

Survie de quelques pathogènes fongiques sur les feuilles de riz conservées au laboratoire

Mansoura BAHOUS, Amina OUAZZANI TOUHAMI & Allal DOUIRA

Université Ibn Tofail, Faculté des Sciences, Département de Biologie, UFR de Mycologie, Laboratoire de Botanique et de Protection des Plantes, B.P. 133, Kénitra, Maroc. e-mail: douiraallal@hotmail.com

Résumé. *Helminthosporium oryzae*, *H. sativum*, *H. spiciferum* et *Curvularia lunata* sont des espèces fongiques qui ont été capables de se maintenir en activité pendant deux années sur les feuilles du riz de la variété Arco. Les feuilles inoculées ont été conservées dans des enveloppes en papier à la température ambiante du laboratoire. De plus, leur virulence n'a subi qu'une légère variation au fil de ce temps après leur inoculation artificielle aux feuilles de la variété de riz Arco. Cependant, *Pyricularia oryzae* et *Helminthosporium australiensis* n'ont pas dépassé une année de survie.

Mots clés : Riz, pathogènes fongiques, riziculture.

Survival of some pathogenic fungi on rice leaves under laboratory conditions.

Abstract. Some fungal species such as *Helminthosporium oryzae*, *H. sativum*, *H. spiciferum* and *Curvularia lunata* were able to remain active during two years on the leaves of Arco variety rice. The inoculated leaves were kept in paper envelopes under laboratory ambient temperature. Moreover, their virulence has suffered a slight variation over this time after their artificial inoculation to the leaves of the Arco variety rice. However, *Pyricularia oryzae* and *Helminthosporium australiensis* did not survive more than one year.

Key words: Rice, pathogenic fungi.

INTRODUCTION

Au Maroc, où la riziculture est limitée aux périmètres du Gharb et du Loukkos (zone de Larache), les isolements fongiques à partir des plantes de riz malades ont mis en évidence l'existence de nombreux problèmes phytosanitaires. C'est ainsi que la pyriculariose, due à *Magnaporthe grisea* (*Pyricularia oryzae*), et l'helminthosporiose, due à *Helminthosporium oryzae*, apparaissent comme les affections fongiques prédominantes sur les tiges, les feuilles (El Oirdi *et al.* 1995, Benkirane 1995 et 2002, Benkirane *et al.* 1995, 1998-2000, Bouslim *et al.* 1997, Tajani *et al.* 2001, Bahous *et al.* 2003, Serghat *et al.* 2005a et b) et les grains (Benkirane *et al.* 1995, Hassikou *et al.* 1999, Gnacadja-André *et al.* 2005).

D'autres parasites fréquemment rencontrés sur les lésions foliaires et les grains sont également pathogènes sur les plantes du riz : *Curvularia lunata* (Hassikou *et al.* 1997), *Helminthosporium spiciferum* (Ennaffah *et al.* 1997), *Helminthosporium sativum* et *H. australiensis* (Ouazzani Touhami *et al.* 2000), *Curvularia tuberculata* (El Abdellaoui *et al.* 2005) et *Helminthosporium bicolor* (Gnacadja-André 2005).

La conservation d'un pathogène constitue un stade important dans le cycle de développement de la maladie. Plusieurs champignons sont capables de survivre d'une saison à l'autre entre des cultures annuelles semées successivement ou en rotation, en se développant sur des hôtes assurant leur conservation (Dickinson & Lucas 1982). Pour échapper aux conditions défavorables de sécheresse ou de basses températures, certaines espèces fongiques forment des structures de survie qui les protègent (Raynal 1983) allant de simples cellules produites par reproduction asexuée «spores» jusqu'aux formes les plus complexes «sclérotés» (Dickinson & Lucas 1982). Elles sont capables de survivre pendant des années sur les feuilles, les semences ou encore dans le sol (Rapilly 1991). En effet, la capacité d'un pathogène à survivre sur les débris des plantes peut

constituer une vraie menace en raison des problèmes que pourrait entraîner la présence de l'inoculum du champignon et son incidence sur la culture (Dickinson & Lucas 1982). Ces débris laissés au champ constituent un réservoir d'inoculum pouvant contribuer à une augmentation de la sévérité de la maladie de la culture installée.

Dans les régions tropicales et subtropicales, *Pyricularia oryzae*, agent causal de la pyriculariose, peut se maintenir en activité entre deux cultures en se développant sur des hôtes de relais, constitués soit par des pousses de riz, ou par des graminées spontanées. Il est capable de se conserver sous forme de spores et mycélium sur la paille infectée du riz et sur certaines céréales d'hiver et mauvaises herbes (Ou 1985). Le mycélium de *P. oryzae* ainsi que les autres organes de propagation peuvent rester en état de dormance à l'intérieur des semences pendant plusieurs mois, et lorsque les conditions d'infection sont favorables, le mycélium dormant germe, prolifère et infecte aussi d'autres plantules du riz l'année suivante assurant ainsi la propagation de la maladie (Ou 1972). Cet état de dormance a été également observé dans le cas de *Helminthosporium oryzae* (agent responsable de l'helminthosporiose); les spores de ce parasite peuvent rester viables pendant quatre années aussi bien sur les grains infectés que sur les grains apparemment sains. Il peut survivre dans différentes parties de la plante du riz (Ou 1985), dans le sol (Lucas *et al.* 1985) et sur les restes des cultures (Nyvall 1979) constituant ainsi un inoculum primaire pouvant induire l'infection et initier la maladie.

Dans cette étude on s'est proposé de :

– déterminer la durée de viabilité de certains pathogènes comme, *Pyricularia oryzae*, *Helminthosporium oryzae*, *H. sativum*, *H. spiciferum*, *H. australiensis* et *Curvularia lunata* sur les feuilles du riz précédemment inoculées artificiellement et conservées pendant 1, 2 ou 3 années ; ceci permet de montrer le rôle que pourrait jouer la présence des débris du riz à la surface du sol si les conditions d'infection sont favorables ;

– tester la pathogénicité des isolats collectés à partir des feuilles du riz conservées pendant 2 années, pour suivre l'évolution du pouvoir pathogène de ces espèces fongiques au fil du temps.

MATERIEL ET METHODES

Matériel végétal. L'essai expérimental a été réalisé pour la première fois en 2001. Les grains de la variété de riz Arco ont été désinfectés par trempage dans une solution d'hypochlorite de sodium à 15 % pendant 10 minutes. Ils ont été par la suite rincés plusieurs fois à l'eau distillée stérile, puis déposés dans des boîtes de Petri contenant du coton stérile imbibé d'eau distillée stérile. L'incubation a lieu à l'obscurité et à 28°C.

Trois jours après la mise en germination des grains, les plantules issues des grains prégermés ont été repiquées dans des pots contenant le sol noir provenant de la forêt de la Mamora et mises en serre (3 plantes/pot). Les plantules ont été arrosées quotidiennement avec l'eau de robinet jusqu'au stade requis pour l'inoculation (4 à 5 feuilles).

Matériel fongique. *Pyricularia oryzae* Cavara a été isolé à partir des grains de la variété de riz (*Oryza sativa* L.) Arco. *Helminthosporium oryzae* Breda de Haan et *Helminthosporium spiciferum* (Bainier) Nicot ont été isolés à partir des lésions foliaires de la variété de riz Triomphe ; tandis que *Helminthosporium sativum* Pammel, King et Bakke, *Helminthosporium australiensis* Bugnic et *Curvularia lunata* (Wakker) Boedijn ont été collectés respectivement des lésions des variétés Bahja, Samar et Kenz.

P. oryzae a été cultivé sur le milieu Prune-Agar (pruneaux dénoyautés: 40 g; agar-agar: 15 g; eau distillée: 1000 ml). *Helminthosporium oryzae* et *H. sativum* ont été cultivés sur milieu Farine de riz (farine de riz: 14 g; extrait de levure: 4 g; agar-agar: 15 g; eau distillée: 1000 ml). *Curvularia lunata*, *Helminthosporium spiciferum* et *H. australiensis* ont été cultivés sur milieu PSA (pomme de terre: 200 g; saccharose: 20 g; agar-agar: 15 g; eau distillée: 1000 ml).

Tous ces milieux gélosés ont été préalablement stérilisés en autoclave à 120°C pendant 30 min. Quand ils se refroidissent et atteignent une température d'environ 50°C, les milieux ont été coulés dans des boîtes de Petri à raison de 30 à 40 ml par boîte additionné de 100 mg/l de chloramphénicol.

Préparation de l'inoculum. Les cultures de *Pyricularia oryzae* ont été incubées pendant 7 jours à l'obscurité et 3 jours sous lumière fluorescente continue. *H. spiciferum*, *H. australiensis* et *C. lunata* ont été incubées à l'obscurité et à 28°C, alors que *H. oryzae* et *H. sativum* ont été placées sous la lumière fluorescente continue à la température ambiante. Après 15 jours d'incubation pour *H. oryzae* et 10 jours pour les autres espèces fongiques, la surface de chaque culture chargée de conidies a été raclée stérilement à l'aide d'une spatule métallique. Le mycélium a été ensuite mis en suspension dans l'eau distillée stérile puis agité pendant une minute au vortex. Les suspensions résultantes ont été filtrées à travers de la mousseline pour séparer les conidies des

fragments mycéliens. Après comptage à l'aide d'une cellule de Malassez, les suspensions conidiennes ont été ajustées avec l'eau distillée stérile de façon à obtenir une concentration finale de 10⁵ spores/ml puis additionnées de 0,05% de Tween 20 et 0,5 de gélatine. Cette dernière est nécessaire pour réussir l'inoculation (Ranomenjanahary 1987). En effet, elle permet un dépôt uniforme des gouttelettes d'eau sur la surface foliaire. Sans gélatine, la plupart des gouttes glissent des feuilles (Bousslim *et al.* 1997).

Inoculation. L'inoculation des plantes a été faite par pulvérisation de 60 ml de la suspension conidienne de chaque pathogène testé (3 pots/pathogène). Les plantes ont été ensuite placées pendant 48 heures sous des housses noires en plastique, pulvérisées d'eau stérile permettant de maintenir une humidité relative élevée, nécessaire à la germination et à la pénétration directe des conidies (sans blessure). Les pots ont été par la suite transférés en serre (température variant entre 28 à 34°C en été).

Notation de la sévérité de la maladie. La notation des résultats a été faite 7 jours après l'inoculation. L'indice de sévérité de la maladie est déterminé par le pourcentage de la surface foliaire malade (S.F.M) estimée d'après l'échelle de notation de Notteghem *et al.* (1980) (Tab. I). Cet indice de sévérité est calculé selon la formule:

$$IS = (\sum Xi.ni / 9 Nt) \times 100$$

IS : Indice de sévérité de la maladie

Xi : sévérité de la maladie (Note)

Ni : nombre de plantes présentant la sévérité *i*

Nt : nombre total des plantes observées

9 : note la plus élevée de l'échelle

Tableau I. Echelle de notation de Notteghem *et al.* (1980).

Note	1	2	3	4	5	6	7	8	9
%SFM	0,05	0,5	1,5	3,5	7,5	17,5	37,5	62,5	87,5

Conservation. Les feuilles du riz présentant des symptômes ont été récoltées et réparties en quatre lots (20 feuilles/pathogène/lot). Le premier lot de feuilles a été utilisé pour estimer immédiatement la sporulation des champignons sur hôte, alors que les feuilles des 3 autres lots sont placées dans des enveloppes en papier stériles et conservées pendant une année (2002), deux années (2003) et trois années (2004) à la température ambiante du laboratoire (entre 18 et 23°C).

Sporulation sur hôte. La sporulation sur hôte est estimée par le nombre moyen de conidies produites par unité de surface de lésion (cm²) (Hill & Nelson 1983). Pour chaque lot, les feuilles du riz présentant des lésions ont été découpées en fragments de 1 cm². Ces fragments ont été désinfectés par trempage dans de l'alcool à brûler pendant 30 secondes, puis rincés à l'eau distillée stérile. Les fragments ainsi désinfectés ont été déposés dans des boîtes de Pétri contenant 2 rondelles de papier filtre stérilisé et humidifié par l'eau distillée stérile. Les boîtes ont été ensuite placées sous la lumière fluorescente continue et à la température ambiante du laboratoire.

Tableau II. Sporulation de différentes espèces pathogènes sur les feuilles de la variété du riz Arco en fonction du temps (exprimée en nombre de conidies/cm²).

Espèces fongiques	Années			
	2001	2002	2003	2004
<i>Pyricularia oryzae</i>	86 000 ± 12 165 a	5 000 ± 5 507 b	0 -	0-
<i>Helminthosporium oryzae</i>	32 600 ± 7 505 a	31 500 ± 6 763 a	34 200 ± 3 689 a	500 ± 28 b
<i>H. sativum</i>	129 000 ± 11 532 a	49 500 ± 9 712 b	17 500 ± 1 040 c	0-
<i>H. spiciferum</i>	102 600 ± 17 502 a	35 000 ± 4 000 b	4 000 ± 556 c	530 ± 127 c
<i>H. australiensis</i>	110 500 ± 59 500 a	9 300 ± 1 021 b	0 -	- 0
<i>Curvularia lunata</i>	123 600 ± 77 105 a	40 200 ± 10 408 b	10 000 ± 1 250 c	600 ± 400 c

A l'intérieur d'une même ligne, les chiffres affectés par une même lettre, ne diffèrent pas significativement au seuil de 5% selon le test de PPDS.

Après 4 à 7 jours d'incubation pour les feuilles du 1^{er} lot (2001), 7 jours pour les feuilles du 2^{ème} lot (2002) et du 3^{ème} lot (2003) et 15 jours pour les feuilles du 4^{ème} lot (2004), les lésions sporulantes de chaque feuille sont mises dans des tubes à essai contenant chacun 1 ml d'eau distillée stérile. Les tubes ont été agités à l'aide du vortex pendant 1 minute et la suspension conidienne ainsi obtenue a été déterminée à l'aide d'une cellule de Malassez.

Isolement de l'agent pathogène. L'isolement des champignons a été pratiqué sur les feuilles du riz conservées pendant 2 années en utilisant la technique de l'isolement monosporal.

Les fragments désinfectés des feuilles du riz ont été incubés en chambre humide sous lumière fluorescente continue et à température ambiante. Après 7 jours d'incubation, les fragments découpés ont été examinés sous microscope optique (dans des conditions aseptiques) pour détecter la présence ou l'absence des conidies du champignon. Le transfert des conidies sous microscope a été fait à l'aide d'un capillaire en verre étiré préalablement stérilisé à la flamme et refroidi dans le milieu de culture. Les conidies transférées ont été déposées à la surface du milieu de culture PSA.

Test de pathogénicité. La technique de l'isolement monosporal a permis d'isoler de nouveau seulement *H. oryzae*, *H. sativum*, *H. spiciferum* et *C. lunata* à partir des feuilles du riz conservées pendant 2 années. Les isolats collectés ont été entretenus sur les milieux de culture favorisant leur sporulation. La préparation de l'inoculum et l'inoculation ont été réalisées comme précédemment. Après 7 jours de l'inoculation des feuilles de la variété Arco, le test de pathogénicité a été effectué par estimation de la sévérité de la maladie suivant l'échelle de notation de Notteghem *et al.* (1980) et la sporulation sur hôte selon la technique de Hill & Nelson (1983).

Analyse des données. Le traitement des données a porté sur l'analyse de la variance, le test PPDS au seuil de 5% et la matrice de corrélation. Les pourcentages ont été transformés en $\text{Arcsin } \sqrt{p}$ (où p désigne la proportion moyenne du pourcentage de l'indice la sévérité de la maladie).

RESULTATS

Les résultats obtenus montrent à l'évidence que *H. oryzae*, *H. sativum*, *H. spiciferum* et *C. lunata* persistent encore sur les lésions, pendant plus d'une année. Grâce à la technique d'isolement, ces champignons ont été isolés à partir des lésions des feuilles conservées pendant 2 années tout en gardant leur virulence.

Les résultats consignés dans le Tableau II montrent que les champignons testés ont sporulé abondamment sur les feuilles de la variété de riz Arco après une année de conservation (2001-2002), à l'exception de *Pyricularia. oryzae* et *Helminthosporium. australiensis*. Cependant, à partir de la 2^{ème} année (2003), le nombre de conidies produites sur les lésions diminue d'une façon significative, sauf pour *H. oryzae*.

La lecture du tableau II indique que le test PPDS n'a pas montré de différences significatives quant à la sporulation de *H. oryzae* sur les feuilles conservées au cours des années 2002 (31 500 conidies/cm²) et 2003 (34 200 conidies/cm²). Sa sporulation n'a pas changé durant ces deux années par rapport à l'année de l'expérience 2001 (32 600 conidies/cm²). Toutefois, au-delà de 2 années, le nombre de conidies produites sur les lésions par *H. oryzae* est relativement faible (500 conidies/cm²), comme le cas de *H. sativum*, dont le mycélium de ce parasite est capable de sporuler en quantité importante durant la première année (49 500 conidies/cm²), moyennement pendant la 2^{ème} année (17 500 conidies/cm²) pour s'annuler complètement après 3 années de conservation.

L'examen des résultats montre que *H. spiciferum* et *C. lunata* sont capables de sporuler sur les lésions des feuilles conservées pendant une année (respectivement 35 000 et 40 200 conidies/cm²). A partir de la deuxième année, le mycélium de chacun des deux pathogènes est toujours présent sur les lésions des feuilles, tandis que le nombre de conidies produites est relativement moyen pour *C. lunata* (10 000 conidies/cm²) et faible pour *H. spiciferum* (4 000 conidies/cm²). En revanche, une réduction considérable de la production des conidies de ces champignons est observée sur les feuilles conservées pendant 3 années (2004).

Tableau III. Comparaison des pourcentages moyens de la sévérité de la maladie de quelques espèces fongiques inoculées aux feuilles du riz pendant l'année 2001 et après deux années de conservation 2003.

Espèces fongiques	Sévérité de la maladie (%)		Coefficient de corrélation (r^2)
	2001	2003	
<i>H. oryzae</i>	57,19	46,48	0,80
<i>H. sativum</i>	56,53	52,72	0,91
<i>H. spiciferum</i>	35,82	25,96	0,75
<i>C. lunata</i>	29,34	34,41	0,92

Tableau IV. Comparaison de la sporulation moyenne de quelques espèces fongiques inoculées aux feuilles du riz pendant l'année 2001 et après deux années de conservation 2003 (exprimée en nombre moyen de conidies/cm²).

Espèces fongiques	Sporulation sur hôte		Coefficient de corrélation (r^2)
	2001	2003	
<i>H. oryzae</i>	32 600	30 200	0,73
<i>H. sativum</i>	129 000	73 000	0,36
<i>H. spiciferum</i>	102 600	61 400	0,45
<i>C. lunata</i>	123 600	53 600	0,28

Les coefficients de corrélation ont été calculés pour 2001 et 2003 pour chaque espèce fongique.

Les fragments de feuilles présentant les symptômes de *P. oryzae* et de *H. australiensis* montrent une diminution de survie de ces deux pathogènes à partir de la 1^{ère} année (2002) (respectivement 5 000 et 9 300 conidies/cm²), pour s'annuler complètement sur les feuilles qui ont plus d'un an. En effet, la persistance des différents champignons sur les lésions des feuilles pour une durée de 2 années a permis de faire un isolement monosporal de chacun d'eux (à l'exception de *H. australiensis* et *P. oryzae*). Elle a permis également de tester leur virulence en fonction du temps.

Les résultats des tableaux III et IV montrent que ces espèces fongiques (isolées des feuilles conservées) sont capables de provoquer des lésions et sporuler abondamment lorsqu'elles sont inoculées aux feuilles de riz après 2 années de conservation. La sévérité élevée notée sur les feuilles de la variété Arco et la sporulation abondante sont en fait des indices révélateurs témoignant d'un niveau élevé de virulence qui a subi une légère régression même après 2 années de conservation comme le montre le tableau III.

DISCUSSION ET CONCLUSION

Le suivi de l'évolution de quelques champignons sur les feuilles du riz en fonction du temps a montré que le mycélium de ces derniers persiste encore sur les lésions pendant 2 années, une durée qui s'avère plus ou moins longue pour que le champignon reste en activité et produise de nouvelles conidies lorsque les conditions d'humidité et de température sont favorables. En effet, il a été signalé également que le mycélium d'*H. oryzae* peut rester viable pendant 3 années dans les tissus infectés du riz (Ou 1985).

Cependant, à partir de la troisième année de conservation, les lésions deviennent non sporulantes dans la plupart des cas; et même si quelques conidies sont présentes, l'observation microscopique a montré qu'elles ne présentent pas de cloisons (cas d'*H. oryzae*). En plus, leur production à partir du mycélium nécessite beaucoup plus du temps. Après 15 jours d'incubation des fragments (issus des feuilles conservées pendant 3 années) en chambre humide, l'isolement des pathogènes devient délicat puisque d'autres champignons saprophytes s'installent avec le temps sur ces lésions et entrent en compétition avec les vrais pathogènes pour les sites d'infection.

Il semble que les espèces ayant un mycélium et des conidies colorées se conservent plus longtemps, comme dans le cas de certains *Helminthosporium* et de *Curvularia lunata*, par rapport à celles qui présentent un mycélium et des conidies hyalines, cas de *Pyricularia oryzae*. Les conidies formées sur les lésions au-delà de la 3^{ème} année de conservation sont des conidies unicellulaires non cloisonnées qui apparemment n'ont pas achevé leur formation. Un mycélium conservé dans des lésions renfermant des saprophytes, installés avec le temps, peut présenter des conidies anormales. En effet, des interactions hyphales ont été observées entre certains champignons et des antagonistes du genre *Trichoderma*, fréquemment rencontrés dans les lésions foliaires du riz (Gnancadja-André *et al.* 2006). Ces interactions entraînent une vacuolisation du cytoplasme des hyphes du champignon parasite et par conséquent la mort ou l'inactivation de ces hyphes (Hmouni *et al.* 1999 et 2006, Mouria *et al.* 2003).

La différenciation normale des macroconidies semble intervenir à deux niveaux : inhibition des hyphes aériens (conidiophores) et formation d'anneaux de constriction, ébauches de cloisons, à espacement relativement égaux (Turian 1969). La séquence stadiale de différenciation des macroconidies chez les *Helminthosporiums* n'a pas été citée dans la littérature. En général, les conidies mures de *Helminthosporium oryzae* sont formées de 5 à 12 cellules (macroconidies ou dictyospores avec 4 à 11 cloisons) et la germination est réalisée seulement au niveau des cellules apicales et/ou basales (Ennaffah 1999). On peut supposer que les champignons antagonistes qui se développent en fonction du temps dans les lésions des feuilles réduisent la quantité des nutriments présents à la surface des feuilles, nécessaires à la conidiogenèse des pathogènes conservés dans les lésions.

Les résultats obtenus ont aussi montré qu'une fois les champignons sont isolés, les conidies qui se développent conservent leur virulence, leur pouvoir pathogène n'a subi qu'une légère variation au fil des deux années (diminue ou augmente légèrement chez les *Helminthosporium* et *Curvularia lunata*). Cette variation du pouvoir pathogène est connue chez les champignons, parfois même les spores issues d'un seul noyau par des divisions mitotiques montrent des pouvoirs pathogènes différents une fois ces spores sont inoculées séparément à des plantes sensibles (Chaib 1987, Benkirane 2001). Une culture monosporale (mnoconidiale) conservée longtemps sur un milieu de culture peut régénérer des spores capables d'induire des pouvoirs pathogènes variables (Lahlou 1983).

Sans vouloir minimiser le rôle de l'inoculum porté par les semences ou conservé sur les mauvaises herbes, la présence et la persistance des espèces fongiques sur les débris des plantes peuvent constituer une vraie menace pour la culture suivante étant donné que ces champignons constituent des foyers primaires pouvant induire ou encore participer au développement de la maladie. Krupinsky *et al.* (2002) ont signalé que les premières infections observées sur les céréales résultent des sporulations des pathogènes foliaires conservées dans les résidus des cultures. De même, Fernandez & Fernandes (1990) ont montré une sporulation abondante de *H. sativum* sur les résidus du blé laissés au champ. Ces derniers offrent en fait un substrat favorable à la croissance des champignons et favorisent leur contact avec la surface du sol permettant ainsi une libération facile et rapide des conidies (Krupinsky *et al.* 2002). Ceci peut être accentué par le fait que la survie du pathogène est prolongée par sa capacité de sporuler sur plusieurs hôtes ; tel est le cas de *H. sativum* qui peut infecter et sporuler non seulement sur les céréales mais aussi sur d'autres plantes fourragères (Duczek *et al.* 1996; Duczek *et al.* 1999) et sur les mauvaises herbes (El Abdellaoui *et al.* 2003, Serghat 2004.). De même, le climat peut être un facteur déterminant pour la sporulation des champignons à partir des débris ; Harman & Latin (2001) ont trouvé que la survie de *Magnaporthe grisea* (*Pyricularia oryzae*) sur les résidus des feuilles du gazon était généralement réduite en hiver et abondante en automne.

Au laboratoire, le mycélium de certains pathogènes foliaires du riz peut rester en vie (jusqu'à 3 années pour *Helminthosporium oryzae*) sur les lésions foliaires. En effet, ces lésions, une fois incubées en chambres humides, génèrent des conidies capables d'induire d'autres lésions sur les feuilles du riz.

Au champ, aucune étude n'a été réalisée pour montrer comment s'installe les maladies foliaires du riz au niveau des rizières marocaines. L'épidémiologie de ces maladies du riz demande à être précisée. Cette étude est complexe, mais des prélèvements sur pailles de riz (dans des parcelles abondamment infestées) peuvent nous fournir des informations concernant la conservation et la dissémination de ces pathogènes. Les cultures qui entrent en rotation avec le riz (tomate, piment, luzerne, sorgho,...) risquent aussi d'être touchées, d'autant que ces espèces fongiques présentent des formes de résistance qui leur permettent de se conserver et de reprendre leur forme de reproduction lorsque les conditions redeviennent favorables. Des *Fusarium* (*F. moniliforme*, *F. oxysporum*, *F. camptoceras*) isolés des eaux des rizières de Sidi Allal Tazi dans la plaine du Gharb sans capables d'altérer la germination et le développement des plantules du riz (Zehhar *et al.* 2006).

Dans ce sens, il est important de penser à un programme de lutte préventive comprenant le travail du sol, l'élimination des résidus des cultures, l'utilisation des variétés résistantes ainsi que le traitement des semences. Ceci permettra d'offrir une possibilité d'écarter quelques maladies en dehors du champ et de prévenir l'introduction de races virulentes. D'après Rapilly (1990, 1991), certaines pratiques culturales comme le labour et les rotations peuvent réduire très fortement la quantité d'inoculum produites par les parasites qui se conservent sur les débris

des cultures. Néanmoins, malgré que ces résidus soient liés directement au développement de la maladie, il est nécessaire de considérer d'autres paramètres qui peuvent influencer le processus d'infection. Ainsi, l'âge et la quantité des résidus, le traitement par les herbicides et les conditions environnementales durant et entre les 2 saisons vont déterminer l'importance des résidus comme source d'inoculum pour la saison suivante (Fernandez *et al.* 1998).

Remerciements

Les auteurs remercient MM. Ahmed Boughdad et Mohamed Benbella (Ecole Nationale d'Agriculture, Méknès), pour leurs remarques précieuses qui ont permis d'améliorer la qualité de cet article.

Références

- Bahous M., Ouazzani Touhami A. & Douira A. 2003. Interaction between *Pyricularia oryzae*, four *Helminthosporium* species and *Curvularia lunata* in rice leaves. *Phytopathol. Mediterr.*, 42, 133-142.
- Benkirane R. 1995. Contribution à l'étude des maladies du riz au Maroc : Cas de la pyriculariose due à *Pyricularia oryzae*. Thèse de 3^{ème} cycle, Univ. Ibn Tofail, Fac. Sci. Kénitra, 145 p.
- Benkirane R. 2002. Etude d'une population marocaine de *Magnaporthe grisea* (*Pyricularia grisea*) : caractérisation, spécificité parasitaire et recherche de sources de résistance chez le riz (*Oryza sativa* L.) à la pyriculariose. Thèse de Doctorat d'Etat, Univ. Ibn Tofail, Fac. Sci. Kénitra, 198 p.
- Benkirane R., El Oirdi M., Bouslim F., Ouazzani Touhami A., Zidane L., Douira A., Karmoussi M.B., El Hassani N. & El Haloui N.E. 1995. Un essai pour déterminer la sensibilité ou la résistance des variétés de riz vis-à-vis de quelques isolats marocains de *Pyricularia oryzae*. *Rev. Amélior. Prod. agr. Milieu Aride*, 7, 131-143.
- Benkirane R., Tajani A., Douira A., Selmaoui K & Lebbar S. 1998. Mating type of *Magnaporthe grisea* population in Morocco. *Phytopathol. Mediterr.*, 37, 119-121.
- Benkirane R., Douira A., Selmaoui K. & Lebbar S. 1999. Identification of pathotypes in a Moroccan population of the rice blast fungus *Magnaporthe grisea*. *Phytopathol. Mediterr.*, 38, 126-131.
- Benkirane R., Douira A., Selmaoui K & Lebbar S. 2000. Pathogénie comparé et signe sexuel des isolats marocains de *Pyricularia grisea* (*Magnaporthe grisea*) originaires de riz et de *Stenotaphrum secundatum*. *J. Phytopathol.*, 148, 95-99.
- Bouslim F., Ennaffah B., Ouazzani Touhami A., Douira A. & El Haloui N.E. 1997. Pathogénie comparée de quelques isolats marocains de *Helminthosporium oryzae* vis-à-vis de certaines variétés du riz (*Oryza sativa* L.). *Al Awamia*, 98, 74-56.
- Chaib N. 1987. Contribution à l'étude des relations entre les variations morphologiques et le pouvoir pathogène du *Verticillium albo-atrum* R. et B., forme à microscélérotés. Analyse de substances phytotoxiques. Diplôme de spécialité de 3^{ème} cycle, Univ. Mohammed V, Fac. Sci. Rabat, 130 p.
- Dickinson C.H. & Lucas J.A. 1982. Plant pathology and plant pathogens. 2nd edition. Basic microbiology, volume 6, 229 p.
- Duczek L.J., Jones-Flory L.L., Reed S.L., Bailey K.L. & Lafond G.P. 1996. Sporulation of *Bipolaris sorokiniana* on the crowns of crop plant grown in Saskatchewan. *Can. J. Plant Sci.*, 76, 861-867.
- Duczek L.J., Sutherland K.A., Reed S.L., Bailey K.L. & Lafond G.P. 1999. Survival of leaf spot pathogens on crop residues of wheat and barley in Saskatchewan. *Can. J. Plant Pathol.*, 21, 165-173.

- El Abdellaoui F., Benkirane R. & Douira A. 2003. Signe sexuel des isolats marocains de *Magnaporthe grisea* originaires d'*Oryza sativa*, d'*Echinochloa cusgalli* et de *Stenotaphrum secundatum*. *Cahiers Rech. Univ. Hassan II*, sér. A (Sciences et Techniques), V (5), 93-101.
- El Abdellaoui F., Ouazzani Touhami A., Badoc A. & Douira A. 2005. Culture *in vitro* de deux isolats de *Curvularia tuberculata* et pouvoir pathogène sur six cultivars de riz. *Bull. Soc. Pharmacol. Bordeaux*, 144, 7-26.
- El Oirdi M., Douira A., Benkirane R., Ouazzani Touhami A., Mouslim J., Bouslim F., Karmoussi M. & El Haloui N.E. 1995. Comparaison du caractère pathogène de quelques isolats marocains de *Pyricularia oryzae* vis-à-vis de certaines variétés de riz. *Rev. Amélior. Prod. agr. Milieu Aride*, 7, 231-240.
- Ennaffah B., Bouslim F., Ouazzani Touhami A. & Douira A. 1997. *Helminthosporium spiciferum*, foliar parasite of rice in Morocco. *Agronomie*, 17, 299-300.
- Ennaffah B. 1999. Etude des *Helminthosporium* du riz: pouvoir pathogène, interactions compétitives, contamination et mesures de lutte. Thèse de Doctorat National. Univ. Ibn Tofail, Fac. Sc., Kénitra, Maroc, 105p.
- Fernandez M.R. & Fernandes J.M.C. 1990. Survival of wheat pathogens in wheat and soybean residues under conservation tillage systems in southern and central Brazil. *Can. J. Plant Pathology*, 12, 289-294.
- Fernandez M.R., Zentner R.P., McConkey B.G. & Campbell C.A. 1998. Effects of crop rotations and fertilizer management on leaf spotting diseases of spring wheat in southwestern Saskatchewan. *Can. J. Plant Sci.*, 78, 489-496.
- Gnancadja-André L.S. 2005. Etude de la mycoflore et du développement de la tennissure de grains de riz (*Oryza sativa* L.) au Maroc. Biologie et pouvoir pathogène de *Helminthosporium bicolor*. Thèse de Doctorat, Univ. Ibn Tofail, Fac. Sci. Kénitra, Maroc, 206 p.
- Gnancadja-André L.S., Hannin S., Ouazzani Touhami A., Badoc A. & Douira A. 2005. Impact de la mycoflore de la feuille paniculaire du riz sur le rendement en grains. *Bull. Soc. Pharmacol. Bordeaux*, 144, 225-236.
- Harman P.F. & Latin R. 2001. Perennation of *Magnaporthe grisea* in the Midwest: management implications. *Phytopathology*, 91, S-148.
- Hmouni A., Massoui M. & Douira A. 1999. Etude de l'activité antagoniste de *Trichoderma* spp. et de *Gliocladium* spp., à l'égard de *Botrytis cinerea*, agent causal de la pourriture grise de la tomate. *Al Awamia*, 99, 75-92.
- Hmouni A., Mouria A. & Douira A. 2006. Biological control of tomato grey mould compost water extracts, *Trichoderma* sp., and *Gliocladium* sp. *Phytopathol. Mediterr.*, 45, 110-116.
- Hassikou K., Hassikou R. & Douira A. 1997. Behaviour of some rice cultivars in relation to *Curvularia lunata*. *Phytopathol. Mediterr.*, 36, 163-164.
- Hassikou K., Benkirane R., Ouazzani Touhami A., Ennaffah B. & Douira A. 1999. Etude de l'état sanitaire des grains de quelques variétés du riz au Maroc. *African Crop Sciences*, 4, 1-10.
- Hill J.P. & Nelson R.R. 1983. Genetic control of two parasitic fitness attributes of *Helminthosporium maydis* race T. *Phytopathology*, 73, 455-457.
- Krupinsky J.M., Bailey K.L., Mc Mullen M.P., Gossen B.D. & Turkington K. 2002. Managing plant disease risk in diversified cropping systems. *Agronomy Journal*, 94, 198-209.
- Lahlou H. 1983. Variabilité intraclonale de la morphologie et du pouvoir pathogène de *Verticillium albo-atrum* R. et B., forme à microsclérotés. Thèse de Doctorat d'Etat. Univ. Mohammed V, Fac. Sci. Rabat, 229 p.
- Lucas G.B., Campbell C.L. & Lucas L.T. 1985. Introduction to plant diseases. Identification and management. Brown spot of rice, p. 199-200. Department of Plant Pathology, University Realeig, North Carolina.
- Notteghem J.L., Andriatampo G.M., Chatel M. & Dechanet R. 1980. Techniques utilisées pour la sélection de variétés de riz possédant la résistance horizontale à la pyriculariose. *Ann. Phytopathol.*, 12, 199-266.
- Nyvall R.F. 1979. Field crop diseases handbook. A.V.I Publishing Company inc. Connecticut, 436 p.
- Ou S.H. 1972. Rice diseases. Commonwealth Mycological Institute Kew, Surrey, England, 368
- Ou S.H. 1985. Rice diseases. Commonwealth Mycological Institute Kew, Surrey, England, 367 p.
- Mouria A., Ouazzani Touhami A. & Douira A. 2003. Etude de certains facteurs favorisant le maintien de l'activité antagoniste de *Trichoderma harzianum* à l'égard de *Helminthosporium oryzae* sur les feuilles de riz. *Cah. Rech. Université Hassan II*, sér. A (Sciences et Techniques), V (5), 51-66 ;
- Ouazzani Touhami A., Ennaffah B., El Yachoui M. & Douira A. 2000. Pathogénie comparée de quatre *Helminthosporium* sp. obtenus à partir des plantes malades du riz au Maroc. *J. Phytopathology*, 148, 221-226.
- Ranomenjanahary S. 1987. Etude de l'acide ténuazonique dans les relations riz-*Pyricularia oryzae*. Thèse de 3^{ème} cycle. Université Paris XI, Orsay, France, 179 p.
- Rapilly F. 1990. Caractérisation et identification de la virulence et de l'agressivité d'un parasite : significations épidémiologiques. *C.R. Acad. Agr. Fr.* 76, séance du 14/11/1990.
- Rapilly F. 1991. L'épidémiologie en pathologie végétale : mycoses aériennes. Ed. INRA, Paris, 307 p.
- Raynal G. 1983. Contribution à l'étude des mycoses de la luzerne et du trèfle violet. Cas de trois maladies nécrotiques : anthracnose, pepper spot, sclérotiniose. Possibilité de lutte. Thèse de Doctorat d'Etat, Fac. Sc., Orsay, France, N° 2730, 239p
- Serghat S. 2004. Etude de la biologie et du pouvoir pathogène de *Pyricularia grisea* (*Pyricularia oryzae*) et de *Helminthosporium oryzae*. Application de la lutte chimique et, recherche de la mycoflore du riz chez les adventices et les cultures en rotation. Thèse de Doctorat d'Etat es sciences Univ. Ibn Tofail, Fac. Sc., Kénitra, Maroc, 148p.
- Serghat S., Ouazzani Touhami A. & Douira A. 2005a. Pathogénie d'*Helminthosporium oryzae* vis-à-vis de quelques graminées cultivées au Maroc. *Cah. Rech. Université Hassan II*, sér. A (Sciences et Techniques), 6, 1-11.
- Serghat S., Mradmi K., Ouazzani Touhami A. & Douira A. 2005b. Rice leaf pathogenic fungi on wheat, oat, *Echinochloa phyllopogon* and *Phragmites australis*. *Phytopathol. Mediterr.*, 44, 44-49.
- Tajani M., Benkirane R., Douira A. & El Haloui N.E. 2001. Impact des maladies foliaires sur les composantes de rendement du riz (*Oryza sativa*) au Maroc. *Actes Inst. agron. Vet.*, Rabat, 21, 2, 83-86.
- Turian G. 1969. Différenciation fongique. Ed. Masson & Cie, 144 p.
- Zehar G., Ouazzani Touhami A., Badoc A. & Douira A. 2006. Effet des *Fusarium* des eaux des rizières sur la germination et la croissance des plantules du riz. *Bull. Soc. Pharmacol. Bordeaux*, 145, 7-18.

Manuscrit reçu le 2 juillet 2007

Version modifiée acceptée le 26 avril 2008