

Pouvoir pathogène de *Cochliobolus australiensis* et *Cochliobolus spicifer* vis-à-vis de *Musa accuminata* L. variété « Grande naine » au Maroc.

Nabila Meddah, Amina Ouazzani Touhami, Rachid Benkirane et Allal Douira.

Laboratoire de Botanique et de Protection des Plantes, UFR de Mycologie, Département de Biologie, Faculté des Sciences, BP. 133, Université Ibn Tofail, Kénitra, Maroc.

Corresponding author email: doniraalla1@hotmail.com; meddah_nabila@yahoo.fr

Key words: *Cochliobolus australiensis*, *Cochliobolus spicifer*, inoculation, *Musa accuminata*, pathogenicity.

Mots clés: *Cochliobolus australiensis*, *Cochliobolus spicifer*, inoculation, *Musa accuminata*, pouvoir pathogène.

1 SUMMARY

In Morocco, greenhouse banana cultivation has had considerable development, but these plants are prone to fungal attacks. *Cochliobolus australiensis* and *Cochliobolus spicifer* were isolated for the first time from leaf lesions of *Musa accuminata* variety « Grande naine ». *In vivo*, testing of artificial inoculation by *C. australiensis* and *C. spicifer* show that these pathogens are capable of altering the foliage of *Musa accuminata* after 48 h incubation causing brown leaf spots and with black contour on the periphery of the leaves. These spots grow over a large leaf surface which becomes yellowish contours and necrotic. The coefficients of the most significant infection were attributed to the three isolates of *C. spicifer* (respectively 87 - 38.56 - 59.4). This three isolates cause a significant number of both leaf lesions (10.67 - 12.67 - 11.67) than conidia on the host ($2, 3. 10^5 - 1, 58. 10^5 - 1, 13. 10^5$ conidia/cm²).

RÉSUMÉ. Au Maroc, la superficie cultivée du bananier sous serre connaît un développement considérable, or cette culture est sujette à différentes attaques fongiques. *Cochliobolus australiensis* et *Cochliobolus spicifer* sont isolés pour une première fois à partir des lésions foliaires de *Musa accuminata* variété « Grande naine ». *In vivo*, les tests d'inoculation artificielle par *C. australiensis* et *C. spicifer* prouvent que ces agents pathogènes sont capables d'altérer le feuillage des plants de *Musa accuminata* après 48 h d'incubation en provoquant des taches foliaires brunes, à contour noirâtre sur la périphérie des feuilles, ces taches se développent et gagnent une grande surface du limbe qui devient à contour jaunâtre autour de la partie nécrosée. Les coefficients d'infection les plus significatifs sont attribués aux trois isolats de *C. spicifer*, (respectivement 87 - 38,56 - 59,4). Ces dernières provoquent un nombre significatif aussi bien de lésions foliaires (10,67 - 12,67 - 11,67) que de conidies sur l'hôte ($2,3. 10^5 - 1,58. 10^5 - 1,13. 10^5$ spores/cm²).

2 INTRODUCTION

Le bananier (*Musa* sp.) est une espèce aux exigences tropicales, il 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 (Anonyme,



1981). Le bananier est considéré comme un arbre fruitier dont la production occupe la troisième place mondiale, après celle des agrumes et de la vigne (Anonyme, 1993). Selon Galà et al (2004), le Maroc est considéré comme le plus grand producteur du monde de bananiers sous serre avec 4460 ha suivi de l'Espagne avec 3000 ha, ainsi 5399 ha ont été récoltées en 2012 avec 222 267 tonnes de production et un rendement de 411 682 Hg/Ha (FAO, 2012). Les variétés de bananes à dessert utilisées au Maroc sont de type « *Musa cavendish* », la variété « Grande naine » est la plus cultivée avec une superficie de 82 % (Anonyme, 2005). La culture du bananier est sujette à différentes attaques fongiques dont on cite la cercosporiose noire, l'une des maladies fongiques les plus destructives qui attaquent le bananier à travers le monde (Stover et Simmonds, 1987). La cercosporiose jaune (Marin et al., 2003) et la fusariose du bananier encore appelée maladie de panama. Ces grandes maladies fongiques du bananier dans le monde sont pour la plupart inconnues au Maroc (Lavigne, 1989). Cependant, rares sont les travaux qui s'intéressent aux attaques fongiques de cette culture au Maroc. Lors des prospections réalisées en Mars, Avril, Mai 2005 et Mars, Avril, Mai 2006 au niveau des bananeraies de la localité de M'nasra situées dans la région du Gharb (nord-ouest du

Maroc), des symptômes foliaires ont été observés sur la périphérie, surtout sur des feuilles âgées, et qui peuvent atteindre la nervure, causant ainsi des lésions brunes à contour noir jaunâtre et un desséchement à ce niveau. Les isolements effectués à partir des lésions foliaires de *Musa accuminata* L. variété « Grande naine » ont abouti à l'isolement d'un complexe fongique diversifié dont différents isolats de *C. australiensis* et de *C. spicifer* qui n'ont jamais été signalés parmi les agents pathogènes du bananier au Maroc (Meddah et al. 2010). 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). Les symptômes les plus typiques apparaissent sur les feuilles, les gaines foliaires, les tiges, les spathes des épis et aussi sur les racines (Tarr, 1962). Les conidies de *Drechslera* sont de couleur foncée et sont généralement à paroi cellulaire épaisse, ces deux caractéristiques facilitent leur survie fongique (Kelvin et Janice, 1991). Ainsi, une connaissance approfondie du pouvoir pathogène de *C. australiensis* et *C. spicifer* issus des lésions foliaires du bananier s'avère nécessaire vue l'absence d'une étude sur les agents pathogènes foliaires du bananier au Maroc.

3 MATERIEL ET METHODES

Des plants de bananiers appartenant à l'espèce *M. accuminata* variété « Grande naine » issues de culture *in vitro* et sont fourni par le laboratoire de la société « AGRICOS », âgées de 3 mois, d'une taille moyenne de 25 cm et au stade de 4 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. Les cultures de *C. australiensis* et *C. spicifer* ont été réalisées sur milieu farine de riz et incubées en alternance de 4 jours d'obscurité et 3 jours de lumière. 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 Twen 20 et 5% de gélatine de façon à obtenir une concentration finale de 10^5 spores/ml en se servant d'une lame de Malassez. L'inoculation a été réalisée par pulvérisation de 60 ml de chacune des suspensions conidiennes préparées et ajustées à 10^5 spores/ml sur la surface foliaire des plants de *M. accuminata*. Pour chaque agent pathogène étudié, trois répétitions ont été réalisées. Les plants témoins ont été inoculés avec de l'eau distillée additionnée de 0,05% de Twen 20 et 5% de gélatine. Les plants inoculés ainsi que les plants témoins ont été placés durant 48 h sous une housse en plastique noir afin de maintenir des conditions d'humidité relative

saturée et d'obscurité. Ils ont été ensuite replacés en serre à une température de 18 à 25 °C et une photopériode de 12 h L : 12 h O (éclairage naturel) pour favoriser le développement des symptômes. La collecte des données a été effectuée au bout de chaque 48 h durant la période d'incubation de seize jours, en notant les divers effets des différents isolats des *Cochliobolus* testés sur le feuillage des plants inoculés. L'intensité de la maladie a été évaluée seize jours après l'inoculation par le pourcentage de surface foliaire malade en se

référant à l'échelle de notation de Barrault (1989) (tableau 1).

$$I.S (\%) = \frac{\Sigma n.b}{(N-1)T} \times 100$$

n: note correspondant à la surface foliaire attaquée.

b : nombre de feuilles de chaque note.

N : nombre de notes employées.

T : nombre total de feuilles évaluées.

Tableau 1 : Echelle de notation de Barrault (1989) adaptée à la description des symptômes foliaires induits par *Cochliobolus australiensis* et *Cochliobolus spicifer* testées sur *Musa acuminata* L. variété « Grande naine ».

| Surface foliaire infectée | Classe | Description des symptômes |
|---------------------------|--------|--|
| 0 | 0 | Pas d'infection foliaire observée |
| 0 – 2,5 | 1 | Petites lésions: aires nécrotiques minuscules qui peuvent ou ne pas être accompagnées de chlorose des tissus qui les entourent. |
| 2,5 – 5 | 2 | |
| 5 – 10 | 3 | |
| 10 – 20 | 4 | Lésions de petite ou moyenne taille: des aires nécrotiques de taille moyenne entourées par des zones de chlorose. |
| 20 – 30 | 5 | |
| 30 – 40 | 6 | |
| 40 – 50 | 7 | |
| 50 – 75 | 8 | Moyennes à larges lésions: feuilles intensivement infectées avec des aires nécrotiques larges entourées par des zones de chlorose = feuilles mortes. |
| 75 – 100 | 9 | |

Le dénombrement des lésions foliaires est estimé sur la surface de la feuille lésée. La première notation du nombre de lésions a été effectuée dès l'apparition des premiers symptômes, ainsi l'évolution du nombre de lésions foliaires a été suivie dans le temps. Le coefficient d'infection (C.I) est calculé en multipliant la sévérité de la maladie (S) par l'incidence (I : nombre de feuilles présentant des symptômes) (Loegering, 1959).

C.I = I x S

La production de conidies sur l'hôte a été évaluée suivant la technique de Hill et Nelson (1983) par l'estimation du nombre moyen de conidies produites par unité de surface des lésions observées chez l'hôte (nombre de spores $10^5/cm^2$). Durant les seize jours d'incubation, les feuilles présentant des lésions ont été prélevées. Elles ont été découpées en fragments de 1 cm^2 chacun et ont été par la suite placées dans des boîtes de Petri contenant trois rondelles de papier filtre stérilisé et imbibée d'eau

distillée stérile (une lésion foliaire par boîte). Les boîtes ont été incubées à 28°C durant 48 h sous un éclairage fluorescent continu. Les fragments de chacune des feuilles lésées ont été ensuite placés dans un tube à essai contenant 1 ml d'eau distillée stérile, puis agités au vortex pendant 2 min afin de détacher les conidies du conidiophores. La quantité de conidies ainsi obtenue est estimée en se servant d'une lame de Malassez (10 comptages par échantillon) observée sous microscope sous un grossissement x 100. Les résultats obtenus de l'indice de sévérité, du coefficient d'infection et de la sporulation des souches des agents pathogènes ont été traités par le logiciel SAS 9.13 (organisme INRA MAROC). Une analyse de la variance a été réalisée sur chaque donnée. 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

LSD) était appliqué sur ces valeurs. Les pourcentages ont été transformés en Arcsin \sqrt{P} (où

P désigne la proportion du pourcentage) avant l'analyse statistique.

4 RESULTATS ET DISCUSSION

Sur milieu de culture à base de farine de riz (14 g de farine de riz, 4 g d'extrait de levure, 15 g d'Agar-Agar, 1000 ml d'eau distillée) *Cochliobolus australiensis* (Tsuda & Ueyama) Alcorn (= *Drechslera australiensis* Bugnic. ex Subram. & B.L. Jain) 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, où 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 – 30 x 3 – 7 µm. *Cochliobolus spicifer* R. R. Nelson (= *D. tetramera* (McKinney) Subram. & B.L. Jain), présente une colonie noire, sombre à l'intérieur, et devenant plus claire vers la périphérie. Les conidies sont droites, elliptiques, souvent cylindriques, arrondies à leur base, lumineuse vers l'extrémité des cellules, de couleur brune, et

possédant 3 cloisons. Les résultats obtenus ont démontré que les isolats de *Cochliobolus* étudiés sont capables d'altérer la surface foliaire des feuilles de bananier sous serre en causant des symptômes foliaires après inoculation artificielle. *C. australiensis* provoque des lésions qui apparaissent au début sur la périphérie ou sur l'extrémité des feuilles, elles sont de couleur brune blanchâtre à contour noir. Avec le temps, elles augmentent de taille et deviennent brunes, nécrosées, à contour noir avec l'apparition d'un contour jaune autour de la lésion. Cet agent pathogène est aussi responsable de lésions circulaires à centre de couleur blanche et à contour noir qui se développent sur toute la surface foliaire causant ainsi un desséchement de la partie lésée, il est aussi responsable de taches blanchâtres qui provoquent un flétrissement rapide du limbe (figure 1).

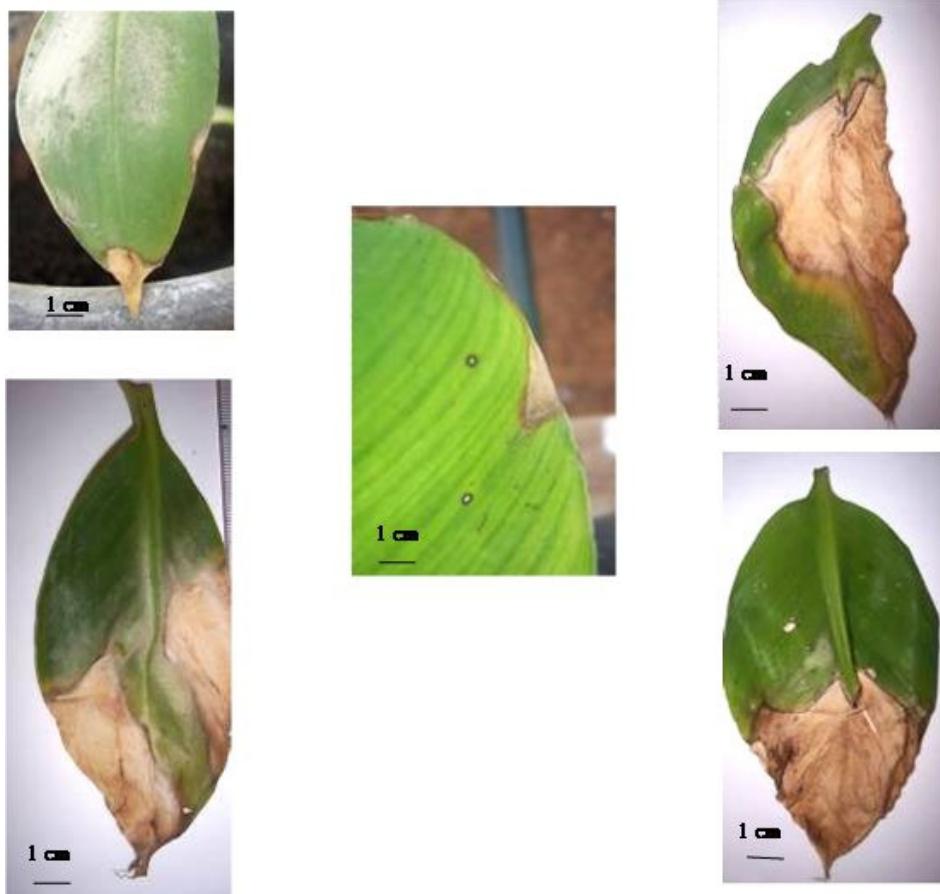


Figure 1 : Symptômes provoqués par les isolats de *Cochliobolus australiensis* sur les feuilles de *Musa accuminata* L. variété « Grande naine » après inoculation artificielle.

C. spizif est responsable de taches brunes à contour noirâtre qui apparaissent au début sur la périphérie ou sur l'extrémité pointue des feuilles inoculées. Ces taches se répandent pour atteindre une surface

importante de la feuille, elles deviennent nécrosées et conduisent au dessèchement et au jaunissement du limbe autour des lésions (figure 2).



Figure 2 : Symptômes provoqués par les isolats de *Cochliobolus spicifer* sur les feuilles de *Musa accuminata* L. variété « Grande naine » après inoculation artificielle.

Un nouvel isolement à partir des feuilles infectées aboutit à réisoler *C. australiensis* et *C. spicifer*. La réinoculation des feuilles de bananier conduit au développement des mêmes symptômes. Les résultats portés sur la figure 3 permettent de suivre en fonction du temps l'évolution du nombre des lésions foliaires sur *M. accuminata*. Les lésions dues à

C. australiensis et *C. spicifer* se développent 48 h après l'inoculation. Après seize jours d'incubation, le nombre de lésions foliaires le plus important a été induit par CS2 (12,67) suivi de CS3 (11,67), CA2 (11), CS1 (10,67) et finalement CA1 et CA3 (respectivement 6 et 5).

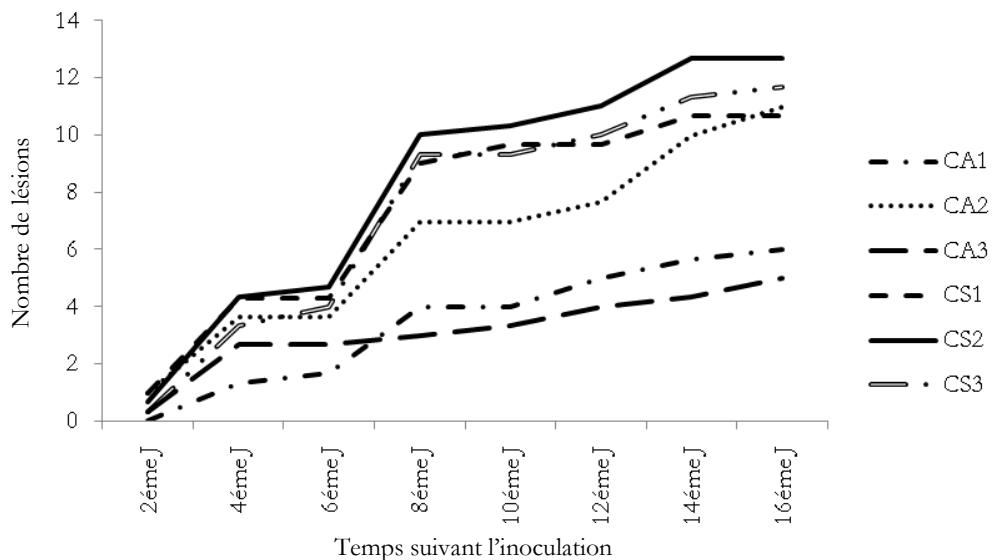


Figure 3: Évolution et comparaison du nombre de lésions provoquées par les isolats de *Cochliobolus australiensis* (CA1, CA2 et CA3) et *Cochliobolus spicifer* (CS1, CS2 et CS3) sur les feuilles de bananier en fonction du temps suivant le jour de l'inoculation.

L'étude des indices de sévérité de la maladie provoqués par les différents isolats fongiques étudiés montre qu'il n'y a pas de différences

significatives entre ceux-ci chez les 6 isolats étudiés (tableau 2).

Tableau 2 : Indice de sévérité calculé chez les différents isolats de *Cochliobolus australiensis* (CA1, CA2 et CA3) et *Cochliobolus spicifer* (CS1, CS2 et CS3) testés sur les feuilles de *Musa acuminata* L. variété « Grande naine ».

| Espèces de <i>Cochliobolus</i> | | Indice de sévérité (%) |
|--------------------------------|-----|------------------------|
| <i>C. australiensis</i> | CA1 | 62,1 ^a |
| | CA2 | 49,1 ^a |
| | CA3 | 49,8 ^a |
| <i>C. spicifer</i> | CS1 | 23,9 ^a |
| | CS2 | 39,9 ^a |
| | CS3 | 26 ^a |

Sur la même colonne, deux résultats diffèrent significativement au seuil de probabilité de 5% si'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.

Le coefficient d'infection le plus élevé a été enregistrés chez l'isolat CS1 (C.I = 87) suivi de CS3 puis de CS2 de la même espèce (respectivement

59,4 et 38,56) et puis de l'isolat CA3, CA1 et CA2 de *C. australiensis* (les C.I sont respectivement 31, 90 ; 31,12 et 33) (tableau 3).

Tableau 3: Comparaison du coefficient d'infection chez les différents isolats de *Cochliobolus australiensis* (CA1, CA2 et CA3) et *Cochliobolus spicifer* (CS1, CS2 et CS3) testés sur les feuilles de *Musa acuminate* L., variété « Grande naine ».

| Espèces de <i>Cochliobolus</i> | | I | S | C.I |
|--------------------------------|-----|----|------|--------------------|
| <i>C. australiensis</i> | CA1 | 8 | 1 | 31,12 ^b |
| | | | 2,67 | |
| | | | 8 | |
| | CA2 | 15 | 3,8 | 33 ^b |
| | | | 2,8 | |
| | | | 0 | |
| | CA3 | 7 | 2,67 | 31,90 ^b |
| | | | 6 | |
| | | | 5 | |
| <i>C. spicifer</i> | CS1 | 20 | 3 | 87 ^a |
| | | | 4,25 | |
| | | | 5,8 | |
| | CS2 | 16 | 2,8 | 38,56 ^b |
| | | | 2,6 | |
| | | | 1,83 | |
| | CS3 | 22 | 3 | 59,4 ^{ab} |
| | | | 1,67 | |
| | | | 3,43 | |

Sur la même colonne, deux résultats différents significativement au seuil de probabilité de 5%. S'ils ne sont affectés d'aucune lettre en commun.

Les résultats consignés sur la figure 4 montrent que tous les isolats fongiques étudiés sont capables de produire des conidies au niveau des lésions foliaires

de *M. acuminate*, variété « Grande naine », le nombre de conidies produites est significativement maximal pour CS1 ($2,3 \cdot 10^5$ conidies/cm²).

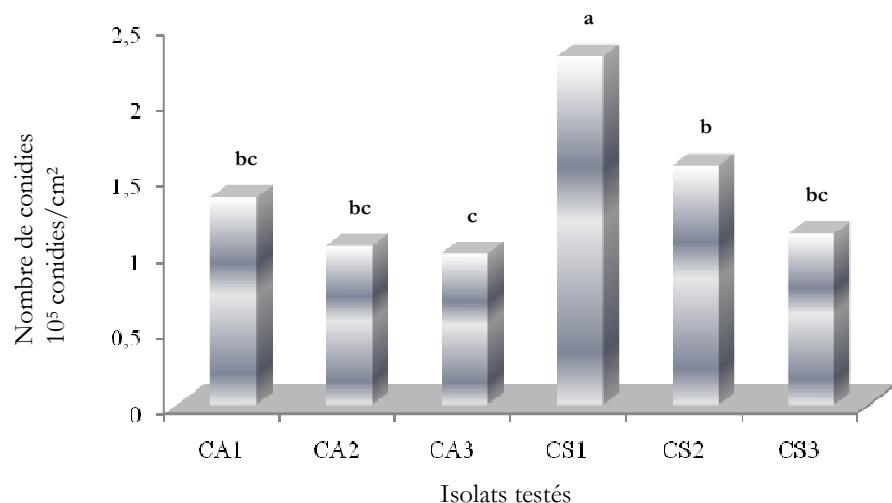


Figure 4 : Production de conidies par les différents isolats de *Cochliobolus australiensis* (CA1, CA2 et CA3) et *Cochliobolus spicifer* (CS1, CS2 et CS3) sur les feuilles de *Musa acuminate* L. variété « Grande naine » testés (nombre de conidies. 10^5 conidies/cm²).

Deux résultats différent significativement au seuil de probabilité de 5% s'ils ne sont affectés d'aucune lettre en commun.

L'étude du pouvoir pathogène des différents isolats fongiques en tenant compte de l'intensité de l'infection, de l'incidence de la maladie, du coefficient d'infection et de l'aptitude à produire des conidies sur les feuilles de l'hôte, a montré que chaque isolat entraîne des réponses différentes chez les plantes étudiées, et que les isolats de *C. spicifer* sont plus infectieux que ceux de *C. australiensis*. Le nombre de conidies produites par l'agent pathogène sur l'hôte peut annoncer son pouvoir pathogène. 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. Tous les isolats étudiés sont capables d'altérer le feuillage des plantes de bananier. Elles développent des symptômes foliaires 48 h après inoculation artificielle. *C. australiensis* est responsable de taches brunes blanchâtre à contour noirâtre qui se développent et deviennent brunes, nécrosées à contour noir jaunâtre. En Égypte, Abo-el-dahab et al. (1983) ont rapporté que ce pathogène est responsable de taches foliaires sur le bananier. *C. spicifer* provoque également des lésions brunes à contour noirâtre, elles se développent et deviennent nécrosées à contour noir jaunâtre. Le dessèchement des feuilles est à mettre en relation avec la surface foliaire nécrosée. Le dessèchement provoqué par *C. australiensis* et *C. spicifer* résulte de la fusion des lésions foliaires. Plusieurs espèces du genre *Drechslera* attaquent le bananier, à noter *D. gigantea* (Jones et al., 2000), *D. spicifera* (Roy et al., 1989) et *D. musae-sapientum* (Ellis, 1971 ; Roy et al., 1989), cette dernière espèce est responsable de taches

lenticulaires sur le limbe et le pétiole, qui sont à centre brun claire à blanchâtre, cernées d'une nette bordure foncée, et qui sont souvent entourées d'un halo jaunâtre diffus. Ces taches confluent parfois en zones nécrotiques irrégulières, brunâtres (Anonyme, 1989). *C. spicifer* n'a jamais été cité parmi les agents pathogènes du bananier. C'est pour la première fois au Maroc, que deux espèces de *Cochliobolus* (*C. australiensis* et *C. spicifer*) ont été isolées et identifiées en culture pure au cours de l'analyse de la mycoflore des feuilles de bananier (Meddah et al., 2010). *C. spicifer* et *C. australiensis* sont des champignons à très large gamme d'hôtes. *C. australiensis* est un agent pathogène d'*Ananas comosus* (Sharma et al., 1981), d'*Hordeum vulgare*, *Zea mays* (Sivanesam, 1987) et d'*Oryza sativa* (Ouazzani Touhami et al., 2001). En 2008, Berber a rapporté que *C. spicifer* engendre des symptômes qui apparaissent 48 h après l'inoculation des plantes de sorgho. Les taches sont effilées, brunes et se rejoignent pour former des taches nécrotiques avec un contour brun foncé et un centre blanchâtre. Cet agent pathogène affecte *Capsicum annum* (Deena et Basuchandhary, 1984), *Triticum aestivum* (Richardson, 1990) et *Lens culinaris* (Khare, 1991). La présence de *C. australiensis* et *C. spicifer* peut avoir deux origines : les lignées pathogènes sur le bananier peuvent exister déjà parmi la mycoflore parasite de la masse foliaire et peuvent être sélectionnées par la variété mise en culture, ou bien des lignées non pathogènes s'adapteraient progressivement à la variété introduite.

5 CONCLUSION

Les différents isolats de *Cochliobolus australiensis* et *Cochliobolus spicifer* testés sont menés d'un pouvoir pathogène important vis-à-vis de *M. acuminate* variété « Grande naïve » largement cultivées dans la région du Gharb (nord-ouest du Maroc). L'intensité de la culture sous serre dans cette région nécessite

d'acheminer des études de sélection et de résistance contre ces agents pathogènes suivant des moyens de lutte (chimique et biologique), tout en veillant sur l'apparition éventuelle d'autres champignons virulents.

6 REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abo-El-Dahab M.k., El-Goorani M.A. & Shoeib A. A., 1983. New leaf spot disease in Banana, in Egypt. vol. 22, n°1-2, 47-48 pp.
- Alcorn J.L., 1989. The taxonomy of « *Helminthosporium* » species. Annu. Rev. Phytopathol., 26, 37-56pp.
- Anonyme, 1981. Rapport sur le bananier. Service régional de la Protection des végétaux. Ministère de l'Agriculture et de la Réforme Agraire, 10 p.
- Anonyme, 1989. Maladies et ravageurs des cultures de la région des grands lacs d'Afrique Centrale. AGCD-Coopération Belge. 232 p.
- Anonyme, 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, 15 p.
- Anonyme, 2005. Situation du secteur de la Banane au Maroc. Pack Info. N° 36. 25-29 pp.
- Barrault G., 1989. L'helminthosporiose de l'orge causée par *Drechslera teres*. Thèse de Doctorat d'Etat. Institut National polytechnique de Toulouse, France, 435 p.
- Cother E. J., 1975. *Phytophthora dreschleri* : pathogenecity testing and determination of effective host range. Aust. J. Bot., 23, 87-94 pp.
- Deena E. & Basuchaudhary K.C., 1984. Studies on seed-borne mycoflora of chilli. Indian Phytopathol. 37, 151-153 pp.
- Ellis M.B., 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, UK, pp. 451-452 pp.
- FAO, 2012. FAOSTAT, Statistics database agriculture. Roma: FAO.
- Galàn S.V., Ait Oubahou A. & Abdelhaq H., 2004. Culture de bananes sous serres. Musalit, (123), 86 – 95 pp.
- Hill J.P. & Nelson R.R., 1983. Genetic control of two parasitic fitness attributes of *Helminthosporium maydis* race T. Phytopathology, 73, 455-457 pp.
- Jones D.R., Tessera M. & Quimio A.J., 2000. *Drechslera* leaf spot. In *Diseases of Banana, Abacá and Enset*, D.R. Jones (ed.), p. 105. Wallingford, UK: CABI Publishing.
- Kelvin T.S. & Janice Y.U., 1991. Diseases of *Heliconia* in Hawaii. Associate County Extension agent and Associate Professor of Plant Pathology respectively, CTAHR, University of Hawaii.
- Khare M.N., 1991. Lentil diseases with special reference to seed quality. Indian J. Mycol. Pl. Pathol. 21, 1-13 pp.
- Lavigne C., 1989. Manuel de planteurs de bananes. 24 p.
- Loegering W.D., 1959. Method for recording cereals rusts data. Washington, International Spring Wheat Rust nursery, USDA.
- Meddah N., Ouazzani Touhami A. & Douira A., 2010. Mycoflore associée au bananier (*Musa acuminate* 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), 1-11 pp.
- Marin H.D., Romero A.R., Guzmàn M. & Sutton B.T., 2003. Black Sigatoka : An Increasing Threat to Bananan Cultivation. Plant Disease, Vol. 87, (3), 208-222 pp.
- Ouazzani Touhami A., Ennafah B., El Yachioui M. & Douira A., 2001. Pathogénie comparée de 4 espèces d'*Helminthosporium* obtenues à partir des plantes malades de riz au Maroc. J. Phytopathology, 148, 221 – 226 pp.
- Pochard E., Clerjeau M. & Pitrat M., 1976. La résistance du piment *Capsicum annum* L. à *Phytophthora capsici* Leon. Ann. Amélior. Plant., 26 (1), 35-50 pp.
- Ponchet J., Andréoli C. & Augé G., 1975. Essai de caractérisation du pouvoir pathogène chez quelques espèces du genre *Phytophthora*. Ann. Phytopathol., 7 (2), 105-114 pp.
- Pratt R.G. & Mitchel J. E., 1976. Interrelationship of seedlings age, inoculum, soil moisture level, temperature and host and pathogen genotype in *Phytophthora* root Rot of Alfalfa. Phytopathology, 66, 81-86 pp.
- Richardson M.J., 1990. An Annotated List of Seed-Borne Diseases. Fourth Edition. International Seed Testing Association, Zurich.
- Rotem J., 1978. Host and environmental influences on sporulation *in vitro*. Ann. Rev. Phytopathology, 16: 83-101 pp.
- Roy A.K., Singh C.P. & Singh D.K., 1989. Some unrecorded fruit rot diseases of banana. Indian Phytopathology 42: 202-203 pp.
- Sharma N.D., Singh R. & Jain A.C., 1981. Some new fungi recorded on pineapple. Indian Phytopathol. 34, 245 p.
- Sivanesam A., 1987. Graminicoloous species of *Bipolaris*, *Curvularia*, *Drechslera*, *Exserohilum* and their teleomorphs. Commonwealth Mycological institute Mycological paper 158. Kew, Surrey, England.
- Stover R.H. & Simmonds N.W., 1987. Bananas. 3rd Edition, Tropical Agriculture Series, Longman Scientific and Technical Press, Harlow, England. 468 p.
- Tarr S.A.J., 1962. Diseases of sorghum, sudan grass and broom corn.kew, surrey: Commonwealth Mycological Institute, 380 p.