	41 <sup>ab</sup>	-	26 <sup>b</sup>	-	-
<i>Fusarium lateritium</i>	28,66 <sup>b</sup>	-	-	-	-	-
<i>F. nivale</i>	40,33 <sup>b</sup>	33 <sup>bc</sup>	-	-	26,6 <sup>a</sup>	88 <sup>a</sup>
<i>F. oxysporum</i>	36 <sup>b</sup>	-	-	-	25 <sup>a</sup>	86 <sup>ab</sup>
<i>F. semitectum</i>	-	-	28 <sup>a</sup>	-	-	-
<i>F. solani</i>	28,66 <sup>b</sup>	-	32 <sup>a</sup>	-	-	-
<i>F. subglutinans</i>	-	23 <sup>c</sup>	-	22 <sup>b</sup>	-	-
<i>Mucor globoosus</i>	-	-	33 <sup>a</sup>	41 <sup>a</sup>	26,6 <sup>a</sup>	66 <sup>cd</sup>
<i>Rhizopus sp.</i>	-	-	23 <sup>a</sup>	-	21 <sup>a</sup>	32 <sup>ef</sup>
<i>Cunninghamella sp.</i>	25 <sup>b</sup>	-	36 <sup>a</sup>	-	-	50 <sup>de</sup>

couleur noire grisâtre et à revers noir. Ellis (1971) a rapporté que sur l'hôte, les conidiophores sont soit solitaires soit rassemblés en petits groupes, flexibles et de couleur brun pâle. Les conidies sont lisses, à paroi mince et de couleur brun pâle, elles sont en général légèrement curvées, mais parfois presque cylindriques ou plus larges et arrondies vers l'extrémité, avec 3 à 9 (généralement 7 à 8) cloisons, 30 à 75 (50) x 10 à 16 (13) µm.

Les conidies identifiées ont 2 à 10 cloisons et sont de 30 à 57 x 7 - 17µm (Fig. 3, i).

*Drechslera tetramera* (McKinney) Subram. & B.L. Jain 1966 présente une colonie noire, sombre à l'intérieur, et devenant plus claire vers la périphérie. Les conidies sont non curvées, elliptiques, souvent cylindriques, arrondies à leur base, lumineuse vers l'extrémité des cellules, de couleur brune, et possédant 3 cloisons (Fig. 3, j).

La colonie de *Fusarium lateritium* Nees (1816) est de couleur blanche au début puis devient violette aussi bien sur la surface que sur le revers de celle-ci. Le mycélium aérien est peu abondant à rare. Les microconidies sont présentes, ellipsoïdales et cloisonnées (0 à 3 cloisons). Les macroconidies sont abondantes, légèrement curvées et peuvent parfois présenter une surface dorsale et ventrale parallèle. La cellule apicale est caractérisée par la présence d'un bec (Fig. 3, k1 et k2).

*Fusarium nivale* (Fr.) Sorauer 1901 présente une colonie de couleur blanche jaunâtre, avec un revers orange.

Le mycélium aérien est peu abondant. Les microconidies sont absentes. Les macroconidies sont présentes, de petite taille, curvées avec 1 à 3 cloisons (Fig. 4, l).

Le mycélium de *Fusarium oxysporum* Schldl (1824) est aérien, abondant et de couleur blanche. Lorsque les chlamydo-spores sont abondantes, le mycélium devient de couleur violette ou bleu, mais devient marron jaunâtre lorsque les sporodochies sont abondantes. La croissance mycélienne est rapide.

Les microconidies sont généralement abondantes, portées par des phialides simples et courtes ou sur un conidiophore branché. Elles ne sont jamais formées en chaînes, généralement unicellulaires, ellipsoïdes à cylindriques, droites ou curvées. Les macroconidies sont fusiformes, légèrement curvées, pointues aux extrémités. Les cellules basales sont pédicellées, 3 (5) cloisons, 27 à 46 x 3 à 4,5 µm. Les chlamydo-spores sont terminales ou intercalaires sur le mycélium, hyalines à paroi lisse ou rugueuse, et de 5 à 15 µm de diamètre.

Les microconidies identifiées (13 à 17 x 3 µm) ont 1 à 2 cloisons, Les macroconidies (17 à 27 x 1,67 à 3 µm) présentent 3 à 5 cloisons (Fig. 4, m).

La colonie de *Fusarium semitectum* Berk. & Ravenel 1875 croit rapidement, avec un mycélium aérien abondant de couleur brune jaunâtre. Les microconidies sont rares. Les macroconidies sont droites ou légèrement curvées, et présentent une cellule basale caractérisée par la présence d'un crochet (Fig. 4, n).



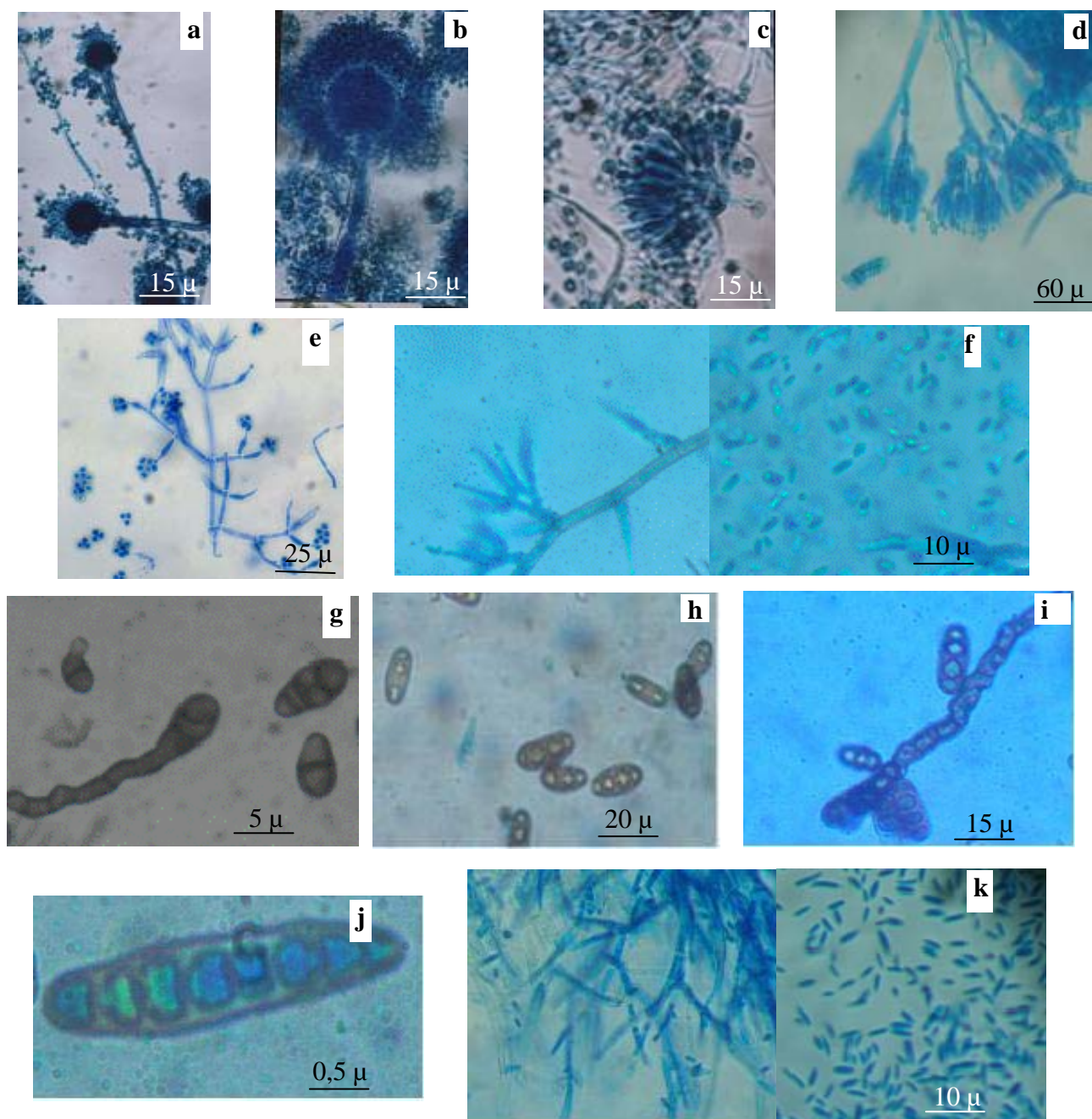


Figure 3. Aspect microscopique des espèces fongiques isolées à partir de divers organes végétatifs de *Musa accuminata* variété « Grande naine » du type *Cavendish*. (a : *Aspergillus flavus* ; b : *A. fumigatus* ; c : *Penicillium* sp. ; d : *Gliocladium roseum* ; e : *Trichoderma hrzianum* ; f : *Verticillium theobromae* ; g : *Alternaria alternata* ; h : *Drechslera australiensis* ; i : *D. tetramera* ; j : *D. cynodontis* ; k : *Fusarium lateritium*). Grossissement : x 400. Echelle : en  $\mu\text{m}$ . Liquide de montage : Bleu coton.

La colonie de *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. 1881 croit rapidement avec un mycélium abondant, d'une couleur blanche jaunâtre, et à revers blanc jaunâtre. Les microconidies sont présentes, peu abondantes avec une seule cellule. Les macroconidies sont de grande taille, cloisonnées de 3 à 5 cloisons. Les deux surfaces de la spore sont parallèles et les deux cellules apicales et basales sont légèrement bombées (Fig. 4, o).

Le mycelium de *Fusarium subglutinans* (Wollenw. & Reinking) P.E. Nelson, Toussoun & Marasas 1983 est blanc avec un revers violet foncé. Les microconidies sont très abondantes, ovales et la plupart d'entre elles sont formées

d'une cellule. Les macroconidies sont abondantes, presque droites et à paroi fine, les deux surfaces de la spore sont presque parallèles (Fig. 4, p1 et p2).

La surface ainsi que le revers de la colonie de *Mucor globosus* sont de couleur grise claire, avec un mycélium aérien très abondant et très dense. Le mycélium est siphonné et ramifié. Les spores sont de petite taille, de forme globuleuse et à double paroi de 3,33 à 10  $\mu\text{m}$  de diamètre, elles sont renfermées dans des sporocystes. La columelle est globuleuse, à paroi lisse de 23 à 33 x 17 à 37  $\mu\text{m}$  de diamètre (Fig. 4, q).

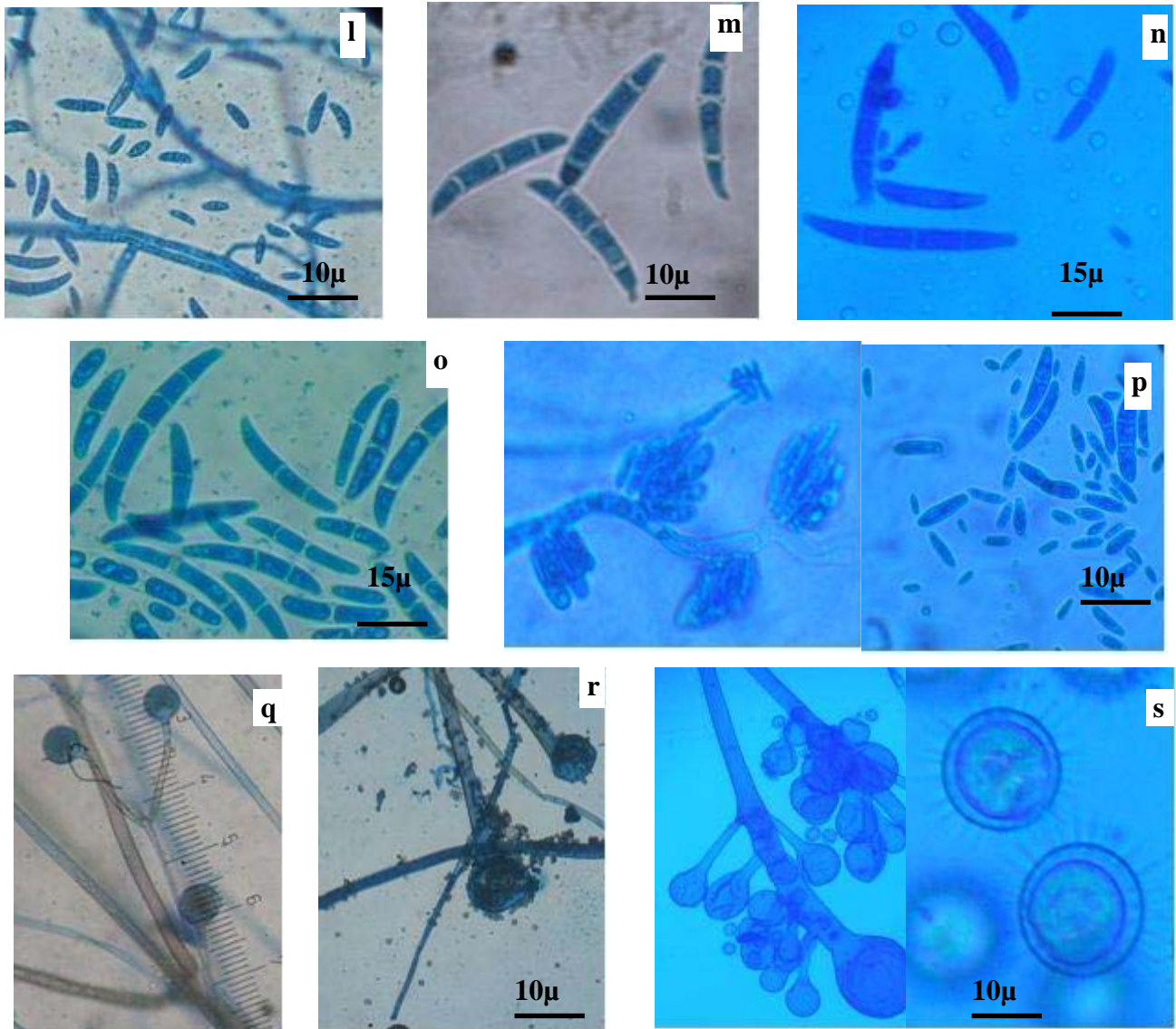


Figure 4. Aspect microscopique des espèces fongiques isolées à partir de divers organes végétatifs de *Musa accuminata* variété « Grande naine » du type *Cavendish*. (l : *F. nivale* ; m : *F. oxysporum* ; n : *F. semitectum* ; o : *F. solani* ; p : *F. subglutinans* ; q : *Mucor globosus* ; r : *Rhizopus* sp. ; s : *Cunninghamella* sp.). Grossissement : x 400. Liquide de montage : Bleu cotton.

***Rhizopus* sp** isolé présente une colonie de couleur noire grisâtre, avec un revers de couleur presque transparente. Le mycélium aérien est très développé et non cloisonné. Le sporocystophore se termine par une columelle autour de laquelle se différencient les spores dans un sporocyste (Fig. 4, r).

***Cunninghamella* sp.** présente une colonie de couleur blanche grisâtre, elle pousse au bout de 48 h. le mycélium aérien est siphonné abondant et rigide. Le sporocystophore est ramifié et présente dans sa terminaison une structure globuleuse où s'insèrent les sporocystes. Ces dernières sont sphériques, à double paroi et à contour irrégulier (Fig. 4, s1 et s2).

#### DISCUSSION ET CONCLUSION

Les symptômes de dessèchement foliaire et de pourritures sont surtout observés sur les feuilles et les fruits du bananier. En effet, les lésions apparaissent sur la

périphérie des feuilles puis se développent vers le centre, et les zones infectées présentent dans la plupart du temps un dessèchement du limbe qui devient de couleur brun clair. *A. alternata* a été isolée à une fréquence très importante uniquement sur les échantillons de feuilles étudiés. C'est une espèce très redoutable pour une large gamme d'hôtes, elle attaque le feuillage, les tiges et les fruits de ses hôtes. Les lésions sont noires, bien délimitées, plus ou moins circulaires et zonées sur les feuilles (Bigre *et al.* 1987). *A. alternata* provoque des taches foliaires sur *M. sapientum* au Malawi (Peregrine & Siddiqui 1972), et affecte *M. accuminata* en Chine (Zhuang 2001).

En raison de sa fragilité, le fruit est très sensible à l'attaque des champignons. En général, l'attaque commence au niveau de l'extrémité supérieure par rapport au pédoncule, mais cela n'empêche que tout le fruit peut être affecté. La pulpe devient très pourrie et de couleur brune à noirâtre. *Cunninghamella* sp., *Mucor globosus*, *Rhizopus* sp., *F. semitectum* et *F. solani* ont été retrouvés sur la peau



des fruits du bananier, ils ont été isolées avec des fréquences importantes et significativement identiques. Sur la pulpe du fruit, *Mucor globosus* est l'espèce fongique la plus redoutable. Bigre *et al.* (1987) ont rapporté que c'est un agent de pourriture molle sur les fruits.

La plupart des espèces fongiques isolées à partir des racines des plantes étudiées ont été aussi retrouvées au niveau du sol à des fréquences significativement variables.

Les espèces d'*Aspergillus* ont été retrouvées uniquement sur les feuilles et le pédoncule des plantes étudiées. Au Brésil, Mendes *et al.* (1998) ont rapporté que *A. flavus* s'attaque à *Musa* sp., au riz (*Oryza sativa*) et au cocotier (*Cocos nucifera*). Cet agent pathogène peut affecter plusieurs espèces de bananier tels que *M. textilis* en Philippine (Teodoro 1937) et *M. accuminata* en Thaïlande (Lumyong *et al.* 2003). *A. fumigatus* qui peut être isolé à partir de l'air et du sol (Zhuang 2001) s'attaque aussi à *M. textilis* en Philippine (Teodoro 1937).

*Penicillium* sp. a été retrouvé uniquement sur le pédoncule avec une fréquence de 24 %. Les espèces du bananier *Musa sapientum* (Alvarez 1976) *M. paradisiaca* (Urtiaga 1986) et *M. accuminata* (Lumyong *et al.* 2003) ainsi que l'ananas (*Ananas comosus*) (Mendes *et al.* 1998) ont été signalés parmi les plantes hôtes de cet agent fongique.

*Gliocladium roseum* est un champignon saprophyte qui a été retrouvé sur plusieurs espèces de plantes, à titre d'exemple sur le chêne (*Quercus* sp.) (Shigo 1958), l'avoine (*Avena sativa*) (Connors 1967), l'ananas (*Ananas comosus*) (Matsushima 1980) et *M. paradisiaca* (Wallbridge 1981).

*Trichoderma harzianum* est un saprophyte, cosmopolite très commun dans le sol et sur les plantes (Domsch *et al.* 1980). Shaw (1984) a rapporté que cette espèce fongique a été isolée à partir de *Musa* sp. et la laitue (*Lactuca sativa*).

*Trichoderma harzianum* et *Gliocladium roseum* sont connues comme agents de lutte biologique (Fraval & Silvy 1999). Dans certains cas, l'effet antagoniste de *Trichoderma harzianum* est tout simplement associé à un comportement parasitaire se manifestant par un enroulement des hyphes autour des filaments du champignon parasite (Elad *et al.* 1983). De nombreux travaux, ont démontré que les *Trichoderma* avaient un potentiel de lutte intéressant contre différents agents pathogènes (Wells *et al.* 1972).

*Verticillium theobromae* est un champignon présent dans de nombreuses zones de production bananières sur les vieilles feuilles et sur les pièces florales (Igeleke & Ayanru 2006). Il se présente sur le fruit sous forme de taches noirâtres et de lésions creuses avec un contour irrégulier. Ces lésions se réunissent et affectent 2/3 du fruit, elles sont limitées par un cortex à la base de la chaire, qui reste intacte. La partie concave du fruit est toujours plus attaquée que la partie convexe (Liliàn Morales 2004). *V. theobromae* affecte *M. sapientum* en Taïwan (Matsushima 1980) et *M. cavendish* en Afrique du sud (Crous *et al.* 2000). Il produit le bout de cigare sur les fruits de *M. accuminata* (Raabe *et al.* 1981) et *M. paradisiaca* (Igeleke & Ayanru 2007).

Toutes les espèces de *Drechslera* isolées ont été retrouvées sur le feuillage des bananiers. *D. tetramera* a été aussi isolée à partir du pédoncule et de la pulpe des fruits, *D. australiensis* a été également retrouvée sur cette dernière. Le genre *Drechslera* regroupe d'importants agents phytopathogènes capables de provoquer des taches foliaires, des brûlures, des pourritures racinaires et d'autres types de symptômes (Alcorn 1989). Sur le pied de poule (*Cynodon dactylon*), *D. cynodontis* cause des pourritures au niveau des racines et des tiges, pendant les périodes chaudes et sèches en été (Smiley *et al.* 1992). D'après Sivanesam (1987), cet agent pathogène affecte le riz et le blé (*Triticum sativum*). Il a été également isolé à partir du pommier (*Malus* sp.) et d'ipoméée (*Ipomea* sp.) (Chuan 2003), ainsi qu'à partir de l'acalyphe (*Acalypha wilkesiana*) (Meddah *et al.* 2006).

En Egypte, Abo-El-Dahab *et al.* (1983) ont rapporté que *D. australiensis* est responsable de taches foliaires sur le bananier. C'est aussi un agent pathogène de l'ananas (Sharma *et al.*, 1981), de l'orge (*Hordeum vulgare*), du maïs (*Zea mays*) (Sivanesam 1987) et du riz (Ouazzani Touhami *et al.* 2001).

*D. tetramera* est un pathogène qui peut affecter le piment (*Capsicum annuum*) (Deena & Basuchandhary 1984), le blé (Richardson 1990) et les lentilles (*Lens culinaris*) (Khare 1991).

Ces espèces de *Drechslera* identifiées n'ont jamais été citées auparavant parmi les agents pathogènes du bananier.

Les espèces du genre *Fusarium* ont été isolées à des fréquences variables à partir des différents organes de bananiers et à partir du sol. Ce genre comporte plusieurs espèces parasites des plantes cultivées ; d'autres sont saprophytes dans le sol. *F. lateritium* a été retrouvée uniquement sur le feuillage des bananiers, tandis que *F. semitectum* n'a été isolé qu'à partir de la peau des fruits. Lu *et al.* (2000) et Zhuang (2000) ont signalé que *F. lateritium* affecte *Musa accuminata*. Ce champignon s'attaque également à *Musa paradisiaca* (U.S.D.A. 1960), à *Hibiscus* sp. (Hilton 2000) et à l'olivier (*Olea europea*) (Balmas *et al.* 2005). *F. semitectum* est une espèce à très large gamme d'hôtes, elle s'attaque aux plantes ornementales tels que la rose de chine (*Hibiscus rosa-sinensis*) (Norse 1974) et *Pelargonium* sp. (Ebbels & Allen 1979). Elle affecte *M. textilis* (Williams & Liu 1976), *M. accuminata* (Shivas 1989), *M. paradisiaca* (Wallbridge 1981) et provoque la pourriture des fruits sur *M. sapientum*.

L'avoine (Tai 1979), le pied de poule (Lenné 1990), le tournesol (*Helianthus annuus*) (Roberts *et al.* 1986) et l'orge (Richardson 1990) figurent parmi les plantes hôtes de *F. nivale*.

*F. oxysporum* est certainement l'espèce de *Fusarium* la plus répandue dans la nature. Elle est présente dans le sol du monde entier où elle se comporte soit en parasite soit en saprophyte. Elle a de nombreuses formes spécialisées qui s'attaquent à de nombreuses espèces végétales, exemple des Cucurbitacées, des asperges et des plantes ornementales (Champion 1997). En hiver, après la taille des plantes d'*Hibiscus rosa-sinensis*, *F. oxysporum* provoque des dômes de couleur orange sur les tiges et les branches de

cette plante hôte (Meddah *et al.* 2006). Les symptômes dus à ce champignon se caractérisent souvent par des brunissements des vaisseaux et des jaunissements des feuilles, pouvant entraîner le dessèchement complet des plantes (Champion 1997). Concernant les espèces du genre *Musa*, *F. oxysporum* s'attaque à *M. paradisiaca* (Benjamin & Slot 1969, Wallbridge 1981, Shivas 1989, Mendes *et al.* 1998), *M. acuminate* et *M. textilis* (Williams & Liu 1976, Shivas 1989) ainsi que *M. sapientum* où il provoque des taches foliaires (Alfieri *et al.* 1984)

*F. solani* s'attaque à *M. textilis* (Williams & Liu 1976), *M. paradisiaca* et *M. acuminate* (Shivas 1989). De même Mendes *et al.* (1989) ont signalé que ce champignon affecte le riz et le sorgho (*Sorghum bicolor*), ainsi que *Hibiscus* sp. (Richardson 1990). Au Maroc, Rieuf (1965) a signalé que cette espèce de *Fusarium* s'attaque à *Geranium rosa*.

*F. subglutinans* s'attaque à l'ananas, au maïs, à la canne à sucre (*Saccharum officinarum*) et à la vigne (*Vitis vinifera*) (Mendes 1998). Le Bananier n'a jamais été cité parmi les plantes hôtes de cette espèce fongique.

Le genre *Mucor* comprend plusieurs espèces qui ont été isolées à partir de *Musa paradisiaca*, de l'orge et du maïs (Mendes *et al.* 1998).

Les espèces du genre *Rhizopus* peuvent affecter plusieurs plantes à titre d'exemple : *Musa paradisiaca* et le riz (Mendes *et al.* 1998), la courge musquée (*Cucurbita moschata*) (Minter *et al.* 2001) et *Hibiscus esculentus* (Grand 1985).

Les résultats obtenus suggèrent une diversité d'agents fongiques pouvant se développer sur les différents organes végétatifs du bananier et au niveau du sol des bananeraies en affectant l'état sanitaire des plantes et par conséquent le rendement. En effet, une lésion peut être initiée par un seul agent pathogène et colonisée après par d'autres champignons, c'est ce qui explique la présence d'un complexe fongique diversifié sur les fruits, les feuilles et les racines.

**Remerciements.** Cette étude a été réalisée dans le cadre du projet de recherche alloué par l'Université Ibn Tofaïl au Laboratoire de Botanique et de Protection des Plantes. Les auteurs remercient l'évaluateur Mr. Omar Benkhemmar (Faculté des Sciences, Rabat) pour ses remarques et suggestions qui ont permis l'amélioration de la première version du manuscrit.

## Références

- Abo-El Dahab M.K., El-Goorani M.A., Shoejb A.A. 1983. New leaf spot disease in Banana, in Egypt. 22, 1-2, 47-48.
- Alcorn J.L. 1989. The taxonomy of « *Helminthosporium* » species. *Annu. Rev. Phytopathol.*, 26, 37-56.
- Alfieri Jr. S.A., Langdon K.R., Wehlburg C. & Kimbrough J.W. 1984. Index of Plant Diseases in Florida (Revised). Florida Dept. Agric. and Consumer Serv., Div. Plant Ind. Bull. 11, 1-389.
- Alvarez M.G. 1976. Primer catalogo de enfermedades de plantas Mexicanas. *Fitofilo*, 71, 1-169.
- Anonyme 1989. Manuel du planteur de bananes. 24 p.
- Anonyme 2005. Situation du secteur de la Banane au Maroc. Pack info. N° 36. 25-29.
- Balmas V., Scherm B., Ghignone S., Salem A.O.M., Cacciola S.O. & Migheli Q. 2005. Characterisation of *Phoma tracheiphila* by RAPD-PCR, microsatellite-primed PCR and ITS rDNA sequencing and development of specific primers for in planta PCR detection. *Eur. J. Pl. Pathol.*, 111, 235-247.
- Benjamin C.R. & Slot A. 1969. Fungi of Haiti. *Sydowia*, 23, 125-163.
- Benkirane R. 1995. Contribution à l'étude des maladies du riz au Maroc. Cas de la pyriculariose due à *Pyricularia oryzae*. Thèse de Troisième cycle. Université Ibn Tofaïl, Faculté des sciences, Kénitra, Maroc, 189 p.
- Bigre J-P., Morand J-C. & Tharaud M. 1987. *Pathologie des cultures florales et ornementales*. Ed. Lavoisier, Paris, 233 p.
- Bouhida M. 1992. Banana virus diseases in Morocco, with special reference to the molecular characterisation of sugarcane bacilliform virus. Doctorat es-Sciences Agronomiques, I.A.V. Hassan II, 77 p.
- Bouhida M. & Lockhart B.E.L. 1990. Increase in importance of cucumber mosaic infection in greenhouse-grown in Morocco. 8<sup>th</sup> Congress of the Mediterranean Phytopathological Union, Agadir, Oct.-Nov. 1990, Actes Eds., 981 p.
- CA/MADR 2003. Journée de sensibilisation sur les alternatives au bromure de méthyle dans la désinfection du sol du bananier. Chambre d'Agriculture, Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural. 20 p.
- Champion R. 1997. *Identifier les champignons transmis par les semences*. INRA, Paris, 398 p.
- Chidambaram P., Mathur S.B. & Neergaard P. 1974. Identification of seed-borne *Drechslera* species. Handbook on Seed Health Testing, series 2 B (3), 165-207.
- Chuan H. 2003. Ornamental Plant Disease Management Assistant. Virginia cooperative Extension, pp. 450-802.
- Connors I.L. 1967. An annotated index of plant diseases in Canada and fungi recorded on plants in Alaska, Canada and Greenland. *Res. Bra. Canada Dept. Agri.* 1251, 1-381.
- Crous P.W., Philips A.J.L. & Baxter A.P. 2000. Phytopathogenic Fungi from south Africa. University of Stellenbosch, Departement of Plant Pathology Press, 358 p.
- Deena E. & Basuchaudhary K.C. 1984. Studies on seed-borne mycoflora of chilli. *Indian Phytopathol.* 37, 151-153.
- Domsch K.H., Gams W. & Anderson T.H. 1980. *Compendium of soil fungi*, Volume 1. Academic Press, London, 859 p.
- DPV/DH/MARA 1993. Rapport sur le bananier. Bilan de la campagne agricole 1992/1993. Direction de la production végétale. Division de l'horticulture. Ministère de l'Agriculture et de la Réforme Agraire, Maroc, 15 p.
- Ebbels D.L. & Allen D.J. 1979. A supplementary and annotated list of plant diseases, pathogens and associated fungi in Tanzania. *Phytopathol. Pap.* 22, 1-89.
- Elad Y. Chet I. Boyle P. & Henis Y. 1983. Parasitism of *Trichoderma* spp. on *Rhizoctonia solani* and *Sclerotium rolfsii*. Scanning electron microscopy and fluorescence microscopy. *Phytopathology*, 73, 85-88.
- Ellis M.B. 1971. *Demataceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute Kew, Surrey, England, 608 p.
- Fraval A. & Silvy C. 1999. La lutte biologique (II). Dossiers de l'environnement de l'INRA, 19, 274 p.
- Galàn S.V., Ait Oubahou A. & Abdelhaq H. 2004. Culture de bananes sous serres. *Musalit*, 123, 86-95.
- Gilman C.J. 1957. *A manual of soil fungi*, Second Edition. The Iowa State college Press-Ames, Iowa, U.S.A. 452 p.
- Grand L.F., Ed. 1985. North Carolina plant disease index. *North Carolina Agric. Res. Serv. Techn. Bull.*, 240, 157 p.

- Hilton S. 2000. Canadian Plant Disease Survey. Agriculture and Agri-Food Canada 80, 151 p.
- Igeleke C.L. & Ayanru D.K.G. 2006. Sugar and amino acid contents of fruit and foliar tissues from two cultivars of plantain (*Musa paradisiaca*) susceptible and resistant to cigar-end rot disease caused by *Verticillium theobromae*, J. Biol. Sci., Pakistan, 6, 5, 916-920.
- Igeleke C.L. & Ayanru D.K.G. 2007. Evaluation of fungicides on growth and conidial germination of *Verticillium thobromae* isolated from plantain. *J. Appl. Sci.*, 7, 4, 531-535.
- Khare M.N. 1991. Lentil diseases with special reference to seed quality. *Indian J. Mycol. Pl. Pathol.*, 21, 1-13.
- Lassoudière A. 1974. La mosaïque dite "à tirets" du bananier "Poyo" en côte d'Ivoire. *Fruits*, 29, 5, 349-357.
- Lassoudière A. 1979. Mise en évidence des répercussions économiques de la mosaïque en tirets du bananier en côte d'Ivoire. Possibilités de lutte par éradication. *Fruits*, 34, 1, 3-34.
- Lenné J.M. 1990. World List of Fungal Diseases of Tropical Pasture Species. *Phytopathol. Pap.* 31, 162 p.
- Liliàn Morales R. 2004. Cigar- end rot in Cuba. *InfoMusa*, 13, 1, 38 p.
- Lu B., Hyde K.D., Ho W.H., Tsui K.M., Taylor J.E., Wong K.M., Yanna & Zhou D. 2000. *Checklist of Hong Kong Fungi*. Fungal Diversity Press, Hong Kong, 207 p.
- Lumyong P., Photita W., McKenzie E.H.C., Hyde K.D. & Lumyong S. 2003. Saprobic fungi on dead wild banana. *Mycotaxon*, 85, 345-346.
- Marin H.D., Romero A.R., Guzmán M. & Sutton B.T. 2003. Black Sigatoka : an increasing threat to Bananan cultivation. *Plant Disease*, 87, 3, 208-222.
- Matsushima T. 1980. *Saprophytic Microfungi from Taiwan, Part I. Hyphomycetes*. Matsushima Mycological Memoirs No. 1. Matsushima Fungus Collect., Kobe, Japan, 82 p.
- Meddah N., Ouazzani Touhami A., Benkirane R. & Douira A. 2006. Caractérisation de la mycoflore pathogène d'*Hibiscus rosa-sinensis* L. et d'*Acalypha wilkesiana* J. Mueller de la ville de Kénitra (Maroc). *Bull. Inst. Sci.*, Rabat, sect. Sci. Vie, 28, 7-11.
- Mendes M.A.S., da Silva V.L. & Dianese J.C. 1998. Fungos em Plantas no Brasil. Embrapa-SPI/Embrapa-Cenargen, Brasília, 555 p.
- Minter D.W., Rodríguez Hernández M. & Mena Portales J. 2001. *Fungi of the Caribbean: an annotated checklist*. PDMS Publishing, 946 p.
- Morchid A. 1999. Potentialités de développement des cultures sous abri-serres dans la zone du périmètre du Gharb. Mém. 3ème cycle. Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat, Maroc 161 p.
- Norse D. 1974. Plant diseases in Barbados. *Phytopathol. Pap.* 18, 1-38.
- Ouazzani Touhami A., Ennafah B., El Yachoui M. & Douira A. 2000. Pathogénie comparée de 4 espèces d'*Helminthosporium* obtenues à partir des plantes malades de riz au Maroc. *J. Phytopathol.* (Phyto.Z.) 148, 221-226.
- Peregrine W.T.H. & Siddiqi M.A. 1972. A revised and annotated list of plant diseases in Malawi. *Phytopathol. Pap.*, 16, 1-51.
- Ponchet A. 1966. Etude des contaminations mycopéricarpiques du caryopse du blé. *Crop Res.* (Hisar), 7, 3, 554-460.
- Raabe R.D., Connors I.L. & Martinez A.P. 1981. Checklist of Plant Diseases in Hawaiï. College of Tropical Agriculture and Human Resources, University of hawaiï. Information text Series N° 22. Hawaiï Inst. Trop. Agric. Human Resources, 313 p.
- Rammah A. 1990. Nematode problems of banana Greenhouse production in Morocco. *8th Congress of the Mediterranean Phytopathological Union*. Agadir, Oct.-Nov. 1990, Actes Eds., 481p.
- Rapilly F. 1968. Les techniques de mycologie en pathologie végétale. *Ann. Epiphyt.*, Institut National de la Recherche Agronomique, 19, 101 p.
- Richardson M.J. 1990. *An annotated list of seed-borne diseases*. Fourth edition. International Seed Testing Association, Zurich. 183-184.
- Rieuf P. 1965. Champignons observés sur *Geranium rosat* (*Pelargonium capitatum* AIT.) au Maroc. *Al Awamia*, 16, 43-98.
- Roberts R.G., Robertson J.A. & Hanlin R.T. 1986. Fungi occurring in the achenes of sunflower (*Helianthus annuus*). *Canad. J. Bot.*, 64, 1964-1971.
- Sharma N.D., Singh R. & Jain A.C. 1981. Some new fungi recorded on pineapple. *Indian Phytopathol.*, 34, 245.
- Shaw D.E. 1984. Microorganisms in Papua New Guinea. Dept. Primary Ind. Res. Bull. 33, 344 p.
- Shigo A.L. 1958. Fungi isolated from oak-wilt trees and their effects on *Ceratocystis fagacearum*. *Mycologia* 50, 757-769.
- Shivas R.G. 1989. Fungal and bacterial diseases of plants in Western Australia. *J. Roy. Soc. W. Australia*, 72, 1-62.
- Simmonds N.W. 1966. *Bananas*. 2nd Edit. Longmans, London. 512 p.
- Sivanesam A. 1987. Graminicolous species of *Bipolaris*, *Curvularia*, *Drechslera*, *Exserohilum* and their teleomorphs. *Mycol. Pap.* 158, 1-261.
- Smiley R.W., Dernoeden P.H. & Clarke B.B. 1992. *Compendium of turfgrass diseases*. Ed., Aps Press, The American Phytopathology Society, 98 p.
- Stover R.H. 1972. Bunchy top of bananas. In: Banana, plantain and abaca diseases. Common. Mycol. Inst., Kew, Surrey, England, pp. 217-224.
- SRPV/MARA 1981. Rapport sur le bananier. Service régional de la Protection des végétaux. Ministère de l'Agriculture et de la Réforme Agraire, 10 p.
- Stover R.H. & Simmonds N.W. 1987. *Bananas*. 3rd Edition, Tropical Agriculture Series, Longman Scientific and Technical Press, Harlow, England. 468 p.
- Tai F.L. 1979. *Sylloge Fungorum Sinicorum*. Sci. Press, Acad. Sin., Peking, 1527 p.
- Teodoro N.G. 1937. *An enumeration of Philippine fungi*. Techn. Bull. Dept. Agric. Comm. Manila 4, 585 p.
- Urriaga, R. 1986. *Indice de enfermedades en plantas de Venezuela y Cuba*. Impresos en Impresos Nuevo Siglo. S.R.L., Barquisimeto, Venezuela, 202 pages.
- U.S.D.A. 1960. Index of Plant Diseases in the United States. U.S.D.A. Agric. Handb. 165, 531 p.
- Wallbridge A. 1981. Fungi associated with crown-rot disease of boxed bananas from the windward islands during a two-year survey. *Trans. Brit. Mycol. Soc.*, 77, 567-577.
- Warcup J.H. 1950. The soil-plate method for isolation of fungi from the soil. *Nature*, 166, 117-118.
- Wells H.D., Bell D.K. & Jaworski C.A. 1972. Efficiency of *Trichoderma harzianum* as a biocontrol for *Sclerotium rolfsii*. *Phytopathology*, 62, 442 p.
- Williams T.H., & Liu, P.S.W. 1976. A host list of plant diseases in Sabah, Malaysia. *Phytopathol. Pap.*, 19, 1-67.
- Zhuang W.Y. 2001. *Higher fungi of tropical China*. Mycotaxon, Ltd., Ithaca, NY, 485 p.

Manuscrit reçu le 6 juillet 2009  
Version modifiée acceptée le 29 juin 2010