

**IDENTIFICATION DE LA MYCOFLORE DE L'ESPECE
ORNEMENTALE, *ERYTHRINA CAFFRA*, AU MAROC**

Warda KACHKOUCH*, Amina OUAZZANI TOUHAMI, Rachid BENKIRANE et
Allal DOUIRA

*Université Ibn Tofail, Faculté des Sciences, Laboratoire de Botanique et de Protection des
Plantes, B. P. 133, Kénitra, Maroc*

* Correspondance, e-mail : warda.kachkouch@gmail.com

RÉSUMÉ

L'étude d'*Erythrina caffra*, espèce largement répandue dans les jardins et les artères de la ville de Kénitra (Nord Ouest du Maroc), a révélée la présence sur les lésions foliaires d'un complexe fongique diversifié constitué de *Bipolaris spicifera*, *Fusarium oxysporum*, *Fusarium nivale*, *Alternaria alternata*, *Epiccocum nigrum*, *Rhizopus stolonifer*, *Aspergillus niger*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus sclerotiorum* et *Penicillium* sp. Ainsi, c'est pour la première fois que *Bipolaris spicifera* a été isolée à partir de la plante ornementale étudiée.

Mots-clés : *Erythrina caffra*, mycoflore, phytopathologie, Maroc.

ABSTRACT

**IDENTIFICATION OF THE MYCOFLORA THE ORNAMENTAL
SPECIES, *ERYTHRINA CAFFRA*, IN MOROCCO**

The investigations conducted in the gardens and streets of the city of Kenitra (north-west of Morocco), from 2009 to 2010, have proved for the first time in Morocco the presence of several species of fungi that infect leaves of *Erythrina caffra*. The isolated species were: *Bipolaris spicifera*, *Fusarium oxysporum*, *Fusarium nivale*, *Alternaria alternata*, *Epiccocum nigrum*, *Rhizopus stolonifer*, *Aspergillus niger*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus sclerotiorum* and *Penicillium* sp. Thus, it is for the first time *Bipolaris spicifera* was isolated from the ornamental plant studied.

Keywords : *Erythrina caffra*, mycoflora, phytopathology, Morocco.

I - INTRODUCTION

Erythrina caffra est cultivé comme arbre d'ombrage dans son aire naturelle d'Afrique du sud, il atteint rapidement 9 à 18 m de hauteur [1]. Cet arbre, de croissance lente, semi-persistant, ramifié et à large couronne ouverte porte des feuilles composées à trois larges folioles, de 15 cm de diamètre [2]. Il développe entre la fin du printemps et le début d'été, des bouquets de fleurs rouge corail pâle à vermillon, qui éclosent sur des branches presque nues et parfois très épineuses [1]. Au printemps, les fleurs de 2 à 5 cm de long, à étendard large et pétales très arqués, orange écarlate, s'épanouissent en grappes terminales compactes de 7 à 15 cm de long [3].

Les champignons sont parmi les agents pathogènes qui affectent le plus les plantes à feuillage ornemental en leur causant de sérieuses maladies. Un grand nombre de champignons appartenant aux Phycomycètes, Ascomycètes et aux Deutéromycètes sont responsables de la majorité de ces maladies [4].

Erythrina caffra, largement répandue dans les jardins de la ville de kénitra (Nord Ouest du Maroc), connaît, comme beaucoup d'autres arbres ornementaux, des problèmes phytosanitaires. Au Maroc, les études menées sur les maladies fongiques des plantes ornementales sont rares [5]. L'étude de la mycoflore des lésions développées sur le feuillage d'*Erythrina caffra* peut apporter quelques éléments nouveaux sur les parasites fongiques qui affectent cet arbre ornemental.

II - MATÉRIEL ET MÉTHODES

II-1. Echantillonnage

Des feuilles d'*Erythrina caffra* cultivé, présentant des symptômes maladiques, ont été récoltées dans les jardins et le long de certaines artères et routes de la ville de kénitra.

Ces feuilles malades sont nettoyées et placées dans des sachets en plastique et ramenées par la suite au laboratoire pour analyse.

II-2. Technique d'analyse des échantillons

L'analyse de la mycoflore associée aux feuilles a été réalisée en se référant à la méthode de buvard et à la méthode de buvard modifiée [6].

Dans la méthode de buvard, les feuilles ont été abondamment lavées à l'eau courante, découpées en fragments puis placées stérilement dans des boîtes de Petri contenant trois rondelles de papier filtre (buvard) préalablement stérilisées puis humidifiées à l'eau distillée stérile. Les boîtes ont été ensuite incubées soit en lumière continue, ou en alternance lumière / obscurité.

Après 48 heures, les fragments ont été examinés sous microscope afin de noter la présence des fructifications des champignons. Les spores détectées ont été 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. Ces spores ont été déposées et étalées à la surface d'un milieu gélosé (15 g d'Agar-agar, 1000 ml d'eau distillée), puis transférées à l'aide d'une aiguille stérilisée à la surface du milieu P.S.A. (200 g de pomme de terre, 20 g de saccharose, 15 g d'Agar-agar, 1000 ml d'eau distillée). Des repiquages successifs, accompagnés d'observations microscopiques, permettent d'obtenir des cultures pures de champignons.

Dans la méthode de buvard modifiée [6], les fragments de feuilles sont incubés de la même manière que précédemment, mais après 3 jours, ces fragments ont été déposés sur le milieu P.S.A. et incubés une deuxième fois dans l'incubateur à une température de 28°C pendant 7 jours. Après incubation, les colonies de différents champignons peuvent se développer sur milieu de culture. L'examen microscopique des fragments et de diverses cultures développées permet l'identification de la mycoflore. Les espèces fongiques ont été déterminées à l'aide des clés de détermination d'Ellis [7] et de Domsch *et al.* [8].

L'évolution des symptômes foliaires sur l'arbre a été suivie également par des visites au cours du mois de Janvier 2010. Ceci est fait par comptage du nombre de lésions / 100 feuilles et par mesure du diamètre de ces lésions selon deux directions perpendiculaires. La moyenne des deux valeurs mesurées est alors calculée. Une analyse de la variance a été portée sur chaque donnée. Quand le résultat de l'analyse de la variance enregistre au moins une différence significative au seuil de 5 %, le test PPDS (plus petite différence significative) est appliqué sur ces valeurs. Les résultats obtenus du nombre ainsi que le diamètre des lésions / feuille de la plante hôte ont été analysés statistiquement.

III - RÉSULTATS

III-1. Isolement des espèces fongiques

Des feuilles des arbres d'*E. caffra* présentant des symptômes ont été observées dans les jardins et le long des artères de la ville de Kénitra au cours du mois de Janvier 2010 et l'attaque était de l'ordre de 80 % à 90 %. Les symptômes notés se présentent sous forme de petites taches circulaires de couleur brune (sombre au contour et clair à l'intérieur), mesurant 1 à 4 mm de diamètre. Ils se développent vers la périphérie et au centre des feuilles (*Figure 1*).

En se référant à des clés de détermination [7,8], 10 espèces fongiques ont été identifiées (*Figure 2*) :

Bipolaris spicifera, *Fusarium oxysporum*, *Fusarium nivale*, *Alternaria alternata*, *Epiccocum nigrum*, *Rhizopus stolonifer*, *Aspergillus niger*, *A. flavus*, *A. sclerotiorum* et *Penicillium* sp.

III-2. Description des caractères morphologiques des champignons isolés

La description des caractères morphologiques de toutes les espèces fongiques isolées a été effectuée à partir de cultures se développant sur milieu de culture P.S.A.

Bipolaris spicifera présente un mycélium septé de couleur grisâtre. Les conidiophores sont solitaires ou en petits groupes, avec des cordons, géniculés à plusieurs reprises, mi brun à noir. Les conidies sont droites ou cylindriques, circulaires aux extrémités. Chaque conidie est formée de 3 cellules de couleur brune doré, constamment lisse et mesurent 16,65 - 26,64 μm \times 6,66 – 9,99 μm .

Le mycélium de *Fusarium oxysporum* est aérien, abondant et de couleur blanche. Lorsque les chlamydospores 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 [9], 3 cloisons, 27 à 46 \times 3 à 4,5 μm . Les chlamydospores sont terminales ou intercalaires sur le mycélium, hyalines à paroi lisse ou rugueuse, et de 5 à 15 μm de diamètre.

Les microconidies identifiées 6,66 – 13,32 μm \times 1,66 – 3,33 μm ont 1 à 2 cloisons, Les macroconidies 13,32 – 18,31 μm \times 3,33 μm présentent 3 à 5 cloisons.

Fusarium nivale présente des colonies 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 et mesurent 8,32 – 13,32 μm \times 1,66 – 4,99 μm .

Alternaria alternata 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 et mesurent 14,98 – 23,31 μm \times 6,66 – 11,65 μm .

Epicoccum nigrum produit en culture des colonies de couleur orange vif. Les conidiophores sont en forme de massue, non cloisonnés, de couleur noir et mesurent 12-14 x 5-7 μ . Les conidies sont globuleuses, à peine stipitées, de couleur brun-noir, finement verruqueuses, réticulées ridées et mesurent 13,32 – 14,98 μ m x 11,65 – 16,65 μ m.

Rhizopus stolonifer présente un mycélium cotonneux qui devient brun-noir à maturité. Les stolons sont rampants, recourbés au substrat sous forme de mycélium et sont fortement élevés et éloignés du substrat et implantés à chaque nœud par des rhizoïdes, les entre-nœuds atteignent souvent une longueur de 1-3 cm et les filaments sont plus ou moins ramifiées. Les sporocystophores longs, forts, rarement simples, réunis en groupes de 3 à 5 ou plus, mesurent 1000-2000 μ m de long et 13-25,5 μ m de large. Ils sont inégales, irréguliers et globuleux ou ovales, anguleux, striés, 10-20 (moy.18) x 7,5-8 μ m, de couleur brun-noir. Les zygosporos sont rondes ou ovales, mesurent 160-220 μ m de diamètre, verruqueuses, de couleur brun-noir, suspenseurs gonflés, souvent inégales. Les cystes de l'hémisphère sont de 85-200 μ m de diamètre, columelle large et hémisphérique, 70-90 (- 150) μ m.

Aspergillus niger Tiegh présente des colonies atteignant 2,5 - 3cm de diamètre dans 10 jours à 24-26 ° C, généralement sous forme de poudre noire. Les conidiophores sont larges, le plus souvent brunâtres, parfois ramifiés et mesurent communément 1,5-3,0 mm de haut. Les conidies sont irrégulières, rugueuses globuleuses, uninuclées et mesurent 4,0-5,0 de diamètre.

Les colonies d'*Aspergillus flavus* Link, 1809 poussent rapidement avec un mycélium aérien peu abondant, de couleur jaune verdâtre et à revers jaune clair. Les conidiophores s'élargissent progressivement vers le haut pour former des vésicules de 10 – 40 μ de diamètre. Les conidies sont presque rondes, de couleur jaune verdâtre et de dimensions très variables 2 x 3,3 x 4,6 μ ou 5 x 6 μ de diamètre.

Les colonies d'*Aspergillus sclerotiorum* poussent de plus en plus lentement, atteignant 4 - 4,5 cm de diamètre en 14 jours ou dans 10 jours, avec une couche de conidies de couleur jaune-crème. Les conidiophores sont habituellement de 500 - 750 μ m, échinulées, avec des vésicules globuleuses et une tête hémisphérique ou cylindrique, de couleur jaune pâle. Les conidies sont globuleuses, à paroi lisse ou rugueuse et mesurent 2 - 3 μ m de diamètre.

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.

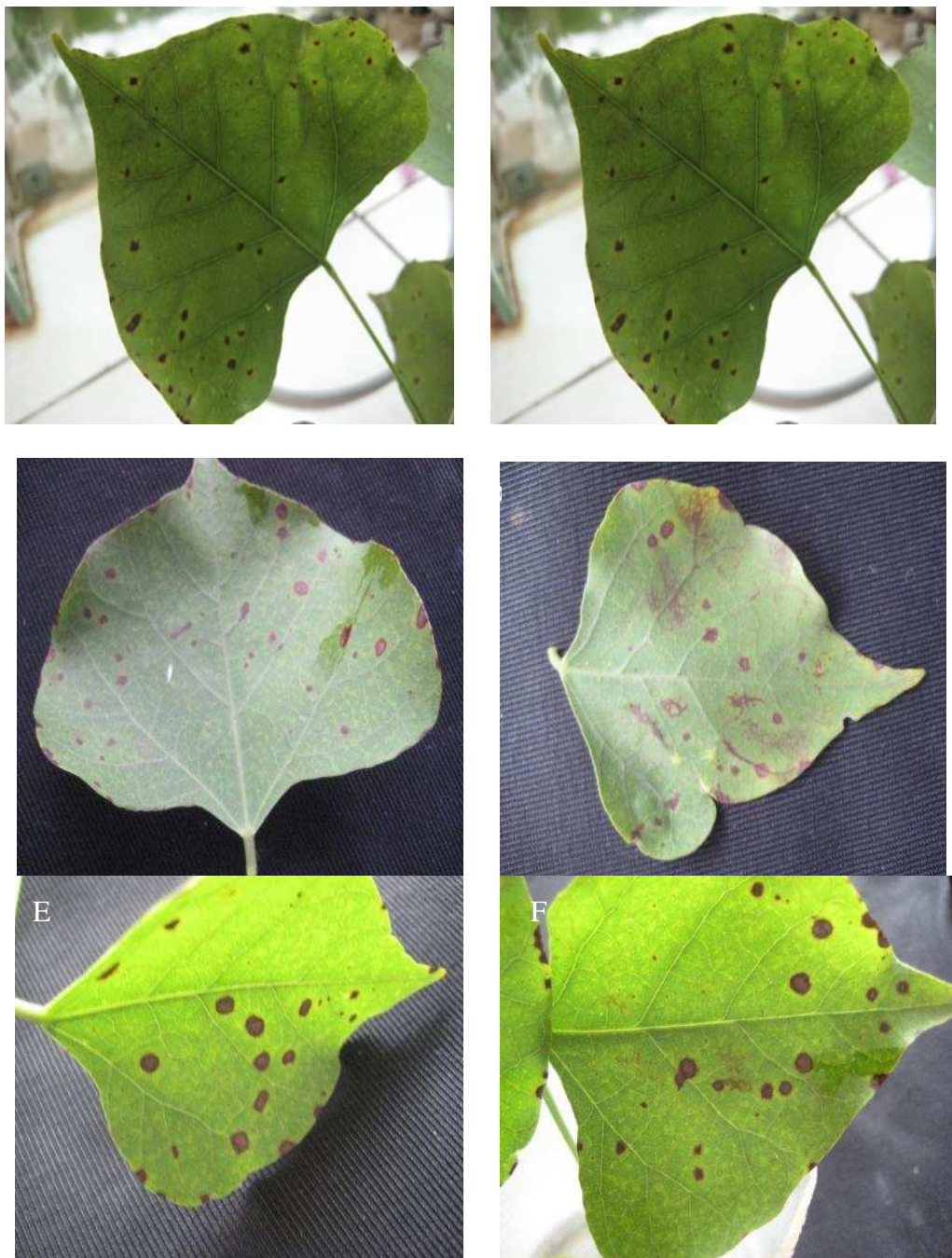


Figure 1 : Evolution des lésions foliaires développées sur les feuilles d'*Erythrina caffra*

A : observation le 04/01/2010 ; **B :** observation le 09/01/2010
C : observation le 15/01/2010 ; **D :** observation le 20/01/2010
E : observation le 25/01/2010 ; **F :** observation le 29/01/2010.

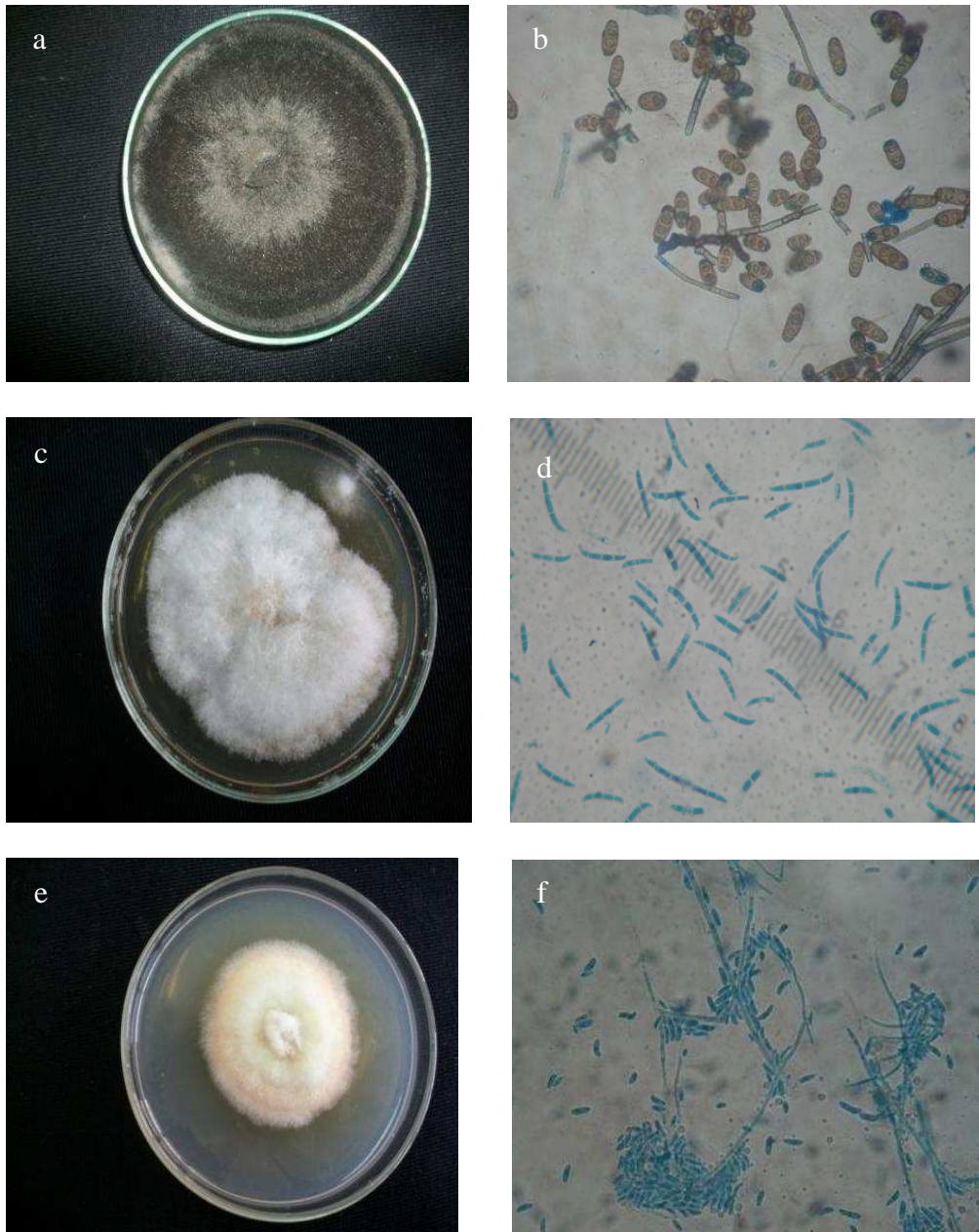


Figure 2: (a, b): *Bipolaris spicifera* ($\times 400$); (c, d) : *Fusarium oxysporum* ($\times 400$) ;
(e, f) : *Fusarium nivale* ($\times 400$).

(a, c, e) : Aspect macroscopique des espèces de champignons sur milieu P.S.A.

(b, d, f): Aspect microscopique de champignons. Liquide de montage : Bleu coton

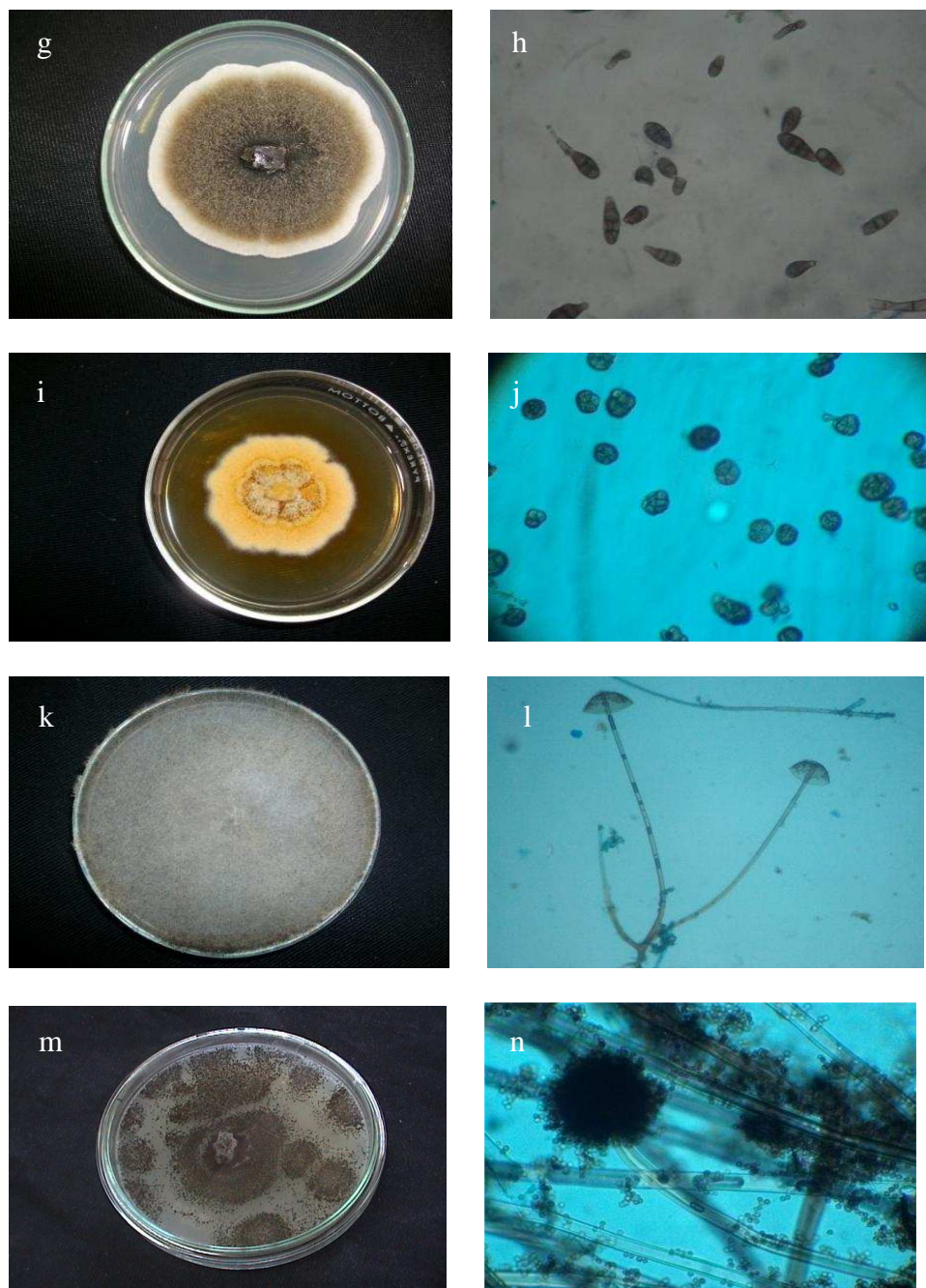


Figure 3: (g, h): *Alternaria alternata* ($\times 400$) ; (i, j) : *Epicoccum nigrum* ($\times 400$) ; (k, l) : *Rhizopus stolonifer* ($\times 100$) ; (m, n) : *Aspergillus niger* ($\times 400$). (g, i, k, m) : Aspect macroscopique des espèces de champignons sur milieu P.S.A. (h, j, l, n) : Aspect microscopique de champignons. Liquide de montage : Bleu coton

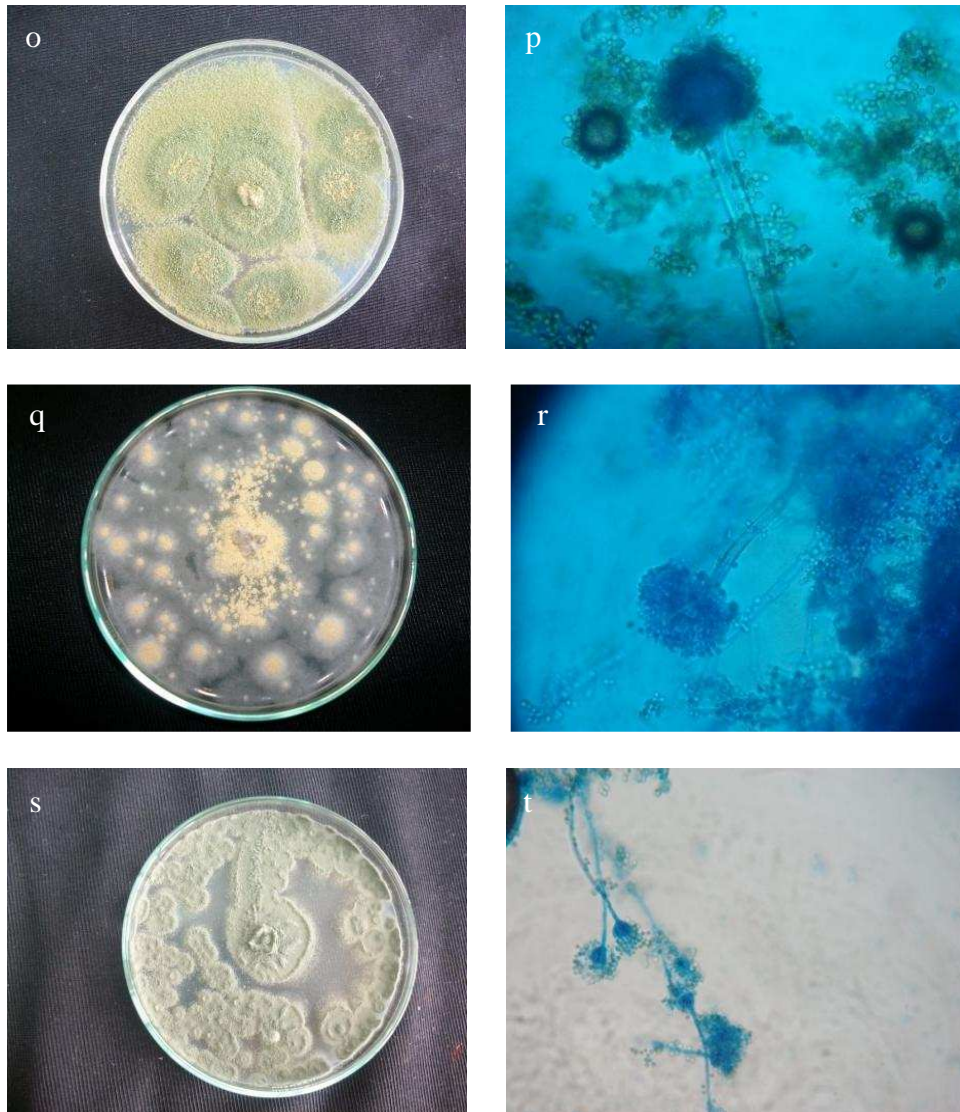


Figure 4: (o,p) : *Aspergillus flavus* ($\times 400$) ; (q,r) : *Aspergillus sclerotiorum* ($\times 400$)
 (s,t) : *Penicillium sp.* ($\times 400$). (o, q, s) : Aspect macroscopique des espèces de champignons sur milieu P.S.A. (p, r, t) : Aspect microscopique de champignons. Liquide de montage : Bleu coton

IV - DISCUSSION

Les résultats obtenus dévoilent une diversité d'agents fongiques pouvant se développer sur les feuilles de l'arbre ornemental étudié, affectant son état sanitaire et par conséquent son esthétique.

L'évolution du nombre ainsi que le diamètre des lésions chez les feuilles malades d'*E. caffra* a été observé au cours du temps.

Bipolaris spicifera a été rencontré pour la première fois sur les lésions des arbres d'*E. caffra*. D'après Ellis [7], *Erythrina caffra* n'a jamais été citée parmi les plantes hôtes de l'espèce du genre *Bipolaris*. *Bipolaris spicifera* cause des pourritures de la tige du *Cynodon* et de *Zoysia* [10]. Sur *Cynodon* il est incapable d'infecter les surfaces non endommagées [11]. Forsberg [12] a rapporté que le parasite cause des taches foliaires sur le palmier dattier ainsi que sur le palmier ornemental. Des travaux ont montré que ce pathogène est capable de provoquer des symptômes foliaires typiques sur différentes variétés de Riz [13]. Il a été isolé à partir des semences [6] et aussi à partir des feuilles d'*Hibiscus rosa-sinensis* [5]. Il a été isolé également à partir du sol [8], des graines de certaines herbes [14] et de *Citrullus lanatus* [15].

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 [16]. Sur les plantes ornementales, c'est l'agent causal de pourritures racinaires chez *Acacia dealbata*, *Cyclamen persicum*, *Gladiolus callianthus* et *Tulipa gesneriana* L. [17]. 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 [16]. Il est réputé comme responsable de dommages considérables sur les jeunes plants des cultures ornementales ; les racines des plantes deviennent brunes rouges. Sur les tiges, ce champignon provoque des pourritures brunes rougeâtres (aspect humide) sur lesquelles apparaissent par endroit des amas de spores souvent de couleur rose [18].

L'avoine [19], *Cynodon dactylon* (le pied de poule) [20], le tournesol (*Helianthus annuus*) [21], le bananier [22] et l'orge [23] figurent parmi les plantes hôtes de *F. nivale*.

Alternaria alternata 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 [24]. Elle est considérée comme un saprophyte sur les céréales mais Wrather et Sweets [25] ont rapporté que cette espèce provoque une pourriture d'épi [9].

Epicoccum nigrum est un agent de contrôle biologique potentiel de certaines maladies des plantes comme la moisissure blanche de la fève [26]. C'est l'une des espèces connue comme un agent de décoloration des semences du riz et pouvant également affecter leur pouvoir germinatif [27].

Les espèces du genre *Rhizopus* peuvent affecter plusieurs plantes à titre d'exemple: *Musa paradisiaca* et le riz [28], la courge musquée (*Cucurbita moschata*) [29] et *Hibiscus esculentus* [30].

Aspergillus niger cause la pourriture noire du collet sur l'arachide provoquant la mortalité des plantes [31]. Il s'attaque aux pommes en conservation [32].

Au Brésil, Mendes *et al.* [28] 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 bananiers tels que *M. textilis* en Philippines [33] et *M. acuminate* en Thaïlande [34].

Aspergillus sclerotiorum a été isolé de la rhizosphère de l'arachide, des gousses d'arachides, de la banane et du maïs. Il peut causer la pourriture des pommes et des poires [8].

Les espèces du bananier *Musa sapientum* [35], *M. paradisiaca* [36] et *M. acuminate* [34] ainsi que l'ananas (*Ananas comosus*) [28] ont été signalés parmi les plantes hôtes de *Penicillium* sp.

V - CONCLUSION

Les études sur les maladies cryptogamiques des plantes ornementales sont rares et au Maroc aucune étude n'a été réalisée sur *Erythrina caffra*. Ainsi, c'est pour la première fois que les espèces fongiques : *Bipolaris spicifera*, *Fusarium oxysporum*, *Fusarium nivale*, *Alternaria alternata*, *Epiccocum nigrum*, *Rhizopus stolonifer*, *Aspergillus niger*, *Aspergillus flavus*, *Aspergillus sclerotiorum* et *Penicillium* sp. ont été isolées à partir de la plante ornementale étudiée.

RÉFÉRENCES

- [1] - Gordon C., 2003. *Botanica. Encyclopédie de Botanique et d'Horticulture*. Plus de 10.000 plantes du monde entier, 347p.
- [2] - Taylor J., 1993. *Plantes tolérant la sécheresse*. Traduction de Jérôme Goutier et Danièle Moreau. La Maison Rustique 192, p.50.
- [3] - Brickell C. 1999. *Encyclopédie Universelle des 15000 plantes et fleurs de jardin de A à Z 6000 photographies*. Larousse - Bordas. Edition française Patrick Mioulane, 411p.
- [4] - Chase A.R. 1987. *Compendium of ornamental foliage plant diseases*. American Phytopathological Society, 92 p.

- [5] - Meddah N., Ouazzani Touhami A., Benkirane R., et A. 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). Bulletin de l'Institut scientifique, section sciences de la vie, Rabat, 28 : 7-11.
- [6] - Benkirane R., 1995. Contribution à l'étude des maladies du riz au Maroc. Cas de la pyriculariose due à *Pyricularia oryzae*. Thèse de Docteur de 3^{ème} cycle. Université Ibn Tofail, Faculté des Sciences de Kénitra, Maroc, 189p.
- [7] - Ellis M. B., 1971. Dematiaceous Hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute, Kew, England, 287p.
- [8] - Domsch K.H., Gams W., and Anderson T.H., 1980. Compendium of soil fungi. Academic Press, 859p.
- [9] - Berber F., Ouazzani Touhami A. & Douira A., 2008. Identification de la mycoflore pathogène de *Sorghum bicolor* (L.) Moench, cultivé dans le Gharb et le Loukkos (Nord-ouest du Maroc). *Bulletin de l'Institut Scientifique*, Rabat, section Sciences de la Vie n°30, 00-00.
- [10] - Smiley R.W., Dernoeden P.H. & Clarke B.B., 1992. *Compendium of Tufgrass Diseases*. Ed. American Phytopathology Society), 2d edition, 98 p.
- [11] - Gudauskas R.T., 1962. Stem and crown necrosis of coastal bermudagrass caused by *Helminthosporium spiciferum*. Plant Disease. Rep., 46 : 498-500.
- [12] - Fosberg L., 1985. Foliar diseases of nursery-grown ornamental palms in Queensland. *Australian Plant Pathology*, 14 (4) : 67-71.
- [13] - Ennaffah B., Ouazzani Touhami A., Douira A., 1999. Pathogenic capacity of *Helminthosporium spiciferum*: Foliar parasite of rice in Morocco. - *J. Phytopathol.*, 147(6), 377-379.
- [14] - Han-Mo Koo., Sang-Hun Lee., Il-Min Jung and Se-Chul Chun, 2003. A Seedborne Fungus *Bipolaris spicifera* Detected from Imported Grass Seed. *Plant Pathol. J.*, 19(3): 133-137.
- [15] - El Mhadri M., Benkirane R., Ouazzani Touhami A., Douira A., 2009. *Citrullus lanatus*, a new host of *Bipolaris spicifera* in Morocco. *Phytopathologia Mediterranea*, Vol 48, No 2.
- [16] - Champion R. 1997. Identifier les champignons transmis par les semences. INRA, Paris, 398p.
- [17] - Chuan H. 2003. Ornamental Plant Disease Management Assistant. Virginia cooperative Extension, pp. 450-802.

- [18] - Lambert L., 2004. Pourritures des jeunes plants en culture ornementale. Cultures en serres, 2,4p.
- [19] - Tai F.L., 1979. Sylloge Fungorum Sinicorum. Sci. Press, Acad. Sin., Peking, 1527 p.
- [20] - Lenné J.M., 1990. World List of Fungal Diseases of Tropical Pasture Species. *Phytopathol. Pap.* 31, 162 p
- [21] - 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.
- [22] - Meddah N., Ouazzani Touhami A. et A. 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, section Sciences de la Vie, Rabat*, 32 : 1-11.
- [23] - Richardson M.J., 1990. *An annotated list of seed-borne diseases*. Fourth edition. International Seed Testing Association, Zurich., 183-184.
- [24] - Bigre J-P., Morand J-C. & Tharaud M., 1987. Pathologie des cultures florales et ornementales. Ed. Lavoisier, Paris, 233 p.
- [25] - Wrather A. et Sweets L., 1999. Management of grain sorghum diseases in Missouri., 4 p.
- [26] - Anonyme, 2010. Mycota les contaminants fongiques du patrimoine culturel. CRCC : Centre de Recherche sur la Conservation des Collections.
- [27] - Gnancadja-André L., Ouazzani touhami A., Badoc A. & Douira A., 2004. Test de détection des contaminants fongiques des grains de riz en fin de cycle végétatif. *Bull. Soc. Pharm. Bordeaux*, 143, 39-50.
- [28] - Mendes M.A.S., da Silva V.L. & Dianese J.C., 1998. Fungos em Plants no Brasil. Embrapa-SPI/Embrapa-Cenargen, Brasilia, 555 p.
- [29] - Minter D.W., Rodríguez Hernández M. & Mena Portales J., 2001. *Fungi of the Caribbean: an annotated checklist*. PDMS Publishing, 946 p.
- [30] - Grand L.F., 1985. North Carolina plant disease index. *North Carolina Agric. Res. Serv. Techn. Bull.*, 240, 157 p.
- [31] - Ezzahiri B. & Sekkat A. 2001. Maladies et ravageurs de l'arachide identification et moyens de lutte. *Bulletin Mensuel d'Information et de Liaison du PNTTA*. Transfert de Technologie en Agriculture N°86 / Novembre 2001, 1-4p.

- [32] - Attrassi K., Selmaoui K., Ouazzani touhami A., Badoc A. & Douira A. 2005. Biologie et physiologie des principaux agents fongiques de la pourriture des pommes en conservation et lutte chimique par l'azoxystrobine. *Bull. Soc. Pharm. Bordeaux*, 144, 47-62.
- [33] - Teodoro N.G., 1937. *An enumeration of Philippine fungi*. Techn. Bull. Dept. Agric. Comm. Manila, 4, 585 p.
- [34] - Lumyong P., Photita W., McKenzie E.H.C., Hyde K.D. & Lumyong S., 2003. Saprobic fungi on dead wild banana. *Mycotaxon*, 85 : 345-346.
- [35] - Alvarez M.G. 1976. Primer catalogo de enfermedades de plantas Mexicanas. *Fitofilo*, 71, 1-169.
- [36] - Urtiaga, R., 1986. *Indice de enfermedades en plantas de Venezuela y Cuba*. Impresos en Impresos Nuevo Siglo. S.R.L., Barquisimeto, Venezuela, 202 p.