

UNIVERSITE DE OUAGADOUGOU

UFR / SCIENCES DE LA VIE ET
DE LA TERRE

LABORATOIRE DE BIOLOGIE
ET ECOLOGIE VEGETALES



THÈSE

Présentée à l'UFR / Sciences de la Vie et de la Terre pour obtenir le titre de
DOCTEUR DE L'UNIVERSITE DE OUAGADOUGOU

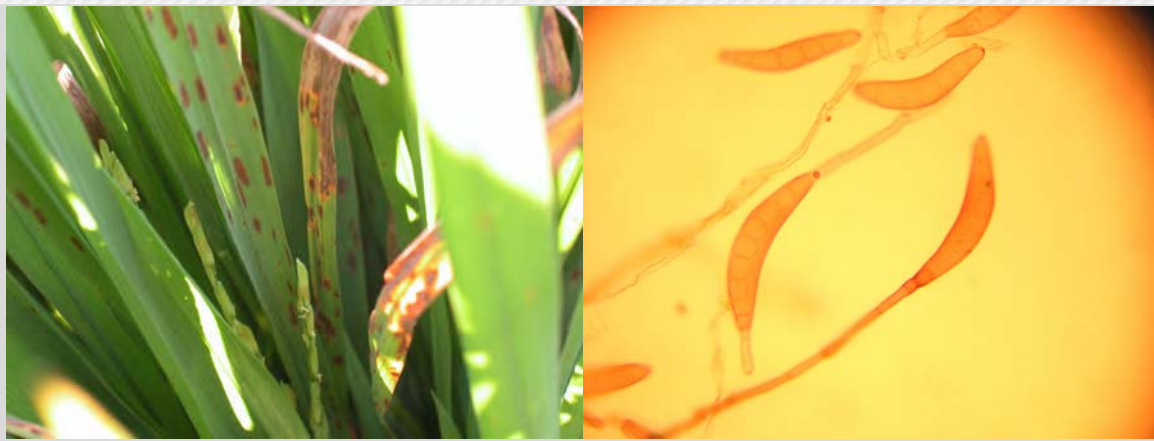
Spécialité : Sciences Biologiques Appliquées

Option : PHYTOPATHOLOGIE

Par

Ibrahima OUEDRAOGO

Titre : Incidence de l'helminthosporiose du riz au Burkina Faso et caractérisation
des populations de l'agent pathogène [*Bipolaris oryzae* (Breda de Haan)
Shoemaker].



Soutenue le 02 Décembre 2008 devant le jury composé de :

Président : Jean Didier ZONGO, Professeur, Université de Ouagadougou

Membres : Philippe SANKARA, Professeur, Université de Ouagadougou

Adam TOUDOU, Maître de Conférences, Université Abdou Moumouni de Niamey

Dona DAKOUO, Directeur de Recherches, INERA/CNRST, Ouagadougou

SOMMAIRE

	Page
Dédicace.....	i
Remerciements.....	ii
Listes des sigles et abréviations	iv
Liste des tableaux.....	v
Liste des figures	vii
Liste des photos	viii
Résumé	ix
Abstract	xi
INTRODUCTION	1
PREMIERE PARTIE : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE	4
1. Importance économique de l'helminthosporiose du riz	5
2. Caractérisation de <i>Bipolaris oryzae</i> , agent causal de l'helminthosporiose du riz.....	6
2.1. Description.....	6
2.1.1. Systématique.....	6
2.1.2. Morphologie.....	6
2.1.3. Symptômes de l'helminthosporiose.....	6
2.1.4. Bio écologie.....	7
2.2. Phylogénie.....	9
2.3. Variabilité du champignon.....	10
3. Perspectives de lutte contre l'helminthosporiose du riz au Burkina Faso.....	11
4. Hypothèses de travail	13
5. Objectifs de l'étude	14
DEUXIEME PARTIE : ETUDE DU COMPORTEMENT DE QUELQUES GENOTYPES DE RIZ (<i>ORYZA SATIVA L.</i>) VIS-A-VIS DE L'HELMINTHOSPORIOSE EN CONDITIONS NATURELLES ET CONTROLEES	15
CHAPITRE I : EVALUATION AU CHAMP EN CONDITIONS DE PRESSION NATURELLE DE MALADIE	16
1.1. Milieu de l'étude	16
1.1.1. Climat, végétation et sols.....	16
1.1.2. Précipitations.....	17
1.1.3. Insolation.....	20
1.1.4. Températures.....	21
1.1.5. Humidité de l'air.....	23
1.2. Matériel et méthodes	26
1.2.1. Matériel végétal.....	26
1.2.2. Techniques et méthodes d'expérimentation.....	26
1.2.3. Méthode d'obtention des données et expression des résultats	28
1.3. Résultats	30
1.3.1. Comportement des génotypes de riz à la Vallée du Kou.....	30
1.3.2. Comportement des génotypes de riz à Karfiguéla.....	40
1.3.3. Evolution comparée de l'incidence de l'helminthosporiose foliaire à la Vallée du Kou et Karfiguéla.....	50
1.3.4. Evolution comparée de l'helminthosporiose paniculaire à la Vallée du Kou et Karfiguéla.....	51
1.3.5. Etude de l'impact de l'helminthosporiose sur le rendement du riz.....	52
1.3.6. Etude de la relation entre la température, l'hygrométrie et l'intensité de l'attaque foliaire de <i>B. oryzae</i>	54
1.4. Discussion	56
1.5. Conclusion partielle.....	59
CHAPITRE II : ETUDE DE L'IMPACT DE L'HELMINTHOSPORIOSE SUR LA PRODUCTIVITE DU RIZ EN CONDITIONS CONTROLEES	60
2.1. Matériels et méthodes	60

2.1.1.	Matériel végétal	60
2.1.2.	Méthodes	60
2.2.	Résultats	65
2.2.1.	Etude de l'effet de <i>Bipolaris oryzae</i> sur le taux d'émergence des plantules	65
2.2.2.	Etude de l'effet de <i>Bipolaris oryzae</i> sur la hauteur des plantes	66
2.2.3.	Etude de l'effet de <i>Bipolaris oryzae</i> sur le tallage du riz.....	67
2.2.4.	Evaluation de la sévérité de l'attaque foliaire due à <i>Bipolaris oryzae</i> selon les stades d'inoculation. des plantes	68
2.2.5.	Etude de l'impact de l'inoculation sur la productivité du riz et la qualité du grain	71
2.2.6.	Etude de la relation entre l'incidence de l'helminthosporiose foliaire, la productivité du riz et la transmission de l'infection aux grains.....	73
2.3.	Discussion	74
2.4.	Conclusion partielle.....	75

TROISIEME PARTIE : CARACTERISATION DES POPULATIONS DE *BIPOLARIS ORYZAE*..... 76

CHAPITRE I : ETUDE DE LA DIVERSTE MOLECULAIRE AU SEIN DES POPULATIONS DE *BIPOLARIS ORYZAE* PAR LA TECHNIQUE DE L'HYBRIDATION DE L'ADN MITOCHONDRIAL..... 77

1.1.	Introduction	77
1.2.	Matériels et méthodes	78
1.2.1.	Matériel végétal.....	78
1.2.2.	Méthodes.....	79
1.3.	Résultats.....	82
1.3.1.	Electrophorèse et hybridation de l'ADN	82
1.3.2.	Analyse phylogénétique des isolats	84
1.4.	Discussion.....	86
1.5.	Conclusion partielle.....	87

CHAPITRE II : ETUDE DE LA DIVERSITE GENETIQUE AU SEIN DES POPULATIONS DE *BIPOLARIS ORYZAE* PAR LA METHODE DE LA COMPATIBILITE VEGETATIVE 88

2.1.	Introduction.....	88
2.2.	Matériels et méthodes.....	89
2.2.1.	Matériel végétal.....	89
2.2.2.	Méthodes.....	90
2.3.	Résultats.....	93
2.3.1.	Production des mutants auxotrophes.....	93
2.3.2.	Identification des mutants inhabituels.....	95
2.3.3.	Identification des groupes de compatibilité végétative.....	96
2.4.	Discussion.....	99
2.5.	Conclusion partielle.....	99

CHAPITRE III : ETUDE DE LA VARIABILITE PATHOGENIQUE AU SEIN DES POPULATIONS DE *BIPOLARIS ORYZAE*..... 101

3.1.	Introduction.....	101
3.2.	Matériels et méthodes.....	102
3.2.1.	Matériel végétal.....	102
3.2.2.	Méthodes	102
3.3.	Résultats	106
3.3.1.	Evaluation de la réaction du riz à l'inoculation.....	106
3.3.2.	Etude du spectre de virulence des isolats.....	110
3.4.	Discussion.....	111
3.5.	Conclusion partielle.....	112
3.6.	Etude de la relation entre la diversité moléculaire, la compatibilité végétative et la diversité	

pathogénique.....	113
3.6.1. Méthodologie.....	113
3.6.2. Résultats	113
3.6.3. Discussion.....	117
Conclusion générale et perspectives.....	118
Références bibliographiques	120
ANNEXES	127

Dédicace

Je dédie ce mémoire à feu mon père, pour avoir toujours cru en moi, à ma mère, qui me manque tant...

Je le dédie à Diane, Ahmed et Vanessa, pour tout le bonheur qu'ils m'inspirent chaque jour.

Remerciements

La réalisation du présent mémoire a été rendue possible grâce au concours de nombreuses personnes qu'il serait fastidieux de citer nommément ici. Je voudrais leur témoigner toute ma gratitude pour leur soutien précieux.

Ma reconnaissance va avant tout au Professeur Philippe SANKARA, mon directeur de thèse sans qui cette thèse n'aurait pu aboutir. Je salue la patience dont il a fait montre depuis le début de nos travaux. Merci pour les conseils éclairés et les encouragements de tous les instants.

J'exprime ma reconnaissance au peuple américain qui, a travers son programme d'échange Fullbright, m'a permis de réaliser une part importante des travaux de recherche dans les meilleures conditions. A ce titre, je remercie le Professeur James CORRELL de l'Université de Fayetteville, en ARKANSAS (USA) pour l'appui décisif qu'il a apporté dans l'exécution d'une part importante des travaux de recherche.

Ma gratitude va à l'endroit des responsables du CNRST et de l'INERA qui m'ont permis d'entreprendre et de finaliser ces travaux de recherche. Je remercie sincèrement le Dr Youssouf DEMBELE, précédemment Chef de Programme Riz et Riziculture pour son soutien moral.

La réalisation du présent mémoire a été rendue possible grâce à la contribution décisive de Dr Blaise KABORE, Chercheur au Programme Riz, notamment dans la réalisation des travaux sur le comportement des géotypes de riz vis-à-vis de l'helminthosporiose. Nous avons toujours bénéficié de son appui constant, précieux et sans condition pour la rédaction du présent document.

Au Président du Jury de soutenance, le Professeur Jean Didier ZONGO et aux membres du jury de soutenance, le Professeur Philippe SANKARA, le Professeur Adam TOUDOU et le Professeur Dona DAKOUO, j'exprime ma profonde gratitude pour avoir

accepté juger notre travail et y apporter les critiques scientifiques. Je remercie le Professeur Dona DAKOUO, Chef de Programme Riz et Riziculture pour sa disponibilité constante et les conseils avisés qu'il m'a prodigués tant dans la réalisation des travaux que dans la rédaction du présent mémoire.

Mes remerciements s'adressent particulièrement au Professeur Zoumbiessé TAMINI, pour le grand soutien moral et matériel apporté pendant la réalisation de ce document.

Listes des sigles et abréviations

1. AUDPC : Area Under the Disease Progress Curve
2. CAB- IMI : Commonwealth Agricultural Bureau - International Mycological Institute
3. CNRST : Centre National de la Recherche Scientifique et Technologique
4. FAO : United Nations Food and Agricultural Organization
5. IITA : International Institute of Tropical Agriculture
6. IN.E.R.A. : Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles
7. IRAT : Institut de Recherche Agronomique Tropicale
8. IRRI : International Rice Research Institute
9. ISTA : International Seed Testing Association (Association Internationale d'Essais des Semences)
10. JAE : Jours après épiaison
11. JAI : Jours après inoculation
12. JAR : Jours après repiquage
13. JAS : Jours après semis
14. NERICA : New Rice for Africa
15. SFM : Surface foliaire malade
16. UPGMA : Unweighted Pair-Grouping Method with Arithmetic Averages
17. WARDA : West Africa Rice Research Association

LISTE DES TABLEAUX

	Page
Tableau I : Evolution de la production céréalière du Burkina Faso (en tonnes) entre 2003 et 2006.	1
Tableau II : Evolution des importations du riz en volume et en valeur de 2000 à 2006.	2
Tableau III : Liste des géotypes de riz utilisés pour l'évaluation du comportement vis-à-vis de l'helminthosporiose au champ au cours de la saison humide 2003.	27
Tableau IV : Echelle visuelle d'évaluation de l'helminthosporiose foliaire au champ.	29
Tableau V : Echelle visuelle d'évaluation de l'helminthosporiose paniculaire au champ.	29
Tableau VI : Evolution de l'incidence de l'helminthosporiose foliaire à la Vallée du Kou en fonction des géotypes de riz au cours de la saison humide 2003.	30
Tableau VII : Classification des géotypes de riz en groupes de sensibilité à l'attaque foliaire causée par <i>Bipolaris oryzae</i> à la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003.	33
Tableau VIII : Variation du taux de progression de l'épidémie d'helminthosporiose foliaire selon les géotypes de riz durant la saison humide 2003 sur le site de la Vallée du Kou.	34
Tableau IX : Incidence et taux de progression de l'helminthosporiose paniculaire en fonction des géotypes de riz à la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003.	39
Tableau X : Incidence moyenne de l'helminthosporiose foliaire causée par <i>Bipolaris oryzae</i> en fonction des géotypes de riz à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003.	41
Tableau XI : Classification des géotypes en groupes de sensibilité à l'attaque foliaire causée par <i>Bipolaris oryzae</i> à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003.	43
Tableau XII : Variation du taux de progression de l'incidence de l'helminthosporiose foliaire en fonction des géotypes de riz au cours de la saison humide 2003 sur le site de Karfiguéla.	45
Tableau XIII : Incidence et taux de progression de l'helminthosporiose paniculaire à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003.	49
Tableau XIV : Pertes de rendement au champ causées aux géotypes de riz par <i>Bipolaris oryzae</i> à la Vallée du Kou et à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003.	53
Tableau XV : Evolution des taux d'émergence des plantules en fonction des stades d'inoculation 7 JAS.	65
Tableau XVI : Evolution de la hauteur des plantes en fonction des stades d'inoculation et des dates d'observation.	66
Tableau XVII : Evolution du tallage du riz en fonction des stades d'inoculation et des dates d'observation.	67
Tableau XVIII : Sévérité moyenne de l'attaque foliaire après inoculation au stade gonflement et épiaison du riz selon l'échelle de notation de l'IRRI (1996).	68
Tableau XIX : Incidence moyenne de l'helminthosporiose sur quelques composantes de rendement du riz en fonction des stades d'inoculation de la plante.	71
Tableau XX : Résultats de l'analyse de régression du poids moyen de 1000 grains sur la sévérité de l'attaque foliaire.	73
Tableau XXI : Matrice des coefficients de corrélation entre les variables étudiées.	73
Tableau XXII : Liste des isolats monospores utilisés pour l'étude de la variabilité moléculaire.	79
Tableau XXIII : Haplotypes obtenus par digestion de l'ADN mitochondrial avec <i>EcoR1</i> .	86
Tableau XXIV : Liste des isolats monospores utilisés pour générer les mutants auxotrophes (<i>nits</i>).	90

Tableau XXV: Nombre de mutants auxotrophes (<i>nits</i>) obtenus sur milieu minimal chloraté (MMC) à partir des isolats monospores de <i>Bipolaris oryzae</i> , <i>Drechslera gigantea</i> , <i>Bipolaris maydis</i> , <i>Bipolaris sp.</i> et <i>Exserohilum rostratum</i> .	94
Tableau XXVI : Composition des groupes de compatibilité végétative (GCV) identifiés par complémentation sur milieu minimal (MM) entre les mutants auxotrophes des isolats de <i>Bipolaris oryzae</i> , <i>Bipolaris maydis</i> , <i>Drechslera gigantea</i> et <i>Exserohilum rostratum</i> .	98
Tableau XXVII : Liste des isolats monospores de champignons utilisées dans le test de pathogénicité.	103
Tableau XXVIII : Réaction du cultivar Bengal à l'inoculation avec des isolats de <i>Bipolaris oryzae</i> , <i>Bipolaris maydis</i> , <i>Bipolaris sp.</i> , <i>Drechslera gigantea</i> et <i>Exserohilum rostratum</i> 7 jours après inoculation.	106
Tableau XXIX Spectre de virulence des isolats établi sur la base de la réaction du riz au bout de 7 jours après inoculation avec les différents isolats.	111
Tableau XXX : Classification des isolats des espèces de champignons étudiés selon le profil moléculaire, la virulence et la compatibilité végétative.	113
Tableau XXXI : Matrice de corrélation entre les variables étudiées ($P = 0,05$).	114
Tableau XXXII : Test de sphéricité de Bartlett.	114

LISTE DES FIGURES

	Page
Figure 1 : Sites de l'expérimentation au champ sur le comportement de géotypes de riz vis-à-vis de l'helminthosporiose: A – Vallée du Kou ; B – Karfiguéla.	16
Figure 2 : Evolution de la pluviométrie sur le périmètre de la Vallée du Kou de 1997 à 2003 (hauteur d'eau et nombre de jours de pluie par année).	18
Figure 3 : Evolution de la pluviométrie sur le périmètre de Karfiguéla de 1997 à 2003 (hauteur d'eau).	18
Figure 4 : Evolution de la pluviométrie mensuelle sur le périmètre de la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003 (mai à octobre).	19
Figure 5 : Evolution de la pluviométrie mensuelle sur le périmètre de Karfiguéla au cours de la saison humide 2003 (mai à octobre).	19
Figure 6 : Durée de l'insolation décadaire à la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003 (mai à octobre).	20
Figure 7 : Durée de l'insolation décadaire de Karfiguéla au cours de la saison humide 2003 (mai à octobre).	20
Figure 8 : Températures maximales sur les périmètres de la Vallée du Kou (figure du haut) et Karfiguéla (figure du bas) au cours de la saison humide 2003.	21
Figure 9 : Températures minimales sur les périmètres de la Vallée du Kou (figure du haut) et Karfiguéla (figure du bas) au cours de la saison humide 2003.	22
Figure 10 : Humidités maximale et minimale dans la Vallée Kou au cours de la saison humide 2003.	23
Figure 11 : Hygrométrie décadaire sur le site de Karfiguéla enregistrée à 6h, 12h et 18h au cours de la saison humide 2003 (mai à octobre).	24
Figure 12 : Histogramme de classification des géotypes de riz en fonction de l'indice AUDPC cumulé à la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003.	36
Figure 13 : Courbes de variation du taux de progression de l'attaque foliaire causée par <i>Bipolaris oryzae</i> en fonction des géotypes de riz à la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003.	38
Figure 14 : Histogramme de classification des géotypes selon l'indice AUDPC cumulé à Karfiguéla à 77 JAS au cours de la saison humide 2003.	46
Figure 15 : Courbes de variation du taux de progression de l'épidémie d'attaque foliaire causée par <i>Bipolaris oryzae</i> en fonction des géotypes de riz à Karfiguéla pendant la saison humide 2003.	47
Figure 16 : Courbes d'évolution des moyennes des attaques foliaires du riz causées par <i>Bipolaris oryzae</i> à la Vallée du Kou et à Karfiguéla durant la campagne humide 2003.	50
Figure 17 : Courbes d'évolution moyenne des attaques paniculaires causées par <i>Bipolaris oryzae</i> à la Vallée du Kou et à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003.	51
Figure 18 : Droites de régression de l'intensité de l'attaque foliaire causée par <i>Bipolaris oryzae</i> sur la température (°C) et l'hygrométrie (%).	55
Figure 19 : Echelle de sévérité de l'attaque foliaire.	64
Figure 20 : Bandes de restriction de l'ADN mitochondrial (RFLPs) de <i>B. oryzae</i> , <i>B. maydis</i> , <i>Bipolaris sp.</i> , <i>Drechslera gigantea</i> et <i>Exserohilum rostratum</i> .	82
Figure 21 : Dendrogramme des bandes de restriction de l'ADN mitochondrial ; I - IX : haplotypes ; BF : Burkina Faso ; AR : Arkansas ; NC : North Carolina.	84
Figure 22 : Dispositif d'identification des mutants auxotrophes inhabituels (I), et des groupes de compatibilité végétative (II) : T- testeur; A, B et C- mutants générés par les isolats étudiés.	92

Figure 23 : Représentation graphique des variables haplotype, classe de sévérité et GCV.	115
Figure 24 : Regroupement des isolats selon les variables haplotype, GCV et classe de sévérité.	116

LISTE DES PHOTOS

	Page
Photo 1. Symptômes d'une attaque sévère de l'helminthosporiose du riz.	7
Photo 2. Périthèce et asque de <i>Cochliobolus miyabeanus</i> .	8
Photo 3. Technique de production d'inoculum de <i>Bipolaris oryzae</i> en boîte de Pétri sur des feuilles de sorgho : A- feuille de sorgho autoclavée ; B- explants du champignon.	61
Photo 4. Réaction de la variété FKR 60N trois semaines après inoculation avec une suspension de spores de <i>Bipolaris oryzae</i> et en l'absence de fumure.	70
Photo 5. Les conidies des espèces de champignons utilisées au cours de l'étude : 1- <i>Bipolaris oryzae</i> ; 2- <i>Bipolaris maydis</i> ; 3- <i>Drechslera gigantea</i> ; 4- <i>Exserohilum rostratum</i> .	80
Photo 6. Technique de production de mutants auxotrophes : les zones de croissance rapide du mycélium sur milieu restrictif MMC (flèches) sont observées au bout de 2 à 4 semaines d'incubation en boîte de Pétri à une température ambiante de 24 à 26 °C.	93
Photo 7. Colonies de <i>Bipolaris oryzae</i> sur milieu minimal (MM) en boîtes de Pétri : A- mycélium normal ; B- mutant auxotrophe (<i>nit</i>).	95
Photo 8. Identification des mutants inhabituels par complémentation des mutants auxotrophes sur milieu minimal (MM) en boîtes de Pétri incubées à 24 à 26°C pendant 5 jours. A et B - les mutants auxotrophes inhabituels sont indiqués par une flèches.	95
Photo 9. Méthode d'identification des groupes de compatibilité végétative : complémentation sur milieu minimal (MM) en boîtes de Pétri entre le testeur et des mutants auxotrophes provenant de différents isolats.	97
Photo 10. Dispositif d'incubation des plantes inoculées avec une suspension de conidies des différents isolats.	105
Photo 11. Symptômes foliaires observés sur le riz 7 jours après inoculation avec de l'eau stérile (1), <i>Bipolaris oryzae</i> (2, 3 et 4). Les isolat CL8 (2) et TS4 (3) proviennent des USA et l'isolat 201-023H (4) provient du Burkina Faso. L'isolat TS4 provient de <i>Leptochloa fascicularis</i> , une graminée adventice du riz (I. OUEDRAOGO).	109

RÉSUMÉ

Une étude sur le comportement de quarante génotypes de riz vis-à-vis de l'helminthosporiose a été conduite dans les périmètres rizicoles de la Vallée du Kou et de Karfiguéla au Burkina Faso, en condition de pression naturelle de la maladie. Les incidences foliaires de l'helminthosporiose ont atteint 26,3% à la Vallée du Kou et 15,5% à Karfiguéla. Les incidences paniculaires de la maladie étaient respectivement de 56,7% et 31,8% et les pertes de rendement de 16,6% et 10,3%. Les hybrides interspécifiques issus de croisements *Oryza sativa* x *O. glaberrima* ont été plus tolérants aux attaques foliaires de l'helminthosporiose que les génotypes intra spécifiques. Il existe une forte corrélation entre l'incidence foliaire de la maladie et les pertes de rendement. L'incidence de la maladie dépend de la température et l'humidité relative de l'air.

L'étude de l'impact de l'helminthosporiose sur la productivité du riz a été conduite en conditions contrôlées. Une variété de riz appartenant à l'espèce *O. sativa* (FKR28) et une variété interspécifique (FKR60N) ont été inoculées avec une souche connue de *Bipolaris oryzae*. Les résultats de l'expérimentation ont montré une réduction de l'émergence et de la hauteur des plantules de 10% et 9,8% respectivement sous l'action du champignon. Le nombre de talles productives le poids de mille grains ont baissé de 2,7% et 11% respectivement. Le champignon a été transmis à 22,4% des grains récoltés.

L'ADN mitochondrial des isolats monospores a été analysé par la méthode du RFLPs. Les résultats obtenus ont révélé une différence phylogénétique entre les isolats de *Bipolaris oryzae* provenant du Burkina Faso et des USA. L'étude en serre sur la pathogénicité d'une collection d'isolats de *Bipolaris oryzae* a montré l'existence d'une variabilité pathogénique au sein des populations du champignon. *Leptochloa fascicularis*, une graminée adventice, constitue un hôte alternatif de *Bipolaris oryzae*. L'agressivité du champignon ne dépend pas de l'origine géographique de l'isolat. L'étude de la compatibilité végétative a révélé une incompatibilité entre les isolats des USA et ceux du Burkina Faso. Ces résultats permettent d'émettre l'hypothèse sur l'existence de niches écologiques du champignon.

Les résultats obtenus confirment l'importance économique de l'helminthosporiose du riz au Burkina Faso.

Mots clés : *Bipolaris oryzae*, variabilité, compatibilité végétative, *Oryza sativa*.

ABSTRACT

A study was conducted using forty rice genotypes at the irrigated rice fields at the Vallée du Kou and Karfiguéla in Burkina Faso. The disease index was higher at the Vallée du Kou as compared to Karfiguéla, with respectively 26.3 % and 15.5% diseased leaf area (LAD). In addition, the course of the epidemics differed in the two locations. The upland hybrids genotypes from crosses of *Oryza sativa* with *O. glaberrima* were more resistant to the brown spot disease than the other genotypes. Panicle incidence of the disease varied from 1.10% to 56.7% at Vallée du Kou, and from 0.7% to 31.8% at Karfiguéla. Yield losses follow the same trend, with up to 16.6% at Vallée du Kou, and up to 10.3% at Karfiguéla ($P=0.0013$). Temperatures below 20 °C and over 40 °C, and air moisture values lower than 40% or higher than 92% were favorable to the infection of the pathogen.

In a greenhouse study, two genotypes of rice were inoculated with a known aggressive isolate of *Bipolaris oryzae*. The results show that the disease affected rice productivity. Seedlings emergency, plant height, and the number of productive tillers as well as the weight of 1000 grains decreased respectively by 10%, 9.8%, 2.7%, and 11%. Inoculation of the the pathogen to rice at the heading stage incited 26.2% and 3.0% respectively of infected panicles and grains, and the fungus was transmitted to 23.4% of the produced seeds.

A collection of single spore fungal isolates of *B. oryzae* was set up from symptomatic rice leaves and panicles from Burkina Faso and USA, as well as from several weed species. Mitochondrial DNA RFLPs analysis distinguished multiple haplotypes among those isolates. The results give an indication on phylogenetic differences between the isolates of *B. oryzae* from the USA and those from Burkina Faso. Pathogenicity tests conducted in the greenhouse revealed differences in aggressiveness among the isolates. A weed species, *Leptochloa fascicularis*, is an alternate host of *B. oryzae*. Vegetative compatibility test indicated genetic diversity among the different isolates and the possible existence of ecological niches of the pathogen. The results of the investigation confirm the economic importance of brown spot in Burkina Faso.

Keywords: *Bipolaris oryzae*, diversity, vegetative compatibility, *Oryza sativa*.

INTRODUCTION

Le riz constitue la deuxième céréale produite au plan mondial après le blé. Il constitue l'aliment de base pour plus de 2,6 milliards de personnes. Il est produit sur 10% des superficies emblavées dans plus de 110 pays (WEBSTER et GUNNELL, 1992). Le continent asiatique assure à lui seul 92% de la production mondiale, suivi du continent américain (5%) et de l'Afrique (3%), la production européenne étant marginale. Cependant, seulement 5 à 6 % de la production mondiale sont vendus sur le marché international, contre 18% pour le blé (FAO, 2006). En 2006, l'Afrique a produit 22 millions de tonnes de riz paddy et a importé 9,4 millions de tonnes de riz usiné (FAO, 2006) pour une valeur monétaire de plus de deux milliards de dollars US.

Au Burkina Faso, le riz occupe la quatrième place parmi les céréales cultivées selon la FAO (2006). La production des différentes spéculations de la campagne 2004-2005 était de 1,5 millions de tonnes pour le sorgho, 880.912 tonnes pour le mil, 594.580 tonnes pour le maïs et 95.494 tonnes pour le riz (ANONYME, 2005) (tableau I). La production moyenne annuelle du riz est estimée à environ 100.000 tonnes de riz paddy, soit environ 70.000 tonnes de riz usiné (ANONYME, 2005). L'importance du riz tient à la demande croissante des consommateurs avec une consommation par habitant/an passant de 4,5 kg en 1960 à 14,8 kg en 1992. Selon la FAO (2006), la consommation par habitant en Afrique était de 68,5 kg/ an en 2006. La production nationale n'arrive pas à satisfaire la demande sans cesse croissante des consommateurs, estimée à environ 180.000 tonnes par an (ANONYME, 2005).

Tableau I : Evolution de la production céréalière du Burkina Faso (en tonnes) entre 2003 et 2005.

Année	Spéculation					
	Sorgho	Mil	Maïs	Riz	Fonio	Total
2004/2005	1 481 212	880 912	594 480	95 168	10 629	3 062 501
2003/2004	1 610 255	1 184 283	665 508	95 494	8 741	3 564 281
Moyenne de 1999 à 2003	1 309 963	971 720	563 465	98 352	12 207	2 955 707

Source : FAO 2006

Le riz est devenu une denrée stratégique dans l'économie burkinabé, vu l'importance des importations pour combler le déficit qui s'élevait à 305.181 tonnes pour une valeur monétaire de 37,8 milliards de FCFA en 2006 (tableau II) selon les données du service des douanes du Burkina Faso. En réponse à cette situation, les autorités politiques ont décidé de développer un programme d'aménagements hydro agricoles devant garantir la production céréalière en général, rizicole en particulier.

Tableau II : Evolution des importations du riz en volume et en valeur de 2000 à 2006.

Année	Volume (tonnes)	Valeur (milliards de FCFA)
2000	91 142	16,442
2001	216 863	28,320
2002	205 841	25,563
2003	320 000	22,5
2004	216 163	24,655
2005	363 871	36,805
2006	305 180	37,809

Source : service des douanes du Burkina Faso

Malgré la disponibilité en terres rizicoles estimées à plus de 300.000 hectares (ANONYME, 2005) et les efforts déployés en vue de promouvoir la riziculture, la production nationale n'arrive pas à satisfaire la demande des consommateurs. La riziculture burkinabé est confrontée à d'énormes contraintes qui limitent son développement. Ces contraintes sont d'ordres pédo-climatique, technique, socio-économique et biotique (ANONYME, 2005) et confèrent à la riziculture burkinabé un caractère de subsistance dans sa grande majorité.

Parmi les contraintes biotiques, les maladies (bactérioses, viroses et maladies cryptogamiques) occupent une place importante. Au Burkina Faso, la pyriculariose a toujours été considérée comme la principale maladie fongique du riz. Cette affection est causée par *Pyricularia oryzae* Cav. dont le téliomorphe est *Magnaporthe grisea* (T.T. Hebert) Yaegashi & Udagawa. Parmi les affections majeures du riz, il faut également mentionner la Marbrure Jaune du Riz ou Rice Yellow Mottle Virus (RYMV) causée par un virus (BAKKER, 1970 ; JOHN *et al.*, 1984 ; TAYLOR *et al.*, 1990) et le flétrissement bactérien ou Bacterial Leaf Blight causé par *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* (ex Ishiyama) Swings *et al.*,. Au niveau mondial, la deuxième plus dévastatrice maladie fongique est l'helminthosporiose du riz (CAB IMI, 1984). Au cours des dernières années, cette affection a connu une importance grandissante au niveau des zones de production rizicole du Burkina Faso (OUEDRAOGO, 2001).

Le présent travail s'inscrit dans le cadre d'une meilleure connaissance de la bio écologie de l'agent causal de l'helminthosporiose du riz, *Bipolaris oryzae* (Breda de Haan) Shoemaker, dont le téliomorphe est *Cochliobolus miyabeanus* (Ito & Kuribayashi) Drechs. ex Dastur.

Ce travail, conduit au Burkina Faso et aux Etats-Unis, a permis d'obtenir des éclairages sur le comportement des variétés de riz utilisées au Burkina Faso vis-à-vis du pathogène et de caractériser le champignon sur les plans moléculaire, génétique et pathogénique.

La présente thèse présente les principaux résultats obtenus. Elle se compose de trois parties principales. La première partie portera sur la revue bibliographique. La seconde partie exposera les essais menés au champ et en serre pour déterminer le comportement des génotypes de riz vis-à-vis de la maladie. Sur la base des résultats de ces expérimentations en conditions naturelles et contrôlées, une étude plus approfondie sur la caractérisation de *Bipolaris oryzae* tant au niveau moléculaire, génétique que pathogénique, sera développée dans la troisième partie avant de donner les principales conclusions et les perspectives.

PREMIÈRE PARTIE :
REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Importance économique de l'helminthosporiose du riz

L'helminthosporiose représente la deuxième maladie fongique par sa distribution et l'importance des dégâts causés après la pyriculariose (CAB IMI, 1984). L'incidence de cette affection se traduit non seulement par la diminution du nombre de talles et de la croissance de la tige, mais également par la réduction du poids et de la qualité du grain (MONDAL *et al.*, 1998 ; HIMANSHU et DAS, 2003). Les dégâts peuvent être aussi importants que ceux constatés au Bengale en Inde, où les pertes de rendement ont atteint de 50 à 90% (OU, 1985) ; cette maladie a été une des principales causes de la famine du Bengale de 1942, famine qui a entraîné la mort de plus de deux millions de personnes. Aux Philippines, de 10 à 58% de fontes de semis dues à des taux élevés d'infection des semences ont été observés (AULAKH *et al.*, 1974). Les pertes de rendement sont estimées entre 16 et 40% en Floride aux Etats-Unis (DATNOFF et LENTINI, 1994). Elles peuvent même atteindre 67% (KOHLS et PERCICH, 1987). Au Nigeria, les pertes de production rizicole dues à l'helminthosporiose se situent entre 12 et 43% (ALUKO, 1975 ; AGU et UKWUEZE, 2002). De nos jours, la maladie y constitue une contrainte majeure de la riziculture.

Au Burkina Faso, l'helminthosporiose a été identifiée pour la première fois en 1978 sur les feuilles et les glumes de riz (SERE, communication personnelle). Suite à l'épiphytie de 1994 dans la Plaine du Sourou, une enquête nationale par le biais de la collecte et de l'analyse sanitaire d'échantillons de semences a permis d'identifier l'helminthosporiose comme une maladie émergente du riz au Burkina Faso. Cette analyse sanitaire a révélé la présence du champignon responsable de la maladie dans toutes les zones de production rizicole. L'importance de la maladie varie selon les régions, avec une prévalence de près de 100% d'échantillons infestés et une incidence allant jusqu'à 78% de grains infectés dans la plaine du Sourou. L'infection a entraîné une baisse du taux de germination allant de 23% à plus de 60% (OUEDRAOGO, 2001). Cette diversité spatiale de l'incidence de la maladie pourrait être l'expression d'une diversité génétique au sein des populations du champignon.

Les études conduites sur des isolats provenant des principales zones de production rizicole du Burkina Faso ont révélé une variabilité phénotypique au sein des populations du champignon. Il est important d'évaluer cette diversité au plan national dans l'optique de la mise au point d'une méthode de lutte basée sur la résistance variétale. Malheureusement, il existe très peu d'informations sur les populations locales du champignon et l'impact réel de l'helminthosporiose sur la productivité du riz. Dans le contexte actuel d'intensification accélérée de la production rizicole, synonyme le plus souvent de problèmes phytosanitaires aggravés, il est urgent de mener

des investigations sur cette problématique pour mettre en place une stratégie de lutte intégrée qui prenne en compte la préservation de l'environnement.

2. Caractérisation de *Bipolaris oryzae*, agent causal de l'helminthosporiose du riz

2.1. Description

2.1.1. Systématique

Le champignon responsable de l'helminthosporiose du riz appartient à la subdivision *Ascomycotyna*, à la classe des *Loculoascomycetes*, à l'ordre des *Pleosporales*, à la famille des *Pleosporaceae* et au genre *Cochliobolus*. Le champignon porte à ce jour l'appellation de *Cochliobolus miyabeanus* (Ito et Kuribayashi) Drechsler ex Dastur (AGRIOS, 1988). L'anamorphe du champignon est *Bipolaris oryzae* (Breda de Haan) Shoem. Il appartient à la subdivision des *Deuteromycotina*, à la classe des *Hyphomycetes*, à la sous-classe des *Dematiaceae*, à l'ordre des *Hyphales (Moniliales)*, à la famille des *Moniliaceae* et au genre *Bipolaris* (ELLIS, 1971).

2.1.2. Morphologie

Les colonies conidiales de *Bipolaris oryzae* champignon croissent rapidement en s'étalant, et sont de couleur grise à gris- sombre, avec un liseré ondulé. Le mycélium aérien est duveteux, fin, cotonneux. Les conidiophores sont individuels ou en petits groupes, droits ou flexueux et atteignent 600µm de long et 4-8µm d'épaisseur. Les conidies sont en général incurvées, cymbiformes, fusoides ou plus larges à leur base. Elles sont occasionnellement presque cylindriques, de couleur pâle à légèrement brun argenté, lisses, avec 3 à 14 double cloisons. Les conidies mesurent 63-153µm x 14-22µm, ont un hile minuscule sombre ou clair, souvent proéminent, légèrement papillé. Les conidies formées sur les glumes et en culture sur milieu paille de blé sous lumière proche de l'ultraviolet sont en général plus grandes et plus sombres que celles formées sur les feuilles de riz. Les cellules terminales des conidies s'enflent parfois pour donner une vésicule plus ou moins arrondie à partir de laquelle émergent les tubes germinatifs.

2.1.3. Symptômes de l'helminthosporiose

Les symptômes les plus évidents de la maladie se trouvent sur les feuilles et sur les glumes. Ils peuvent aussi apparaître sur le coléoptile, les gaines foliaires, le rachis paniculaire et, plus rarement, sur les racines de jeunes plantes et sur les tiges. Les symptômes typiques sur les feuilles sont des lésions ovales, de la taille d'un grain de sésame (OU, 1985). Elles sont relativement uniformes et régulièrement réparties sur le limbe foliaire (photo 1). Elles sont brunes, avec un centre gris ou blanchâtre lorsqu'elles sont bien développées. Les lésions jeunes sont petites et circulaires et peuvent ressembler à des points de couleur brun- sombre ou brun- violacé. Sur les variétés sensibles, les lésions sont plus grandes et atteignent 1cm de longueur et plus. Elles peuvent entrer en coalescence et provoquer la sénescence de la feuille. Les lésions noires ou brun- sombre apparaissent

sur les glumes et, dans les cas sévères, elles peuvent couvrir la majeure partie ou toute la surface de la glume. Le champignon peut pénétrer les glumes et provoquer des lésions noirâtres au niveau de l'endosperme. Le coléoptile peut être infecté à partir de semences malades. Les lésions sont petites, brunes, rondes à ovales. Les jeunes racines peuvent aussi être infectées et montrer des lésions noirâtres. Les nœuds et les entre-nœuds sont rarement infectés (LEE, 1992).



Photo 1. Symptômes d'une attaque sévère de l'helminthosporiose du riz ; les lésions uniformément réparties sur le limbe foliaire sont indiquées par une flèche (KABORE K.B.).

2.1.4. Bio écologie

L'espèce *Bipolaris oryzae* est hétérothallique. La forme parfaite du champignon est obtenue par appariement de thalles de signes opposés sur milieu agar de Sach contenant de la paille de riz stérilisée. Pour obtenir cette forme, l'incubation dure de 25 à 30 jours à une température de 20 à 24 °C (UEYAMA, *et al.*, 1973), aboutissant à la formation d'un périthèce (photo 2).

Le champignon s'adapte à une gamme élargie de températures, avec cependant un optimum de 27 à 30 °C pour la croissance mycélienne et de 25 à 30 °C pour la germination des spores. Selon OU (1985), l'optimum se situe à 28 °C, avec un pH allant de 8,6 à 8,8. La température minimale de la croissance mycélienne est de 16 °C, tandis que la température maximale est de 40 °C. La mélanine joue un rôle important dans la protection du champignon contre les différents stress de l'environnement, incluant l'action des fongicides. La production de la mélanine est favorisée par les rayonnements proches de l'ultraviolet (KIHARA *et al.*, 2004, 2007). Les gènes codant cette substance ont été identifiés et étudiés par plusieurs chercheurs (MORIWAKI *et al.*, 2006, 2007).

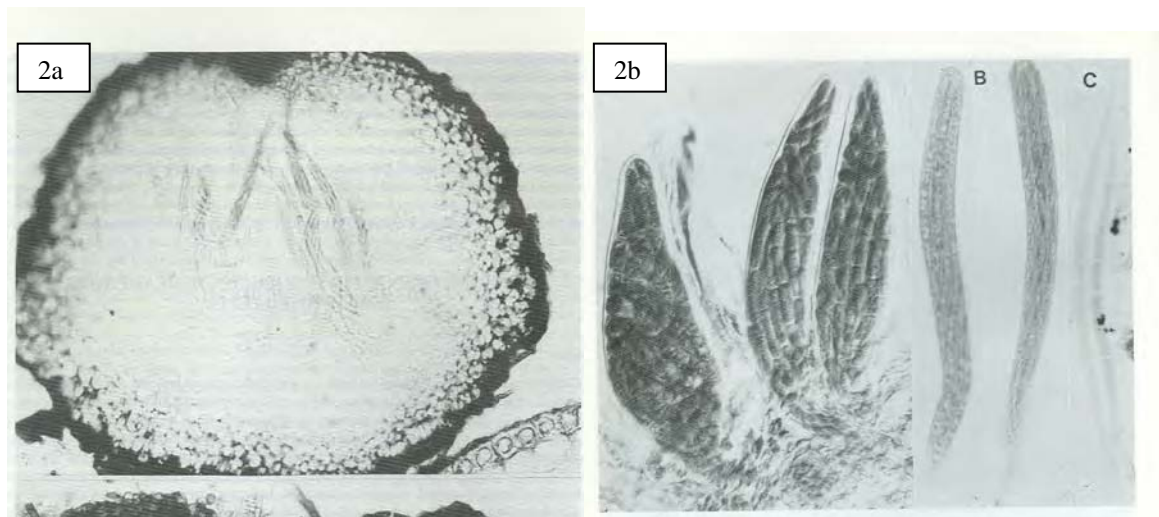


Photo 2. Périthèce (2a) et asques (2b) de *Cochliobolus miyabeanus* (Source : SIVANESAN, 1987)

Le mycélium de *B. oryzae* se rencontre dans les téguments, le péricarpe, les glumelles et l'endosperme (AGARWAL *et al.*, 1994). La semence infectée représente la principale source d'inoculum primaire, même si elle ne donne pas nécessairement lieu à une plante infectée. Cependant, le taux de transmission du champignon du grain à la jeune plante peut atteindre 80% (AULAKH *et al.*, 1974), donnant lieu à des lésions nécrotiques sur les racelles et le coléoptile. L'infection primaire peut provenir également du sol.

L'infection se fait par pénétration directe de l'épiderme ou par les stomates. La conidie germe par les cellules basale et apicale. Elle émet un tube couvert par une substance mucilagineuse adhésive et terminé par un appressorium. Ce dernier émet des papilles qui pénètrent directement dans les cellules de la plante hôte à travers l'épiderme. En conditions optimales, les conidiophores apparaissent au niveau des lésions au bout de 5-14 heures. Le mycélium peut également se développer sur ces lésions (dimensions : 2 mm x 1 mm) et produire des conidies qui provoqueront des infections secondaires (OU, 1985). Ces conidies sont transportées surtout par l'air. L'infection a lieu à une température de 20 à 30 °C. Elle est favorisée par la présence d'eau libre à la surface des plantes ou seulement quand l'humidité relative de l'air dépasse 89%. La sévérité de l'infection augmente avec la baisse de la température minimale (MINNATULLAH et SATTAR, 2002). Elle est favorisée également par le stress hydrique. La formation des lésions est effective pour les longueurs d'onde comprises entre 400 et 700 nm (ARASE *et al.*, 2000).

Dans la nature, il y a peu d'hôtes alternatifs identifiés en dehors du riz sauvage *Zizania aquatica*. Par contre, 23 genres de graminées parmi lesquels *Cynodon* et *Digitaria*, très fréquents dans les zones rizicoles, ont été infectés par inoculation artificielle (OU, 1985); le champignon a été identifié sur des peuplements sauvages du panic raide (*Panicum virgatum*) dans l'état du Dakota du Nord aux USA (KRUPINSKY *et al.*, 2004).

Les mauvaises conditions du sol favorisent l'attaque du riz par le champignon. Il s'agit de la carence ou de l'excès d'azote, de la présence de sulfure d'hydrogène (milieu peu aéré), de la carence en potassium. Le silicium stimulerait le système de défense de la plante en favorisant la production de substances phénoliques qui ont des propriétés antifongiques (DATNOFF et DEREN, 1997) tandis que le calcium favoriserait le développement de l'appressorium par son action inhibitrice de la putrescine, protéine de défense du riz (AHN et SUH, 2007). PHELPS et SHAND (1995) ont démontré l'interaction entre la carence en phosphore et l'incidence foliaire de la maladie. L'absence de fertilisation rend le riz plus sensible aux attaques du champignon (SINGH *et al.*, 2002). Ces paramètres peuvent être utilisés dans l'évaluation de la résistance variétale. Il en est de même de certains éléments de l'anatomie et de la physiologie du riz, notamment de l'épaisseur de l'épiderme, du temps d'ouverture des stomates, etc.

Les conditions favorables au développement de l'helminthosporiose sont le plus souvent réunies dans les zones de production rizicole du Burkina Faso (GUINKO, 1984). La qualité souvent médiocre de la semence (OUEDRAOGO, 2001), les problèmes de fertilité des sols, la présence des adventices dans les parcelles (TRAORE *et al.*, 1999), le non respect des calendriers culturaux et des itinéraires techniques de la production du riz (fertilisation, protection phytosanitaire, etc.) font de cette affection une menace sérieuse pour la riziculture burkinabé.

2.2. Phylogénie

Le nom générique *Helminthosporium* a été à l'origine proposé comme "*Helmsporium*" par LINK en 1809 et fut changé en *Helminthosporium* par PEARSON en 1822, nom conservé jusqu'à nos jours (SIVANESAN, 1987). Les espèces graminicoles de *Helminthosporium* ont été regroupées par NISIKADO en 1929 en deux sous-genres sur la base de la morphologie et de la germination des conidies. Les espèces dont les conidies sont droites, cylindriques et germent en émettant des tubes germinatifs à partir de n'importe quelle cellule de la conidie ont été placées dans le sous-genre *Cylindro-Helminthosporium*. Celles dont les conidies sont fusoïdes, souvent incurvées, avec une germination bipolaire, ont été regroupées dans le sous-genre *Eu-Helminthosporium* (SIVANESAN, 1987). La germination bipolaire des conidies varie avec l'âge et le type de milieu de culture (DELA PAZ *et al.*, 2006). Le sous-genre *Cylindro-Helminthosporium* a été élevé au rang de genre en tant que *Drechslera* (OU, 1985). Les espèces de ce genre sont souvent associées à des téliomorphes du type *Pyrenophora* (SIVANESAN, 1987). Le sous-genre *Eu-Helminthosporium* est devenu le genre *Bipolaris*, avec comme forme parfaite le genre *Cochliobolus*.

Des caractères additionnels tels que le point d'origine et la direction de la croissance des tubes germinatifs des conidies à partir des cellules terminales, l'ontogénèse et la couleur des cloisons, ont été proposées pour différencier *Bipolaris* de *Drechslera*. Il en est de même de la nature du hile conidial qui, non seulement permet une distinction entre les genres *Drechslera* et *Bipolaris*, mais

aussi a permis la création d'un nouveau genre, *Exserohilum*. Ce genre se caractérise par un hile conidial distinctement protubérant. La forme parfaite correspondante est *Setosphaeria*. Ainsi, la séparation du complexe *Drechslera* en *Bipolaris*, *Drechslera* et *Exserohilum* est confortée par leurs téliomorphes distincts qui sont *Cochliobolus*, *Pyrenophora* et *Setosphaeria*. Ainsi, la structure du hile prend une grande importance en tant que caractère de prédiction pour les téliomorphes. Par ailleurs, les téliomorphes du genre *Cochliobolus* sont communs aux anamorphes des genres *Bipolaris* et *Curvularia*. Cela a amené des espèces de *Curvularia*, avec ou sans hile protubérant, à être rattachées au genre *Cochliobolus* (OU, 1985).

Plusieurs auteurs considèrent les genres *Curvularia* et *Bipolaris* comme étant identiques. En effet, *Bipolaris* et *Curvularia* sont identiques sur un plan morphologique. Leur différence se situe seulement au niveau de la morphologie des conidies: la taille des conidies, le nombre de cloisons, la forme des conidies (droite ou incurvée) et enfin la présence ou l'absence de cellule enflée de manière disproportionnée au niveau de la conidie (SIVANESAN, 1987).

L'ensemble de ces genres regroupe des espèces de champignons très proches au plan morphologique qui co existent dans une même écologie rizicole et affectent le riz de manière différenciée (OU, 1985). La classification des espèces sur la base morphologique n'est pas unanimement acceptée par les chercheurs du fait de l'inconstance de certains caractères descriptifs (ALCORN, 1988). Des marqueurs moléculaires ont été utilisés par certains auteurs pour étudier la phylogénie de ces espèces (BAKONYI *et al.*, 1995 ; ABADI *et al.*, 1996). Il est utile de mener ce type d'études au niveau des populations existant au Burkina Faso et dans la sous région ouest africaine qui constitue une zone de diversification génétique du riz avec l'espèce africaine de riz *Oryza glaberrima*. Une meilleure connaissance des spécificités de ces populations est un élément fondamental de la mise au point de méthode de lutte basée sur l'utilisation de la résistance variétale contre l'helminthosporiose du riz.

2.3. Variabilité du champignon

La variabilité au sein des populations du champignon se situe tout d'abord sur le plan morphologique avec l'existence de souches qui diffèrent par leur morphologie, leurs caractères culturels, leur physiologie et leur sporulation (SIVANESAN, 1987 ; OUEDRAOGO, 2001).

La variabilité pathogénique a été étudiée de manière directe (VORRAURAI et GIATONG, 1971) et indirecte par le biais des métabolites relatifs au processus de la pathogénèse (SIVANESAN, 1987). Ainsi, de nombreuses études menées sur l'activité des systèmes enzymatiques de *C. miyabeanus* en relation avec la pathogénèse ont mis en évidence la production par le champignon de toxines telles que la cochlioboline et la lutéoleersine. Ces

substances font partie des phytoalexines, un groupe de composés liés au système de défense du riz aux attaques des champignons (SONG et GOODMAN, 2001). La cochlioboline a une action toxique sur les jeunes plantes de riz et une action inhibitrice de la croissance des racines et du coléoptile (OU, 1985). Un autre terpénoïde, l'ophioboline, est produit par les espèces du genre *Bipolaris*. L'effet toxique de cette substance sur les racines, le coléoptile et la feuille de riz a également été mis en évidence (CHOONG *et al.*, 1998). C'est une toxine qui n'est pas spécifique à l'hôte, contrairement à la victorine produite par *C. victoriae*. Des enzymes divers ont également été mis en évidence dans les filtrats de cultures du champignon : enzyme pectique, cellulase, xylanase (OU, 1985). Les composés phénoliques qui sont produits par la plante en réaction à l'infection semblent être en relation avec la résistance à la maladie (SONG et GOODMAN, 2001). Selon TRIVEDI et SHINA (1978), la biosynthèse des composés fongitoxiques débute 6 heures après l'inoculation des plantes, avec un maximum au bout de 72 heures. L'étude des réactions à l'action de ces substances a permis d'aboutir à l'existence de mécanismes distincts de défense du riz vis-à-vis de *C. miyabeanus* et de *M. grisea* ; (AHN *et al.*, 2005 ; MAHMOOD *et al.*, 2007).

En dépit de toutes ces spécificités, l'existence de races du champignon n'est pas unanimement acceptée par les chercheurs en l'absence de relation hôte parasite du type gène pour gène (OU, 1985). La pathogénicité est très variable, allant de souches extrêmement agressives à des souches très peu agressives. Contrairement à *Pyricularia oryzae*, le champignon responsable de la pyriculariose du riz, la variabilité pathogénique de *Bipolaris oryzae* ainsi que le déterminisme génétique de la résistance ont été peu étudiés (CORREA-VICTORIA et ZEIGLER, 1993 ; ROUMEN *et al.*, 1997). Si, pour certains auteurs, la résistance est un caractère dominant, d'autres par contre ont trouvé des indications contraires allant vers un caractère plutôt récessif, avec l'implication possible de plusieurs gènes (PRASAD *et al.*, 1998).

L'helminthosporiose étant une maladie émergente au Burkina Faso et aux USA, peu de travaux ont été conduits dans ces deux pays en relation avec l'existence de races du champignon responsable. L'identification du spectre de virulence de l'agent causal est le passage obligé pour un travail de criblage de génotypes de riz pour la résistance à la maladie.

3. Perspectives de lutte contre l'helminthosporiose du riz au Burkina Faso

Il existe de nombreuses approches de lutte incluant les méthodes de lutte culturale, chimique, variétale et même biologique. Cependant, leur mise œuvre n'est pas toujours aisée. Cela a surtout favorisé l'utilisation des fongicides en l'absence de génotypes dont la résistance au champignon est établie.

La méthode de lutte culturale basée sur des conditions appropriées de fertilisation, de gestion de l'eau et d'amendement des sols, contribue à réduire la sévérité de la maladie. Ainsi, l'amendement des sols en silicium est un moyen efficace de réduction de l'incidence de la maladie (RODRIGUES et DATNOFF, 2005). Selon ces auteurs, le silicium favoriserait l'accumulation des phytoalexines et des composés phénoliques et jouerait un rôle important dans la synthèse des protéines liées au mécanisme de résistance de la plante aux attaques du parasite. Les pratiques en cours dans les zones de production rizicole du Burkina Faso, principalement dans les bas-fonds, ne sont pas de nature à valoriser cette approche de lutte. En effet, les bas-fonds rizicoles sont caractérisés par un très faible niveau d'intensification (utilisation de semences de qualité médiocre, apport de fertilisants en quantité et en qualité insuffisantes, mauvais entretien de la culture, etc.), prédisposant le riz aux attaques de l'helminthosporiose comme cela est ressorti des enquêtes menées dans ces sites de production rizicole (OUEDRAOGO, 2001). Sur les périmètres irrigués, les contraintes se situent au niveau de la qualité des sols souvent inadaptés à la riziculture (plaine du Sourou).

La lutte chimique constitue une solution à court terme contre les attaques du champignon. La désinfection des semences est efficace. Ainsi, l'association de carboxine et de thirame a permis d'éliminer de 97 à 100% des germes de *B. oryzae* et *Phoma sorghina* au Brésil (PRABHU et VIEIRA, 1989; SHAH et MARIAPPAN, 1992). L'efficacité du Dithane M45 (thirame) et du Benlate (bénomyl) en traitement des semences a été démontrée par AGU et UKWUEZE (2002). Il en est de même de nouveaux fongicides tels que la Panocline et le Panorama (SHAH et MARIAPPAN, 1992). Le tebuconazole utilisé en pulvérisation foliaire à la dose de 187,5 g m.a. /ha permet de contrôler les attaques foliaires (GOULART et PEREIRA, 1992). Au champ, l'application en pulvérisation foliaire de fongicides tels que l'édifenphos, le tricyclazole, le thiabendazole, le thiophanate-méthyl et le benomyl permet de réduire les dégâts (SERGHAT *et al.*, 2004). Au Burkina Faso, les fongicides disponibles sont utilisés principalement contre le champignon responsable de la pyriculariose. L'identification de fongicides efficaces contre l'helminthosporiose constitue une priorité dans l'objectif d'une intervention rapide en cas d'épiphytie. Il faut cependant redouter, à l'instar de l'agent causal de la pyriculariose, l'apparition de phénomènes de résistance de *B. région* aux fongicides, dans les cas de leur utilisation à grande échelle. Dans cette optique, l'utilisation d'autres méthodes de lutte, notamment l'utilisation d'extraits de plantes telles que *Ocimum sanctum*, *Nycanthes arbortristis*, *Citrus lemon*, *Azadirachta indica*, *Securidaca longepedunculata* et *Portulaca olearcea*, qui ont montré une action inhibitrice de la croissance *in vitro* de *Bipolaris région* (TEWARI et NAYAK, 1991 ; KABORE *et al.*, 2007), peut constituer une alternative à la lutte chimique classique.

L'utilisation de variétés tolérantes est recommandée quand cela est possible. De nombreux travaux ont permis de mettre au point des variétés possédant un bon niveau de résistance à la maladie

(SAIFULLA, 1993 ; PAYASI, 2001 ; RAI *et al.*, 2004). Selon PRASAD *et al.* (1998), la résistance du riz à l'helminthosporiose serait gouvernée par deux paires de gènes récessifs. L'identification des sources de résistance est faite par le biais de techniques d'inoculation artificielle avec une suspension de conidies ou de mycélium (OU, 1985; MASSOLA et BEDENDO, 1996 ; 1998 ; LEUNG *et al.*, 2003). L'utilisation de techniques basées sur la biologie moléculaire permet d'isoler et de caractériser les gènes de résistance qui peuvent être introgressés dans des cultivars prometteurs (ILAG *et al.*, 2000). Cette technique peut être utilisée dans un schéma d'amélioration de la résistance de variétés performantes populaires, pour une plus grande durabilité de la protection du riz ainsi que de son environnement.

Cette revue bibliographique permet de conclure à l'importance de la menace que représente l'helminthosporiose pour la production rizicole au Burkina Faso. En effet, la riziculture burkinabé réunit les conditions favorables au développement de l'helminthosporiose. Les bas-fonds rizicoles qui représentent le plus grand potentiel d'accroissement de la production globale utilisent peu d'intrants. En plus de la maîtrise de l'eau, l'intensification de la production dans ces bas-fonds requiert l'utilisation de variétés tolérantes aux maladies en général, à l'helminthosporiose en particulier. Cependant, les variétés vulgarisées n'ont pas été sélectionnées pour la résistance à l'helminthosporiose. A l'instar de l'approche adoptée pour le Virus de la Marbrure Jaune du Riz, l'espèce de riz *O. glaberrima* pourrait constituer une source importante de gènes de résistance à l'helminthosporiose.

4. Hypothèses de travail

Contrairement à *Pyricularia oryzae*, l'agent causal de la pyriculariose du riz, le champignon responsable de l'helminthosporiose du riz n'a pas connu un grand intérêt au niveau de la recherche nationale. Il en résulte des zones d'ombre au niveau des connaissances nécessaires à l'élaboration d'une stratégie de lutte durable et soucieuse de la préservation de l'environnement. Cela nous amène à formuler les hypothèses de travail suivantes:

- L'helminthosporiose ou maladie des tâches brunes est une maladie importante pour la riziculture au Burkina Faso.

- Dans le processus d'évolution, la barrière des espèces est effective entre *Bipolaris oryzae* et d'autres espèces de champignons proches au plan systématique (*Drechslera* et *Exserohilum*) qui cohabitent dans un même écosystème rizicole.

- Le facteur écologique joue un rôle important dans la diversification de l'espèce *Bipolaris oryzae*.

- Il existe une relation entre les caractères phénotypique, pathogénique et génétique de *Bipolaris oryzae*.

5. Objectifs de l'étude

Notre étude a eu pour contexte le Burkina Faso et les Etats-Unis d'Amérique. Elle a pour objectif stratégique la mise au point d'une approche intégrée de la protection du riz contre l'helminthosporiose au Burkina Faso. Pour réaliser celui-ci, trois objectifs spécifiques ont fait l'objet d'investigations. Ce sont :

- l'étude du comportement de différents génotypes de riz en conditions de pression naturelle de maladie ; elle consistera à mesurer l'incidence de la maladie sur le riz et à identifier des sources possibles de résistance à l'helminthosporiose ;

- l'évaluation plus fine de l'impact de la maladie sur la productivité du riz par une étude en conditions contrôlées;

- l'étude de la diversité moléculaire, génétique et pathogénique au sein des populations de *Bipolaris oryzae*, l'agent causal de l'helminthosporiose. Celle-ci visera à établir la phylogénie au sein et entre les isolats de *Bipolaris oryzae* et d'autres espèces de champignons apparentées d'une part, à établir les corrélations entre diversité moléculaire, compatibilité végétative et variabilité pathogénique au sein des populations de ces espèces de l'autre.

DEUXIEME PARTIE :

**ETUDE DU COMPORTEMENT DE QUELQUES
GENOTYPES DE RIZ (*ORYZA SATIVA* L.)
VIS-A-VIS DE L'HELMINTHOSPORIOSE EN
CONDITIONS NATURELLES ET CONTRÔLEES**

CHAPITRE I.

EVALUATION AU CHAMP EN CONDITIONS DE PRESSION NATURELLE DE MALADIE

1.1. MILIEU DE L'ETUDE

1.1.1. Climat, végétation et sols

L'étude a été conduite au Burkina Faso, pays enclavé au cœur de l'Afrique Occidentale. Il est situé entre les isohyètes 1200 mm au Sud et 400 mm au Nord. Il couvre une partie de la zone soudano sahéenne, avec un climat de type sud soudanien à sahéen du Sud au Nord et une saison des pluies de 3 à 6 mois, selon les zones climatiques rencontrées du Nord au Sud. Selon certains auteurs (GUINKO, 1984; FONTES *et al.*, 1994), on distingue trois zones bio climatiques : la zone sahéenne avec une pluviométrie inférieure à 600 mm /an, la zone soudano sahéenne avec une pluviométrie de 600 à 900 mm /an et la zone soudanienne, où la pluviométrie est comprise entre 900 et 1100 mm. La pluviométrie est caractérisée par une grande variabilité spatio-temporelle. Les températures varient en moyenne entre 16 et 40 °C. L' harmattan, vent sec dominant et soufflant en saison sèche, entraîne une baisse très forte de l'humidité relative de l'air. L'évaporation potentielle atteint 12 mm /jour. Tous ces facteurs ont pour corollaire une influence négative sur les productions végétales. L'étude a concerné deux sites : les périmètres irrigués de la Vallée du Kou et de Karfiguéla (figure 1).

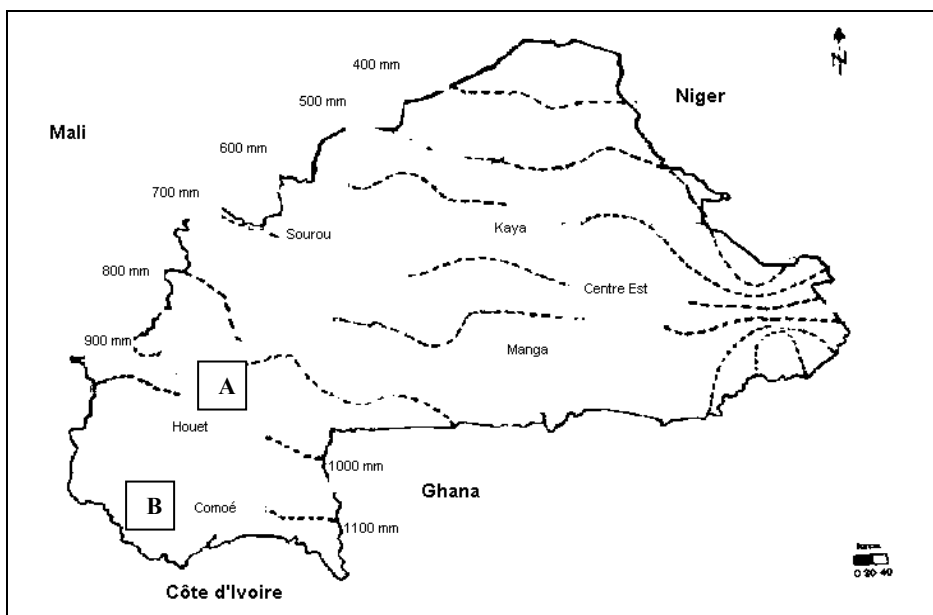


Figure 1. Sites de l'expérimentation au champ sur le comportement de génotypes de riz vis-à-vis de l'helminthosporiose : A – Vallée du Kou ; B - Karfiguéla.

Le périmètre irrigué de la Vallée du Kou est situé à environ 30 km de Bobo-Dioulasso sur la Route Nationale N°9 Bobo- Dioulasso – frontière du Mali. Ce périmètre, qui couvre une superficie de 1.260 ha, a été mis en valeur depuis 1970. L'eau est amenée aux parcelles par simple gravitation (NEBIE, 1995). Deux campagnes de riz sont réalisées chaque année, dont l'une en saison humide et l'autre en saison sèche. Le maïs vient en rotation du riz en saison sèche de février à avril sur certaines parties du périmètre qui connaissent des problèmes d'eau. La phytogéographie décrite par GUINKO (1984) classe la Vallée du Kou dans le secteur soudanien méridional. Les espèces boisées rencontrées sont : *Parkia biglobosa*, *Detarium microcarpum*, *Sclerocarya birrea*, *Vitellaria paradoxa*, *Pilostigma thonningii*, *Butyrospermum parkii*, *Tamarindus indica*. Le tapis herbacé est composé d'espèces telles que : *Andropogon gayanus*, *Pennisetum pedicellatum*, *Eragrostis tremula* (GUINKO, 1984). Les sols de la Vallée du Kou ont été recensés comme ferrugineux tropicaux, très hydromorphes par endroits, de texture limono sableuse à argilo limoneuse. Ils sont marqués par un lessivage actif des éléments nutritifs, causant parfois des problèmes de fertilité (NEBIE, 1995). Ce sont des sols acides à pH en eau variant entre 5,5 et 6,5 avec une concentration en bases échangeables relativement élevée.

Le périmètre irrigué de Karfiguéla est situé à une dizaine de kilomètres au Nord-ouest de Banfora. Il a une superficie de 332 ha exploités par environ 400 producteurs répartis dans 4 villages (Nafona, Tingréla, Limbroudougou et Karfiguéla). L'irrigation est faite par gravité à partir des Cascades de la Comoé et permet de réaliser deux campagnes de production de riz par an (ANONYME, 2005). La végétation type de la région de Banfora est la savane herbeuse et arborée. Le palmier rônier (*Borassus aethiopum*), le karité (*Vitellaria paradoxa*) et le néré (*Parkia biglobosa*) sont les essences dominantes parfois associées aux espèces arbustives. Les sols du périmètre irrigué de Karfiguéla sont généralement sableux. Les analyses ont montré que seulement 44% de la surface aménagée ont une vocation rizicole (COULIDIATY, 1983). Elles ont également permis de distinguer trois types de profils :

- sols sableux : 46% des sols avec un pH de 4,3 ;
- sols argileux : 10% des sols avec un pH de 5,8 ;
- sols limoneux : 44% des sols avec un pH de 7,3.

1.1.2. Précipitations

Les relevés climatiques au cours des expérimentations à la Vallée du Kou indiquent que l'année 2003 a été particulièrement arrosée, avec une pluviométrie annuelle atteignant 1.098,0 mm pour 85 jours de pluie, dépassant ainsi le record de l'année 2000 (figure 2). Durant la saison humide de mai à octobre, la pluviométrie la plus élevée a été relevée en août, avec 314,8 mm pour 19 jours de pluie (figure 4). Sur le site de Karfiguéla, l'année 2003 a connu un cumul

pluviométrique annuel de 1.226 mm pour 98 jours de pluie. Cette pluviométrie est proche du record de l'année 2000. Au cours de la saison humide (mai - octobre), le mois d'août a été le plus arrosé, avec une hauteur d'eau moyenne de 342,1 mm d'eau et 22 jours de pluie (figure 5). La hauteur d'eau la plus élevée a été enregistrée durant la 2^{ème} décade du même mois, soit 175,1 mm. Durant cette période, les hauteurs de pluies enregistrées par mois ont toutes été supérieures à 100 mm et on a observé plus de 10 jours de pluie/mois (figures 3 et 5).

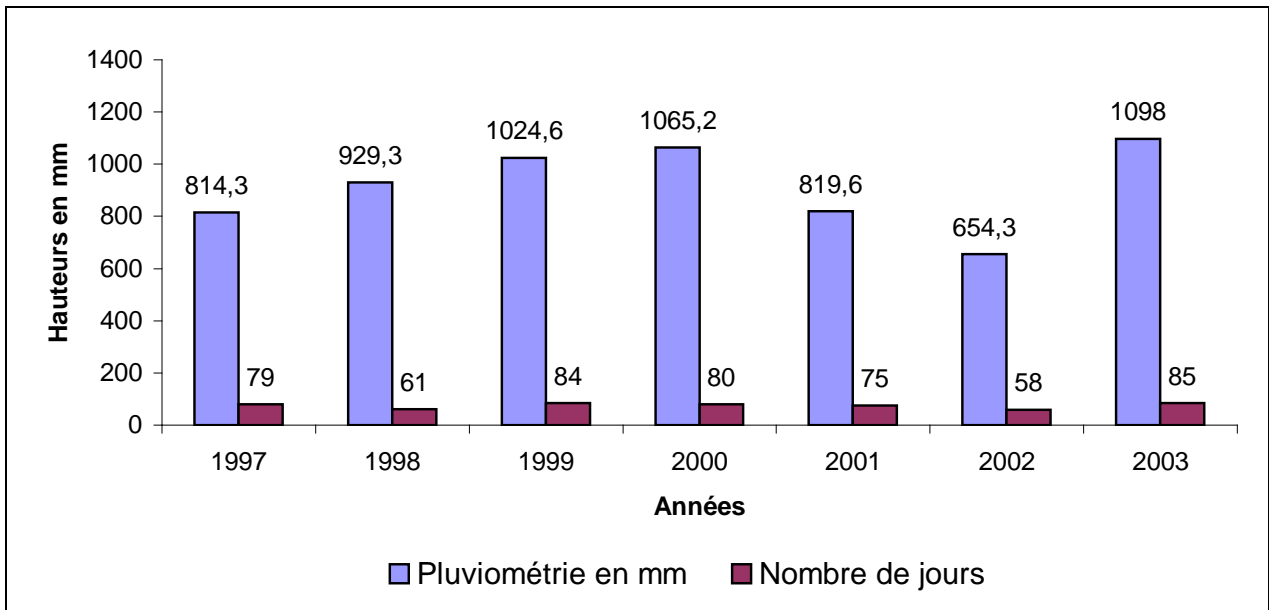


Figure 2 : Evolution de la pluviométrie sur le périmètre de la Vallée du Kou de 1997 à 2003 (hauteur moyenne d'eau et nombre de jours de pluie par année). Source : Service météorologique de l'antenne INERA de Bama.

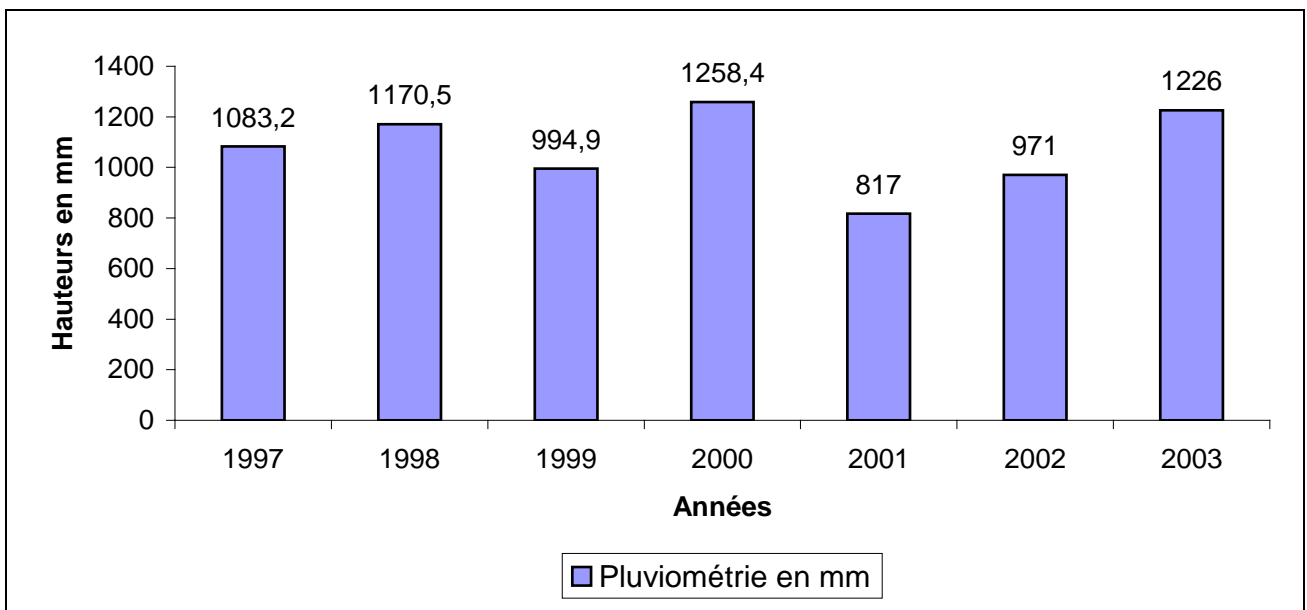


Figure 3 : Evolution de la pluviométrie sur le périmètre de Karfiguéla de 1997 à 2003 (hauteur moyenne d'eau). Source : Service météorologique de la SN-SOSUCO (Banfora).

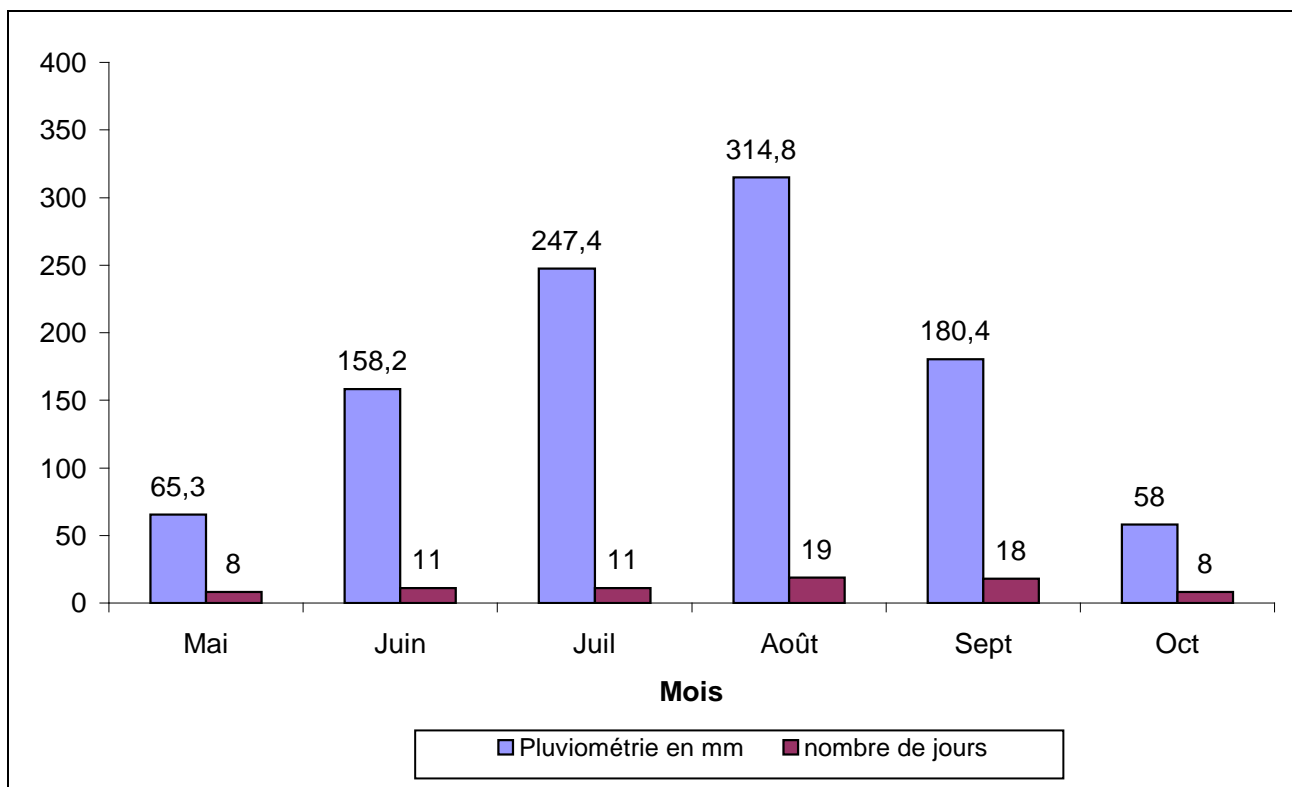


Figure 4 : Evolution de la pluviométrie mensuelle sur le périmètre de la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003 (mai à octobre). Source : Service météorologique de l'antenne INERA de Bama.

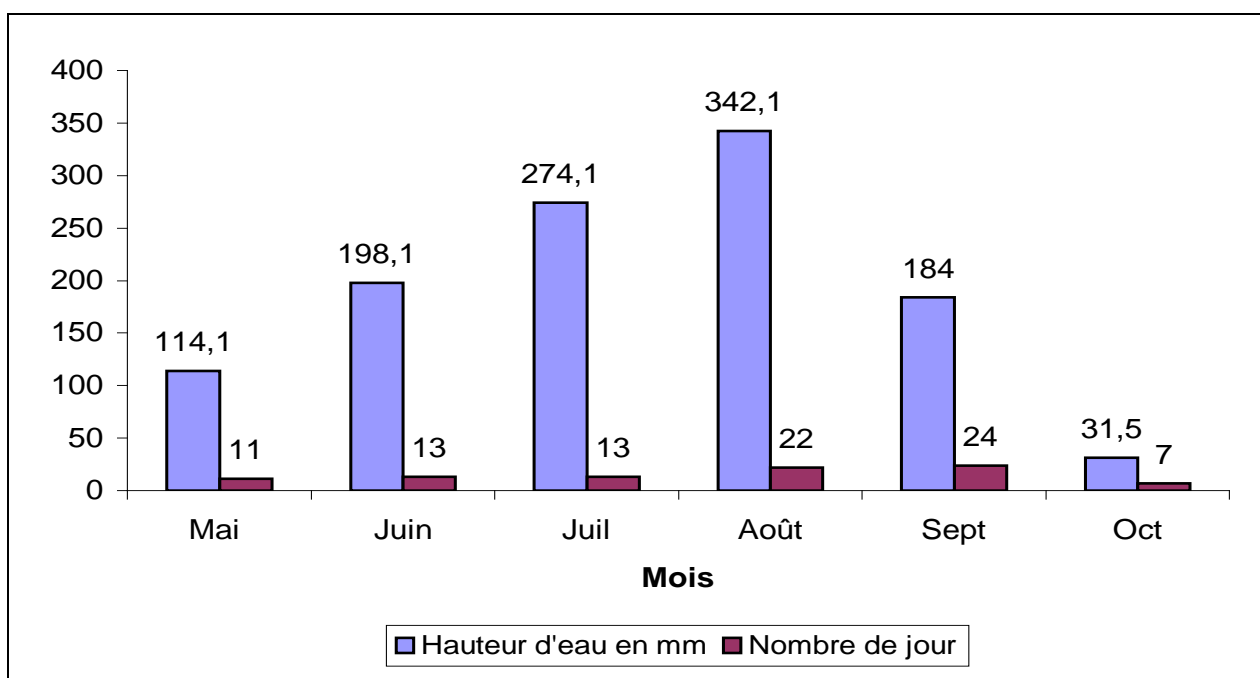


Figure 5 : Evolution de la pluviométrie mensuelle sur le périmètre de Karfiguéla au cours de la saison humide 2003 (mai à octobre). Source : Service météorologique de la SN-SOSUCO (Banfora).

1.1.3. Insolation

L'insolation décadaire est restée supérieure à 50 heures durant cette période, avec des maxima de plus de 90 heures pendant les 1^{ères} décades de juillet et d'octobre à la Vallée du Kou. L'insolation, avec une durée moyenne journalière supérieure à 5 heures, a été relativement faible. Cette faiblesse de l'ensoleillement peut constituer un facteur favorable au développement de la maladie au champ, avec la persistance de l'humidité au niveau des feuilles de riz (figure 6). A Karfiguéla, l'insolation enregistrée durant cette même période indique 105,5 au cours de la 3^{ème} décade d'octobre comme la plu forte valeur observée (figure 7).

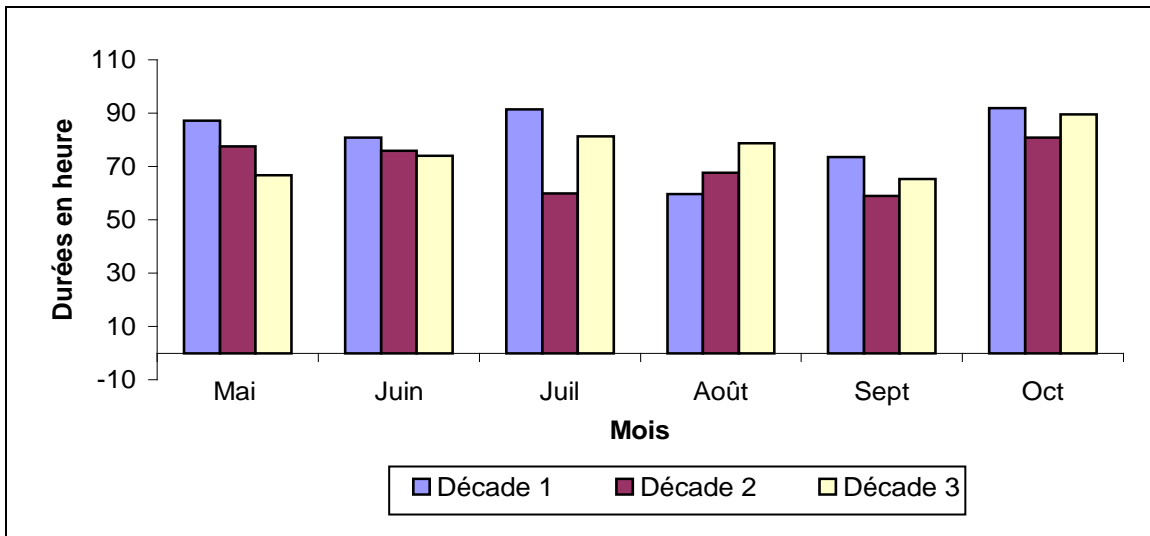


Figure 6 : Durée de l'insolation décadaire à la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003 (mai à octobre). Source : Service météorologique de l'antenne INERA de Bama.

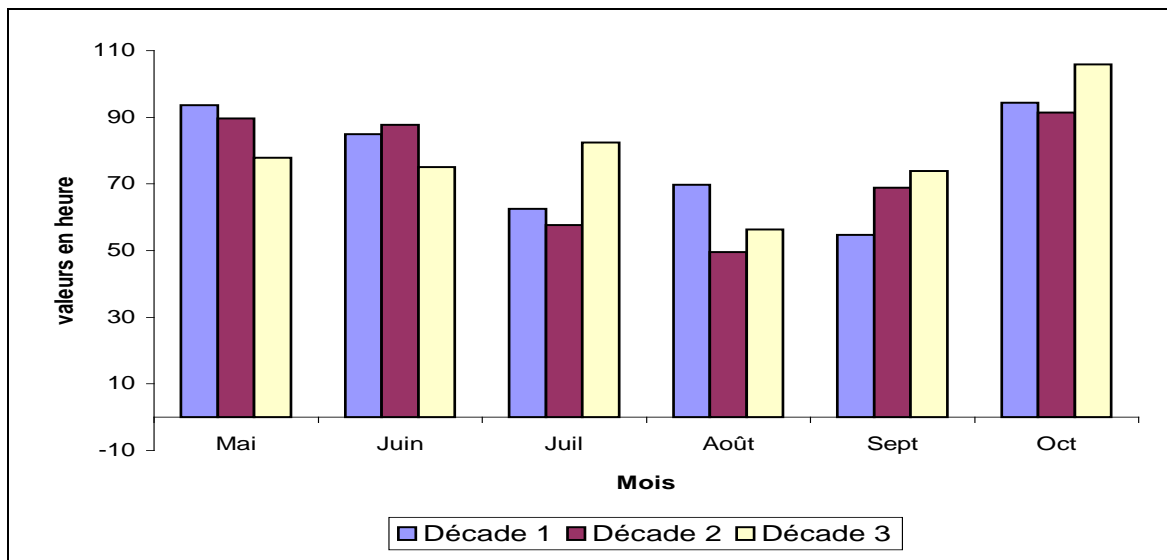


Figure 7 : Durée de l'insolation décadaire de Karfiguéla au cours de la saison humide 2003 (mai à octobre). Source : Service météorologique de la SN-SOSUCO (Banfora).

1.1.4. Températures

A la Vallée du Kou, les températures minimales les plus basses ont été enregistrées pendant la 2^{ème} décade de juin et la 1^{ère} décade de juillet, soit 21,5 °C. Les moyennes minimales ont varié de 21,9 à 24,9 °C. La température maximale la plus élevée a été enregistrée à la 1^{ère} décade de mai, soit 38,7 °C, avec des moyennes variant de 30,2 à 38,2 °C (figure 8). A Karfiguéla, la température maximale la plus élevée a été enregistrée au cours de la 1^{ère} décade de mai (37,9 °C), tandis que les moyennes mensuelles ont varié entre 30,1 et 36,0 °C. La température minimale la plus élevée a été enregistrée pendant la 1^{ère} décade de mai (25,4 °C), avec des moyennes mensuelles variant entre 21,6 et 24,3 °C (figure 9).

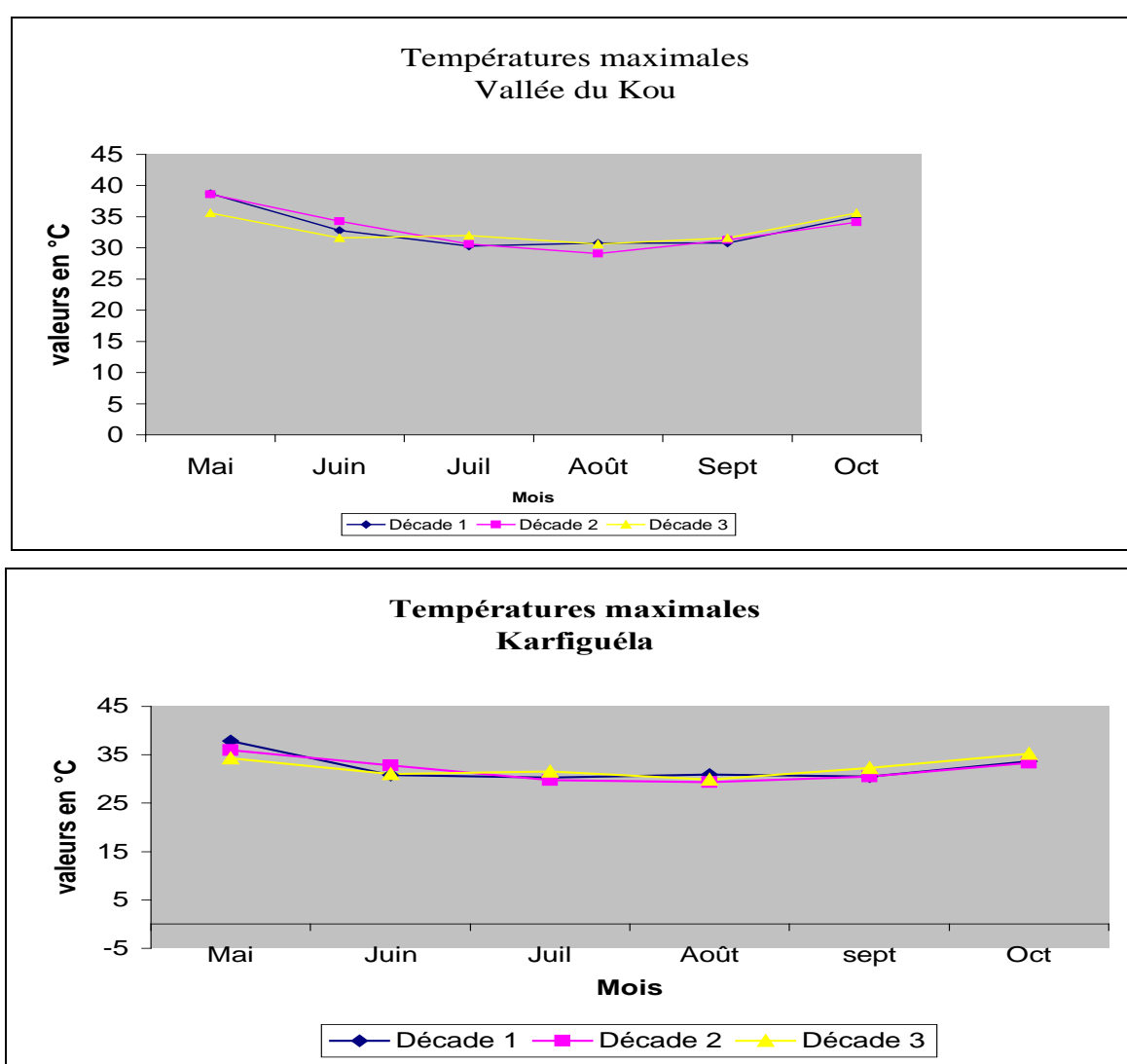


Figure 8 : Températures maximales sur les périmètres de la Vallée du Kou (figure du haut) et Karfiguéla (figure du bas) au cours de la saison humide 2003. Sources : Service météo de l'antenne INERA à BAMA et service météorologique de la SN-SOSUCO (Banfora).

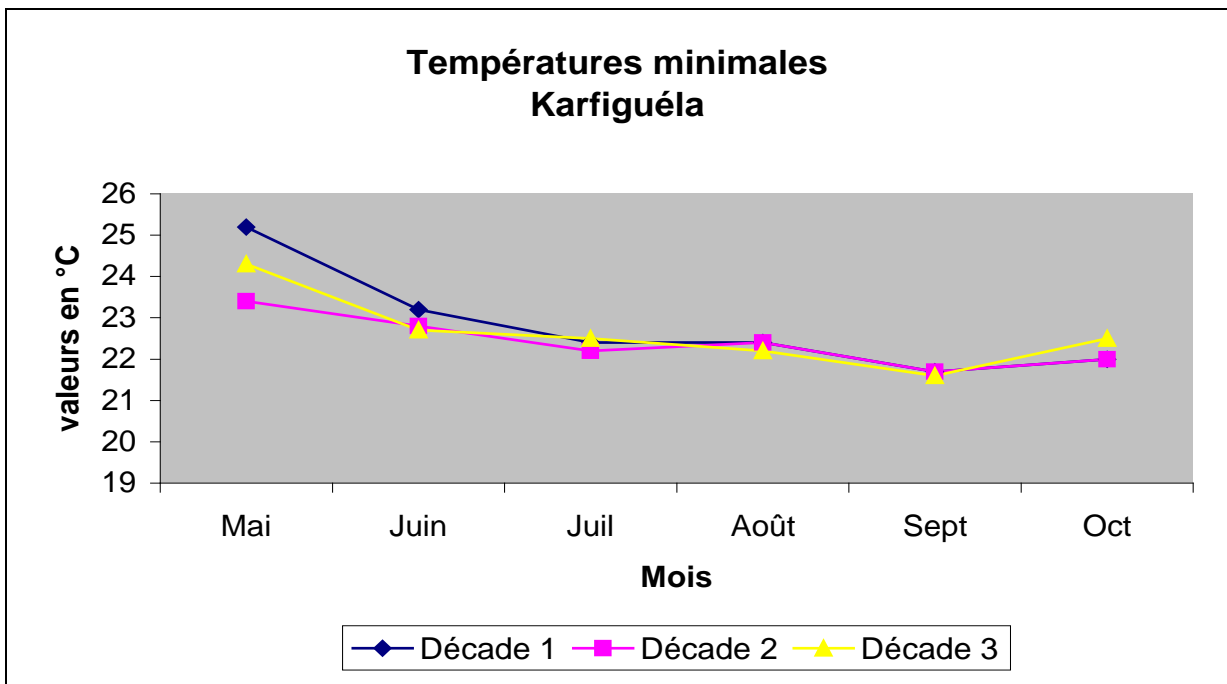
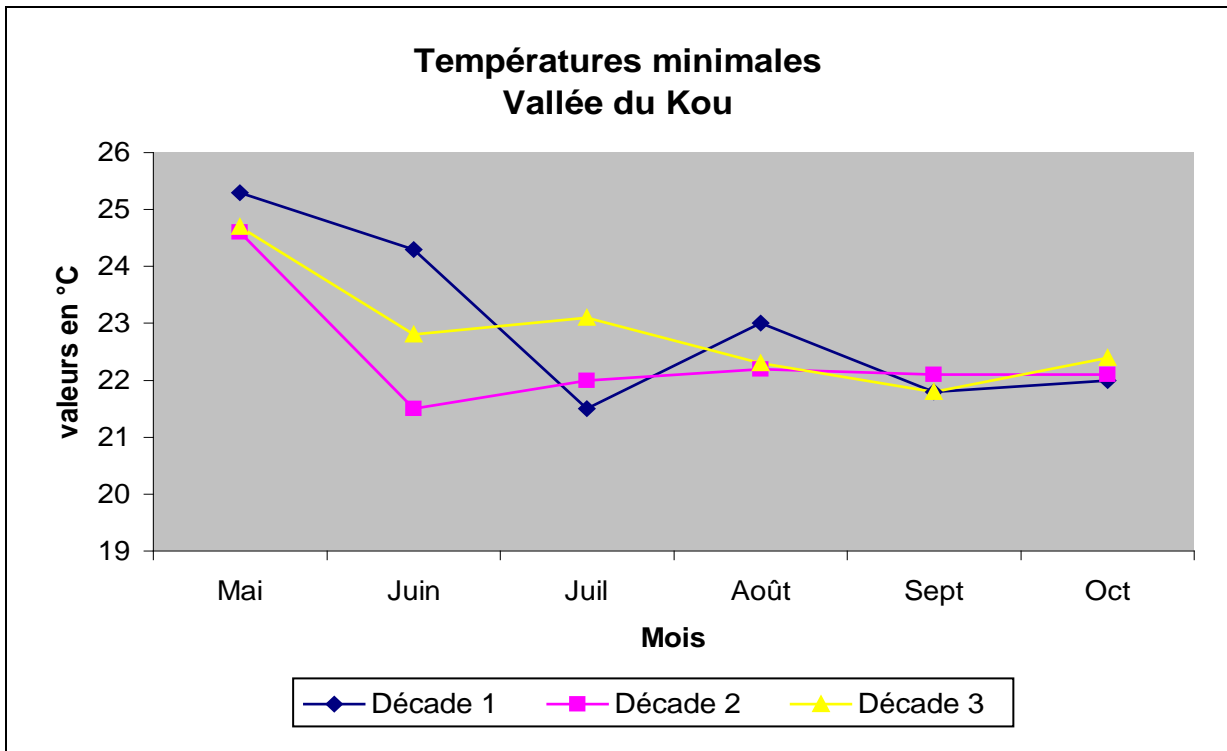


Figure 9 : Températures minimales sur les périmètres de la Vallée du Kou (figure du haut) et Karfiguéla (figure du bas) au cours de la saison humide 2003. Source : Service météo de l'antenne INERA à BAMA Service météorologique de la SN-SOSUCO (Banfora).

1.1.5. Humidité de l'air

A la Vallée du Kou, les humidités minimales les plus élevées ont été enregistrées au cours des mois d'août, de septembre et d'octobre, avec des valeurs atteignant 74% au cours de la 2^{ème} décade d'août et 71% pendant la 3^e décade de septembre. L'humidité maximale a atteint, quant à elle, des valeurs supérieures à 90% pendant les mois d'août à novembre, avec des pics de 96% au cours de la 3^e décade de septembre et la 1^{ère} décade d'octobre (figure 10). A Karfiguéla, l'hygrométrie enregistrée à 6 heures a donné des moyennes mensuelles variant de 63% (juin) à 98% (août septembre); mais la plus forte valeur a été enregistrée au cours de la 1^{ère} décade de juin (100%). Celle enregistrée à 12 heures a donné 85% d'humidité pendant la 2^{ème} décade d'août et des moyennes mensuelles variant de 61% (mai) à 82% (août). Quant à l'hygrométrie enregistrée à 18 heures, la valeur la plus élevée (85%) a été enregistrée dans la 2^{ème} décade de septembre et avec des moyennes mensuelles variant de 47% (mai) à 83% (août – septembre) (figure 11).

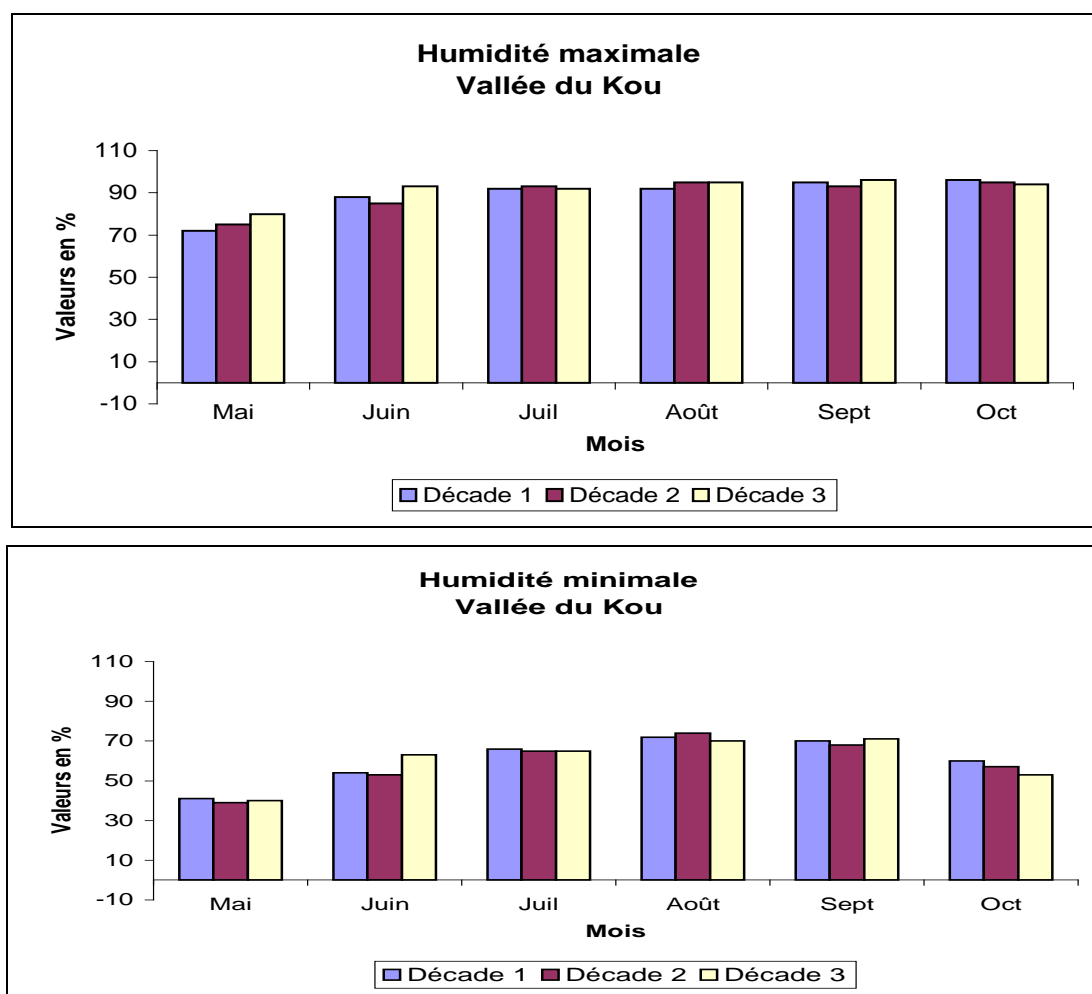


Figure 10 : Humidités maximale et minimale dans la Vallée Kou au cours de la saison humide 2003. Source : Service météo de l'antenne INERA à BAMA.

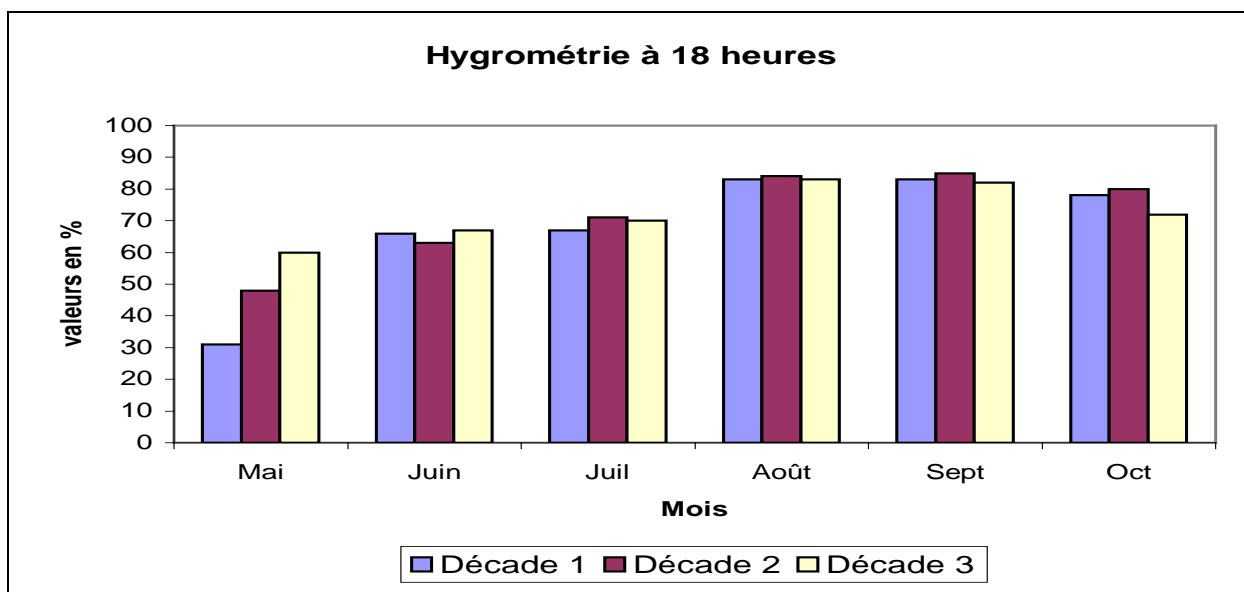
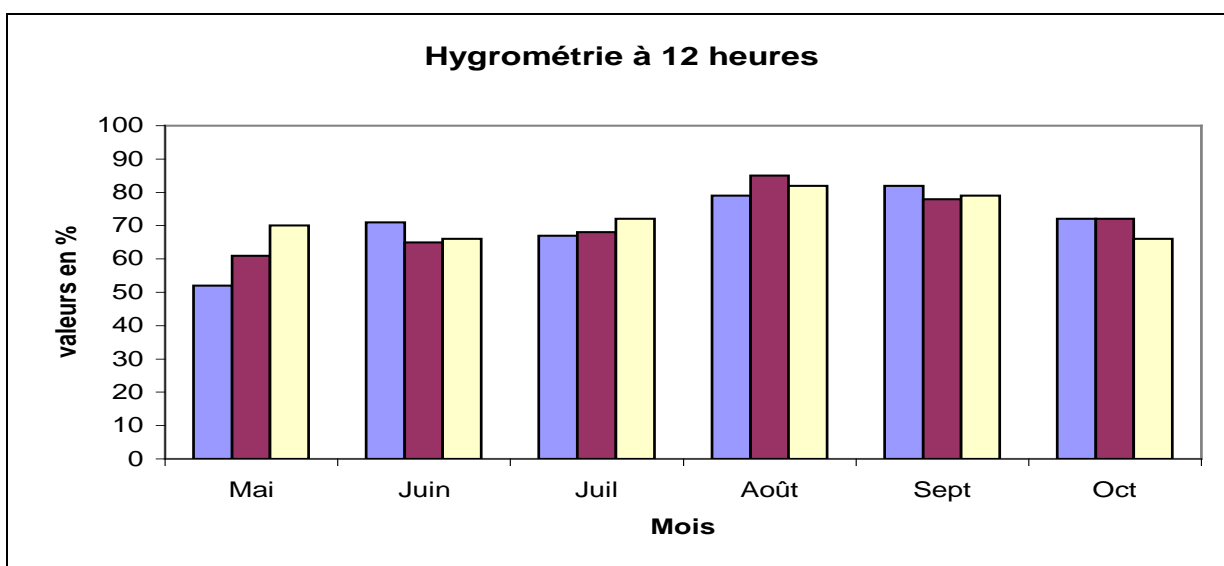
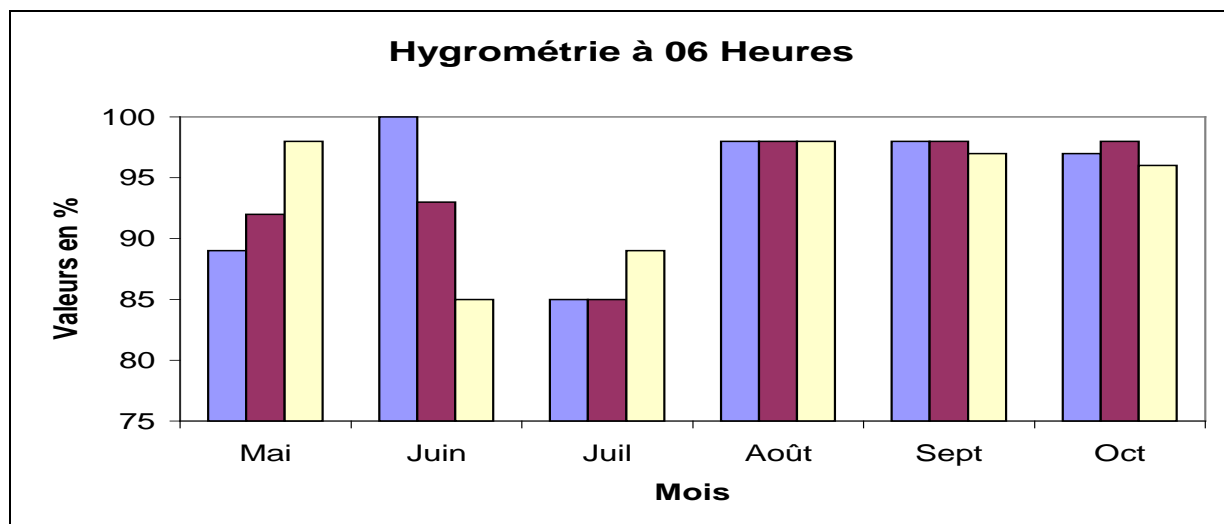


Figure 11 : Hygrométrie décadaire sur le site de Karfiguéla enregistrée à 6h, 12h et 18h au cours de la saison humide 2003 (mai à octobre). Source : Service météorologique de la SN-SOSUCO (Banfora).

A la Vallée du Kou, les températures observées sont favorables à l'infection du riz par le champignon dont la température de croissance est comprise entre 21°C et 40°C, avec un optimum entre 27°C et 30°C. Il en est de même de l'humidité maximale de l'air durant la période de l'essai. Celle-ci a été supérieure à la valeur optimale de 89% favorable à l'infection. Ces deux facteurs permettent au processus d'infection de se dérouler en une durée de 5 à 14 heures. A Karfiguéla, les données climatiques relevées indiquent des températures moyennes supérieures à celles observées à la Vallée du Kou donc moins favorables à l'infection du riz par *B. oryzae*. Par contre, les conditions d'humidité de l'air y ont été optimales pour l'agent pathogène de l'helminthosporiose pendant les mois d'août et de septembre, avec des taux d'humidité variant entre 85% à 18 heures et 100% à 06 heures.

1.2. MATERIEL ET METHODES

1.2.1. Matériel végétal

Une collection de 40 génotypes (tableau III,) incluant des génotypes des espèces *Oryza sativa*, *O. glaberrima* et des hybrides interspécifiques issus de croisements entre les deux espèces a été utilisée pour cette étude. Les hybrides interspécifiques de type pluvial ont été retenus pour leur bon comportement en conditions de submersion modérée (WARDA, 1999) ; les autres génotypes sont de l'écologie inondée. Les génotypes évalués sont issus d'une collection d'introduction testée sur le périmètre irrigué de Karfiguéla. Leur cycle semis – épiaison varie de 85 à 105 jours.

1.2.2. Techniques et méthodes d'expérimentation

Sur les deux sites d'étude, l'essai a été conduit selon un dispositif bloc de Fisher randomisé complet. Chaque bloc comporte quarante (40) parcelles élémentaires (PE). La parcelle élémentaire (PE) est formée de trois (03) lignes de 3 m chacune. Les espacements sont de 15 cm entre les lignes et entre les poquets, 30 cm entre les parcelles élémentaires et 1,5 m entre les blocs (répétitions). La PE comporte 45 poquets. Les traitements étudiés sont au nombre de quarante (40) et correspondent aux génotypes de riz. Les blocs sont répétés trois fois. Les observations portent sur 30 poquets fixes au niveau de la parcelle élémentaire (PE). Le développement de la maladie est suivi du semis ou repiquage jusqu'au stade maturité. Les variables suivantes sont mesurées : l'incidence foliaire, l'incidence paniculaire, le taux de progression de l'épidémie (r), l'aire de progression de la maladie ou Area Under the Disease Progress Curve (AUDPC), les pertes dues à l'helminthosporiose. Les données climatiques ont été recueillies durant la période des essais ; elles ont porté sur la pluviométrie, l'humidité maximale et minimale de l'air, l'insolation, les températures maximales et minimales de l'air.

La préparation du sol a consisté en un labour, un hersage, un planage et un piquetage. Un semis direct manuel à raison de trois (03) grains par poquet a été réalisé à la Vallée du Kou le 19 août 2003, suivi d'un démariage à deux plantes par poquet et d'un remplissage de poquets manquants réalisés 21 jours après semis. A Karfiguéla, le riz a été semé en pépinière le 23 août 2003 et repiqué à deux brins par poquet 21 jours après semis. Deux engrais minéraux ont été apportés sur les deux sites : le NPK et l'urée. Le NPK, de formule $15-15-15+6S+1B_2O_3$, est apporté en fumure de fond au semis à la Vallée du Kou et au repiquage à Karfiguéla, à la dose 300 kg/ha. L'urée (46% d'azote) est apportée en fumure de couverture, à la dose de 150 kg/ha en deux fractions : 75 kg/ha 14 jours après semis à la vallée du Kou et 35 jours après repiquage à Karfiguéla; 75 kg/ha à l'initiation paniculaire.

Tableau III : Liste des génotypes de riz utilisés pour l'évaluation du comportement vis-à-vis de l'helminthosporiose au champ au cours de la saison humide 2003.

Code entrée	Génotypes de riz	Espèce	Ecologie	Origine	Cycle (jours)
V1	C-G 14	<i>Oryza glaberrima</i> L.	Bas-fond	ADRAO/Bouaké	130
V2	WAB-450-11-1-1-P31-9	<i>Oryza sativa</i> L.	Pluvial	ADRAO/Bouaké	98
V3	WAB-450-11-1-1-P41-HB	<i>O. sativa</i> x <i>O. glaberrima</i>	Pluvial	ADRAO/Bouaké	102
V4	WAB-450-11-1-1-P40-HB	<i>O. sativa</i> x <i>O. glaberrima</i>	Pluvial	ADRAO/Bouaké	104
V5	WAB-450-11-1-3-P40-HB	<i>O. sativa</i> x <i>O. glaberrima</i>	Pluvial	ADRAO/Bouaké	104
V6	WAB-450-11-1-3-P41-HB	<i>O. sativa</i> x <i>O. glaberrima</i>	Pluvial	ADRAO/Bouaké	102
V7	WAB-450-24-2-3-P33-HB	<i>O. sativa</i> x <i>O. glaberrima</i>	Pluvial	ADRAO/Bouaké	96
V8	WAB-450-1-B-P-136-HB	<i>O. sativa</i> x <i>O. glaberrima</i>	Pluvial	ADRAO/Bouaké	102
V9	WAB-450-1-B-P-24-HB	<i>O. sativa</i> x <i>O. glaberrima</i>	Pluvial	ADRAO/Bouaké	104
V10	WAB-450-1-B-P-33-HB	<i>O. sativa</i> x <i>O. glaberrima</i>	Pluvial	ADRAO/Bouaké	101
V11	WAB-450-1-B-P38-HB	<i>O. sativa</i> x <i>O. glaberrima</i>	Pluvial	ADRAO/Bouaké	106
V12	WAB-450-1-B-P91-HB	<i>O. sativa</i> x <i>O. glaberrima</i>	Pluvial	ADRAO/Bouaké	102
V13	WAB-515-B-13-A1-2	<i>Oryza sativa</i> L.	Pluvial	ADRAO/Bouaké	110
V14	WAB-56-104	<i>Oryza sativa</i> L.	Pluvial	ADRAO/Bouaké	97
V15	WAB-582-10-1	<i>Oryza sativa</i> L.	Pluvial	ADRAO/Bouaké	98
V16	WAB-583-6-1	<i>Oryza sativa</i> L.	Pluvial	ADRAO/Bouaké	98
V17	FKR 14	<i>Oryza sativa</i> L.	Irrigué	IN.E.R.A./Farako-Ba	125
V18	FKR 32	<i>Oryza sativa</i> L.	Irrigué	IN.E.R.A./Farako-Ba	127
V19	FKR 19a	<i>Oryza sativa</i> L.	Irrigué	IN.E.R.A./Farako-Bâ	115
V20	FKR 52	<i>Oryza sativa</i> L.	Irrigué	IN.E.R.A./Farako-Bâ	120
V21	FKR 54	<i>Oryza sativa</i> L.	Irrigué	IN.E.R.A./Farako-Bâ	108
V22	Maroba	<i>Oryza glaberrima</i> Steud.	Bas-fond	Sindou/Comoé	135
V23	Dissi	<i>Oryza glaberrima</i> Steud	Bas-fond	Ouarkoye/Mouhoun	130
V24	Riz de 4 mois	<i>Oryza glaberrima</i> Steud	Bas-fond	Koumana/Mouhoun	130
V25	Bernard	<i>Oryza glaberrima</i> Steud	Bas-fond	Réo/ Sanguié	128
V26	Riz de Gaoua	<i>Oryza glaberrima</i> Steud	Bas-fond	Sourou	135
V27	Nazi	<i>Oryza glaberrima</i> Steud	Bas-fond	Nouna/ Kossi	130
V28	Alkam 56c	<i>Oryza glaberrima</i> Steud	Bas-fond	Yalogo	130
V29	Malba	<i>Oryza glaberrima</i> Steud	Bas-fond	Daboura/ Mouhoun	130
V30	Moui Sorgoré	<i>Oryza glaberrima</i> Steud	Bas-fond	Boussouma/Sanmatenga	125
V31	Gnokolo blanc	<i>Oryza glaberrima</i> Steud	Bas-fond	Moadougou/ Comoé	135
V32	Riz de Côte-d'Ivoire	<i>Oryza glaberrima</i> Steud	Bas-fond	Gnango/ Comoé	135
V33	FKR 28	<i>Oryza sativa</i> L.	Irrigué	IN.E.R.A./Farako-Ba	125
V34	TS-10	<i>Oryza sativa</i> L.	Irrigué	IN.E.R.A./Farako-Ba	115
V35	FKR 19b	<i>Oryza sativa</i> L.	Irrigué	IN.E.R.A./Farako-Ba	115
V36	FKR 2 (Gambiaka)	<i>Oryza sativa</i> L.	Irrigué	IN.E.R.A./Farako-Ba	145
V37	Basmati 370	<i>Oryza sativa</i> L.	Irrigué	IN.E.R.A./Farako-Bâ	121
V38	BW-348-1	<i>Oryza sativa</i> L.	Irrigué	Banfora	120
V39	I.E.T-1885	<i>Oryza sativa</i> L.	Irrigué	IN.E.R.A./Farako-Bâ	130
V40	FKR 19c	<i>Oryza sativa</i> L.	Bas-fond	IN.E.R.A./Farako-Bâ	115

Le désherbage manuel est effectué à la demande. L'eau d'irrigation est apportée en fonction des besoins en eau de la culture. Une protection insecticide a été assurée contre les attaques des foreurs des tiges par application du Furadan 5G (carbofuran) à la dose de 25kg P.C. /ha à la mise en place de la culture.

1.2.3. Méthode d'obtention des données et expression des résultats

- L'incidence foliaire est évaluée selon l'échelle visuelle de sévérité de l'IRRI (IRRI, 2002) (tableau IV), tous les sept jours, du 21^{ème} au 91^{ème} jour après semis (JAS). Les notes sont attribuées par poquet et exprimées en pourcentage de surface foliaire malade (%SFM) :

- l'incidence paniculaire exprimée en pourcentage des panicules malades est évaluée tous les sept jours sur deux lignes fixes au niveau de chaque parcelle élémentaire. Les observations vont du 10^{ème} au 31^{ème} jours après épiaison (JAE). L'évaluation de la réaction des géotypes de riz à l'helminthosporiose est faite à l'aide de l'échelle de notation de l'IRRI (tableau V). Les données portant sur les incidences foliaires et paniculaire ont été soumises à l'analyse de variance à l'aide du logiciel STATVIEW au seuil de signification de 5% ;

- le taux de progression de l'épidémie (r) exprimé en unité par jour est évalué par la méthode décrite par RAPILLY (1991) :

$$r \text{ (unité / jour)} = [\text{Log} (1/1-x_2) - \text{Log} (1/1-x_1)] / (t_2 - t_1)$$

Où : x_1 et x_2 désignent les quantités de maladie exprimées en pourcentage et $(t_2 - t_1)$ est l'intervalle de temps de sept jours entre deux observations. Cet intervalle de temps est fonction des possibilités de dissémination du pathogène et de la durée de la période de réceptivité de l'hôte ;

- l'aire de progression de la maladie ou Area Under the Disease Progress Curve (AUDPC) : cet indice représente le cumul de l'incidence foliaire de la maladie durant la période des observations. Il permet de juger de la réaction des géotypes à l'ensemble des souches du champignon qui sont présentes sur le site. L'AUDPC est calculée selon la formule ci-dessous (SHANER et FINNEY, 1977) :

$$\text{AUDPC} = \sum [(D_i + D_{i+1}) / 2] (t_{i+1} - t_i)$$

Où : D_i et D_{i+1} sont les incidences de la maladie exprimées pourcentage de surface foliaire malade (SFM) et qui sont observées respectivement aux temps t_{i+1} et t_i ; $(t_{i+1} - t_i)$ représente l'intervalle de temps en jours entre deux observations ;

- les pertes dues à l'helminthosporiose ont été calculées de la manière suivante :

$$\text{Pertes (\%)} = [\text{PNV (g)} - \text{PV (g)}] / \text{PT (g)} \times 100 \times R^2$$

Où :

- PNV est le poids de paddy non vanné ramené à une teneur en eau de 14% ;
- PV est le poids de paddy vanné ramené à une teneur en eau de 14% ;
- [PNV (g) – PV (g)] représente les pertes brutes ;
- PT est poids total de paddy par parcelle élémentaire (PE) ;
- R² est le coefficient de détermination obtenu à partir de la régression linéaire des pertes brutes sur l'incidence foliaire 91 JAS par génotype au seuil de probabilité de 5%.

Tableau IV : Echelle visuelle d'évaluation de l'helminthosporiose foliaire au champ.

Notes	Surface foliaire malade	Appréciation
1	Pas de symptôme	Immune (IM)
2	Moins de 1%	Très résistante (TR)
3	1 – 3%	Résistante (R)
4	4– 10%	Résistante (R)
5	11 – 15%	Moyennement résistante (MS)
6	16 – 25%	Moyennement sensible (MS)
7	26 – 50%	Sensible (S)
8	51 – 75%	Très sensible (TS)
9	76 – 100%	Très sensible (TS)

Source : IRRI (2002)

Tableau V : Echelle visuelle d'évaluation de l'helminthosporiose paniculaire au champ.

Notes	Taux de panicules malades (%)	Appréciation
1	Moins de 1%	Résistant
3	5 – 10%	Résistant
5	11 – 25%	Moyennement sensible
7	26 – 50%	Sensible
9	Plus de 50%	Très sensible

Source : IRRI (2002)

1.3. RESULTATS

1.3.1. Comportement des géotypes de riz à la Vallée du Kou

1.3.1.1. Incidence de l'helminthosporiose foliaire

Les données de l'incidence de l'helminthosporiose foliaire à la Vallée du Kou sont portées au tableau VI.

Tableau VI : Evolution de l'incidence de l'helminthosporiose foliaire à la Vallée du Kou en fonction des géotypes de riz au cours de la saison humide 2003.

Code entrée	Géotypes de riz	Surfaces foliaires malades (%)								
		35 JAS	42 JAS	49 JAS	56 JAS	63 JAS	70 JAS	77 JAS	84 JAS	91 JAS
V1	C-G14	0,13	2,17	13,00	13,00	13,00	13,00	12,17	15,50	15,50
V2	WAB-450-11-1-1-P31-9	0,33	0,33	2,00	5,67	5,67	5,67	5,67	5,67	5,67
V3	WAB-450-11-1-1-P41-HB	0,00	0,33	2,00	2,00	2,00	2,00	2,00	2,00	2,00
V4	WAB-450-11-1-1-P40-HB	0,00	0,33	2,83	10,17	10,17	10,17	10,17	10,17	10,17
V5	WAB-450-11-1-3-P40-HB	0,00	0,00	1,33	2,83	2,83	3,67	3,67	3,67	3,67
V6	WAB-450-1-3-P41-HB	0,00	0,33	2,00	2,00	2,00	2,00	2,83	2,83	2,83
V7	WAB-450-24-2-3-P33-HB	0,00	0,33	2,00	3,67	3,67	3,67	4,50	4,50	4,50
V8	WAB-450-I-B-P136-HB	0,33	1,00	2,00	3,67	6,50	6,50	6,50	6,50	6,50
V9	WAB-450-I-B-P24-HB	0,00	0,33	3,67	7,33	7,33	7,33	10,17	10,17	10,17
V10	WAB-450-I-B-P33-HB	0,00	0,00	1,33	2,00	2,00	2,00	2,00	2,00	2,00
V11	WAB-450-I-B-P38-HB	0,00	0,33	1,33	7,33	7,33	7,33	7,33	7,33	7,33
V12	WAB-450-I-B-P91-HB	0,00	0,33	2,00	6,50	6,50	6,50	6,50	6,50	6,50
V13	WAB-515B-13-AI-2	0,00	0,67	1,67	6,50	6,50	6,50	6,50	6,50	6,50
V14	WAB-56-104	0,00	0,00	0,67	2,00	2,00	2,00	2,00	2,00	2,00
V15	WAB-582-10-1	0,00	0,67	2,83	2,83	2,83	2,83	2,83	2,83	2,83
V16	WAB-583-6-1	0,33	0,33	2,00	2,00	2,83	2,83	2,83	2,83	2,83
V17	FKR14	0,00	0,67	2,00	3,67	3,67	3,67	4,50	4,50	4,50
V18	FKR32	0,00	0,67	6,50	9,33	9,33	9,33	10,17	15,5	23,83
V19	FKR19a	0,00	1,33	6,50	10,17	10,17	10,17	10,17	13,00	13,00
V20	FKR52	0,33	1,33	6,50	7,33	10,17	10,17	10,17	13,00	13,00
V21	FKR54	0,67	2,00	2,83	11,83	9,33	9,33	13,00	13,00	13,00
V22	Maroba	0,00	0,33	2,00	2,00	2,00	2,00	4,50	10,17	13,00
V23	Dissi	0,00	2,83	12,67	12,67	15,67	15,67	15,67	18,00	26,33
V24	Riz de 4 mois	2,00	1,67	9,33	10,17	13,00	13,00	13,00	15,50	15,50
V25	Bernard	0,33	2,17	10,17	15,50	15,50	15,50	18,00	18,00	26,33
V26	Riz de Gaoua	0,67	0,33	2,00	4,50	4,50	7,33	7,33	13,00	15,50
V27	Nazi	0,67	2,17	10,17	9,83	9,83	9,83	12,67	15,5	26,33
V28	Alkam 56c	0,33	2,17	2,00	4,50	7,33	7,33	7,33	7,33	10,17
V29	Malba	0,33	0,67	1,67	2,83	2,83	2,83	3,67	9,33	14,33
V30	Moui Sorgore	0,67	1,00	3,67	6,50	6,50	6,50	6,50	7,33	21,33
V31	Gnokolo Blanc	1,33	2,00	11,83	20,17	20,17	20,17	23,83	23,83	38,00
V32	Riz de Côte-d'Ivoire	0,00	0,33	1,67	2,83	2,83	2,83	3,67	4,50	4,50
V33	FKR28	0,00	1,00	5,67	6,50	6,50	6,50	6,50	10,17	12,67
V34	TS10	0,00	1,00	6,50	7,33	7,33	10,17	10,17	10,17	10,17
V35	FKR19b	0,67	1,33	6,50	9,33	10,17	10,17	10,17	10,17	13,00
V36	FKR2 (Gambiaka)	1,00	2,50	7,33	15,50	15,50	15,50	15,50	15,50	32,17
V37	BASMATI 370	0,33	1,33	8,17	2,83	5,67	5,67	5,67	5,67	5,67
V38	BW-348-1	0,00	1,00	5,67	3,67	3,67	3,67	4,50	4,50	12,67
V39	IET-1885	0,33	1,00	2,50	3,67	3,67	3,67	3,67	3,67	10,17
V40	FKR19c	0,67	1,67	3,67	13,00	13,00	13,00	13,00	13,00	13,00

Ces données indiquent un accroissement de l'incidence de la maladie à partir de la fin du stade tallage (42 JAS), avec un maximum à la fin du cycle de la plante :

- au stade tallage (entre 35 et 42 JAS), l'intensité de la maladie a été très faible jusqu'à 35 jours après semis (JAS). L'incidence foliaire de la maladie (% SFM) a varié de 0,33 % à 2 % pour une moitié des génotypes étudiés, l'autre moitié ne présentant pas de symptôme foliaire. Quarante deux jours après le semis, trois génotypes de type pluvial dont deux hybrides interspécifiques *sativa* x *glaberrima* et une lignée intra spécifique *sativa* étaient indemnes de symptômes d'attaques foliaires. Il s'agit de : WAB-450-11-1-3-P40-HB (V5), WAB-450-I-B-P33-HB (V10) et WAB-56-104 (V14). Au moins 37 autres génotypes présentaient moins de 3 % SFM.

- du stade fin tallage à l'initiation paniculaire (entre 42 et 56 JAS), nous avons observé une progression plus marquée de la maladie au niveau des génotypes étudiés. Ainsi, plusieurs génotypes tels que Bernard (V25), C-G 14 (V1), Dissi (V23), Gnokolo blanc (V31) et Nazi (V27) présentaient plus de 10 % SFM. La majorité des génotypes testés présentait moins de 10 % SFM avec moins de 3 % SFM pour la moitié d'entre eux.

- à l'initiation paniculaire (56 JAS), Gnokolo blanc (V31), connaissait la plus grande incidence de l'attaque foliaire avec 20,17 % SFM. Dix génotypes affichaient moins de 3 % SFM, vingt génotypes de 3 à 10 % SFM et neuf génotypes avaient de 10 à 20 % de surface foliaire malade ;

- du stade début gonflement au début de l'épiaison (entre 56 et 70 JAS), le génotype Gnokolo blanc (V31) restait le plus attaqué avec 20,17 % SFM. La maladie a peu ou pas évolué pour l'ensemble des autres génotypes soumis à étude ;

- du stade début épiaison au stade grain pâteux (de 70 à 91 JAS), on constatait que contrairement à au stade antérieur (56 - 70 JAS) les niveaux de l'infection foliaire variaient de manière diverse. Deux cas de figures se présentaient :

- les génotypes n'ayant pas connu de variation au niveau de l'incidence de la maladie. Il s'agit majoritairement des hybrides interspécifiques V10 (WAB-450-I-B-P33-HB), V11 (WAB-450-I-B-P38-HB), V12 (WAB-450-I-B-P91-HB) ainsi que des *sativa* V13 (WAB-515-B-13-A1-2), V14 (WAB-56-104), V15 (WAB-582-10-1) et V16 (WAB-583-6-1). Tous ces génotypes sont du type pluvial ;

- les génotypes ayant connu un accroissement de l'incidence de la maladie. Il s'agit plus particulièrement de : V18 (FKR 32), V23 (Dissi), V27 (Nazi), V30 (Moui Sorgoré), V31 (Gnokolo blanc), V36 (FKR 2) et V39 (I.E.T. 1885).

- Soixante dix-sept jours après le semis, 4 génotypes, à savoir BW-348-1 (V38), FKR 14 (V17), Maroba (V22) et WAB-450-24-2-3-P33-HB (V7), avaient une incidence foliaire de 4,5 %, démontrant ainsi un bon niveau de résistance. Gnokolo blanc (V31) demeurait le génotype le plus attaqué avec 23,83 % de surface foliaire malade.

- Au bout de 91 JAS, Gnokolo blanc demeurait le génotype le plus attaqué avec 38 % de surface foliaire malade. Sept génotypes avaient moins de 4% d'incidence foliaire et s'avéraient résistants aux attaques de *B. oryzae*. Parmi ces génotypes résistants on retrouve quatre hybrides interspécifiques : V3 (WAB-450-11-1-1-P41-HB), V5 (WAB-450-11-1-3-P40-HB), VV6 (WAB-450-11-1-3-P41-HB), V10 (WAB-450-I-B-P33-HB) et trois génotypes intra spécifiques V14 (WAB-56-104), V15 (WAB-582-10-1) et V16 (WAB-583-6-1).

Les données de l'incidence de l'helminthosporiose paniculaire ont été soumises à l'analyse statistique. Les résultats obtenus confirment les différences observées entre les génotypes de riz. Ces différences sont significatives pour les effets Localités, Génotypes et également pour l'interaction Localités x Génotypes (annexe I).

1.3.1.2. Classification des génotypes de riz selon leur niveau de tolérance à l'helminthosporiose foliaire

Les données de l'incidence de l'helminthosporiose foliaire 91 JAS ont permis de regrouper les génotypes de riz en groupes de sensibilité à la maladie selon l'échelle de notation de l'IRRI (2002). Les résultats de ces regroupements sont portés au tableau VII.

Cette classification des génotypes selon leur niveau de sensibilité à la maladie permet de distinguer trois (03) groupes :

- le groupe I des génotypes résistants qui comporte 07 entrées et composé uniquement de matériel inter et intra spécifique de type pluvial. Il s'agit de : V3, V5 V6, V10, V14, V15 et V16. L'incidence de la maladie y est inférieure à 4 % SFM;

- le groupe II des génotypes moyennement résistants avec une incidence comprise entre 4 et 15 % SFM. Ce groupe constitue le plus important en nombre avec 23 entrées. Il comprend du matériel adapté à tous les types de riziculture et appartenant aux espèces *O. sativa*, *O. glaberrima* et des hybrides interspécifiques *O. sativa* x *O. glaberrima*. On y trouve le témoin résistant FKR 19 ;

- le groupe III des génotypes sensibles avec une incidence supérieure à 25 % SFM renferme surtout du matériel de bas fond (neuf génotypes) et irrigué, dont le témoin sensible C-G14. On y trouve également des génotypes des espèces *O. sativa* (FKR32) et *O. glaberrima* (Dissi, Moui sorgoré, Riz de Gaoua, Nazi, C-G14).

Tableau VII : Classification des géotypes de riz en groupes de sensibilité à l'attaque foliaire causée par *Bipolaris oryzae* à la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003.

Groupes et code entrée		Géotypes de riz	Niveau de résistance
Groupe I	V6 V3 V10 V14 V15 V16 V5	WAB-450-1-3-P41-HB WAB-450-11-1-1-P41-HB WAB-450-I-B-P33-HB WAB-56-104 WAB-582-10-1 WAB-583-6-1 WAB-450-11-1-3-P40-HB	Géotypes résistants (incidence inférieure à 4 % SFM)
-Groupe II	V4 V32 V7 V37 V17 V2 V8 V9 V11 V39 V29 V38 V22 V19 V20 V21 V28 V35 V33 V40 V34 V12 V13	WAB-450-11-1-1-P40-HB Riz de Côte-d'Ivoire WAB-450-24-2-3-P33-HB Basmati 370 FKR 14 WAB-450-11-1-1-P31-9 WAB-450-I-B-P136-HB WAB-450-I-B-P24-HB WAB-450-I-B-P38-HB I.E.T-1885 Malba BW-348-1 Maroba FKR 19a FKR 52 FKR 54 Alkam 56c FKR 19b FKR 28 FKR19c TS-10 WAB-450-I-B-P91-HB WAB-515B-13-AI-2	Géotypes résistants à moyennement résistants (de 4 à 15 % SFM)
Groupe III	V25 V31 V36 V18 V27 V24 V1 V23 V26 V30	Bernard Gnokolo blanc FKR 2 (Gambiaka) FKR 32 Nazi Riz de 4 mois C-G 14 Dissi Riz de Gaoua Moui Sorgoré	Géotypes moyennement sensibles à sensibles (incidence supérieure à 15 % SFM)

1.3.1.3. Evolution de l'épidémie d'helminthosporiose foliaire du riz

Le comportement des géotypes de riz vis-à-vis de l'helminthosporiose foliaire a été étudié à l'aide de deux variables : le taux de progression de l'épidémie (r) et l'aire de développement de la maladie (AUDPC).

➤ Taux de progression de l'épidémie

Les taux de progression de l'épidémie (r) d'helminthosporiose foliaire à la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003 ont été calculés selon la formule de RAPILLY (1991) et regroupés dans le tableau VIII.

Tableau VIII : Variation du taux de progression de l'épidémie d'helminthosporiose foliaire selon les génotypes de riz durant la saison humide 2003 sur le site de la Vallée du Kou (r = unité / jour).

Code entrée	Génotypes de riz	Taux de progression de l'épidémie (r)								
		r _{moyen} (*)	r1 (**)	r2	r3	r4	r5	r6	r7	r8
V1	C-G14	0,049	0,294	1,676	0,000	0,000	0,000	-0,136	0,553	0,000
V2	WAB-450-11-1-1-P31-9	0,053	0,000	0,241	0,545	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
V3	WAB-450-11-1-1-P41-HB	0,039	0,048	0,241	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
V4	WAB-450-11-1-1-P40-HB	0,074	0,048	0,363	1,121	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
V5	WAB-450-11-1-3-P40-HB	0,087	0,000	0,192	0,219	0,000	0,123	0,000	0,000	0,000
V6	WAB-450-1-3-P41-HB	0,046	0,048	0,241	0,000	0,000	0,000	0,122	0,000	0,000
V7	WAB-450-24-2-3-P33-HB	0,056	0,048	0,241	0,245	0,000	0,000	0,124	0,000	0,000
V8	WAB-450-I-B-P136-HB	0,056	0,096	0,145	0,245	0,426	0,000	0,000	0,000	0,000
V9	WAB-450-I-B-P24-HB	0,074	0,048	0,486	0,554	0,000	0,000	0,444	0,000	0,000
V10	WAB-450-I-B-P33-HB	0,010	0,000	0,192	0,097	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
V11	WAB-450-I-B-P38-HB	0,066	0,048	0,144	0,896	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
V12	WAB-450-I-B-P91-HB	0,064	0,048	0,241	0,672	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
V13	WAB-515B-13-AI-2	0,046	0,096	0,145	0,720	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
V14	WAB-56-104	0,025	0,000	0,096	0,193	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
V15	WAB-582-10-1	0,028	0,096	0,315	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
V16	WAB-583-6-1	0,040	0,000	0,241	0,000	0,122	0,000	0,000	0,000	0,000
V17	FKR14	0,038	0,096	0,193	0,245	0,000	0,000	0,124	0,000	0,000
V18	FKR32	0,077	0,096	0,865	0,440	0,000	0,000	0,132	0,874	1,483
V19	FKR19a	0,049	0,192	0,768	0,572	0,000	0,000	0,000	0,458	0,000
V20	FKR52	0,069	0,144	0,768	0,128	-0,942	1,386	0,000	0,458	0,000
V21	FKR54	0,054	0,193	0,122	1,389	-0,399	0,000	0,590	0,000	0,000
V22	Maroba	0,079	0,048	0,241	0,000	0,000	0,000	0,369	0,874	0,458
V23	Dissi	0,0510	0,411	1,524	0,000	0,499	0,000	0,000	0,401	1,531
V24	Riz de 4 mois	0,039	-0,048	1,160	0,132	0,458	0,000	0,000	0,417	0,000
V25	Bernard	0,085	0,265	1,219	0,874	0,000	0,000	0,429	0,000	1,531
V26	Riz de Gaoua	0,058	-0,048	0,241	0,369	0,000	0,430	0,000	0,901	0,417
V27	Nazi	0,070	0,217	1,219	-0,053	0,000	0,000	0,456	0,471	1,960
V28	Alkam 56c	0,064	0,265	-0,024	0,369	0,430	0,000	0,000	0,000	0,444
V29	Malba	0,071	0,048	0,145	0,170	0,000	0,000	0,123	0,866	0,810
V30	Moui Sorgore	0,080	0,048	0,390	0,426	0,000	0,000	0,000	0,128	2,340
V31	Gnokolo Blanc	0,068	0,097	1,510	1,419	0,000	0,000	0,672	0,000	2,940
V32	Riz de Côte-d'Ivoire	0,056	0,048	0,192	0,170	0,000	0,000	0,123	0,124	0,000
V33	FKR28	0,054	0,144	0,690	0,127	0,000	0,000	0,000	0,572	0,403
V34	TS10	0,049	0,144	0,817	0,128	0,000	0,444	0,000	0,000	0,000
V35	FKR19b	0,033	0,096	0,768	0,440	0,132	0,000	0,000	0,000	0,458
V36	FKR2 (Gambiaka)	0,069	0,218	0,726	1,318	0,000	0,000	0,000	0,000	3,139
V37	BASMATI 370	0,053	0,144	1,025	-0,807	0,423	0,000	0,000	0,000	0,000
V38	BW-348-1	0,054	0,144	0,690	-0,300	0,000	0,000	0,124	0,000	1,277
V39	IET-1885	0,065	0,096	0,218	0,172	0,000	0,000	0,000	0,000	0,998
V40	FKR19c	0,054	0,145	0,294	1,456	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000

(*) – taux de progression de l'épidémie sur l'ensemble de la période d'observation allant de 35 à 91 JAS ;

(**) – taux de progression hebdomadaire : r1 (de 35 à 42 JAS), r2 (de 42 à 49 JAS), r3 (de 49 à 56 JAS), r4 (de 56 à 63 JAS), r5 (de 63 à 70 JAS), r6 (de 70 à 77 JAS), r7 (de 77 à 84 JAS) et r8 (de 84 à 91 JAS).

Au stade tallage, le taux de progression de l'épidémie (r1) était faible (0,048) pour les génotypes tels que V5, V6, V12, V10 et V14 (WAB-450-11-1-3-P40-HB, WAB-450-1-3-P41-HB et WAB-450-I-B-P33-HB, WAB-56-104). Il était élevé pour l'écotype local de bas-fond Dissi (V23) (r1 =

0,41) (tableau VIII). Nous avons constaté que les génotypes qui retardaient le plus la progression de l'épidémie sont des hybrides interspécifiques *O. sativa* x *O. glaberrima*.

Du tallage à l'initiation paniculaire (56 JAS), le taux de progression de l'épidémie (r_2 et r_3) a varié de manière considérable, allant de - 0,024 (V28) à 1,68 (V1). Le génotype C-G 14 (*O. glaberrima*) qui était le plus fortement attaqué avec 13 % SFM a connu un taux de progression de l'épidémie (r_2) de 1,676. Cela traduit une progression rapide de la maladie. A l'initiation paniculaire, Gnokolo blanc (V31) présentait le plus fort taux de progression de l'épidémie (r_3) avec une valeur de 1,419.

Du début du stade gonflement à l'épiaison (entre 56 et 91 JAS), les taux de progression r_4 , r_5 , r_6 , r_7 et r_8 ont été nuls pour la plupart des hybrides interspécifiques et le témoin résistant FKR19. Gnokolo blanc (V31) confirme sa sensibilité à la maladie avec un taux de progression (r_8) de 2,940.

L'étude du taux de progression de l'épidémie durant la période de l'étude a fait ressortir une différence notable au niveau du comportement des génotypes. Lorsque l'on considère le taux moyen de progression de la maladie sur l'ensemble de la période des observations (r_{moyen}), on constate que pour sept entrées V3 (WAB-450-11-1-1-P41-HB), V10 (WAB-450-I-B-P33-HB), V14 (WAB-56-104), V15 (WAB-582-10-1), V17 (FKR 14), V24 (Riz de 4 mois), V35 (FKR 19b), ce taux de progression était inférieur à 0,40. Cela a permis de les classer parmi le matériel possédant un bon niveau de résistance générale. Pour les entrées V1 (C-G14) et V31 (Gnokolo blanc), ce taux a varié de 0,048 à 1,676. La plupart des variétés classiques déjà vulgarisées (FKR 32, FKR 19, FKR 52, FKR 54), ainsi que les écotypes locaux (Maroba, Dissi, Malba, Gnokolo blanc, etc.) ont connu une progression constante de l'épidémie jusqu'à la fin de leur cycle végétatif, avec un taux de progression (r_8) de l'ordre de 2,940 pour Gnokolo blanc.

➤ Aire de développement de la maladie (AUDPC)

L'incidence de la maladie exprimée à travers la variable de l'aire sous la courbe de progression de la maladie (AUDPC), pour chaque génotype de riz, est illustrée par la figure 12. Cette figure représente le cumul des AUDPC aux différentes dates d'observation à la Vallée du Kou pendant la saison humide 2003.

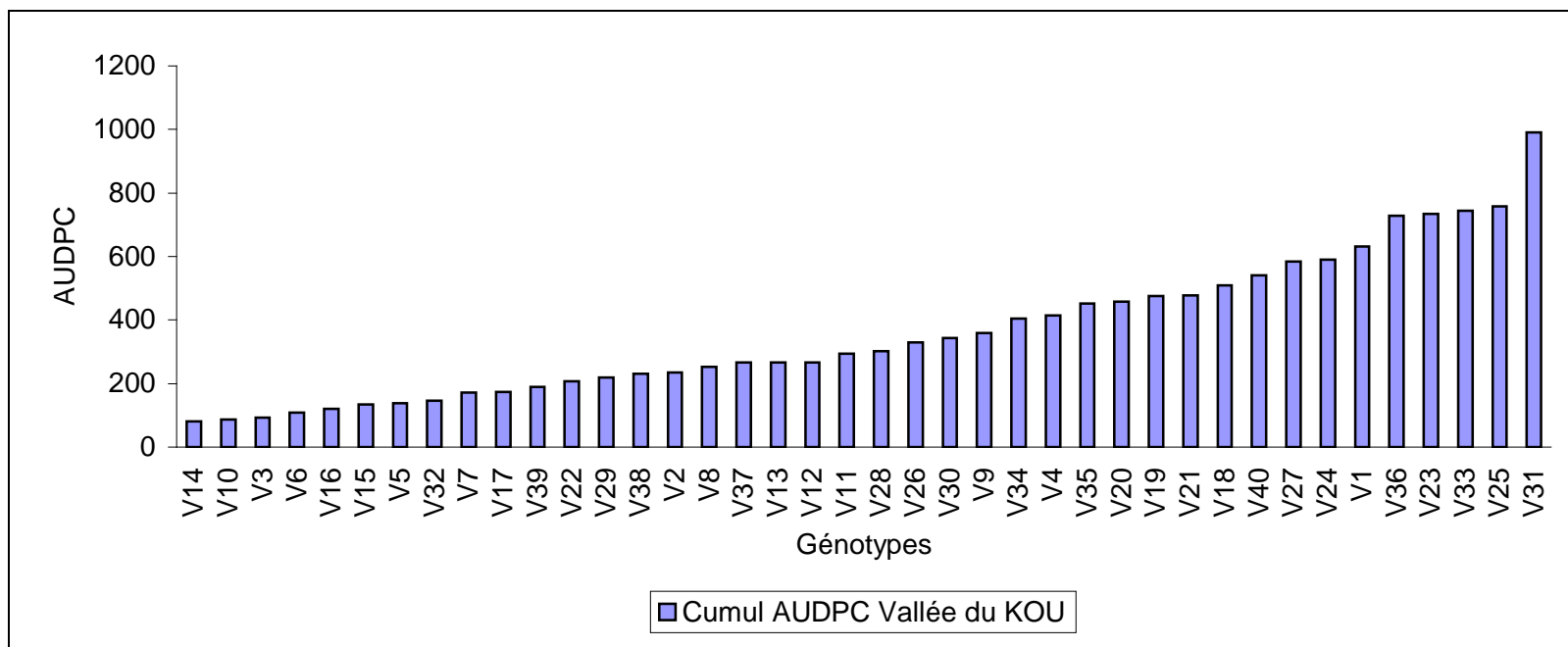


Figure 12 : Histogramme de classification des génotypes de riz en fonction de l'indice AUDPC cumulé à la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003.

N.B.: AUDPC – Area Under the Disease Progress Curve.

Il ressort de la figure 14 que l'indice de l'AUDPC a varié d'une valeur minimale de 60 pour V14 (WAB-56-104) à une valeur maximale supérieure à 900 pour V31 (Gnokolo blanc). Les valeurs les plus faibles concernent la série des WAB composée principalement de génotypes interspécifiques: WAB-56-104 (V14), WAB-450-I-B-P33-HB (V10), WAB-450-11-1-1-P41-HB (V3), WAB-450-1-3-P41-HB (V6), WAB-450-11-1-3-P40-HB (V5), WAB-583-6-1 (V16), WAB-582-10-1 (V15) et Riz de Côte-d'Ivoire (V32). Les valeurs les fortes de l'indice AUDPC sont constatées pour les génotypes qui ont connu les incidences foliaires les plus élevées. Ce sont les génotypes Gnokolo Blanc (V31), Bernard (V25), FKR28 (V33), Dissi (V23), FKR2 (Gambiaka) (V36) et C-G14 (V1). Ces valeurs vont de 620 à plus de 900 pour Gnokolo blanc (V31).

L'AUDPC constitue un bon indicateur du niveau de résistance générale ou polygénique des génotypes étudiés. Les résultats obtenus indiquent une variation continue des valeurs de cet indice, traduisant des niveaux différenciés de résistance générale au sein du matériel étudié. Les génotypes les plus aptes à freiner la progression de la maladie sont ceux capables de limiter l'incidence globale de la maladie exprimée par une AUDPC faible. La différenciation des génotypes par cet indice confirme la classification basée sur la sévérité de l'incidence foliaire.

➤ **Comportement des groupes de génotypes de riz vis-à-vis de l'épidémie d'helminthosporiose foliaire**

La moyenne du taux de progression de l'épidémie a été calculée sur la période de l'étude pour les différents groupes de sensibilité à l'helminthosporiose foliaire. Les courbes de la figure 13 illustrent les variations de comportement au sein de ces groupes de génotypes. L'évolution du taux de progression de l'épidémie de l'helminthosporiose dans la Vallée du Kou donne une allure sensiblement comparable pour les trois groupes de génotypes. On observe un accroissement très marqué de ce taux pendant les deux premières semaines d'observation (entre 35 et 49 JAS), avec un premier pic entre les stades plein tallage et début montaison (42 à 49 JAS) et l'amorce d'une décroissance jusqu'au stade initiation paniculaire (de 56 à 63 JAS). Il y a ensuite une reprise de la progression de l'épidémie moins importante à partir du stade début épiaison (63 à 70 JAS). Celle-ci atteint un second pic moins important que le premier. Ce pic se situait au stade pleine épiaison (77 à 84 JAS) pour les groupes III et II. Dans le même temps, le groupe I présentait des taux de progression de l'épidémie tendant vers des valeurs nulles. Les résultats obtenus ont montré que l'infection progressait six fois plus vite chez les génotypes sensibles, comparativement au matériel résistant, avec respectivement des taux de progression (r) de 1,2 et 0,2. Le stade tallage du riz (entre 42 et 56 JAS) semble être le plus sensible aux

infections dues à *Bipolaris oryzae*. La progression de la maladie est beaucoup plus faible et plus lente au cours des autres stades de développement, avec un taux maximal de progression de 0,3.

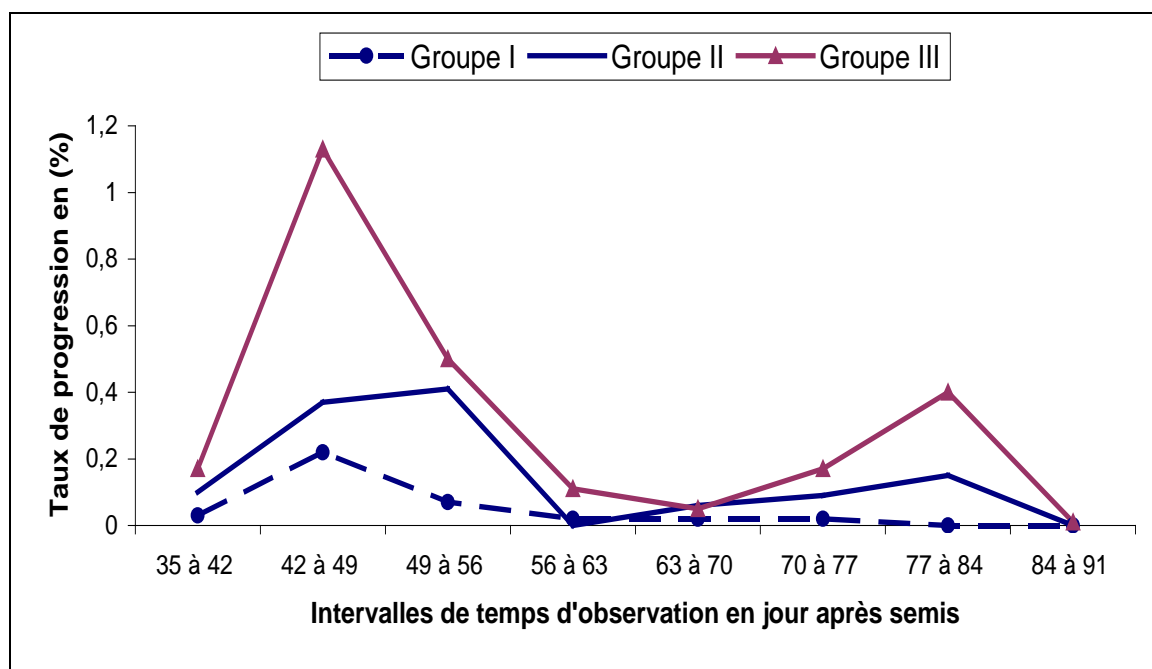


Figure 13 : Courbes de variation du taux de progression de l'attaque foliaire causée par *Bipolaris oryzae* en fonction des groupes de génotypes de riz à la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003.

Légende : Groupe I - génotypes résistants à l'attaque foliaire causée par *Bipolaris oryzae* ;
 Groupe II - génotypes moyennement résistants à l'attaque foliaire causée par *Bipolaris oryzae* ;
 Groupe III : génotypes sensibles à l'attaque foliaire causée par *Bipolaris oryzae*.

1.3.1.4. Incidence de l'helminthosporiose paniculaire

Les résultats des observations de l'incidence de l'helminthosporiose paniculaire et les taux de progression de l'épidémie sont regroupés dans le tableau XII. Ils indiquent une progression continue de l'épidémie de l'helminthosporiose du début de l'épiaison au stade grain pâteux du riz :

- du début de l'épiaison au stade grain laiteux (entre 10 et 17 JAE), tous les génotypes évalués portaient les symptômes de la maladie. Dix jours après épiaison, six entrées, dont un hybride interspécifique, indiquaient plus de 10% panicules attaquées. Ce sont les génotypes suivants : WAB-450-I-B-P33-HB (V10), WAB-56-104 (V14), Riz de Côte-d'Ivoire (V32), WAB-582-10-1 (V15), Alkam 56c (V28) et FKR14 (V17). A l'exception de V28 (Alkam 56c), les génotypes locaux démontraient un bon niveau de résistance à l'attaque paniculaire, avec une

Tableau IX : Incidence et taux de progression de l'incidence de l'helminthosporiose paniculaire en fonction des génotypes de riz à la Vallée du Kou au cours de la saison humide 2003.

Code entrée	Génotypes de riz	Taux des panicules malades (%)				Taux de progression de la maladie		
		10 JAE	17 JAE	24 JAE	31 JAE	r1	r2	r3
V1	C-G14	1,10	1,60	8,36	10,48	0,07	1,02	0,33
V2	WAB-450-11-1-1-P31-9	3,96	9,06	19,52	22,75	0,78	1,75	0,59
V3	WAB-450-11-1-1-P41-HB	6,30	12,23	25,19	29,88	0,93	2,28	0,92
V4	WAB-450-11-1-1-P40-HB	7,23	21,34	25,10	26,71	2,36	0,70	0,31
V5	WAB-450-11-1-3-P40-HB	4,85	8,93	18,87	22,49	0,63	1,65	0,65
V6	WAB-450-1-3-P41-HB	7,62	11,25	19,30	20,99	0,57	1,36	0,30
V7	WAB-450-24-2-3-P33-HB	7,54	11,37	21,55	23,03	0,60	1,74	0,27
V8	WAB-450-I-B-P136-HB	8,47	19,47	28,26	31,05	1,83	1,65	0,57
V9	WAB-450-I-B-P24-HB	9,54	18,53	27,19	29,47	1,50	1,61	0,45
V10	WAB-450-I-B-P33-HB	15,53	20,12	23,58	26,74	0,80	0,63	0,60
V11	WAB-450-I-B-P38-HB	3,03	7,13	22,18	27,83	0,62	2,53	1,08
V12	WAB-450-I-B-P91-HB	2,79	20,93	23,69	29,12	2,95	0,51	1,05
V13	WAB-515B-13-AI-2	1,44	12,54	19,11	31,76	1,71	1,11	2,43
V14	WAB-56-104	18,81	17,85	24,24	26,41	-0,17	1,16	0,42
V15	WAB-582-10-1	13,62	12,68	25,40	27,00	-0,16	2,25	0,31
V16	WAB-583-6-1	5,81	12,09	28,06	30,42	0,99	2,86	0,48
V17	FKR14	10,05	13,67	17,47	22,05	0,59	0,64	0,82
V18	FKR32	9,49	20,90	32,60	56,72	1,92	2,29	6,33
V19	FKR19a	1,09	14,17	16,47	29,85	2,03	0,39	2,49
V20	FKR52	2,87	9,29	18,21	32,85	0,98	1,48	2,82
V21	FKR54	2,19	5,26	14,35	26,22	0,46	1,44	2,13
V22	Maroba	4,93	11,25	26,68	37,69	0,98	2,73	2,33
V23	Dissi	3,15	13,72	24,50	45,90	1,65	1,91	4,76
V24	Riz de 4 mois	3,78	8,33	27,38	37,21	0,69	3,33	2,08
V25	Bernard	1,91	8,32	14,46	39,50	0,97	0,99	4,95
V26	Riz de Gaoua	1,28	8,26	19,03	37,19	1,05	1,78	3,63
V27	Nazi	1,10	4,73	25,95	35,23	0,53	3,60	1,91
V28	Alkam 56c	10,47	15,90	25,73	38,69	0,89	1,78	2,74
V29	Malba	3,53	8,22	20,58	43,00	0,71	2,07	4,74
V30	Moui Sorgore	3,70	13,34	19,75	37,36	1,51	1,10	3,54
V31	Gnokolo Blanc	4,04	7,39	22,39	39,72	0,51	2,52	3,61
V32	Riz de Côte-d'Ivoire	15,73	19,92	27,89	31,96	0,73	1,50	0,83
V33	FKR28	3,73	8,92	24,75	38,99	0,79	2,73	3,00
V34	TS10	3,82	7,56	21,47	34,15	0,57	2,33	2,52
V35	FKR19b	2,06	8,47	14,14	24,22	0,97	0,91	1,78
V36	FKR2 (Gambiaka)	3,31	10,70	17,60	26,41	1,14	1,15	1,61
V37	BASMATI 370	1,43	4,06	10,27	25,45	0,39	0,96	2,65
V38	BW-348-1	4,96	10,02	22,06	47,98	0,78	2,05	5,78
V39	IET-1885	2,48	3,30	16,59	28,32	0,12	2,11	2,23
V40	FKR19c	3,97	15,25	25,57	32,39	1,79	1,86	1,37
Coefficient de variation		0,97	0,59	0,38	0,34	-	-	-
Niveau de signification (p = 0,05)		HS	HS	HS	HS			

incidence variant de 1,10 pour V27 (Nazi) à 3,15 pour V23 (Dissi). Ces géotypes appartiennent à l'espèce *O. glaberrima* ;

- du stade grain laiteux au stade grain pâteux (entre 24 et 31 JAE), l'incidence de la maladie a augmenté considérablement pour la plupart des géotypes étudiés. Elle atteignait une valeur maximale de 56,7% de panicules malades pour FKR32 (V18). Les géotypes Gnokolo blanc (V31), FKR32 (V18), Dissi (V23), Nazi (V27), Bernard (V25) ont confirmé leur sensibilité vis-à-vis de l'attaque foliaire de *B. oryzae*. D'autres entrées telles que V10 (WAB-450-I-B-P33-HB) et V37 (BASMATI 370) se sont avérées par contre plus sensibles au faciès paniculaire de la maladie. Enfin, le géotype V1 (C-G14), qui appartient à l'espèce *O. glaberrima*, s'est montré plus sensible à l'attaque foliaire qu'au faciès paniculaire de la maladie. Ce géotype a connu l'incidence la plus faible durant la phase reproductive du riz, avec 10,48% de panicules malades contre 56,72% pour FKR32. Tous les géotypes étudiés, à l'exception du témoin sensible C-G14 (V1), étaient fortement attaqués, avec une incidence supérieure à 20% de panicules malades. Le témoin résistant FKR19 a connu une incidence allant de 24,22 (V35) à 32,29 (V39) et ne se distingue pas nettement des autres géotypes de riz.

Les taux de progression de l'épidémie ont varié de 0,07 à 5,78 sur la période concernée par les observations. La progression de la maladie a été fortement retardée par C-G14 (V1) en début d'épiaison ($r_1 = 0,07$) ; elle a été par contre très forte pour d'autres géotypes tels que Dissi (V23) et le témoin résistant FKR19, avec respectivement des taux de progression de 1,65 et 1,79. Cinq géotypes ont montré une aptitude à freiner la progression de la maladie en début épiaison (r_1) ; ce sont : V1 (C-G14), V14 (WAB-56-104), V15 (WAB-582-10-1), V37 (BASMATI 370) et V39 (IET-1885). En fin de cycle (31 JAE), six géotypes (V1, V4, V6, V7, V14 et V15) se sont révélés les plus aptes à ralentir l'épidémie (r_3) ; on note parmi eux trois hybrides interspécifiques pluviaux : WAB-450-11-1-1-P40-HB (V4), WAB-450-1-3-P41-HB (V6) et WAB-450-24-2-3-P33-HB (V7). Les géotypes suivants se sont caractérisés par un taux excessivement élevé de progression de la maladie (r_3) allant de 3,54 à 6,33 : Dissi (V23), Bernard (V25), FKR32 (V18), Malba (V29), BW-348-1 (V38), Gnokolo blanc (V31) Riz de Gaoua (V26) et Moui Sorgore (V30). Ces géotypes sont des écotypes locaux, des variétés déjà vulgarisées et sont adaptés aux écologies de bas fond et irrigué.

1.3.2. Comportement des géotypes de riz à Karfiguéla

1.3.2.1. Incidence de l'helminthosporiose foliaire

Les données portant sur l'évolution de l'incidence de la maladie à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003 sont regroupées dans le tableau IX. Elles indiquent que le comportement des géotypes a varié de manière importante au cours de la campagne :

- au stade tallage (entre 35 et 42 JAS), aucun génotype n'a présenté de symptômes d'attaques foliaires;

- entre les stades tallage et initiation paniculaire (de 42 à 56 JAS), l'intensité de la maladie est restée très faible. A 49 JAS, seulement six génotypes avaient une incidence foliaire variant entre 0,67 et 1,33 % SFM. On notait parmi ceux-ci la FKR19 (V19), la FKR54 (21), Bernard (V25) et Basmati 370 (V36). Cinquante six jours après le semis, l'intensité de la maladie était toujours faible, avec moins de 2 % SFM chez 11 génotypes de type inondé;

Tableau X : Incidence moyenne de l'helminthosporiose foliaire causée par *Bipolaris oryzae* en fonction des génotypes de riz à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003.

Code entré	Génotypes de riz	Surfaces foliaires malades (%)								
		35 JAS	42 JAS	49 JAS	56 JAS	63 JAS	70 JAS	77 JAS	84 JAS	91 JAS
V1	C-G14	0,00	0,00	1,00	1,67	1,67	2,00	10,17	13,00	15,50
V2	WAB-450-11-1-1-P31-9	0,00	0,00	0,00	0,00	0,67	0,67	1,00	1,33	1,33
V3	WAB-450-11-1-1-P41-HB	0,00	0,00	0,00	0,00	0,33	0,67	1,00	1,00	1,33
V4	WAB-450-11-1-1-P40-HB	0,00	0,00	0,00	0,00	0,67	1,00	1,67	2,00	2,00
V5	WAB-450-11-1-3-P40-HB	0,00	0,00	0,00	0,00	0,33	0,67	1,33	1,33	1,33
V6	WAB-450-1-3-P41-HB	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,33	0,67	1,33	1,67
V7	WAB-450-24-2-3-P33-HB	0,00	0,00	0,00	0,00	0,67	0,67	1,00	1,33	1,33
V8	WAB-450-I-B-P136-HB	0,00	0,00	0,00	0,00	0,33	0,33	1,00	1,33	7,33
V9	WAB-450-I-B-P24-HB	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,33	2,00	2,00	2,83
V10	WAB-450-I-B-P33-HB	0,00	0,00	0,00	0,00	0,33	0,67	1,33	1,33	1,33
V11	WAB-450-I-B-P38-HB	0,00	0,00	0,00	0,00	0,33	0,67	1,33	1,67	2,83
V12	WAB-450-I-B-P91-HB	0,00	0,00	0,00	0,00	0,67	1,33	1,33	1,67	1,67
V13	WAB-515B-13-AI-2	0,00	0,00	0,00	0,00	1,00	1,33	2,00	2,00	2,00
V14	WAB-56-104	0,00	0,00	0,00	0,00	0,33	0,33	1,00	1,00	2,00
V15	WAB-582-10-1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,33	1,67	1,67	1,67
V16	WAB-583-6-1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,67	0,67	1,67	2,83	2,83
V17	FKR14	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,00	2,00	2,00
V18	FKR32	0,00	0,00	0,00	1,00	1,33	1,33	2,50	2,50	6,17
V19	FKR19a	0,00	0,00	0,67	1,33	1,33	1,33	1,67	2,00	2,83
V20	FKR52	0,00	0,00	0,00	0,00	0,33	0,67	1,00	1,67	2,83
V21	FKR54	0,00	0,00	0,67	0,33	1,67	1,67	3,67	3,67	3,67
V22	Maroba	0,00	0,00	0,00	0,00	1,33	1,33	2,83	2,83	6,5
V23	Dissi	0,00	0,00	0,00	1,00	2,00	2,83	3,67	3,67	12,67
V24	Riz de 4 mois	0,00	0,00	0,00	0,00	1,00	1,33	2,17	2,17	3,67
V25	Bernard	0,00	0,00	0,67	0,67	1,67	2,00	2,83	7,33	7,33
V26	Riz de Gaoua	0,00	0,00	0,00	0,00	1,50	1,50	2,00	4,50	8,75
V27	Nazi	0,00	0,00	0,00	0,67	1,33	1,67	2,50	3,33	10,17
V28	Alkam 56c	0,00	0,00	0,00	0,00	1,00	1,00	1,33	1,67	2,83
V29	Malba	0,00	0,00	0,00	0,00	1,33	1,67	2,00	2,00	2,83
V30	Moui Sorgore	0,00	0,00	0,00	0,00	1,00	1,00	2,00	2,00	3,67
V31	Gnokolo Blanc	0,00	0,00	0,00	0,00	1,67	1,67	5,33	5,67	13,00

Tableau X : Incidence moyenne de l'helminthosporiose foliaire causée par *Bipolaris oryzae* en fonction des géotypes de riz à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003 (suite)

Code entrée	Géotypes de riz	Surfaces foliaires malades (%)								
		35 JAS	42 JAS	49 JAS	56 JAS	63 JAS	70 JAS	77 JAS	84 JAS	91 JAS
V32	Riz de Côte-d'Ivoire	0,00	0,00	0,00	0,00	0,33	0,33	2,17	2,50	2,50
V33	FKR28	0,00	0,00	0,00	0,00	1,00	1,00	2,00	2,00	3,67
V34	TS10	0,00	0,00	0,00	0,00	1,00	1,00	1,33	2,00	2,00
V35	FKR19b	0,00	0,00	0,00	0,67	1,00	1,00	1,33	1,33	2,50
V36	FKR2 (Gambiaka)	0,00	0,00	0,00	0,33	2,00	2,83	3,67	7,33	10,17
V37	BASMATI 370	0,00	0,00	0,67	1,33	1,67	1,67	2,00	2,83	2,83
V38	BW-348-1	0,00	0,00	0,00	0,00	1,00	1,00	1,67	1,67	2,00
V39	IET-1885	0,00	0,00	0,00	0,33	1,33	1,33	1,67	1,67	1,67
V40	FKR19c	0,00	0,00	0,67	1,33	2,00	2,00	2,00	2,83	2,83
Coefficients de variation		-	2,87	2,15	0,80	0,74	0,98	0,98	1,02	
Niveau de signification (p = 0,05)		-	HS	HS	HS	HS	HS	HS	HS	

- de l'initiation paniculaire au début de l'épiaison (entre 56 et 70 JAS), l'incidence de la maladie est restée faible au niveau des géotypes. Soixante trois jours après semis, 36 géotypes indiquaient une incidence foliaire comprise entre 0,33 % et 2 % SFM. Trois (03) géotypes de type pluvial et un géotype de type irrigué étaient toujours indemnes de maladie ; il s'agit de WAB-450-1-3-P41-HB (V6), WAB-450-I-B-P24-HB (V9), WAB-582-10-1 (V15) et FKR14 (V17). Une semaine plus tard, une seule variété, la FKR 14 (V17), ne présentait pas de symptôme de la maladie; les 39 autres géotypes avaient entre 0,33 à 2,83 % de surface foliaire malade (SFM) ;

- du début de l'épiaison au stade grain pâteux (entre 70 et 91 JAS), on a observé un phénomène de stabilisation de l'épidémie foliaire pour la majorité des géotypes étudiés. L'incidence de l'helminthosporiose foliaire a varié de 0,33 à 15,5 % SFM pour le témoin sensible C-G14 (V1). Le témoin résistant, FKR19, se situe parmi les géotypes les moins infectés avec 2,83 % SFM. Les hybrides interspécifiques de type pluvial étaient les moins affectées par la maladie avec une incidence de 2,83% SFM. Un seul géotype, WAB-450-I-B-P136-HB (V8), a dépassé 7 % SFM à ce stade. Comme à la Vallée du Kou, Gnokolo blanc est classé parmi les géotypes les plus sensibles à *B. oryzae* avec 13 % SFM.

1.3.2.2. Classification des génotypes de riz selon le niveau de tolérance l'helminthosporiose foliaire

Les données de l'incidence de l'helminthosporiose foliaire 91 JAS ont permis de regrouper les génotypes de riz en groupes de sensibilité à la maladie selon l'échelle de notation de l'IRRI (2002). Les résultats de ces regroupements sont portés dans le tableau X.

Tableau XI. Classification des génotypes en groupes de sensibilité à l'attaque foliaire causée par *Bipolaris oryzae* à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003.

Groupes	Code entrée	Génotypes de riz	Niveau de résistance
Groupe I	V6 V3 V5 V10 V14 V15 V16 V33 V24 V40 V32 V7 V37 V39 V17 V29 V38 V22 V19 V20 V21 V28 V30 V35 V34 V2 V4 V9 V11 V12 V13	WAB-450-1-3-P41-HB WAB-450-11-1-1-P41-HB WAB-450-11-1-3-P40-HB WAB-450-I-B-P33-HB WAB-56-104 WAB-582-10-1 WAB-583-6-1 FKR 28 Riz de 4 mois FKR 19c Riz de Côte-d'Ivoire WAB-450-24-2-3-P33-HB Basmati 370 I.E.T-1885 FKR 14 Malba BW-348-1 Maroba FKR 19a FKR 52 FKR 54 Alkam 56c Moui Sorgoré FKR 19b TS-10 WAB-450-11-1-1-P31-9 WAB-450-11-1-1-P40-HB WAB-450-I-B-P24-HB WAB-450-I-B-P38-HB WAB-450-I-B-P91-HB WAB-515B-13-AI-2	<i>Génotypes résistants (incidence inférieure à 4 % SFM)</i>
Groupe II	V26 V25 V31 V36 V27 V23 V18 V8	Riz de Gaoua Bernard Gnokolo blanc FKR 2 (Gambiaka) Nazi Dissi FKR 32 WAB-450-I-B-P136-HB	<i>Génotypes résistants à moyennement résistants (de 4 à 15 % SFM)</i>
Groupe III	V1	C-G 14	<i>Génotypes moyennement sensibles à sensibles (incidence supérieure à 15 % SFM)</i>

Cette classification des génotypes selon leur niveau de sensibilité à la maladie permet de distinguer trois (03) groupes :

- le groupe I comportant les génotypes résistants, avec une incidence foliaire comprise entre 0 et 3 % SFM. Ce groupe qui compte 31 entrées, comprend des génotypes appartenant aux espèces *O. sativa* et *O. glaberrima*. Il renferme le témoin résistant FKR 19 et la plupart des hybrides interspécifiques ;

- le groupe II regroupant les génotypes moyennement résistants, avec une surface foliaire malade comprise entre 4 et 15 %. On y dénombre huit génotypes de différentes espèces et écologies ;

- le groupe III avec les génotypes dont l'incidence est supérieur à 15% SFM. Un seul génotype, le témoin sensible C-G 14 (V1), constitue le groupe III.

L'utilisation de l'incidence foliaire pour regrouper les génotypes en classes de résistance aboutit à des résultats variables selon le site concerné. La composition des groupes de génotypes diffèrent dans les deux sites d'expérimentation que sont la Vallée du Kou et Karfiguéla. Mais on constate également des convergences dans le comportement des génotypes dans les deux écologies. Ces résultats mettent l'accent sur la nécessité de conduire ce type d'études dans plusieurs environnements afin de saisir la diversité des facteurs qui influent sur le cours des épidémies d'helminthosporiose.

1.3.2.3. Evolution de l'épidémie d'helminthosporiose foliaire du riz

Le comportement des génotypes de riz face à la progression de l'helminthosporiose foliaire a été étudié à travers deux variables : le taux de progression de l'épidémie (r) et l'aire de développement de la maladie (AUDPC).

➤ Taux de progression de l'épidémie

Les taux de progression de l'épidémie (r) de l'helminthosporiose au cours de la saison humide 2003 ont été calculés selon la formule de RAPILLY (1991). Les résultats sont regroupés dans le tableau XI.

Les chiffres portés dans ce tableau indiquent une accélération de l'épidémie du début à la fin du cycle de végétation du riz en ce qui concerne la majorité des génotypes étudiés. Les taux de progression ont varié de 0 à 1,4 pour Dissin (V23), de 0 à 1,156 pour Gnkolo blanc (V31). Pour le témoin sensible C-G 14 (V1), les taux étaient de 0 et 0,417 durant la même période. Le témoin résistant, la FKR 19 (V 39), a connu des taux allant de 0 à 0,122. Ces taux sont plus de trois fois inférieurs à ceux du témoin sensible.

Tableau XII. Variation du taux de progression de l'incidence de l'helminthosporiose foliaire en fonction des géotypes de riz au cours de la saison humide 2003 sur le site de Karfiguéla.

Code entrée	Géotypes de riz	Taux de progression de l'épidémie (r = unité/jour)							
		r1(*)	r 2	r 3	r 4	r 5	r 6	r 7	r 8
V1	C-G14	0,000	0,144	0,097	0,000	0,048	1,243	0,458	0,417
V2	WAB-450-11-1-1-P31-9	0,000	0,000	0,000	0,096	0,000	0,048	0,048	0,000
V3	WAB-450-11-1-1-P41-HB	0,000	0,000	0,000	0,048	0,048	0,048	0,000	0,048
V4	WAB-450-11-1-1-P40-HB	0,000	0,000	0,000	0,096	0,048	0,097	0,048	0,000
V5	WAB-450-11-1-3-P40-HB	0,000	0,000	0,000	0,048	0,048	0,096	0,000	0,000
V6	WAB-450-1-3-P41-HB	0,000	0,000	0,000	0,000	0,048	0,048	0,096	0,048
V7	WAB-450-24-2-3-P33-HB	0,000	0,000	0,000	0,096	0,000	0,048	0,048	0,000
V8	WAB-450-1-B-P136-HB	0,000	0,000	0,000	0,048	0,000	0,096	0,048	0,896
V9	WAB-450-1-B-P24-HB	0,000	0,000	0,000	0,000	0,048	0,241	0,000	0,122
V10	WAB-450-1-B-P33-HB	0,000	0,000	0,000	0,048	0,048	0,096	0,000	0,000
V11	WAB-450-1-B-P38-HB	0,000	0,000	0,000	0,048	0,048	0,096	0,048	0,170
V12	WAB-450-1-B-P91-HB	0,000	0,000	0,000	0,096	0,096	0,000	0,048	0,000
V13	WAB-515B-13-AI-2	0,000	0,000	0,000	0,144	0,048	0,097	0,000	0,000
V14	WAB-56-104	0,000	0,000	0,000	0,048	0,000	0,096	0,000	0,145
V15	WAB-582-10-1	0,000	0,000	0,000	0,000	0,048	0,192	0,000	0,000
V16	WAB-583-6-1	0,000	0,000	0,000	0,096	0,000	0,145	0,170	0,000
V17	FKR14	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,144	0,145	0,000
V18	FKR32	0,000	0,000	0,144	0,048	0,000	0,170	0,000	0,548
V19	FKR19a	0,000	0,096	0,096	0,000	0,000	0,048	0,048	0,122
V20	FKR52	0,000	0,000	0,000	0,048	0,048	0,048	0,097	0,170
V21	FKR54	0,000	0,096	-0,048	0,192	0,000	0,294	0,000	0,000
V22	Maroba	0,000	0,000	0,000	0,192	0,000	0,219	0,000	0,550
V23	Dissi	0,000	0,000	0,144	0,145	0,122	0,123	0,000	1,401
V24	Riz de 4 mois	0,000	0,000	0,000	0,144	0,048	0,121	0,000	0,221
V25	Bernard	0,000	0,096	0,000	0,145	0,048	0,122	0,677	0,000
V26	Riz de Gaoua	0,000	0,000	0,000	0,216	0,000	0,073	0,369	0,650
V27	Nazi	0,000	0,000	0,096	0,096	0,048	0,122	0,123	1,047
V28	Alkam 56c	0,000	0,000	0,000	0,144	0,000	0,048	0,048	0,170
V29	Malba	0,000	0,000	0,000	0,192	0,048	0,048	0,000	0,120
V30	Moui Sorgore	0,000	0,000	0,000	0,144	0,000	0,145	0,000	0,245
V31	Gnokolo Blanc	0,000	0,000	0,000	0,240	0,000	0,543	0,050	1,156
V32	Riz de Côte-d'Ivoire	0,000	0,000	0,000	0,048	0,000	0,265	0,049	0,000
V33	FKR28	0,000	0,000	0,000	0,144	0,000	0,145	0,000	0,245
V34	TS10	0,000	0,000	0,000	0,144	0,000	0,048	0,097	0,000
V35	FKR19b	0,000	0,000	0,096	0,048	0,000	0,048	0,000	0,170
V36	FKR2 (Gambiaka)	0,000	0,000	0,048	0,241	0,122	0,123	0,554	0,444
V37	BASMATI 370	0,000	0,096	0,096	0,048	0,000	0,048	0,122	0,000
V38	BW-348-1	0,000	0,000	0,000	0,144	0,000	0,097	0,000	0,048
V39	IET-1885	0,000	0,000	0,048	0,144	0,000	0,048	0,000	0,000
V40	FKR19c	0,000	0,096	0,096	0,097	0,000	0,000	0,122	0,000

(*) – taux de progression hebdomadaire : r1 (de 35 à 42 JAS), r2 (de 42 à 49 JAS), r3 (de 49 à 56 JAS), r4 (de 56 à 63 JAS), r5 (de 63 à 70 JAS), r6 (de 70 à 77 JAS), r7 (de 77 à 84 JAS) et r8 (de 84 à 91 JAS).

Les taux de progression de l'épidémie r1, r2 et r3 relatifs à la période allant du tallage à l'initiation paniculaire (entre 35 et 56 JAS) sont relativement faibles, avec des valeurs allant de 0 à 0,144. Les hybrides interspécifiques n'ont pas connu de progression de l'épidémie (r = 0). Il en est de même de la plupart des écotypes locaux qui appartiennent à l'espèce *O. glaberrima*. La FKR 32 (V18) a connu la plus forte progression de l'épidémie avec un taux de 0,144. En fin de

cycle, la maladie a progressé plus vite sur les géotypes V8 (WAB-450-I-B-P136-HB) avec un taux de progression (r8) de 0,896, V23 (Dissi) avec un taux de 1,401, V27 (Nazi) avec un taux de 1,047 et V31 (Gnokolo blanc) avec 1,156.

➤ **Aire de développement de la maladie (AUDPC)**

L'aire de développement de la maladie (AUDPC) par géotype a permis d'illustrer l'intensité de la maladie au sein des géotypes de riz par la figure 14. Cet indice indique d'une manière générale une concordance avec la classification des géotypes en groupes de sensibilité à l'helminthosporiose du tableau X.

L'indice de l'AUDPC cumulé a varié de 25 à 260. Les indices les plus élevés concernent les géotypes C-G14 (V1), FKR2 (V36), Gnokolo Blanc (V31), Dissi (V23) et Bernard (V25). Le témoin sensible (C-G14) a connu l'indice AUDPC le plus élevé. Le témoin résistant (FKR19) a un indice AUDPC de 75. Les géotypes WAB-450-1-3-P41-HB (V6), WAB-56-104(V14), WAB-450-11-1-1-P41-HB (V3), FKR14 (V17), WAB-450-I-B-P33-HB (V10), WAB-582-10-1 (V15), WAB-450-11-1-1-P31-9 (V2) ont connu les indices les plus faibles. Il s'agit surtout des hybrides interspécifiques.

Les indices cumulés d'AUDPC obtenus à Karfiguéla semblent confirmer les observations faites à la Vallée du Kou relativement au regroupement des géotypes même s'ils ont été beaucoup plus faibles. Les indices concordent avec les taux de progression de l'épidémie au niveau de ce site. Lorsque les taux intermédiaires de progression de l'épidémie sont élevés, on aboutit à un AUDPC cumulé élevé. Il est possible de prédire le comportement des géotypes face à l'épidémie d'helminthosporiose foliaire à l'aide de cet indice.

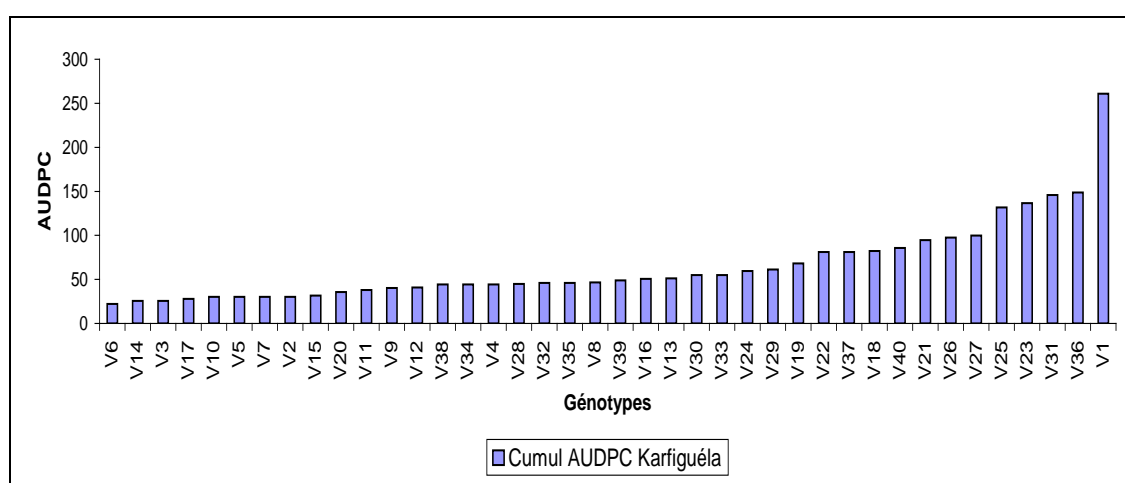


Figure 1 4 : Histogramme de classification des géotypes selon l'indice AUDPC cumulé à Karfiguéla à 77 JAS au cours de la saison humide 2003.

➤ **Comportement des groupes de génotypes de riz vis-à-vis de l'épidémie d'helminthosporiose foliaire à Karfiguéla**

La figure 15 a été construite avec les taux moyens de progression de l'épidémie au sein des groupes de sensibilité à l'helminthosporiose. Elle donne des indications sur le comportement des groupes de sensibilité pendant la période des observations.

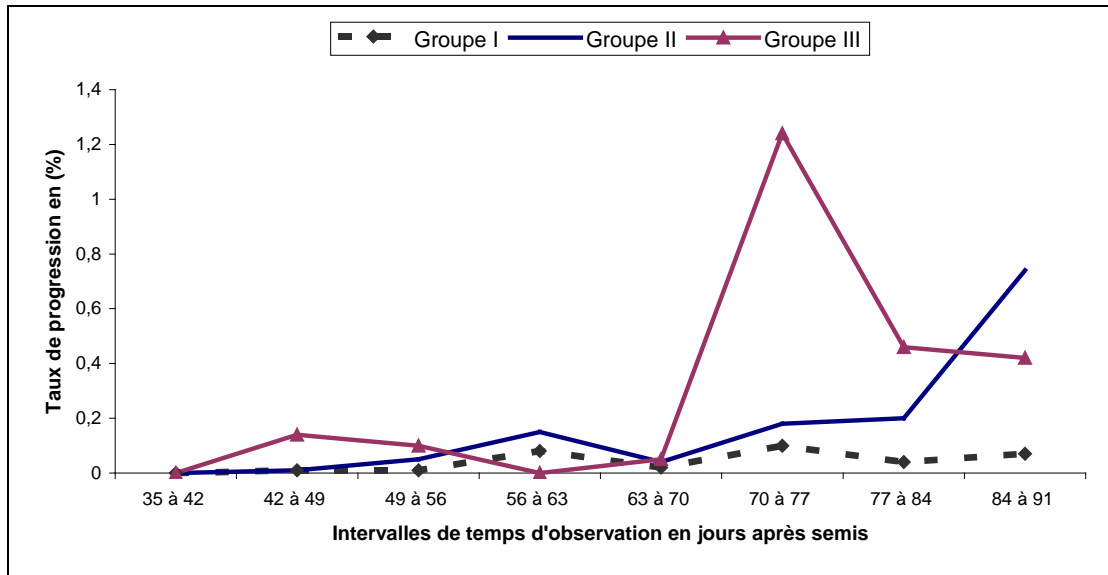


Figure 15 : Courbes de variation du taux de progression de l'épidémie d'attaque foliaire causée par *Bipolaris oryzae* en fonction des génotypes de riz à Karfiguéla pendant la saison humide 2003.

Légende : Groupe I - génotypes résistants à l'attaque foliaire causée par *Bipolaris oryzae* ;
 Groupe II - génotypes moyennement résistants à l'attaque foliaire causée par *Bipolaris oryzae* ;
 Groupe III : génotypes sensibles à l'attaque foliaire causée par *Bipolaris oryzae*.

La courbe d'évolution du taux de progression de l'épidémie à Karfiguéla révèle peu de différence entre les groupes de sensibilité durant toute la période allant du tallage (35 JAS) jusqu'à l'épiaison (70 JAS) (figure 17), contrairement à la situation observée dans la Vallée du Kou. La progression de l'épidémie de l'helminthosporiose a été faible, avec un taux maximal de 0,2 à Karfiguéla contre 1,2 dans la Vallée du Kou. Ce taux devient ensuite plus important, pour atteindre 1,2 au bout de 77 JAS pour les génotypes sensibles. Pour les groupes III et II, l'allure des courbes est sensiblement semblable jusqu'au stade épiaison (70-77 JAS) avant de croître légèrement pour le groupe II des génotypes moyennement résistants ($r=0,8$); ces taux demeurent très faibles pour le groupe I ($r<0,2$). Une comparaison des figures 14 et 16 révèle une situation épidémiologique opposée dans les deux sites d'expérimentation.

1.3.2.4. Incidence de l'helminthosporiose paniculaire

Les résultats des observations de l'incidence de l'helminthosporiose paniculaire et les taux de progression de l'épidémie sont regroupés dans le tableau XIII. Ils portent sur les moyennes de l'incidence et les taux de progression de l'épidémie de l'helminthosporiose paniculaire durant le stade épiaison du riz. Le comportement des génotypes a été très contrasté durant la période de l'essai :

- du stade début épiaison au stade grain laiteux (entre 10 et 17 jours après épiaison), l'incidence de la maladie a été plus faible, comparativement à la Vallée du Kou. En début épiaison (10 JAE), elle a atteint un maximum de 7,03% à Karfiguéla (V10), contre 18,81% dans la Vallée du Kou (V14). Les génotypes interspécifiques ont été, dans leur majorité, plus atteints que les intra spécifiques pour lesquels l'incidence de la maladie n'excède pas 2,70% de panicules malades. Au stade grain laiteux du riz (17 JAE), l'incidence a doublé pour la plupart des génotypes étudiés. Cependant, les taux de l'incidence de l'attaque paniculaire ont peu varié, comparativement à la Vallée du Kou, avec respectivement des incidences maximales de 11,27% de panicules malades (V31) et 21,34% (V4). D'autre part, les taux de progression de la maladie ont été plus faibles chez la plupart des intra spécifiques que chez les interspécifiques ; ces taux ont baissé au cours des semaines suivantes en ce qui concerne les interspécifiques et augmenté pour les intra spécifiques ;

- du stade grain laiteux au stade grain pâteux du riz (entre 17 et 31 JAE), l'écotype local Gnokolo blanc (V31) a connu une incidence de 31,83%, confirmant les observations faites au cours des précédents stades de développement du riz. Les taux de progression de la maladie, qui ont varié de 0,98 à 2,79 (r2 et r3), ont révélé une grande vulnérabilité de ce génotype aux attaques de *B. oryzae*. Le génotype V1 (C-G14) a confirmé son bon comportement de la Vallée du Kou, avec une incidence maximale de 5,64% en fin de cycle du riz et un taux de progression de la maladie parmi les plus faibles allant de 0,11 à 0,24. Les entrées V23 (Dissi) et V30 (Moui Sorgore) ont confirmé leur sensibilité à l'attaque paniculaire de *B. oryzae* sur l'ensemble des sites d'expérimentation.

Tableau XIII : Incidence et taux de progression de l'incidence de l'helminthosporiose paniculaire à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003.

Code entrée	Génotypes de riz	Pourcentage des panicules malades				Taux de progression de la maladie		
		10 JAE	17 JAE	24 JAE	31 JAE	r 1	r 2	r 3
V1	C-G14	2,00	3,64	4,38	5,64	0,24	0,11	0,19
V2	WAB-450-11-1-1-P31-9	2,75	4,56	8,07	8,77	0,27	0,54	0,11
V3	WAB-450-11-1-1-P41-HB	5,59	7,13	7,51	10,60	0,61	0,22	0,29
V4	WAB-450-11-1-1-P40-HB	2,62	5,13	6,91	10,25	0,37	0,27	0,52
V5	WAB-450-11-1-3-P40-HB	2,61	5,01	5,94	10,46	0,36	0,14	0,70
V6	WAB-450-1-3-P41-HB	5,22	6,59	8,63	12,21	0,21	0,31	0,57
V7	WAB-450-24-2-3-P33-HB	4,76	6,35	8,63	16,56	0,24	0,35	1,30
V8	WAB-450-I-B-P136-HB	4,85	7,87	10,67	16,34	0,46	0,44	0,94
V9	WAB-450-I-B-P24-HB	5,22	10,00	12,85	17,26	0,74	0,46	0,74
V10	WAB-450-I-B-P33-HB	7,03	7,82	9,31	11,92	0,12	0,23	0,42
V11	WAB-450-I-B-P38-HB	3,43	7,44	8,88	10,69	0,61	0,22	0,29
V12	WAB-450-I-B-P91-HB	2,54	5,56	11,73	27,45	0,45	0,97	2,80
V13	WAB-515B-13-AI-2	6,61	9,20	11,12	14,60	0,40	0,31	0,57
V14	WAB-56-104	5,66	7,85	10,19	29,70	0,34	0,37	3,50
V15	WAB-582-10-1	4,50	7,26	14,75	25,85	0,42	1,20	1,99
V16	WAB-583-6-1	6,61	9,20	11,12	14,60	0,40	0,31	0,57
V17	FKR14	2,44	4,35	6,19	7,75	0,28	0,28	0,24
V18	FKR32	0,78	2,89	4,02	6,66	0,31	0,17	0,40
V19	FKR19a	1,40	2,57	3,67	6,01	0,17	0,16	0,35
V20	FKR52	1,93	3,13	7,73	12,13	0,18	0,69	0,70
V21	FKR54	1,83	4,26	5,38	7,71	0,36	0,17	0,36
V22	Maroba	2,70	6,67	9,46	15,31	0,60	0,43	0,95
V23	Dissi	1,99	5,81	8,40	17,21	0,57	0,40	1,44
V24	Riz de 4 mois	1,80	4,41	7,33	9,73	0,38	0,44	0,37
V25	Bernard	1,67	5,41	8,51	10,01	0,55	0,48	0,24
V26	Riz de Gaoua	1,20	3,70	5,31	10,17	0,37	0,24	0,75
V27	Nazi	1,24	4,35	6,34	11,94	0,46	0,30	0,88
V28	Alkam 56c	1,73	3,46	5,11	8,28	0,25	0,25	0,49
V29	Malba	1,39	3,30	4,36	6,84	0,28	0,16	0,38
V30	Moui Sorgore	2,63	5,68	11,63	19,43	0,45	0,93	1,32
V31	Gnokolo Blanc	3,80	11,27	17,13	31,83	1,15	0,98	2,79
V32	Riz de Côte-d'Ivoire	2,70	8,05	13,25	15,86	0,81	0,83	0,44
V33	FKR28	0,67	3,76	5,06	9,69	0,45	0,20	0,71
V34	TS10	1,72	3,90	6,03	9,20	0,38	0,32	0,49
V35	FKR19b	1,75	3,20	4,85	9,21	0,21	0,25	0,67
V36	FKR2 (Gambiaka)	2,37	3,75	6,62	9,21	0,20	0,43	0,40
V37	BASMATI 370	1,91	3,73	8,11	15,18	0,27	0,67	1,14
V38	BW-348-1	0,93	3,02	5,15	10,58	0,30	0,32	0,84
V39	IET-1885	1,24	3,25	5,92	14,76	0,29	0,40	1,41
V40	FKR19c	1,95	2,72	6,85	8,15	0,11	0,62	0,20
Coefficient de variation		0,82	0,56	0,47	0,61	-	-	-
Niveau de signification (p = 0,05)		HS	HS	HS	HS	-	-	-

1.3.3. Evolution comparée de l'incidence de l'helminthosporiose foliaire à la Vallée du Kou et Karfiguéla

Les moyennes des surfaces foliaires malades au niveau de chaque localité, tous génotypes confondus, ont permis de construire la figure 16 qui illustre le développement de la maladie tout au long de la saison.

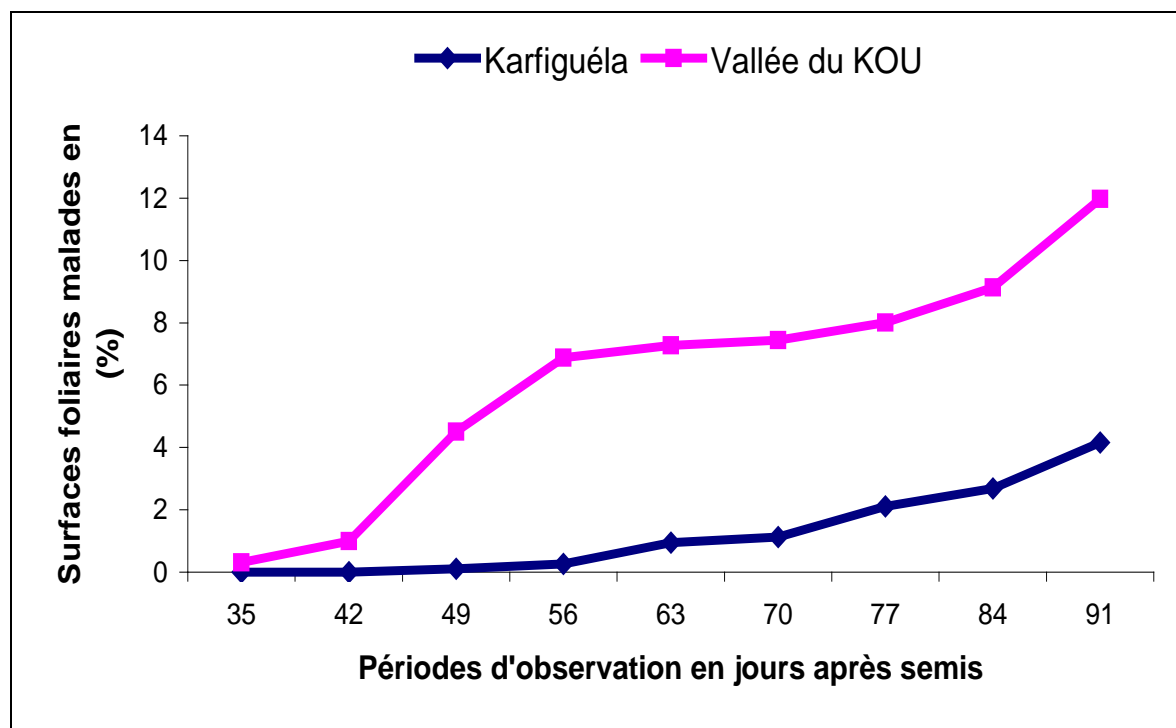


Figure 16 : Courbes d'évolution des moyennes des attaques foliaires du riz causées par *Bipolaris oryzae* à la Vallée du Kou et à Karfiguéla durant la campagne humide 2003.

Cette figure indique que l'intensité des attaques foliaires a été plus marquée dans la Vallée du Kou qu'à Karfiguéla. La maladie s'est installée plus tôt dans la Vallée du Kou (49 JAS), dès le début du stade tallage, avec plus de 4% de SFM contre 0% à Karfiguéla. Dans la Vallée du Kou, la maladie a progressé de manière accélérée à partir du 42^{ème} jusqu'au 56^{ème} JAS, avant de connaître une progression moins rapide pendant quatre semaines. A Karfiguéla par contre, l'évolution de la maladie a été très lente, mais continue jusqu'à 91 JAS. En fin de saison, l'incidence moyenne dépasse 12% SFM à la Vallée du Kou contre un peu plus de 4% SFM à Karfiguéla. Il ressort de ces courbes que le site de la Vallée du Kou a été plus favorable aux attaques foliaires de l'helminthosporiose durant la saison humide 2003.

1.3.4. Evolution comparée de l'incidence de l'helminthosporiose paniculaire à la Vallée du Kou et à Karfiguéla

La courbe de la figure 17 compare l'évolution de l'incidence paniculaire sur les deux sites. Elle est construite à partir des incidences moyennes de la maladie par site et par date d'observation de l'ensemble des génotypes étudiés.

Au début du stade épiaison (10 JAE), l'incidence de la maladie au niveau des deux sites différait peu, avec une valeur moyenne de 5% de panicules malades. L'écart a connu un accroissement rapide au cours des semaines suivantes, avec une incidence plus forte sur la plaine de la Vallée du Kou. Au stade grain pâteux du riz (31 JAE), la moyenne de l'incidence de l'helminthosporiose paniculaire variait de 5 % à 34 % dans la Vallée du Kou, contre 4,8 % à 15 % d'incidence à Karfiguéla. Ces résultats confirment les tendances observées au niveau de l'évolution de l'incidence de l'helminthosporiose foliaire dans les deux sites d'expérimentation.

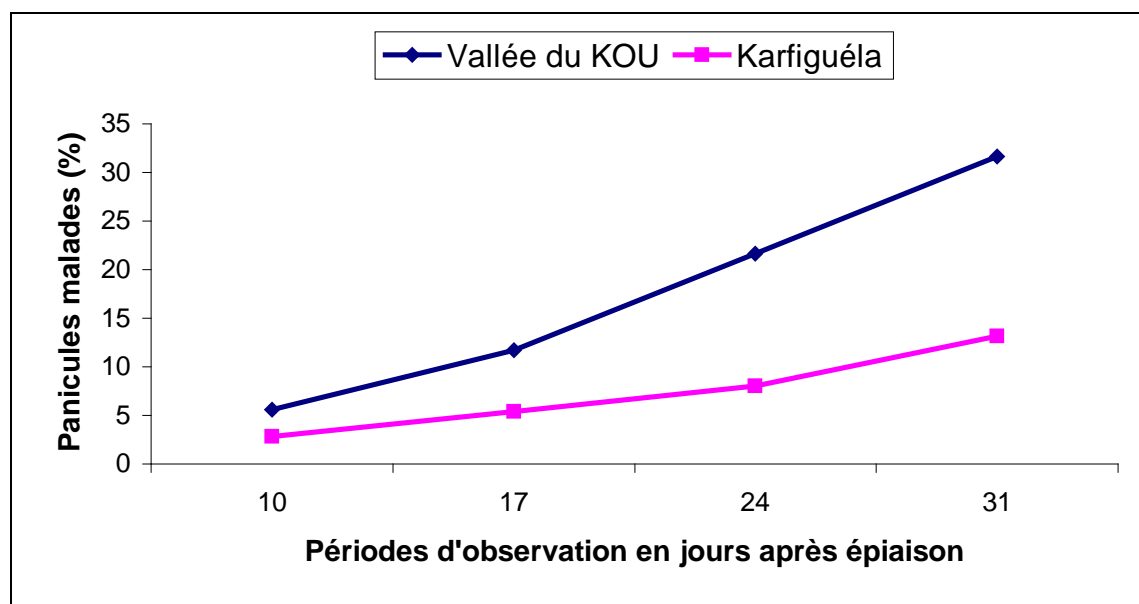


Figure 17 : Courbes de l'évolution moyenne des attaques paniculaires causées par *Bipolaris oryzae* à la Vallée du Kou et à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003.

Les données des incidences paniculaires de l'helminthosporiose dans les deux sites sont ont été soumises à l'analyse des variances. Les résultats obtenus révèlent des différences significatives pour les effets Localités, Génotypes et également pour l'interaction Localités x Génotypes (annexe II). La réaction du riz vis-à-vis de l'attaque paniculaire causée par *Bipolaris oryzae*, tous génotypes confondus, a très fortement varié en fonction de la localité, quelle que

soit la date d'observation considérée. Le site de la Vallée du Kou a été plus favorable au développement de l'épidémie d'helminthosporiose que celui de Karfiguéla.

1.3.5. Etude de l'impact de l'helminthosporiose sur le rendement du riz.

L'étude de l'impact de l'helminthosporiose sur le rendement du riz a été faite par la méthode de la régression. Les résultats présentés dans le tableau XIV ont été obtenus à l'aide de la formule de la page 37.

A Karfiguéla le témoin résistant, la variété FKR 19, a subi la perte la plus faible avec 0,05%, tandis que la perte maximale a été observée sur la variété Basmati 370 (V37), avec 10,35%. A la Vallée du Kou, la perte maximale (16,57%) a été enregistrée pour le génotype WAB-450-I-B-P38-HB (V11) et la perte minimale (moins de 0,001%) pour le génotype Riz de 4 mois (V24).

Dix huit génotypes ont connu plus de pertes à Karfiguéla qu'à la Vallée du Kou, cela dans un contexte de pression de maladie plus faible ; il s'agit par exemple de WAB-450-I-B-P136-HB (V8), de WAB-56-104 (V14) et de Basmati 370 (V37), avec 9,01%, 9,15% et 10,35% contre respectivement 6,50%, 4,92% et 6,26%. Vingt-deux génotypes se sont avérés plus sensibles à la Vallée du Kou qu'à Karfiguéla, en l'occurrence deux hybrides interspécifiques : WAB-450-11-1-1-P41-HB (V3) et WAB-450-I-B-P38-HB (V11) ; ces pertes ont été respectivement de 10,29% et 16,57% à la Vallée du Kou contre respectivement 0,92% et 0,61% à Karfiguéla. Le génotype Gnokolo blanc a connu des niveaux de pertes très faibles, malgré une forte incidence de l'helminthosporiose foliaire et paniculaire. La moyenne des pertes était de 2,50 % à la Vallée du Kou contre 3,4% à Karfiguéla.

Tableau XIV : Pertes de rendement au champ causées aux géotypes de riz par *Bipolaris oryzae* à la Vallée du Kou et à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003.

Codes	Géotypes de riz	Vallée du Kou		Karfiguéla	
		Pertes brutes (%)	Pertes dues à la maladie (%)	Pertes brutes (%)	Pertes dues à la maladie (%)
V1	C-G 14	5,82	4,66	6,17	3,25
V2	WAB-450-11-1-1-P31-9	8,83	0,06	9,29	7,80
V3	WAB-450-11-1-1-P41-HB	11,30	10,29	6,67	0,61
V4	WAB-450-11-1-1-P40-HB	11,20	2,36	6,48	3,63
V5	WAB-450-11-1-3-P40-HB	7,12	1,47	5,71	0,42
V6	WAB-450-1-3-P41-HB	8,29	6,23	6,19	4,35
V7	WAB-450-24-2-3-P33-HB	8,65	5,69	9,81	5,18
V8	WAB-450-I-B-P136-HB	7,58	6,50	9,43	9,01
V9	WAB-450-I-B-P24-HB	11,29	2,55	7,03	5,93
V10	WAB-450-I-B-P33-HB	10,42	8,30	6,50	5,94
V11	WAB-450-I-B-P38-HB	16,63	16,57	9,34	0,92
V12	WAB-450-I-B-P91-HB	7,52	6,75	6,48	6,46
V13	WAB-515B-13-AI-2	8,28	0,51	4,34	3,55
V14	WAB-56-104	7,64	4,92	9,15	9,15
V15	WAB-582-10-1	6,64	0,17	6,93	4,47
V16	WAB-583-6-1	11,03	0,32	6,37	3,18
V17	FKR 14	14,51	5,88	4,52	0,33
V18	FKR 32	9,09	1,30	5,12	1,88
V19	FKR 19a	7,20	7,18	4,14	3,70
V20	FKR 52	6,78	6,58	4,52	0,56
V21	FKR 54	5,88	0,65	3,76	3,58
V22	Maroba	8,87	8,87	4,80	1,98
V23	Dissi	7,28	0,59	4,52	1,17
V24	Riz de 4 mois	4,51	0,0045	6,83	6,80
V25	Bernard	7,81	4,51	2,80	0,11
V26	Riz de Gaoua	7,79	7,56	3,41	3,41
V27	Nazi	5,98	0,32	3,66	1,99
V28	Alkam 56c	5,72	5,72	2,06	0,08
V29	Malba	16,64	5,87	4,77	2,98
V30	Moui Sorgoré	6,81	5,16	4,99	3,71
V31	Gnokolo blanc	3,79	1,36	2,96	0,49
V32	Riz de Côte-d'Ivoire	16,96	2,42	4,44	3,05
V33	FKR 28	4,92	0,72	4,24	0,94
V34	TS-10	7,50	0,91	4,52	4,52
V35	FKR 19b	35,37	8,60	2,55	0,05
V36	FKR (Gambiaka)	14,69	0,91	3,79	3,48
V37	Basmati 370	8,27	6,26	10,35	10,35
V38	BW-348-1	4,43	1,51	3,77	0,48
V39	I.E.T-1885	5,32	3,33	5,38	2,74
V40	FKR 19c	6,78	6,55	4,02	3,97
Moyenne		9,53	2,50	3,04	3,40
Coefficient de variation		0,78	0,78	0,49	0,49
Niveau de signification (p = 0,05)		HS	HS	HS	HS

L'analyse statistique a révélé une relation hautement significative entre l'incidence foliaire de la maladie foliaire à 77 JAS et les pertes de rendement à karfiguéla ($p=0,0013$) et une relation significative à la vallée du kou ($p= 0,0225$) au seuil de 5%. Elle montre que les pertes de rendement au champ dues à l'helminthosporiose ont été très variables selon les sites expérimentaux.

1.3.6. Etude de la relation entre la température, l'hygrométrie et l'intensité de l'attaque foliaire de *B. oryzae*.

Les incidences moyennes de l'helminthosporiose foliaire par date d'observation et tous génotypes confondus ont été soumises à une analyse de régression sur deux variables climatiques : la température et l'humidité de l'air. Les résultats sont présentés par la figure 18 :

- la figure 18a montre que l'incidence de l'helminthosporiose foliaire baisse lorsque la température minimale de l'air croît de 18,5°C à 22,5°C. Cette baisse varie de 4,5% de SFM à moins de 0,5% de SFM ;

- l'incidence foliaire de la maladie augmente avec l'accroissement de la température maximale de l'air (figure 18b). Elle est presque nulle à 31,5°C et dépasse 12% de SFM à 35°C. L'analyse statistique révèle une relation hautement significative entre les températures maximale et minimale d'une part et l'attaque foliaire de l'autre ($R^2 = 0,749$ et $0,693$; $P < 0,01$). Ces deux courbes indiquent que les températures les moins favorables aux attaques foliaires se situent entre 22°C et 31,5°C ;

- la relation est également hautement significative entre l'hygrométrie minimale et l'hygrométrie maximale d'une part et l'attaque foliaire de l'autre ($R^2 = 0,918$ et $0,802$; $P < 0,01$). L'expression de la maladie est forte lorsque l'hygrométrie minimale est inférieure à 40 % (figure 18c) et l'hygrométrie maximale proche de 92% (figure 18d).

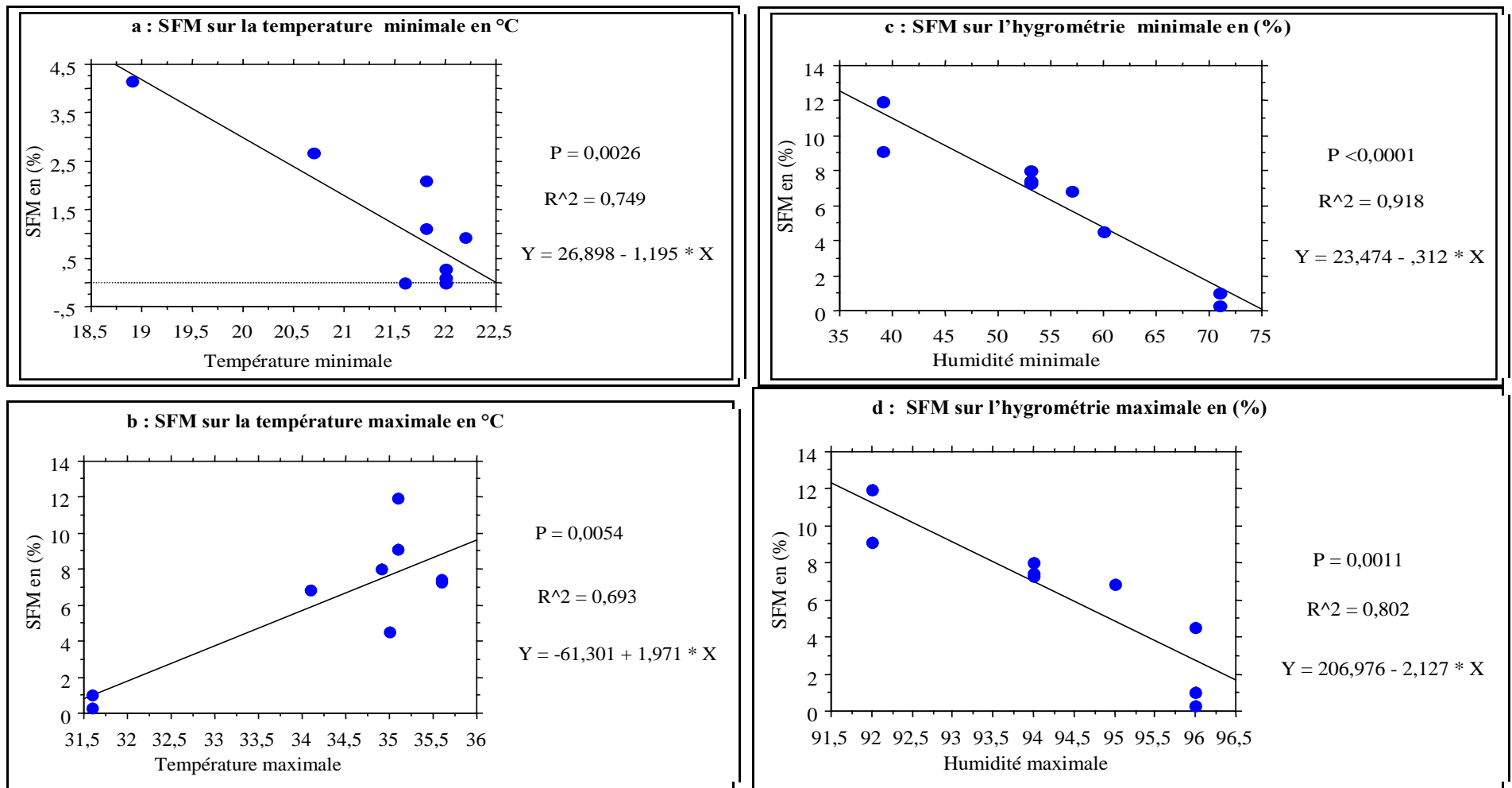


Figure 18 : Droites de régression de l'intensité de l'attaque foliaire causée par *Bipolaris oryzae* sur la température (°C) et l'hygrométrie (%).

1.4. DISCUSSION

Les résultats obtenus au cours de cette étude mettent en évidence l'importance de l'helminthosporiose dans les deux sites rizicoles que sont les plaines de la Vallée du Kou et de Karfiguéla. En effet, on constate que l'incidence de la maladie diffère selon le site considéré ; elle est plus importante, notamment sous son faciès foliaire, à la Vallée du Kou qu'à Karfiguéla. Cette situation peut être le fait de différents facteurs environnementaux tels que la température, l'humidité relative de l'air, le niveau de fertilité des sols. Ces facteurs ont une influence sur l'expression de l'agressivité des souches de *Bipolaris oryzae* (OU, 1985 ; PERCICH *et al.*, 1997). Notre étude montre qu'une température minimale inférieure à 20°C ainsi qu'une humidité relative minimale inférieure à 40% jouent un rôle prépondérant dans le développement de l'helminthosporiose. L'association de ces deux éléments pourrait être à la base d'une incidence plus importante de la maladie à la Vallée du Kou, comparativement à Karfiguéla, comme le confirment les différences observées dans deux sites expérimentaux. Les variations observées dans le comportement des génotypes de riz pourraient également être le fait d'autres facteurs. Les sols de la Vallée du Kou se caractérisent par un lessivage actif des éléments nutritifs (NEBIE, 1995), suite à une exploitation plus intensive et plus prolongée. Ils ont par ailleurs une acidité assez marquée. Tous ces éléments ont pu favoriser les attaques foliaires de la maladie, comparativement au site de Karfiguéla dont les sols sont plus légers, du type sablonneux et avec un pH plus élevé (COULIDIATY, 1983). Il est établi qu'un déséquilibre dans la teneur de la plante en phosphore la fragilise (PHELPS et SHAND, 1995). PAYASI et SINGH (2001) ont également observé des différences de comportement vis-à-vis de la maladie liées non seulement aux génotypes de riz, mais également au niveau de fertilisation. Selon FOMBA (1991), l'azote exercerait un rôle minime au niveau de la sévérité de la maladie, ce qui tendrait à confirmer l'importance d'autres macro éléments dans l'étiologie de l'helminthosporiose. Selon OU (1985), un rôle primordial devrait être accordé au sulfure d'hydrogène (H₂S) qui provoquerait un déséquilibre de la balance des éléments nutritifs (K₂O/N, SiO₂/N, etc.). Dans tous les cas, il apparaît que la maladie est fortement favorisée par un déséquilibre nutritionnel qui peut avoir plusieurs origines.

La variation observée au niveau du comportement du matériel étudié selon les sites concernés pourrait relever de différences liées à la composition génétique des populations de *Bipolaris oryzae*. Ainsi, le génotype V1 (C-G 14), qui appartient à l'espèce de riz *O. glaberrima*, est plus attaqué à Karfiguéla qu'à la Vallée du Kou. On observe le phénomène contraire avec les génotypes interspécifiques V4 et V9, l'écotype local Malba (V29) et le génotype V38 (BW-348-1). Le comportement des génotypes Nazi (V27), Gnokolo blanc (V31), FKR 19 et FKR 2-G-B

(V36) varie peu selon les sites. Cela pourrait s'expliquer par la présence de souches identiques au sein des populations de *Bipolaris oryzae* présentes dans les deux sites. L'analyse statistique révèle une différence significative liée au facteur génotype, quelle que soit la date d'observation considérée. Cette hypothèse est partagée par plusieurs auteurs (SAIFULLA, 1994 ; DATNOFF et LENTINI, 1994 ; RAI *et al*, 2004), qui admettent également l'existence d'une différence de sensibilité aux attaques de *Bipolaris oryzae* liée aux génotypes de riz. Cette situation est sans doute le fait d'une base génétique très diversifiée au sein du matériel végétal étudié. Les hybrides interspécifiques sont moins affectés au niveau foliaire par la maladie, tant à la Vallée du Kou qu'à Karfiguéla. L'apport de caractères de rusticité par le parent *O. glaberrima* devrait être déterminant à ce niveau. Les différences observées s'estompent au niveau de l'incidence de la maladie au niveau paniculaire. Cela pourrait traduire l'absence de corrélation entre les attaques foliaire et paniculaire de *Bipolaris oryzae*.

La date de démarrage et la progression de l'épidémie foliaire varient selon les génotypes étudiés et aucun génotype n'est indemne de la maladie. Ainsi, la série des WAB (de V2 à V16) montre une bonne aptitude à freiner la progression de l'infection en début de cycle (dès le 49^{ème} JAS) avec un taux de progression de la maladie pour ces génotypes variant de 0 (r1) à 0,486 (r2). Cela a permis de réduire l'incidence globale de la maladie qui varie entre 0% et 3,67% de SFM. Dans le cas des entrées les plus sensibles V1 (C-G14) et V31 (Gnokolo blanc), ce taux a varié de 0,048 à 1,676 ; ces génotypes sont ainsi de 1 à 4 plus sensibles à la maladie que la série des WAB. Cette diversité du comportement traduit deux cas de figure. Dans le premier cas de figure, il s'agit d'une résistance de type vertical qui retarde le démarrage de la maladie. Dans le deuxième cas, la progression de la maladie est seulement retardée. Ce comportement des génotypes de riz permet d'envisager la présence de plusieurs gènes de virulence au sein de la population du pathogène. Il en résulte une réaction de type résistance horizontale ou polygénique, qui se traduit par une évolution lente de l'épidémie et faible de l'incidence faible de la maladie (VAN DER PLANK, 1984). C'est le cas du groupe III des génotypes résistants à l'helminthosporiose. La résistance à l'helminthosporiose serait contrôlée par deux paires de gènes récessifs, entraînant une réaction diversifiée au sein des génotypes étudiés (PRASAD *et al.*, 1998).

L'évolution du taux de progression de l'épidémie montre deux pics dans la Vallée du Kou et un seul pic à Karfiguéla. Ces périodes correspondent aux stades du plein tallage, de la montaison et du début de l'épiaison. Ce constat peut être l'expression d'une vulnérabilité accrue du riz aux attaques foliaires de *Bipolaris oryzae* au cours de ces stades. Les régressions linéaires des attaques foliaires pendant ces stades sur la température et l'hygrométrie montrent une corrélation significative. Les facteurs climatiques semblent ainsi jouer un rôle prépondérant dans l'installation et la progression de l'épidémie (AGARWALL *et al.*, 1994; MOLETTI *et al.*, 1994 ;

MONDAL *et al.*, 1998). L'intensité de la maladie diminue pour des températures inférieures à 10 °C et supérieures à 35°C et également lorsque la durée de la période d'humidité et le niveau de l'air se raccourcit (PERCICH *et al.*, 1997). Une hygrométrie maximale qui se situe autour de 92 % favorise l'installation de la maladie. Cette observation confirme les résultats obtenus par ONWUEME et SINHA (1991), AGARWAL *et al.* (1994), DATNOFF et LENTINI (1994).

Tous les géotypes de riz étudiés sont plus ou moins sensibles à l'attaque paniculaire de l'helminthosporiose, exception faite de C-G14 qui appartient à l'espèce *O. glaberrima*. Cette espèce est caractérisée par une plus grande tolérance aux différents stress environnementaux. Les géotypes de riz semblent plus vulnérables à l'attaque paniculaire de *Bipolaris oryzae* au stade laiteux (trois semaines après épiaison), lorsque l'on considère la courbe d'évolution de l'épidémie paniculaire. Il nous semble difficile de tirer des conclusions sur le niveau de résistance des géotypes étudiés à partir de l'incidence paniculaire de la maladie.

Nous avons constaté un meilleur comportement des géotypes de riz de type pluvial, avec des incidences foliaire et paniculaire de l'helminthosporiose plus faibles et une plus grande aptitude à freiner la progression de la maladie. Le facteur écologie irriguée ne semble pas exercer un effet répressif sur ces géotypes, sans doute en liaison avec une plus grande plasticité de ce matériel végétal. Cela lui permettrait non seulement de supporter l'inondation, mais également de tirer un meilleur profit des facteurs de production tels que les fertilisants.

Les résultats de notre étude mettent en évidence une variation des niveaux de pertes de rendement dues à l'helminthosporiose. Les niveaux de pertes de rendement diffèrent selon les localités et les géotypes. Ces pertes demeurent généralement faibles, même si certains géotypes présentent plus de 10% de pertes : il s'agit de Basmati 370 à Karfiguéla et de deux hybrides interspécifiques (WAB-450-11-1-1-P41-HB et WAB-450-IB-P38-HB) à la Vallée du Kou. Les variations observées pourraient relever des différences liées aux types de sols sur les deux sites et également à la nature de la résistance des géotypes étudiés. Les conditions climatiques à certains stades de développement (T°, HR) constituent aussi un facteur déterminant dans le développement de l'helminthosporiose (DIARRA, 1992). Le géotype Gnokolo blanc indique des niveaux de pertes relativement bas, malgré le niveau élevé de l'incidence de la maladie au niveau foliaire et paniculaire. Ce comportement pourrait signifier un niveau très élevé de tolérance à l'helminthosporiose (CARRERES *et al.*, 1994). L'étude de la régression a révélé une association entre l'attaque paniculaire et les pertes observées.

Les variétés attaquées au champ peuvent conserver le champignon dans les téguments de leurs semences pendant plus de trois mois (AGARWAL *et al.*, 1994). Il est établi que le champignon constitue un facteur de réduction du pouvoir germinatif des semences et de dépréciation de la

qualité du grain (CARRERES *et al.*, 1994). Il existe une relation étroite entre le taux d'infection des semences et la baisse du taux de germination (OUEDRAOGO, 2001).

Notre expérimentation n'a concerné que les sites de la Vallée du Kou et Karfiguéla. Pour avoir une idée plus étendue et plus précise de l'incidence réelle de la maladie en champ paysan, il serait souhaitable d'élargir l'expérience à d'autres périmètres rizicoles (Bagré, Bazon, Sourou) et de répéter cette expérimentation sur au moins deux campagnes agricoles.

1.5. CONCLUSION PARTIELLE

Notre étude révèle une différence de comportement des géotypes étudiés vis-à-vis de l'helminthosporiose en conditions de pression naturelle de maladie au champ. La réaction du matériel végétal étudié traduit une diversité dans la composition des populations différentes de *Bipolaris oryzae* à l'intérieur et entre les sites de l'étude. La résistance observée est du type polygénique ou quantitatif. Les pertes de rendement observées permettent de dire que l'helminthosporiose est une menace potentielle pour le riz dans les zones concernées par notre étude. Il est souhaitable de poursuivre les investigations sur cette maladie dans un plus grand nombre de localités et sur au moins deux campagnes. Cela permettra de mieux connaître la diversité au sein des populations et le niveau réel de pression parasitaire de *B. oryzae*.

CHAPITRE II :

ETUDE DE L'IMPACT DE L'HELMINTHOSPORIOSE SUR LA PRODUCTIVITE DU RIZ EN CONDITIONS CONTRÔLEES.

2.1. MATERIELS ET METHODES

2.1.1. Matériel végétal

Deux génotypes de riz représentant les stratégies actuelles en matière de création variétale, ont été utilisés pour l'étude : la variété intra spécifique FKR 28 de l'espèce *Oryza sativa* et la variété interspécifique FKR 60N, issue d'un croisement entre *Oryza glaberrima* Steud., originaire d'Afrique et *O. sativa* L., originaire d'Asie. La variété FKR 60N est une variété de riz inondé de 118 jours de cycle (semis- maturité), d'un rendement d'environ 5 à 7 tonnes par hectare. La variété FKR 28 (synonyme IITA 123) est également une variété de riz inondé originaire de l'IITA/ Nigeria. Son cycle (semis- maturité) est de 125 jours et son rendement moyen de 6 tonnes à l'hectare.

Le champignon utilisé est *Bipolaris oryzae* (Breda de Haan) Shoem, dont la forme parfaite est *Cochliobolus miyabeanus* (Ito & Kurib.) Drechsler ex Dastur. Le champignon a été isolé à partir de grains de riz infectés provenant de la plaine rizicole de Karfiguéla. Une souche monoconidiale (KF 23) du champignon a été régénérée sur milieu PDA à partir de la collection de souches du laboratoire de Phytopathologie de Farako-Bâ.

2.1.2. Méthodes

2.1.2.1. Préparation des milieux de cultures

- Le PDA (Potato Dextrose Agar) : deux cent (200) grammes de pomme de terre découpée en morceaux sont bouillies ; le jus recueilli est complété à un litre avec de l'eau distillée. A un litre du jus de la pomme de terre obtenu, sont ajoutés vingt (20) grammes d'agar et vingt grammes de D-glucose. Le mélange est homogénéisé puis stérilisé à l'autoclave à la température de 121°C pendant 15mn. Du sulfate de streptomycine est ajouté au milieu (400 ppm) avant qu'il ne soit coulé dans des boîtes de Pétri de 9cm de diamètre en conditions d'asepsie sous la hôte.

- Le milieu eau gélosée (1,5%) est obtenu par dissolution dans 1 litre d'eau distillée de 15 g de gélose. La solution est stérilisée à l'autoclave à 121°C pendant 15 mn puis coulée dans des boîtes de Pétri de 9cm de diamètre.

- Le milieu à base de feuilles de sorgho est préparé selon la méthode suivante : des pièces de feuilles de sorgho (*Sorghum sp.*) sont stérilisées à l'autoclave pendant 10mn puis placées sur du milieu eau gélosée (1,5%) coulé dans une boîte de Pétri (photo 3).

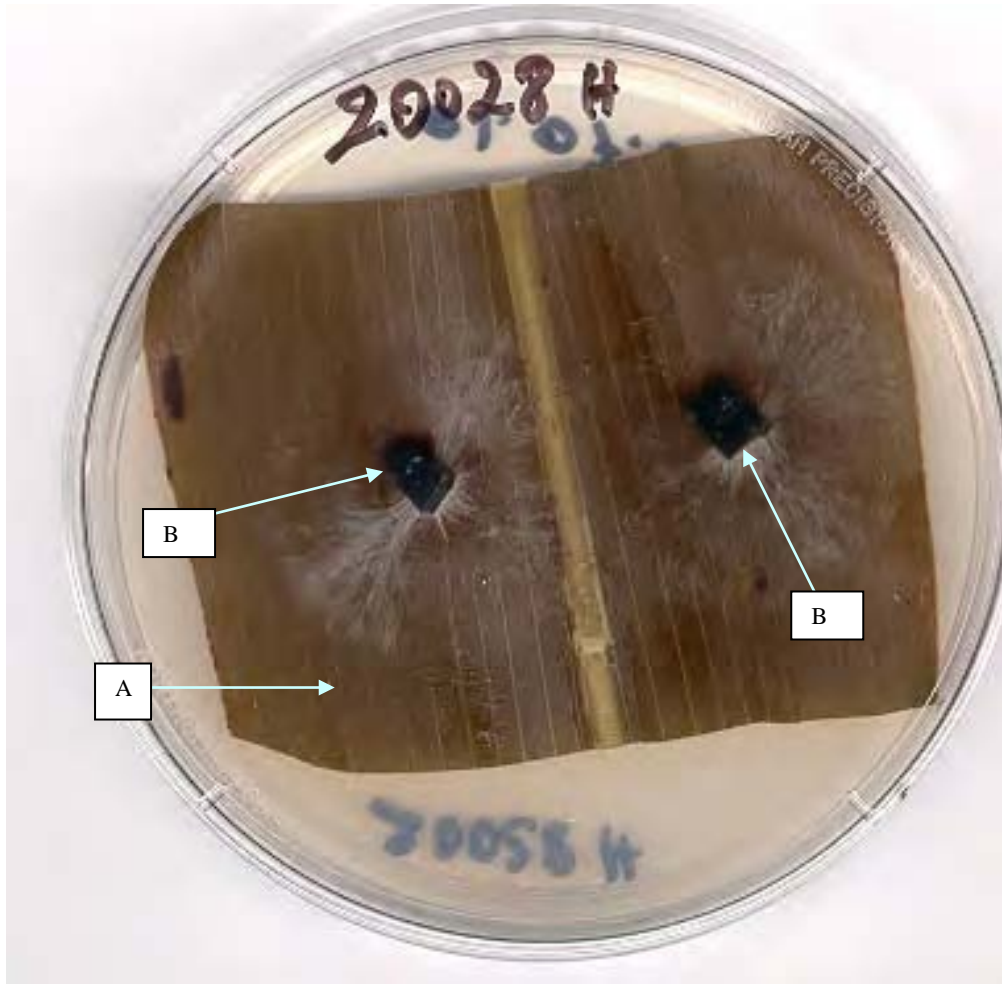


Photo 3. Technique de production d'inoculum de *Bipolaris oryzae* en boîte de Pétri sur des feuilles de sorgho : A- feuille de sorgho autoclavée ; B- explants du champignon (I. OUEDRAOGO).

2.1.2.2. Dispositif expérimental

L'essai comporte trois facteurs :

- Le facteur variété (V) qui comprend deux niveaux : la variété intra spécifique FKR 28 (V1) et la variété interspécifique *sativa x glaberrima* FKR 60 N (V2) ;
- Le facteur type de fumure (F) avec quatre niveaux : trois types de fumure et un témoin sans aucun apport de fumure :
 - Fo : aucun apport de fumure
 - F1 : apport de l'engrais complexe NPK en fumure de fond

- F2 : Urée
 - F3 : Fumure organique (bouse de vache séchée).
- Le facteur stade de l'inoculation des plantes (S) qui comprend quatre niveaux :
- S0 : témoin non inoculé (trempage des semences dans de l'eau stérile),
 - S1 : inoculation des grains avant le semis,
 - S2 : inoculation au stade gonflement (80 jours après semis),
 - S3 : inoculation 10 jours après épiaison du riz.

Le dispositif expérimental utilisé est un bloc complètement randomisé avec trente deux (32) traitements. Le traitement comporte quatre (04) plants. Le nombre de répétitions est de quatre (04).

2.1.2.3. Conduite de l'essai

Le semis est fait avec des grains de riz préalablement désinfectés en surface par trempage dans une solution d'hypochlorite de sodium (NaOCl) diluée à 2% de chlore actif. Ces grains sont ensuite agités pendant cinq minutes puis rincés à l'eau distillée et essorés à l'aide d'un papier buvard stérile. Sept grains sont semés dans du terreau stérilisé à la vapeur humide. Le terreau est placé dans des pots plastiques de 16 cm diamètre au fond, 24 cm de diamètre à l'ouverture et 22 cm de profondeur. Un démariage à deux plantes par pot a été effectué à 10 jours après le semis (JAS).

La fertilisation a consisté en un apport de fumure de fond effectuée de la manière suivante : 1,3 g de NPK (15-15- 15+6S+1B₂O₃) par pot, soit l'équivalent d'une dose de 300 kg/ha et 0,9 g d'urée/pot, soit la dose de 200 kg/ha. Concernant le traitement à base de fumure organique, de la bouse de vache séchée est mélangée à du terreau dans la proportion d'environ 3% du poids. Le mélange est stérilisé à la vapeur humide.

2.1.2.4. Technique d'inoculation

• Production de l'inoculum

Un explant de 0,5 cm de côté est prélevé à partir d'une culture pure du champignon sur PDA de 4 à 5 jours d'âge et déposé sur milieu de feuille de sorgho (photo 3). La boîte est ensuite placée en chambre d'incubation à environ 28°C pendant deux semaines, avec une alternance de douze heures d'obscurité et douze heures de lumière proche de l'ultraviolet afin de favoriser la sporulation du champignon. Les conidies produites sont récoltées par lavage des colonies à l'aide d'eau distillée. La suspension est filtrée à travers du tissu moustiquaire, et sa concentration est évaluée à l'aide d'un hématimètre, puis ajustée à 3×10^5 conidies par millilitre. L'inoculum final est obtenu par ajout de 1ml d'un mouillant (Tween 20) à 100ml de suspension.

Pour l'inoculation des semences, une culture pure du champignon est réalisée sur du milieu PDA en chambre d'incubation à environ 28°C pendant cinq jours, avec une alternance de douze heures d'obscurité et douze heures de lumière proche de l'ultra violet.

• Inoculation et incubation

Deux techniques d'inoculation ont été utilisées au cours des travaux :

- L'inoculation des semences est effectuée par dépôt pendant 24 heures de grains de riz sur une colonie mycélienne du champignon âgée de cinq jours. Ces grains sont ensuite incubés pendant 48 heures à une température moyenne de 20°C ; ils sont retirés et semés immédiatement dans les pots. Cette méthode se base sur une expérience antérieure qui a permis d'obtenir 100% de grains infectés (OUEDRAOGO, communication personnelle).

- L'inoculation des plantes aux stades gonflement et épiaison est effectuée par pulvérisation foliaire. Pour cela, les plantes de chaque pot reçoivent environ 10 ml de suspension d'inoculum. Les plantes sont pulvérisées sous une toile plastique. Après pulvérisation, une forte humidité est créée et maintenue sous la toile plastique à l'aide d'humidificateurs d'ambiance (annexe III) pendant dix jours, afin de favoriser l'infection.

2.1.2.5. Méthode de collecte des données et expression des résultats

Les observations ont porté sur les variables suivantes :

- la levée des plantules sept jours après semis (JAS) exprimée en pourcent (%) ;
- la hauteur des plantes en centimètres évaluée une fois par semaine du 21^{ème} au 56^{ème} (JAS) ;
- le nombre total de talles évaluée une fois par semaine du 35^{ème} au 56^{ème} (JAS) ;
- le nombre de talles productives par plante évalué au stade épiaison ;
- l'incidence foliaire évaluée une fois par semaine après l'inoculation des plantes à l'aide de l'échelle visuelle de notation de l'IRRI (1996) (figure 19) ;
- le pourcentage de panicules attaquées évalué par comptage des panicules présentant des taches 10 jours après l'inoculation des plants au stade épiaison ;
- les poids moyens en grammes de la panicule et de mille grains évalués à la récolte ;
- le taux de transmission du champignon aux grains établi après la récolte par un test sanitaire, selon la méthode du papier buvard recommandée par l'ISTA (1993) ;
- l'étude de la relation entre la sévérité de l'helminthosporiose foliaire et la productivité du riz par une analyse de régression.

Les données recueillies au cours de l'expérience ont été soumises à une analyse statistique avec le logiciel SPSS 11.0. Une analyse de variance (ANOVA) et une séparation des moyennes selon le test de Student-Newman-Keuls ont été effectuées au seuil de 5% de probabilité.

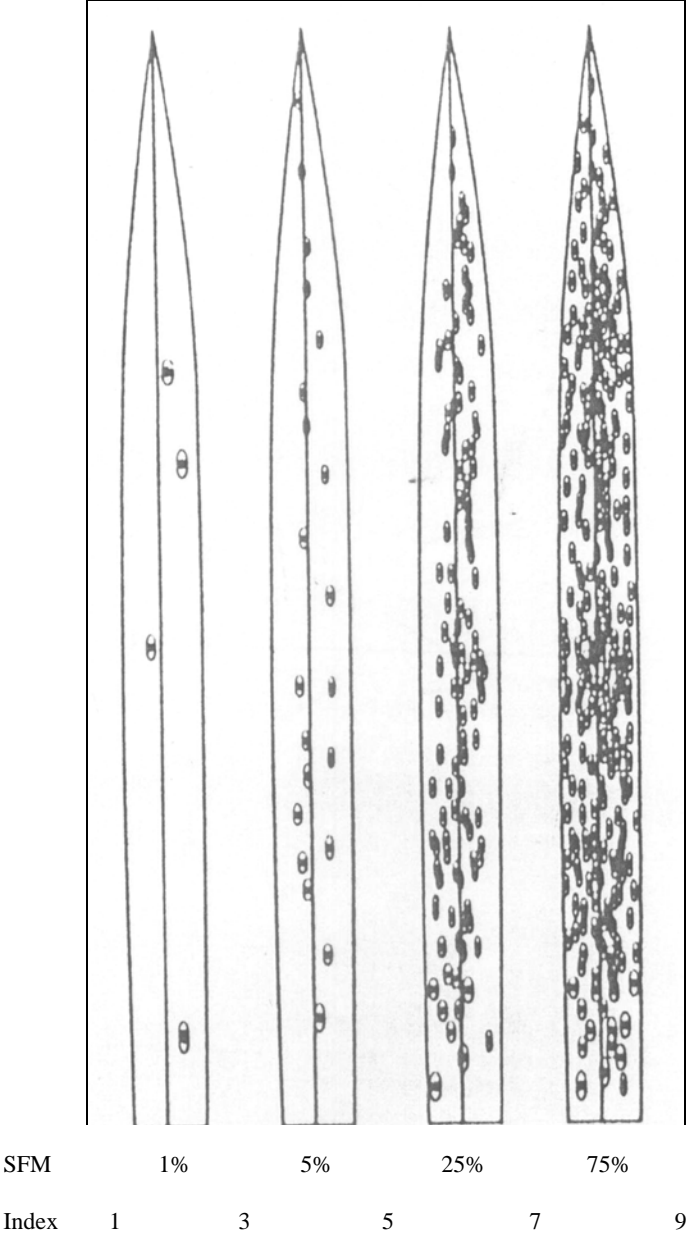


Figure 19 : Echelle de sévérité de l'attaque foliaire (IRRI, 1996)
(SFM- Surface foliaire malade)

2.2. RESULTATS

2.2.1. Etude de l'effet de *Bipolaris oryzae* sur le taux d'émergence des plantules

Les données portant sur l'effet de l'inoculation sur l'émergence des plantules de riz sont regroupées dans le tableau XV. Les taux d'émergence ont varié de 79,46% pour les semences inoculées au semis (S1) à 92,85% pour les semences non inoculées. Les résultats obtenus indiquent une réduction de la germination des semences sous l'effet de l'inoculation de l'ordre de 10,73 à 13,86%.

L'analyse statistique du taux d'émergence des plantules 7 JAS montre une différence significative au seuil de 5% uniquement entre les différents stades d'inoculation. Ainsi, S1 (inoculation des semences au semis), diffère statistiquement des autres stades d'inoculation et du témoin non inoculé. Les autres traitements étudiés (S0, S2 et S3) ne diffèrent pas les uns des autres. A ce stade de développement du riz, les observations n'ont pas révélé d'effet lié aux variétés, à la fumure ou à l'interaction entre ces différents facteurs.

Tableau XV : Evolution des taux d'émergence des plantules en fonction des stades d'inoculation 7 JAS.

Stades d'inoculation (*)	Pourcentage moyen de plantules émergées
S1	79,46 a (**)
S3	90,17 b
S0	92,85 b
S2	93,30 b
F_{calc.}	5,992
Valeur de P	0,0009
Niveau de signification	HS

(*) – S0 : témoin non inoculé ;
S1 : inoculation au stade semence ;
S2 : inoculation au stade gonflement ;
S3 : inoculation au stade épiaison.

(**) - Les moyennes suivies d'une même lettre ne diffèrent pas statistiquement au seuil de 5%.

2.2.2. Etude de l'effet de *Bipolaris oryzae* sur la hauteur des plantes

Les données des observations portant sur l'évolution de la hauteur des plantes en fonction des stades d'inoculation sont regroupées dans le tableau XVI.

Tableau XVI : Evolution de la hauteur des plantes en fonction des stades d'inoculation et des dates d'observation.

Stades d'inoculation	Hauteur (cm) en fonction des dates d'observations (en jours après semis)					
	21 JAS	28 JAS	35 JAS	42 JAS	49 JAS	56 JAS
S0	19,11 b (*)	23,50 b	28,22 a	30,70 a	34,35 a	37,82 a
S1	17,23 a	21,41a	26,60 a	30,80 a	34,14 a	35,51 a
S2 (**)	19,11 b	22,25 b	27,64 a	31,31 a	33,10 a	35,57 a
S3 (**)	20,67 c	25,02 c	32,56 b	36,41 b	38,42 b	40,04 b
Falc	47,139	29,224	28,107	18,988	13,247	6,063
P	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	0,0008
Niveau de signification	HS	HS	HS	HS	HS	HS

(*) - les moyennes portées dans une même colonne et qui sont suivies de la même lettre ne diffèrent pas statistiquement au seuil de 5%.

(**) - cette inoculation n'était pas encore effectuée au moment où sont effectuées les observations.

Lorsque les semences ne sont pas inoculées (S0), la hauteur moyenne des plantes a varié de 19,11 cm à 37,82 cm entre le 21^{ème} et le 56^{ème} jour après semis (JAS), soit un accroissement de 97,90%. Cet accroissement est de 106,10%, 86,13% et 93,71% respectivement pour S1, S2 et S3. La plus forte croissance est observée pour les plantes inoculées au stade épiaison (S3), avec une hauteur de 40,04 cm au bout de 56 JAS.

L'analyse de variance des données de la hauteur des plantes selon la date d'observation indique une différence significative en fonction de la fumure et du stade d'inoculation (annexe IV). Au bout de 21 JAS, la hauteur moyenne des plantes a varié de 17,23 cm pour les semences inoculées au semis (S1) à 20,67 cm pour les plantes inoculées à l'épiaison (S3). On observe la même tendance jusqu'au 56^{ème} JAS. L'inoculation des semences au semis (S1) a provoqué un retard de croissance qui s'estompe au bout de 35 jours. Entre 21 et 28 JAS, le champignon a provoqué un retard de croissance de l'ordre de 8,89 à 9,83% lorsqu'il est inoculé aux semences. L'analyse statistique indique une interaction significative entre les facteurs variétés et inoculation seulement à 21 JAS. Au-delà de cette date, l'effet conjugué des deux facteurs s'estompe.

2.2.3. Etude de l'effet de *Bipolaris oryzae* sur le tallage du riz

Les observations sur le tallage sont effectuées également à différentes dates. Les données sont regroupées dans le tableau XVII.

Tableau XVII : Evolution du tallage du riz en fonction des stades d'inoculation et des dates d'observation.

Stade d'inoculation	Nombre de talles en fonction des dates d'observations (en jours après semis)			
	35 JAS	42 JAS	49 JAS	56 JAS
S0	4,59 b (*)	8,39 c	12,45 c	14,32 ab
S1	4,20 a	6,98 a	10,20 a	13,79 a
S2 (**)	4,78 c	8,14 bc	11,70 bc	14,75 b
S3 (**)	4,18 a	7,56 ab	11,51 b	15,50 c
Fcalc.	2,725	4,149	2,998	6,077
P	0,0484	0,0082	0,0344	0,0008
Niveau de signification	S	HS	S	HS

(*) - Les moyennes portées dans une même colonne et qui sont suivies de la même lettre ne diffèrent pas statistiquement au seuil de 5%.

(**) - cette inoculation n'était pas encore effectuée au moment où sont effectuées les observations.

Entre le 35^{ème} JAS et le 56^{ème} JAS, le tallage moyen a varié de 4,59 à 14,32 pour les plantes non inoculées (S0). Le tallage le plus important au bout de 56 JAS est observé pour les plantes inoculées à l'épiaison (S3), avec une moyenne de 15,50. Le tallage le plus faible est observé pour les plantes issues de semences inoculées (S1) avec 13,79 talles.

L'analyse de variance (annexe V) révèle que l'effet répressif de l'inoculation des semences au niveau du tallage apparaît 35 JAS et persiste jusqu'à 56 JAS. Cette analyse indique également des différences significatives pour tous les facteurs étudiés, mais ne fait pas ressortir d'interaction entre le facteur inoculation et les deux autres facteurs (variétés et fumure). En réalité, les effets observés relèvent uniquement de l'inoculation des semences (S1), les autres inoculations intervenant assez tardivement (plus de 56 JAS) pour avoir un impact sur ce paramètre d'évaluation.

2.2.4. Evaluation de la sévérité de l'attaque foliaire due à *Bipolaris oryzae* selon les stades d'inoculation des plantes.

Les résultats portant sur la sévérité de l'attaque foliaire de l'helminthosporiose sont regroupés dans le tableau XVIII.

Tableau XVIII : Sévérité moyenne de l'attaque foliaire après inoculation au stade gonflement et épiaison du riz selon l'échelle de notation de l'IRRI (1996).

Traitements	Dates d'observation en jours après inoculation (JAI)				
	7 JAI	14 JAI	21 JAI	28 JAI	7 JAIE*
V1F0S0	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V1F0S1	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V1F0S3	1,00	1,00	1,00	1,00	1,88
V1F1S0	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V1F1S1	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V1F1S3	1,00	1,00	1,00	1,00	2,25
V1F2S0	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V1F2S1	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V1F2S3	1,00	1,00	1,00	1,00	2,25
V1F3S0	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V1F3S1	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V1F3S3	1,00	1,00	1,00	1,00	2,75
V2F0S0	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V2F0S1	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V2F0S3	1,00	1,00	1,00	1,00	3,00
V2F1S0	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V2F1S1	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V2F1S3	1,00	1,00	1,00	1,00	2,63
V2F2S0	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V2F2S1	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V2F2S3	1,00	1,00	1,00	1,00	2,88
V2F3S0	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V2F3S1	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00
V2F3S3	1,00	1,00	1,00	1,00	3,13
V1F1S2	1,25	2,00	2,38	2,38	1,88
V1F2S2	1,25	2,00	2,38	2,50	1,75
V2F3S2	1,50	2,50	2,50	2,75	2,88
V1F3S2	1,63	2,63	2,75	2,75	2,38
V1F0S2	1,75	2,63	3,13	3,13	1,63
V2F2S2	1,75	2,88	3,38	3,25	3,00
V2F1S2	2,25	3,25	3,63	3,63	3,25
V2F0S2	2,63	3,75	4,50	4,00	3,50
Ecart type	0,18	0,23	0,27	0,41	0,12
CV (%)	9,4	11	7,6	12	8,53

NB : les données portent sur la combinaison des trois facteurs étudiés (variété, fumure et stade d'inoculation).
 (*) – Jours après inoculation au stade épiaison du riz.

Avec la note 1, la maladie est absente sur les plantes non inoculées (S0) et sur les plantes issues de semences inoculées (S1) durant tout le cycle du riz. L'absence de fumure (F0) n'a pas eu d'effet favorable sur le développement de l'infection après inoculation des semences.

Lorsque les plantes sont inoculées au stade gonflement (S2), les symptômes apparaissent au bout de 7 jours (JAI), avec une note de sévérité allant de 1,25 (V1F1S2) à 2,63 (V2F0S2). Au bout de 21 jours, la note atteint 4,50 (V2F0S2). L'absence de fumure (F0) semble favoriser l'infection, indépendamment du génotype. La note de sévérité étaient de 1,75 pour V1F0S2 contre 1,63 pour V1F3S2 sept jours après inoculation au stade gonflement. Elles étaient de 2,63 et 1,50 respectivement pour V2F0S2 et V2F3S2. Cette tendance est observée jusqu'à 28 JAI. La variété FKR 60N (V2) s'est avérée plus sensible à l'infection que la FKR 28 (V1).

L'inoculation des plantes au stade épiaison (S3) provoque également des symptômes au bout de 7 jours. Les notes de sévérité de l'attaque ont varié de 1,88 (V1F0S3) à 3,13 (V2F3S3). L'effet de la fumure a été moins visible à ce niveau. La variété hybride FKR 60N (V2) a été plus sensible que la FKR 28 (V1), avec une note maximale respective de 3,13 et 2,75 sur l'échelle de sévérité de l'IRRI (1996). L'infection issue de l'inoculation au stade gonflement du riz (S2) a connu un ralentissement, avec une note maximale de 3,50 (V2F0S2).

L'analyse des variances des données de l'attaque foliaire indique une différence significative liée à l'inoculation dès le septième jour après pulvérisation des plantes. On observe une réaction différentielle des variétés deux semaines après inoculation des plantes (annexe VI) au stade gonflement du riz. Cette interaction est observée au bout de 7 jours, lorsque l'inoculation est faite au stade début épiaison. Aux stades gonflement et épiaison, l'analyse statistique révèle une sensibilité plus élevée de la variété FKR60N (photo 4) aux attaques foliaires de *Bipolaris oryzae*. Aucune différence significative n'a pu être révélée en fonction du type de fumure de fond, mais la combinaison de tous les traitements indique que l'absence de fumure de fond tend à favoriser le développement de l'helminthosporiose. L'infection issue de l'inoculation des plantes au stade gonflement du riz se poursuit après l'épiaison.



Photo 4. Réaction de la variété FKR 60N trois semaines après inoculation avec *Bipolaris oryzae* et en l'absence de fumure. A gauche : plante saine non inoculée ; à droite : plante inoculée (OUEDRAOGO I.).

2.2.5. Etude de l'impact de l'inoculation sur la productivité du riz et la qualité du grain

Les données portant sur le nombre de talles productives, le taux de panicules et de grains infectés ainsi que le poids de 1000 sont regroupées dans le tableau XIX.

Tableau XIX. : Incidence de l'helminthosporiose sur la productivité du riz et la qualité du grain en fonction des stades d'inoculation de la plante.

Stades d'inoculation	Talles productives (%)	Panicules infectées (%)	Grains infectés (%)	Poids de 1000 grains (g)	Taux de transmission du champignon aux grains (%)
S0	14,28 b	0,00 a	0,00 a	26,13 b	0,00 a
S1	12,71 a	0,00 a	0,00 a	26,63 c	0,28 b
S2	11,59 a	0,00 a	0,00 a	23,84 a	2,43 c
S3	12,64 a	36,24 b	3,04	23,97 a	22,37 d
F calculé	6,716	93,078	27,857	5,866	402,752
Valeur de P	<0,001	<0,001	<0,001	0,002	<0,0001
Signification	HS	HS	HS	HS	HS

2.2.5.1. Nombre de talles productives

Le nombre moyen de talles productives a varié de 14,28 pour les plantes non inoculées (S0) à 11,59 pour les plantes inoculées au stade gonflement (S2). Cette valeur est de 12,71 et 12,64 respectivement pour les plantes issues de semences inoculées et celles inoculées au stade épiaison. L'inoculation a réduit de manière significative ($P < 0,001$) le nombre de talles productives par comparaison avec les plantes non inoculées (S0). Cette réduction a varié de 11,69% à 18,83%.

2.2.5.2. Taux de panicules infectées

Les résultats de l'évaluation du taux de panicules présentant des taches sombres 10 jours après inoculation au stade épiaison sont regroupés dans le tableau XIX. L'helminthosporiose est absente des toutes les plantes à l'exception de celles qui ont été inoculées au stade épiaison (S3). Celles-ci présentent un taux de panicules infectées de 36,24% contre 0% pour les autres traitements étudiés. L'analyse de variance et le test de Student-Newman-Keuls (SNK) de séparation des moyennes indiquent une différence hautement significative ($P < 0,0001$) entre les moyennes des taux d'infection des panicules. L'infection issue de l'inoculation des semences et des plantes au stade gonflement n'a pas été transmise aux panicules.

2.2.5.3. Pourcentage de grains infectés par panicule

Les grains de riz ont été récoltés par panicule. Le nombre de grains présentant des taches sombres, synonymes d'infection, est évalué en pourcentage. Les données sont regroupées dans le tableau XIX. L'analyse statistique des données sur les taux de grains présentant des taches sombres révèle que les plantes inoculées au stade épiaison diffèrent statistiquement des autres ($P < 0,001$), avec un taux moyen de 3,04% de grains tachetés contre 0% pour les plantes issues de semences non inoculées (S0), de semences inoculées (S1) et les plantes inoculées au stade gonflement (S2). L'inoculation du riz au stade gonflement n'a pas entraîné d'effet visible sur les grains.

2.2.5.4. Poids de mille grains

Les poids moyens de 1000 grains ramenés au taux d'humidité de 14% sont mentionnés au tableau XIX. Les plantes inoculées aux stades gonflement (S2) et épiaison (S3) présentent les poids moyens de mille grains les plus faibles, soit respectivement 23,84g et 23,97g. L'inoculation au stade gonflement et au stade épiaison a réduit le poids de 1000 grains respectivement de 11,06% et 08,26% par rapport aux plantes non inoculées.

L'analyse de variance (annexe VII) et le test de comparaison des moyennes (SNK) font ressortir des différences significatives liées aux facteurs variétés ($P < 0,0001$), inoculation ($P < 0,0001$) et fumure ($P = 0,002$). Il existe une interaction significative pour l'effet variété par fumure ($P < 0,0001$). Il existe également une différence hautement significative entre les différents stades d'inoculation ($P < 0,0001$). La réaction du riz à l'action du champignon serait ainsi liée au stade où survient l'infection, au génotype et à la fertilité du sol.

2.2.5.5. Taux de transmission du champignon aux grains

Les grains récoltés ont été soumis à une analyse sanitaire selon la méthode du papier buvard (ISTA, 1993) dans le but d'y identifier la présence de *Bipolaris oryzae*. Les résultats de l'analyse sanitaire sont regroupés dans le tableau XIX.

Ces données indiquent que les taux de transmission du champignon aux grains diffèrent significativement selon le stade d'inoculation ($P < 0,0001$). Les plantes inoculées aux stades gonflement (S2) et épiaison (S3) présentent des pourcentages de grains infectés de 2,43% et 22,37% respectivement. Ces chiffres sont de 0% pour les plantes issues de semences non inoculées.

L'impact de *Bipolaris oryzae* sur la production du riz semble d'autant plus grand que l'infection survient plus tardivement, au stade épiaison de la plante en l'occurrence.

2.2.6. Etude de la relation entre l'incidence de l'helminthosporiose foliaire, la productivité du riz et la transmission de l'infection aux grains.

Une analyse de la relation entre la sévérité de la maladie selon les stades d'inoculation d'une part, la productivité du riz (poids de 1000 grains, poids de la panicule), le taux de panicules et de grains sains de l'autre a permis d'établir les coefficients de régression et de corrélation. Les résultats de cette analyse sont regroupés dans les tableaux XX et XXI.

Tableau XX : Résultats de l'analyse de régression du poids moyen de 1000 grains sur la sévérité de l'attaque foliaire.

Paramètres	Dates d'observation (en jours après inoculation)				
	7 JAI (S2)	14 JAI (S2)	21 JAI (S2)	28 JAI (S2)	7 JAI (S3)
Valeur de R	0,390	0,408	0,415	0,415	0,450
Valeur de R ²	0,152	0,166	0,173	0,172	0,203
F.calculé	5,376	5,991	6,529	6,242	7,618
Valeur de P	0,027	0,020	0,018	0,018	0,010
Signification	S	S	S	S	HS

Tableau XXI : Matrice des coefficients de corrélation entre les variables étudiées.

Variables	Germ%	SFM7	SFM14	SFM21	SFM28	SFM7JAE	PanS	GrainS	P 1000 grains	P grains
Germ%	1,000	-	-	-	-	-	-	-	-	-
SFM7	0,371	1,000	-	-	-	-	-	-	-	-
SFM14	0,340	0,983	1,000	-	-	-	-	-	-	-
SFM21	0,353	0,986	0,996	1,000	-	-	-	-	-	-
SFM28	0,354	0,985	0,998	0,997	1,000	-	-	-	-	-
SFM7JAE	0,389	0,572	0,577	0,580	0,575	1,000	-	-	-	-
PanS	0,072	0,308	-0,315	-0,313	-0,317	0,561	1,000	-	-	-
GrainS	0,019	-0,292	-0,299	-0,297	-0,301	0,508	0,954	1,000	-	-
P 1000 grains	-0,295	-0,390	-0,408	-0,415	-0,415	-0,450	-0,092	-0,082	1,000	-
P grains	-0,153	-0,072	-0,073	-0,071	-0,071	-0,348	-0,343	-0,351	0,477	1,000

Légende : Germ% - taux de germination ; SFM7 - surface foliaire malade 7 jours après inoculation au stade gonflement (S2) ; SFM14 - surface foliaire malade 14 jours après inoculation au stade gonflement (S2) ; SFM21 - surface foliaire malade 21 jours après inoculation au stade gonflement (S2) - SFM28 : surface foliaire malade 28 jours après inoculation au stade gonflement (S2) ; SFM7JAE - surface foliaire malade 7 jours après inoculation au stade épiaison (S3) ; PanS - panicules saines (%) ; GrainS - grains sains (%) ; Pgrain - poids moyen de grains par panicule ; P1000grs - poids de 1000 grains.

Le coefficient de corrélation entre l'incidence foliaire et le poids de 1000 grains varie de -0,39 à -0,45 durant la période des observations. Le coefficient de corrélation entre le taux de germination et les autres variables varie de -0,295 à 0,389. Les taux de panicules saines, le poids

moyen de grains par panicule et le taux de grains sains semblent dépendre surtout de l'incidence de l'attaque foliaire au stade épiaison (7 JAE), avec un coefficient de corrélation respectif de 0,561, -0,348 et 508. Les résultats de l'analyse révèlent une relation significative entre l'incidence foliaire de la maladie et le poids de 1000 grains. La relation entre l'incidence foliaire de la maladie et le poids de 1000 grains (P 1000 grains) est d'autant plus forte que l'infection survient plus tardivement. Pour la valeur de l'incidence observée 7 jours après inoculation du riz au stade épiaison, ce coefficient est de 0,45 (P=0,01) et le coefficient de détermination (R^2) est de 0,20.

L'incidence foliaire de la maladie au stade épiaison semble avoir la plus forte influence sur la productivité du riz dans les conditions de notre étude.

2.3. DISCUSSION

Les travaux conduits en milieu réel ont montré l'impact négatif de l'helminthosporiose sur la productivité du riz. Cet impact est traduit par la réduction de la quantité et la qualité des grains (MONDAL *et al.*, 1998). Les résultats de l'expérimentation en conditions contrôlées ont confirmé ces observations. Nous avons constaté que lorsque les grains étaient inoculés avec le mycélium, le taux de germination connaissait une réduction sensible, comparativement aux grains non traités. Ce manque à la germination qui peut atteindre 40% selon OUEDRAOGO (2001), a pour conséquence principale une plus faible densité de plants au champ. Il peut en résulter des pertes plus ou moins importantes de rendement, si un ré semis n'est pas effectué. La désinfection chimique des semences demeure une alternative efficace pour réduire l'impact du champignon sur la germination (AGU et UKWUEZE, 2002).

Les plantules issues des grains inoculés ont connu un retard de croissance qui s'est traduit par la réduction de la hauteur pendant les premières phases de la croissance (21 JAS, 28 JAS). Des observations similaires ont été faites par AGARWAL *et al.* (1994) qui ont remarqué également que les plantes issues des grains infectés étaient de taille plus réduite. Ce retard de croissance pourrait s'expliquer par l'effet d'inhibition de la croissance des racines par les toxines produites par le champignon (YUN *et al.*, 1988). Lorsqu'il est inoculé aux semences, le champignon a produit une diminution du tallage qui s'estompe au bout de quelques jours (56 JAS). Le nombre de talles productives est également réduit sous l'action du champignon. Le fait que la croissance reparte normalement au bout de 35 jours signifierait que les toxines du champignon sont très tôt neutralisées par la plante. Cette action de détoxification constitue un mode d'expression de la résistance ou de la tolérance du riz à l'action de *Bipolaris oryzae* (SONG et GOODMAN, 2001). Cela pourrait également relever d'une virulence moindre de l'inoculum à base de mycélium que nous avons utilisé. Selon MASSOLA et BEDENDO (1996), l'inoculum préparé à base de mycélium serait moins agressif que celui préparé à base de conidies.

L'absence de fumure favorise le développement de la maladie, comme l'indiquent les résultats de l'analyse statistique. L'helminthosporiose est considérée comme « la maladie du paysan pauvre » qui se caractérise par une agriculture pauvre en fertilisants du sol. L'absence d'éléments tels que le phosphore et le potassium favorise les attaques de *Bipolaris oryzae* (PHELPS et SHAND, 1995). L'impact de la maladie sur la productivité de la plante est plus important lorsque l'infection survient au stade épiaison. Cela est probablement dû à la réduction de l'efficacité de la photosynthèse, suite au développement de lésions sur la feuille paniculaire. Il existe une corrélation significative entre l'incidence foliaire au stade épiaison du riz et le poids grain par panicule. Ces résultats confirment les travaux sur le comportement des génotypes au champ qui ont montré que les stades plein tallage, montaison et début épiaison sont ceux où le riz est le plus sensible aux affections dues à *Bipolaris oryzae*. Il est possible, à partir de ce constat, de choisir le meilleur moment pour une estimation des pertes potentielles sur la base de l'incidence foliaire de l'helminthosporiose.

Enfin, l'étude montre que la variété interspécifique FKR 60N présente une sensibilité plus élevée vis-à-vis de l'attaque foliaire aux stades montaison et épiaison. Il s'avère urgent de prendre en compte le caractère de la tolérance à l'helminthosporiose du matériel en cours de sélection afin d'éviter les cas d'épiphytie observée au Sourou au cours de l'année 1995.

2.4. CONCLUSION PARTIELLE

Les résultats obtenus au cours de notre étude font ressortir un impact négatif de l'helminthosporiose sur la productivité du riz. Cela se traduit par une réduction de la germination, un retard dans la croissance de la plante, une réduction du tallage et surtout une baisse du rendement liées à un mauvais remplissage des grains.

L'inoculum primaire véhiculé par la semence a une action limitée dans le temps, laissant entrevoir un rôle plus important de l'inoculum secondaire ou allo inoculum dans le développement des épidémies. L'inoculum secondaire pourrait provenir de champs de riz voisins ou d'hôtes alternatifs du champignon du genre *Echinochloa*. Dans ce cas de figure, les adventices appartenant à ce genre devront faire l'objet de mesures de lutte préventive efficaces.

Nos résultats confirment le rôle prépondérant de l'infection aux stades de développement avancés du riz dans la transmission du champignon à la graine ; il s'agit du stade gonflement et de l'épiaison. Il est nécessaire de désinfecter la semence avant sa mise en terre. Les résultats obtenus mettent en exergue l'importance de la fertilisation équilibrée du riz dans l'expression de la résistance à l'helminthosporiose du riz.

TROISIÈME PARTIE :
CARACTERISATION DES POPULATIONS
DE *BIPOLARIS ORYZAE*

CHAPITRE I :
ÉTUDE DE LA DIVERSITÉ MOLÉCULAIRE AU SEIN DES POPULATIONS
DE *BIPOLARIS ORYZAE* PAR LA TECHNIQUE DE L'HYBRIDATION
DE L'ADN MITOCHONDRIAL

1.1. INTRODUCTION

Pendant de nombreuses années, les espèces et populations de champignons ont été décrites par des caractères bio morphologiques (HAWKSWORTH *et al.*, 1996), ou par d'autres caractères phénotypiques : la croissance à différentes températures, la production de métabolites secondaires, l'inter fertilité, etc. Ces approches s'appuient sur les concepts morphologique et biologique de différenciation des espèces. La variabilité bio morphologique a été utilisée pendant longtemps pour caractériser les populations de champignons (LUCKOW, 1995 ; DAVIS, 1997). Les caractères phénotypiques sont l'expression conjuguée du génotype et du milieu. Dans le processus d'évolution, l'impact du milieu peut conduire à des changements phénotypiques qui permettent une meilleure adaptabilité des espèces (KIHARA *et al.*, 2004). Ce critère peut ainsi servir de marqueur de différenciation. Cette approche a permis de faire ressortir une variabilité biométrique au sein des populations de *Bipolaris oryzae* au Burkina Faso, selon les écologies (OUEDRAOGO, 2001). Cependant, la morphologie des conidiophores et des conidies de la forme asexuée de plusieurs taxa est fortement influencée par le milieu de culture (DELA PAZ *et al.*, 2006). Il en résulte que la différenciation basée uniquement sur des caractères bio morphologiques est de plus en plus remise en cause par certains auteurs (BLACKWELL, 1993). Les insuffisances de l'approche bio morphologique dans la caractérisation des populations des champignons peuvent être comblées par d'autres méthodes d'investigation telles que la caractérisation moléculaire des isolats (OLIVIER *et al.*, 2000).

Les avancées dans le domaine de la biologie moléculaire ont ouvert de nouvelles perspectives dans l'approche méthodologique des études de la variabilité inter et intra spécifique. Ainsi, l'analyse de la concordance génétique entre deux ou plusieurs espèces de champignons a été à la base d'un concept nouveau : la différenciation phylogénétique des espèces (TAYLOR *et al.*, 2000). La phylogénie du genre *Cochliobolus* a ainsi été étudiée à partir de séquences du gène codant l'enzyme glycéraldéhyde-3-phosphate déshydrogénase (BERBEE *et al.*, 1999). La caractérisation des populations de champignons peut être faite à partir de l'analyse de l'ADN nucléaire (ROUMEN *et al.*, 1997) ou de l'ADN mitochondrial (CORRELL *et al.*, 1993).

L'ADN mitochondrial est transmis par le cytoplasme. De ce fait, il permet une plus grande conservation du patrimoine génétique. Il représente un bon marqueur de polymorphisme génétique au sein des populations d'une même espèce. Il permet ainsi d'établir les relations

phylogénétiques entre les individus étudiés (FUKUDA *et al.*, 1994 ; HARRINGTON et WINGFIELD, 1995). Les différents systèmes de marqueurs moléculaires peuvent être classés en marqueurs basés sur l'hybridation et en marqueurs basés sur la PCR. Le polymorphisme de longueurs de fragments de restriction (RFLP) est l'analyse la plus répandue basée sur l'hybridation. Les techniques basées sur la PCR (Polymerase Chain Reaction) sont de deux types en fonction des amorçages : techniques d'amorçage aléatoire ou semi aléatoire sans information séquentielle préalable (RAPD : Randomly Amplified Polymorphic DNA) (WILLIAMS *et al.*, 1990), d'inter courtes séquences répétées (ISSR) (ZIETKIEWICZ *et al.*, 1994), de polymorphisme de longueur de fragments amplifiés (AFLP) (VOS *et al.*, 1995); les techniques de PCR spécifique au site à partir d'une séquence d'ADN connue (microsatellite ou courtes séquences répétées – SSR). Chaque technique a des avantages et des inconvénients. La RAPD présente une faible reproductibilité, l'AFLP est très lourde parce que combinant la RFLP et la PCR ; d'autres méthodes nécessitent des connaissances préalables sur les séquences d'ADN pour concevoir les amorces (SSR) ou l'utilisation de matériel hautement spécialisé tel que le séquenceur d'ADN (AFLP). La RFLP est une technique puissante qui utilise des endonucléases rares (*Eco* R1, *Pst*I) pour fractionner la molécule d'ADN. Les fragments de tailles variables sont ensuite amplifiés (PCR et RAPD) ou soumis à une hybridation avec d'autres fragments de dimensions connues (RFLP). C'est cette dernière méthode qui est utilisée pour l'analyse moléculaire des isolats de *Bipolaris oryzae* soumis à étude. L'objectif visé est d'étudier les relations phylogénétiques qui existent entre les populations dont sont issus ces isolats en fonction de leurs origines géographiques et des plantes hôtes.

1.2. MATERIELS ET METHODES

1.2.1. Matériel végétal

Une collection de 150 isolats monospores a été faite à partir de grains infectés et de taches foliaires de riz et de graminées adventices. Les échantillons ont été prélevés au Burkina Faso et aux Etats-Unis, dans les Etats de la Caroline du Nord et de l'Arkansas. A partir de cette collection, dix-huit isolats monospores ont été sélectionnés pour l'étude de la variabilité moléculaire (tableau XXII). Ces isolats proviennent de différents hôtes (*Oryza sativa*, adventices) et origines géographiques (localités au Burkina Faso et USA) et appartiennent à diverses espèces de champignon présentes dans les rizières (photo 5). Ils présentent de cette manière une base génétique diversifiée.

Tableau XXII : Liste des isolats monospores utilisés pour l'étude de la variabilité moléculaire.

Isolat	Espèce	Plante hôte (espèce/ variété)	Organe infecté	Lieu de collecte
BG2	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>Echinochloa crus-galli</i>	Feuille	Poinsett, AR/USA
BT1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Bengal	Feuille	Poinsett, AR/USA
BT25	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Bengal	Feuille	Poinsett, AR/USA
CL8	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / CL161	Feuille	Lonoke, AR/USA
CL14	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / CL161	Feuille	Lonoke, AR/USA
DCP4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Bengal	Feuille	Poinsett, AR/USA
PT1-2	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / UA99-135	Feuille	St. Francis, AR/USA
PT4-4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /010180-38	Feuille	St. Francis, AR/USA
TS4	<i>B. oryzae</i>	<i>Leptochloa fascicularis</i>	Feuille	Poinsett, AR/USA
02-003B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR 14	Feuille	Bagré/ Burkina Faso
02-095S	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR28	Grain	Sourou/ Burkina Faso
F32H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR32	Feuille	Houet/ Burkina Faso
201-009C	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Mahiplango	Grain	Comoé/ Burkina Faso
201-023H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR28	Grain	Houet/ Burkina Faso
DG2	<i>Exserohilum rostratum</i>	<i>O. sativa</i> / PI 412785	Feuille	Caroline de Nord
DG5	<i>B. maydis</i>	<i>O. sativa</i> / M103	Feuille	Caroline de Nord
DG14	<i>Drechslera gigantea</i>	<i>O. sativa</i> / M103-Dilday	Feuille	Caroline de Nord
DG19	<i>E. rostratum</i>	<i>Eleusine indica</i>	Feuille	Caroline de Nord

1.2.2. Méthodes

1.2.2.1. Préparation des milieux de culture

Le milieu pomme de terre à la gélose ou Potato Dextrose Agar (PDA) est préparé ainsi qu'il suit : 39 grammes de Potato Dextrose Agar DIFCO™ sont ajoutés à 1 litre d'eau distillée. Le mélange est stérilisé à l'autoclave pendant 15 minutes à 121°C. Ce milieu est utilisé pour régénérer les isolats du champignon.

Le milieu eau gélosée est obtenu par dissolution de 15 grammes d'agar dans 1 litre d'eau distillée. La solution est stérilisée à l'autoclave pendant 15 minutes à 121°C. Ce milieu sert de support pour la production de l'inoculum de *Bipolaris oryzae*.

Le milieu liquide complet est obtenu de la manière suivante: dans 1 litre d'eau déminéralisée, dissoudre 30g de sucrose, 2g de NaNO₃, 1g de KH₂PO₄ (phosphate monobasique de potassium), 0,5g de MgSO₄ • 7 H₂O, 0,5 g de KCl, 10 mg FeSO₄ • 7 H₂O ; ajouter 0,2 ml d'une solution de micro éléments (annexe VIII), 2g d'hydrolysate de caséine, 1g d'extrait de levure, 10ml

de solution vitaminée 1 (annexe IX). Le pH est ajusté à 5,8 avant la stérilisation du milieu à l'autoclave pendant 15 minutes à 121°C. Ce milieu est utilisé pour produire les colonies mycéliennes du champignon.

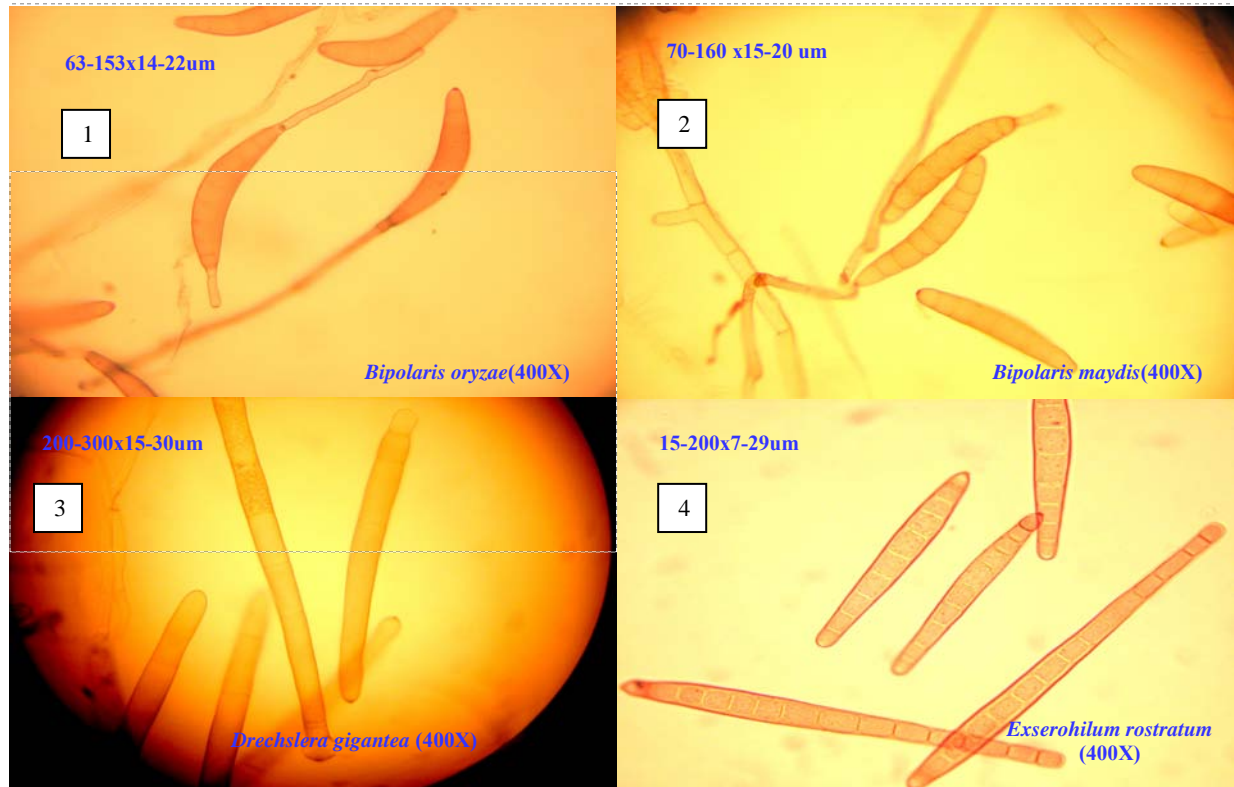


Photo 5. Les conidies des espèces de champignons utilisées au cours de l'étude : 1- *Bipolaris oryzae* ; 2- *Bipolaris maydis* ; 3- *Drechslera gigantea* ; 4- *Exserohilum rostratum* (I. OUEDRAOGO).

1.2.2.2. Méthode d'extraction de l'ADN

Une collection de dix-huit (18) isolats monospores a constitué la base de l'étude de la variabilité moléculaire. Les isolats sont cultivés sur milieu liquide complet pendant cinq jours, à une température moyenne de 26°C. Le mycélium produit est récolté et essoré; il est ensuite congelé pendant une heure à -80°C, puis lyophilisé pendant 24 heures. Il est écrasé en une poudre fine après ajout d'azote liquide dans un mortier en porcelaine stérile réfrigéré au préalable au congélateur. Le broyat obtenu peut être conservé au froid pendant plusieurs semaines. L'ADN est extrait dans une solution tampon (annexe X) qui permet d'inactiver les enzymes qui dégradent l'ADN. Les composants autres que l'ADN (lipides, polysaccharides et protéines) sont éliminés par la purification de la solution à l'aide d'une solution à base de chloroforme et de phénol. Les molécules d'ARN sont éliminées par digestion enzymatique par des ARNases. L'ADN brut est recueilli par précipitation avec de l'éthanol pur glacé (100%), puis nettoyé avec de l'éthanol froid

à 70%, enfin, il est dissout de nouveau dans une solution de Te (annexe XI) (CORRELL, 1993). La concentration de l'ADN est déterminée à l'aide d'un fluorimètre (Hoefer Scientific Instruments TKO 100 ; $\lambda = 365\text{nm} - 460\text{nm}$).

1.2.2.3. Electrophorèse de l'ADN sur gel d'agarose

L'ADN purifié est digéré avec l'endoenzyme *EcoRI* à 36°C pendant 16 à 18 heures dans un bain-marie. Les fragments d'ADN sont séparés par électrophorèse sur gel d'agarose à 0,8% dissout dans une solution tampon de 0,5X TBE coulée dans un bac horizontal. Les échantillons sont soumis à un courant de 27 volts pendant 40 heures.

1.2.2.4. Technique d'hybridation de l'ADN par la méthode du Southern Blot

Le gel obtenu est agité pendant trente minutes dans une solution de bromure d'éthidium (200 $\mu\text{l/l}$) pour révéler les bandes de migration. Il est ensuite rincé deux fois dans de l'eau déminéralisée pendant cinq minutes. L'ADN est dénaturé par agitation pendant trente minutes dans une solution de tampon à pH très élevé (87,66g NaCl + 20g NaOH / 1 litre). Le gel est transféré dans une solution de tampon de neutralisation (87,7g NaCl + 60,6g Tris base / 1 litre d'eau - pH 7,5) et agité pendant 45 minutes. Les fragments d'ADN sont transférés sur une membrane en nylon (Nylon-H-hybridization membrane/ Amersham International) selon la méthode de BROWN (1999); pour cela, le gel et la membrane sont placés dans une solution de tampon de 10X SSC (20X SSC – 175,3g NaCl + 88,2g Citrate de Na / 1 litre d'eau - pH 7,0) pour une période de 18 heures. La membrane est ensuite passée aux rayons UV ; il en résulte des liaisons covalentes plus stables entre l'ADN et la membrane de nylon. La pré hybridation est faite sous agitation avec une solution tampon de BSA (Bovine Serum Albumine) pendant 3 heures et à 42°C. L'hybridation des fragments d'ADN est réalisée avec un tampon contenant deux sondes d'ADN mitochondrial (2u18, 4u40), de l'ADN lambda digéré avec du *HindIII* pour le marqueur de taille (ECL, Amersham, Arlington Heights, IL, USA). Ces deux sondes comportent plusieurs sites d'action de *EcoRI* ; la sonde 2u18 contient des fragments de 2,1 kilobases (kb), 2,5 kb et 5,5 kb, tandis que la sonde 4u40 contient des fragments de 6,4 kb et 7,3 kb. La membrane de nylon est placée dans le tampon et agitée pendant 16-18 heures à 42°C. La membrane est ensuite lavée plusieurs fois dans une solution 2X SSC pendant 5 minutes, couverte avec une solution de réactifs de détection, placée dans une cassette avec un film d'autoradiographie. Le développement du film est réalisé en chambre noire.

1.2.2.5. Méthode d'obtention des données et expression des résultats

Les fragments de restriction de l'ADN par *EcoRI* sont exprimés en kilobases (kb) ; la présence ou l'absence de fragments de bande situés entre 0,05 et 1,0 kb est notée pour chaque isolat et les données sont converties en une matrice de type binaire : 0 pour l'absence de la bande et 1 pour la présence de la bande. Les données ont été analysées avec le logiciel NTSYS-pc2.0. La méthode utilisée est l'analyse groupée des coefficients de similarité UPGMA (Unweighted Pair-Grouping Method with Arithmetic Averages) qui permet de produire un dendrogramme en regroupant les isolats selon le degré de similarité.

1.3. RESULTATS

1.3.1. Electrophorèse et hybridation de l'ADN

Les résultats de l'analyse moléculaire des isolats étudiés sont présentés au niveau de la figure 20 qui représente le profil moléculaire des isolats sur gel d'agarose.

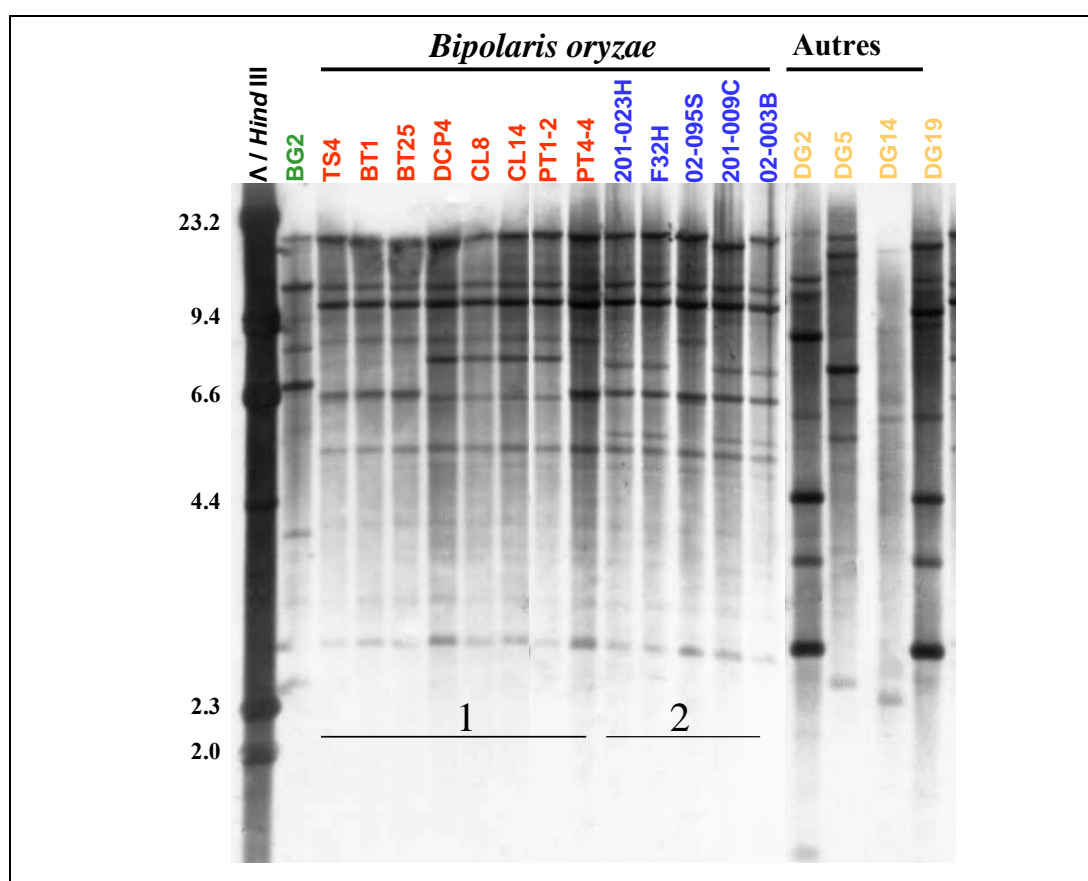


Figure 20. Bandes de restriction de l'ADN mitochondrial (RFLPs) de *B. oryzae*, *B. maydis*, *Bipolaris sp.*, *Drechslera gigantea* et *Exserohilum rostratum*. Les isolats de *Bipolaris oryzae*: (1) proviennent de l'Arkansas (USA), et (2) du Burkina Faso. BG2- *Bipolaris sp.*, DG2, DG19- *Exserohilum rostratum*, DG5 – *Bipolaris maydis* et DG14- *Drechslera gigantea* proviennent des USA.

La digestion de l'ADN mitochondrial des isolats avec *EcoRI* fait ressortir la présence de plus de vingt (20) sites de restriction. La dimension des fragments de restriction varie de 23,2 kb à moins de 2 kb. Les résultats révèlent la présence de plusieurs profils moléculaires.

Quatre isolats de *B. oryzae* du Burkina Faso (201-021 H, F32 H, 02-003B et 201-009 C) se distinguent des isolats américains par la présence de deux séries de séquences comprises entre 9,4 et 6,6 kilobases (kb) d'une part, et entre 6,6 et 4,4 kb d'autre part. Au sein des isolats burkinabé un isolat, 02-095S se distingue des autres. Cet isolat provient de la plaine du Sourou et a été obtenu à partir d'une variété locale de riz, Mahiplango de l'espèce *O. glaberrima*. Les isolats 201-021H et F32 H proviennent de la Plaine irriguée de la Vallée du Kou (province du Houet), 201-009C du périmètre irrigué de Karfiguéla dans la Province de la Comoé et 02-003B de la plaine irriguée de Bagré dans la province du Boulgou. Les trois localités sont distantes les unes des autres de plus de 100 km.

Deux types de profil d'ADN se distinguent parmi les isolats de *B. oryzae* issus des USA. Le premier type de profil comprend quatre isolats : TS4, BT1, BT25 et PT4-4 ; l'isolat TS4 provient de *Leptochloa fascicularis*, une graminée adventice des rizières. Les isolats TS4, BT1 et BT25 proviennent de la localité de Poinsett tandis que PT4-4 provient de celle de St Francis. Le deuxième type de profil compte également quatre (4) isolats : DCP4, CL8, CL14 et PT1-2. Les isolats de ce groupe proviennent de trois localités différentes : Poinsett, Lonoke et St Francis. La différence entre ces deux types de profil se situe au niveau d'une bande comprise entre 9,4 et 6,6kb.

Un isolat du genre *Bipolaris* dont l'espèce n'a pu être déterminée (BG2) et provenant d'une graminée adventice s'avère très différent de *Bipolaris oryzae*. Le profil moléculaire de *B. maydis* (DG5) diffère nettement de celui de *B. oryzae*. Les deux isolats de *Exserohilum rostratum* divergent au niveau des séquences d'ADN comprises entre 23,2 et 9,4kb. Elles proviennent d'hôtes différents : une lignée de riz L205 pour DG2 et une adventice pour DG19. *Drechslera gigantea* (DG14) diffère de toutes les autres espèces étudiées.

En résumé, l'hybridation des fragments obtenus avec des homologues dont la dimension est connue, fait ressortir des différences entre les isolats de *Bipolaris oryzae* provenant du Burkina Faso et de l'Arkansas, mais également entre les isolats provenant de différentes localités de l'Arkansas. Les deux isolats de *Exserohilum rostratum* présentent peu de similitude avec les isolats de *B. oryzae*. Il en est de même de l'espèce *Drechslera gigantea*.

1.3.2. Analyse phylogénétique des isolats

Les résultats de l'analyse de proximité génétique des isolats sont illustrés par le dendrogramme de la figure 21.

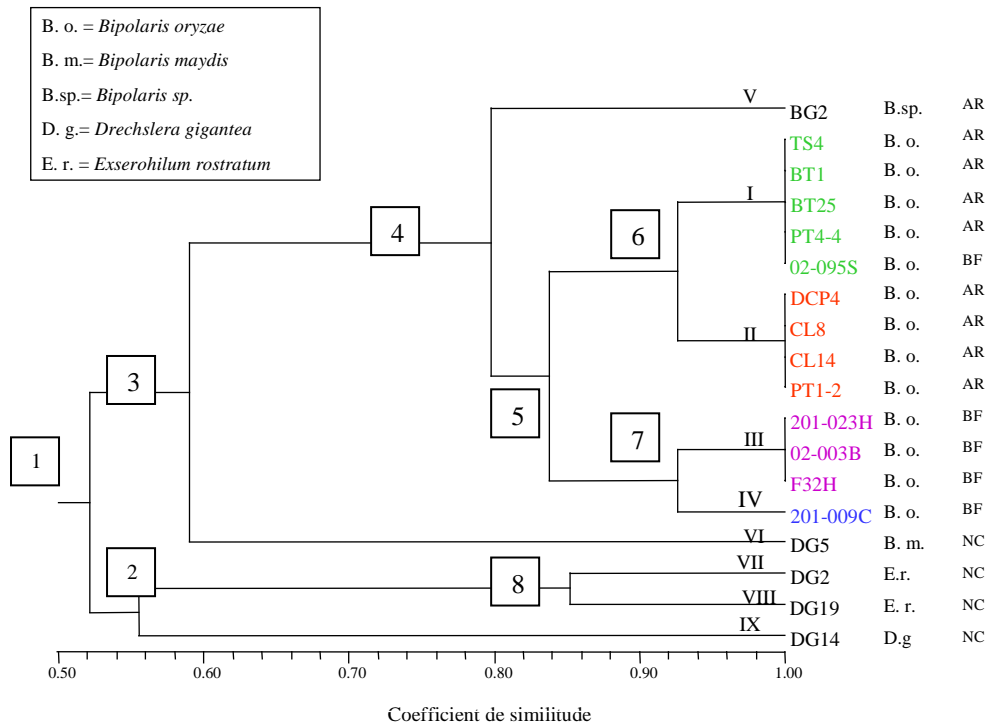


Figure 2 1. Dendrogramme des bandes de restriction de l'ADN mitochondrial ; I - IX : haplotypes ; BF : Burkina Faso ; AR : Arkansas ; NC : North Carolina ; 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8- niveaux de divergence des isolats selon les genres, les espèces et la provenance géographique.

L'examen du dendrogramme de la figure 23 révèle la présence de neuf haplotypes qui divergent à plusieurs niveaux selon les genres, les espèces et l'origine géographique des isolats.

Au niveau des genres et espèces, on observe 4 niveaux de divergence :

- le premier niveau (1) qui sépare les isolats des espèces appartenant aux genres *Drechslera* (DG14) et *Exserohilum* (DG2 et DG19) des isolats des espèces relevant du genre *Bipolaris*. Les deux groupes d'isolats ont un coefficient de similitude inférieur à 0,55 ;
- le 2^{ème} niveau (2) sépare les isolats des espèces *Drechslera gigantea* et *Exserohilum rostratum* en deux entités avec un taux de dissimilarité de près de 44% ;
- les 3^{ème} et 4^{ème} niveaux (3 et 4) distingue les isolats des espèces du genre *Bipolaris* : *B. maydis* (DG5), *Bipolaris sp.* (BG2) et *B. oryzae*. Le coefficient de similitude entre ces

espèces varie de 0,60 entre *B. maydis* (DG5) et *Bipolaris sp.* (niveau 3) à 0,80 entre *Bipolaris sp.* (BG2) et *B. oryzae* (niveau 4). L'isolat *Bipolaris sp.* (BG2) provient de *Echinochloa crus-galli*, un adventice fréquent dans les rizières. *Bipolaris maydis* est pathogénique vis-à-vis du maïs et *Bipolaris oryzae* sont ainsi des espèces distantes au plan génétique. L'unique isolat de *B. maydis* a été isolé à partir de lésion foliaire sur un plant de riz également.

- le niveau 5 montre la séparation des isolats de l'espèce *B. oryzae* en deux groupes distincts : le premier groupe contient les isolats provenant des USA et le second groupe ceux provenant du Burkina Faso. Le taux de dissimilarité entre ces deux groupes d'isolats a atteint 16%, synonyme de divergence génétique consistante entre les isolats provenant de ces deux zones géographiques. Il faut cependant noter la présence d'un isolat burkinabé originaire du Sourou (02-095S) au sein des isolats américains ;
- les sixième et septième niveaux révèlent une séparation des isolats de *Bipolaris oryzae* en 4 groupes. La séparation des isolats de *Bipolaris oryzae* ne concorde pas avec les localités de collecte tant aux USA qu'au Burkina Faso. La proximité génétique est par contre plus grande entre ces 4 groupes d'isolats, avec un coefficient de similitude de 0,93. A l'intérieur des groupes, on retrouve des isolats au profil moléculaire identique mais qui proviennent de localités distantes de plus 50 km les unes des autres. Ainsi, le degré de similitude est pratiquement le même lorsque l'on se situe à l'intérieur des zones géographiques que sont les Etats-Unis et le Burkina Faso. L'isolat 201-009C, qui provient de la province de la Comoé, se distingue des autres isolats du Burkina Faso de 7% environ. Les isolats du Houet et de Bagré présentent une très grande similitude (100%).
- Les deux isolats de l'espèce *Exserohilum rostratum* ont un taux de similitude proche de 85% (niveau 8). Cependant, les isolats de ces deux espèces proviennent de plants de riz.

L'examen du dendrogramme révèle l'existence de neuf (09) haplotypes parmi les espèces de champignons étudiées. Ces haplotypes sont regroupés dans le tableau XXIII. Les isolats de *B. oryzae* se répartissent en quatre haplotypes différents avec respectivement 5, 4, 3 et 1 isolats. La plante hôte ne semble pas constituer un facteur de divergence. Des isolats issus de plantes de riz et d'espèces adventices ont le même haplotype I du tableau XXIII.

Tableau XXIII : Haplotypes obtenus par digestion de l'ADN mitochondrial avec *EcoR1*.

Haplotypes	Espèces	Nombre d'isolats	Espèce de plante hôte	Lieu de collecte
I	<i>B. oryzae</i>	5	<i>Leptochloa fascicularis</i> , <i>Oryza sativa</i>	USA (Poinsett, St. Francis, Lonoke); Burkina Faso
II	<i>B. oryzae</i>	4	<i>O. sativa</i>	USA (Poinsett, St. Francis, Lonoke)
III	<i>B. oryzae</i>	3	<i>O. sativa</i>	Burkina Faso
IV	<i>B. oryzae</i>	1	<i>O. sativa</i>	Burkina Faso
V	<i>Bipolaris sp.</i>	1	<i>Echinochloa crus-galli</i>	USA (Poinsett)
VI	<i>B. maydis</i>	1	<i>O. sativa</i>	USA (N. Carolina)
VII	<i>Exserohilum rostratum</i>	1	<i>Eleusina indica</i>	USA (N. Carolina)
VIII	<i>Exserohilum rostratum</i>	1	<i>O. sativa</i>	USA (N. Carolina)
IX	<i>Drechslera gigantea</i>	1	<i>O. sativa</i>	USA (N. Carolina)

1.4. DISCUSSION

L'analyse moléculaire a mis évidence des variants au sein des isolats étudiés. Ces constats ont été faits par d'autres auteurs en Amérique du Sud (WEIKERT-OLIVEIR *et al.*, 2002). L'existence de deux groupes distincts au sein des populations de *B. oryzae* des USA et du Burkina Faso indique une évolution séparée des populations de départ du champignon. Ce polymorphisme peut être le fait de l'environnement qui joue un rôle prépondérant dans l'évolution et la dispersion des formes asexuées des espèces de champignon (TEMPLETON, 1989) telle que *Bipolaris oryzae*. Nous sommes donc en présence de populations clones, synonymes de proximité génotypique. Cela est traduit par les niveaux de convergence observés entre les groupes d'isolats d'une même zone géographique : haplotypes I et II aux USA, haplotypes III et IV au Burkina Faso. La différenciation entre les isolats de *B. oryzae* est encore plus marquée entre des zones écologiques plus distantes. Les isolats des USA et ceux du Burkina divergent de plus de 15%. On aboutit ainsi à l'existence de niches écologiques traduisant une meilleure adaptation des individus à leur milieu. Cette adaptation s'exprime par la capacité du champignon à infecter la plante de riz, un caractère fondamental de survie. A l'intérieur de chaque région géographique (USA, Burkina Faso), il existe un polymorphisme au sein des populations de *B. oryzae* avec un taux de dissimilarité de 7%. Ces résultats confirment ceux de WEIKERT-OLIVEIR *et al.* (2002) qui ont montré l'existence de polymorphisme au sein des populations de *B. oryzae* provenant d'une même

localité au Brésil. Leurs travaux sur différentes espèces de champignons incluant *B. oryzae*, *B. maydis*, *B. sorokiniana* et *Exserohilum turcicum* ont abouti à l'existence d'un polymorphisme intra et intra-spécifique au sein des isolats.

Le polymorphisme observé au sein des populations de *B. oryzae* pourraient être la conséquence de mutations qui permettent au champignon de s'adapter aux variations écologiques. La méthode de l'analyse moléculaire a permis de démontrer que la biosynthèse de la mélanine constitue un des processus fondamentaux de la pathogénèse (DELA PAZ *et al.*, 2006). L'analyse moléculaire a révélé que le gène codant la mélanine est sujet à des mutations, sous l'action des rayonnements proches de l'ultraviolet (MORIWAKI *et al.*, 2006 et 2007 ; KIHARA *et al.*, 2004). La similitude entre les profils moléculaires de deux isolats provenant d'hôtes tels que *Oryza sativa* et *Leptochloa fascicularis* révèle une grande capacité d'adaptation du champignon aux hôtes.

La divergence entre les isolats des espèces de *Bipolaris*, *Drechslera* et *Exserohilum* varie de 20 à 40%. La divergence de 48% entre *Bipolaris* et *Drechslera* ne concorde pas avec leur aptitude respective à infecter le riz (*O. sativa*). La divergence moléculaire observée est concordante avec les résultats obtenus par BERBEE *et al* (1999). La méthode de l'analyse de l'ADN mitochondrial permet de différencier les espèces étudiées (JACOBSON et GORDON, 1990).

1.5. CONCLUSION PARTIELLE

La caractérisation moléculaire des isolats des différentes espèces de champignons a permis d'aboutir aux conclusions suivantes :

- l'analyse de l'ADN des isolats de *Bipolaris oryzae* révèle des différences liées principalement à l'origine géographique. Les isolats américains diffèrent au plan moléculaire de ceux du Burkina Faso. Cette divergence atteint 16% ;

- il existe des populations clones à l'intérieur des zones concernées par notre étude (USA et Burkina Faso) ;

- *Leptochloa fascicularis*, un adventice des rizières, est un hôte alternatif de *Bipolaris oryzae* ;

- les espèces *B. maydis* et *Exserohilum rostratum* sont très différentes de *B. oryzae* au plan moléculaire ;

- *Drechslera gigantea* est une espèce très distante de *B. oryzae* au plan moléculaire. Il est cependant capable d'infecter le riz. La caractérisation moléculaire ne concorde pas avec la virulence des isolats. Il importe de poursuivre le travail de caractérisation afin d'atteindre l'objectif stratégique de mise au point d'une méthode lutte basée sur l'utilisation de la résistance variétale.

CHAPITRE II :

ÉTUDE DE LA DIVERSITÉ GÉNÉTIQUE AU SEIN DES POPULATIONS DE *B. ORYZAE* PAR LA MÉTHODE DE LA COMPATIBILITÉ VÉGÉTATIVE

2.1. INTRODUCTION

Au sein de nombreuses espèces de champignons filamenteux, la formation d'hétérocaryons par anastomose mycélienne entre deux souches différentes est un stade essentiel dans le cycle biologique : nutrition, reproduction, régulation du mouvement des virus et autres éléments du cytoplasme (LESLIE, 1996). Ces hétérocaryons peuvent être suffisamment stables et persister pendant une période de temps indéterminée (LESLIE, 1993). Les souches capables de former ces types d'organes sont sexuellement ou végétativement compatibles. La base génétique de la compatibilité végétative comporte plusieurs *loci* appelés *vic* (vegetative **in**compatibility) qui sont dispersés à travers le génome. Les souches qui sont identiques pour tous ces *loci* sont capables de former un hétérocaryon stable. Elles sont dites compatibles et sont considérées comme appartenant à un même Groupe de Compatibilité Végétative (GCV). Les souches qui diffèrent ne serait ce que par un seul *locus* sont incapables de fusionner (LESLIE, 1996). Les interactions entre les gènes d'incompatibilité sont surtout alléliques. Elles peuvent être étudiées seulement à travers des phénotypes parce que leur base génétique est mal connue pour la plupart des champignons, à l'exception d'espèces telles que *Neurospora crassa* ou *Aspergillus nidulans* (CORRELL *et al.*, 1989). La compatibilité végétative a été utilisée tout d'abord comme un marqueur polymorphique dans les études de variabilité au sein des populations de champignons pathogènes (PUHALLA, 1985). L'identification des GCV peut être faite selon des techniques différentes : la formation d'hétérocaryon par fusion, la formation de zones de barrière ou de démarcation entre les hyphes en fusion, les mutants biochimiques sous l'action des rayons UV, etc.

Les tests de compatibilité végétative sont des tests de formation d'hétérocaryon impliquant l'établissement d'un hétérocaryon prototrophique stable sous des conditions telles qu'aucun des deux composants auxotrophiques ne pourrait survivre. En principe, tout marqueur génétique dont l'action défectueuse peut être résolue par la complémentation est utilisable pour détecter la formation d'hétérocaryon. C'est ainsi que les marqueurs auxotrophes sont généralement plus utilisés parce qu'ils permettent de distinguer plus facilement la colonie hétérocaryotique de ses composantes. L'utilisation de mutants incapables d'utiliser le nitrate d'azote (*nit*) constitue une de ces approches. L'azote nécessaire au métabolisme du champignon est assimilé sous forme d'ammonium après réduction du nitrate d'azote par différents groupes enzymes. Ces enzymes sont dispersés au niveau de plusieurs *loci* à travers le génome du

champignon. La mutation est spontanée et réalisée par l'action répressive du chlorate de potassium (KClO₃) qui est un analogue du nitrate d'azote. Le chlorate de potassium est réduit selon le même schéma par les enzymes réducteurs du nitrate d'azote. Cette réduction aboutit à la production de chlorite qui est un produit toxique mutagène. Il en résulte un mutant auxotrophe, dont le phénotype est facilement identifiable. Lorsqu'un hétérocaryon s'établit entre deux souches auxotrophiques appartenant au même groupe de compatibilité végétative (GCV), il en résulte un hétérocaryon prototrophique. Si les deux souches appartiennent à des GCV différents, il n'y a pas de formation de colonie prototrophique. La technique des mutants *nit* a été développée par COVE (1976) et adaptée par PUHALLA (1985) pour la caractérisation des populations de *Fusarium*. Il a obtenu des mutants (*nit*) spontanés du champignon à partir de secteurs de colonies résistants au chlorate de potassium. Selon cet auteur, il existe une corrélation entre l'appartenance à un GCV et la pathogénicité au sein des populations de *Fusariose oxysporum*. La technique de la compatibilité végétative peut être complétée avec d'autres méthodes d'investigation comme les tests de pathogénicité ainsi que les outils moléculaires : RFLPs, RAPDs, isozymes (JACOBSON et GORDON, 1990). La compatibilité végétative est un outil pratique pour les tests de variabilité génétique et d'adaptation au milieu. Elle permet également de savoir si les isolats provenant du champ sont des clones d'une même souche à travers le nombre de groupes formés. L'un des avantages majeurs de cette méthode est sa simplicité ; elle requiert peu d'équipements et peut être aisément utilisée dans un laboratoire ordinaire de microbiologie (CORRELL *et al.*, 1987). Elle peut également servir de modèle pour la construction de cartes génétiques. Cependant cette méthode n'est pas une panacée pour toutes les études de population de champignons pathogènes. Les GCV ne permettent pas de différencier des souches appartenant à des espèces différentes, ni d'évaluer la fréquence des allèles au niveau des *loci vic*. Nous avons soumis une collection d'isolats à cette méthode d'investigation pour établir les relations possibles entre les isolats de *B. oryzae* provenant d'écologies et d'hôtes différents d'une part, entre la compatibilité végétative, la virulence et les profils moléculaires obtenus par la technique de l'hybridation de l'ADN mitochondrial de l'autre.

2.2. MATERIELS ET METHODES

2.2.1. Matériel végétal

Une collection de dix-neuf isolats monospores a été constituée à partir d'échantillons de plantes de riz et de graminées adventices (*Echinochloa crus-galli* et *Leptochloa fascicularis*). Ces échantillons ont été collectés dans quatre localités au Burkina Faso (Comoé, Houet, Sourou, Bagré) et quatre localités aux Etats-Unis (14). Les isolats proviennent de plusieurs espèces de champignon : *Bipolaris oryzae*, *B. maydis*, *Drechslera gigantea*, *Exserohilum rostratum* et

Bipolaris sp.. Leurs caractéristiques sont portées au tableau XXIV. Ces isolats sont utilisés pour générer les mutants auxotrophes.

Tableau XXIV : Liste des isolats monospores utilisés pour générer les mutants auxotrophes (*nits*).

Isolat	Espèce	Plante hôte (espèce/ variété)	Organe infecté	Lieu de collecte
BG2	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>Echinochloa crus-galli</i>	Feuille	Poinsett, AR/USA
BG4	<i>Bipolaris oryzae</i>	<i>Echinochloa crus-galli</i>	Feuille	Poinsett, AR/USA
BT1	<i>Bipolaris oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Bengal	Feuille	Poinsett, AR/USA
BT25	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Bengal	Feuille	Poinsett, AR/USA
CL8	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / CL161	Feuille	Lonoke, AR/USA
CL14	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / CL161	Feuille	Lonoke, AR/USA
DCP4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Bengal	Feuille	Poinsett, AR/USA
PT1-2	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / UA99-135	Feuille	St. Francis, AR/USA
PT4-4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /010180-38	Feuille	St. Francis, AR/USA
TS4	<i>B. oryzae</i>	<i>Leptochloa fascicularis</i>	Feuille	Poinsett, AR/USA
02-003B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR 14	Feuille	Bagré/ Burkina Faso
02-095S	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR28	Grain	Sourou/ Burkina Faso
F32H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR32	Feuille	Houet/ Burkina Faso
201-009C	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Mahiplango	Grain	Comoé/ Burkina Faso
201-023H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR28	Grain	Houet/ Burkina Faso
DG2	<i>Exserohilum rostratum</i>	<i>O. sativa</i> / PI 412785	Feuille	Caroline de Nord
DG5	<i>B. maydis</i>	<i>O. sativa</i> / M103	Feuille	Caroline de Nord
DG14	<i>Drechslera gigantea</i>	<i>O. sativa</i> / M103-Dilday	Feuille	Caroline de Nord
DG19	<i>E. rostratum</i>	<i>Eleusine indica</i>	Feuille	Caroline de Nord

2.2.2. Méthodes

2.2.2.1. Préparation des milieux de culture

Le milieu minimal (MM) est préparé comme suit : dans 1litre d'eau distillée stérile, on dissout 10g de dextrose, 1g de KH_2PO_4 , 0,1g de K_2HPO_4 , 0,5g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$, 0,1g de CaCl_2 , 2g de NaNO_3 , 10ml solution vitaminée, 0,2 millilitre de micro éléments de solution de sulfate de fer ($\text{FeSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$), 20g agar (annexe VIII). Cette solution contient de l'azote sous la seule forme de nitrate. Il sert à identifier les mutants auxotrophes compatibles.

Le milieu minimal chloraté (MMC) est obtenu en ajoutant 50g/l de chlorate de potassium (KClO_3) à 1 litre de milieu minimal ; le pH est ajusté à 5,6. Le milieu est destiné à la production de mutants auxotrophes.

2.2.2.2. Méthode d'obtention des mutants auxotrophes (*nits*)

La méthode utilisée s'inspire de celle de CORRELL *et al.* (1987). Des isolats monospores sont cultivés sur milieu PDA pendant 5 jours sous lumière blanche artificielle continue et à une température moyenne de 22 à 25°C. Pour chaque isolat, 60 explants de 2mm³ sont prélevés sur une colonie de mycélium en expansion. Ils sont transférés sur du milieu minimal contenant 5% de chlorate de potassium (MMC) et de l'azote uniquement sous forme de nitrate. Le chlorate de potassium exerce une action restrictive sur la croissance du champignon, probablement à cause de la réduction du chlorate par la réductase de nitrate en chlorite hautement toxique. Les mutants *nits* sont incapables de réduire le chlorate en chlorite et, partant de cela, sont résistants au chlorate de potassium. Les cultures sont incubées dans des bacs plastiques de rangement à l'obscurité à 22-25°C. Elles sont observées périodiquement (pendant 1-2 semaines) pour identifier la présence de secteurs de croissance rapide au niveau des colonies du champignon (photo 6). Ces secteurs sont supposés résistants au chlorate de potassium. Des explants de 2mm³ environ sont prélevés à la marge de ces secteurs de croissance rapide et transférés sur du milieu minimal sans chlorate de potassium. Les boîtes sont placées en incubation pendant 5-7 jours à température ambiante (25°C). Les secteurs qui produiront des colonies dont le mycélium est fin, ras et peu dense seront considérés comme des mutants auxotrophes (*nits*) (photo 7). Lorsque ces *nits* sont incubés sur milieu complet, ils produisent des colonies avec un mycélium de type normal.

2.2.2.3. Méthodes de complémentations des mutants auxotrophes

A/ Identification de mutants inhabituels

Des explants de 2mm³ environ sont prélevés sur des colonies de *nits* âgées de 6 à 8 jours et transférés sur du milieu minimal dans des boîtes de pétri de 9cm de diamètre. Dix *nits* sont placés par boîte à une distance moyenne de 3cm les uns des autres (figure 22). Les boîtes sont incubées pendant 5 à 14 jours à température ambiante (22-25°C). Les observations portent sur la formation au niveau de la ligne de contact des colonies d'un hétérocaryon stable avec un phénotype mycélien du type normal (photo 8). Plusieurs combinaisons de *nits* sont ainsi étudiées. Les mutants ayant formé un hétérocaryon stable avec le plus grand nombre d'autres mutants sont considérés comme inhabituels et utilisés comme des testeurs de groupe de compatibilité (planche II).

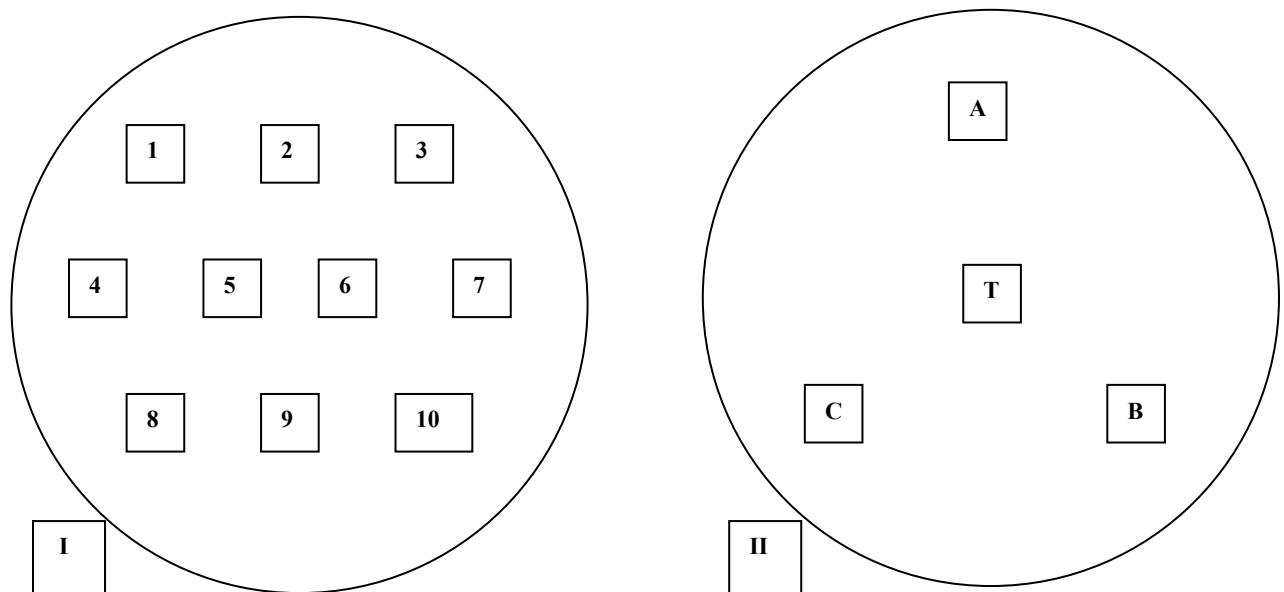


Figure 22. Dispositif d'identification des mutants auxotrophes inhabituels (I), et des groupes de compatibilité végétative (II) : T- testeur; A, B et C- mutants générés par les isolats étudiés.

B/ Identification des groupes de compatibilité végétative

Les mutants auxotrophes inhabituels sont appariés avec eux-mêmes pour vérifier leur auto incompatibilité. Ils sont ensuite confrontés sur du milieu minimal sans chlorate de potassium aux *nits* des autres isolats (figure 22), dans les mêmes conditions que celles mentionnées plus haut. La formation d'un hétérocaryon stable entre le testeur et un quelconque autre isolat est considérée comme une appartenance au même groupe de compatibilité végétative.

2.2.2.4. Expression des résultats

- Le nombre de mutants auxotrophes est évalué quotidiennement à partir du 4^{ème} jour d'incubation sur milieu minimal ;
- le nombre de mutant inhabituels est déterminé chaque jour du 5^{ème} au 14^{ème} jour d'incubation sur milieu minimal ;
- les groupes de compatibilité végétative sont dénombrés au fur et à mesure des tests de compatibilité.

2.3. RESULTATS

2.3.1. Production des mutants auxotrophes

Les zones de croissance rapide sur milieu restrictif MMC ont été observées au bout de 2 à 4 semaines d'incubation à une température ambiante de 24 à 26 °C (photo 6).

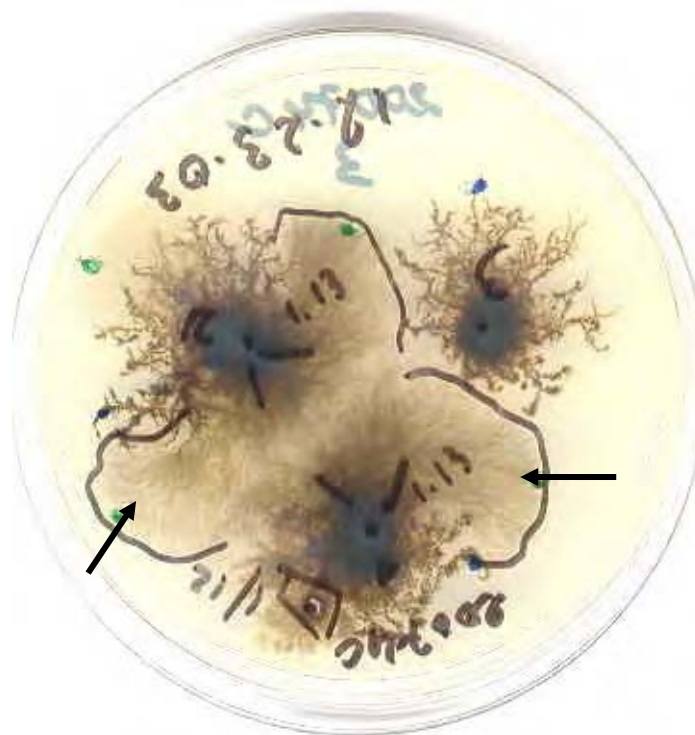


Photo 6. Les mutants auxotrophes (zones de croissance rapide du mycélium indiquées par les flèches) sont produits sur milieu restrictif MMC (I. OUEDRAOGO).

Les mutants auxotrophes obtenus sont regroupés dans le tableau XXV. Un total de 144 explants ont été prélevés des zones de croissance accélérée et transférés sur milieu minimal. Les isolats testés ont généré 75 mutants auxotrophes (*nits*) (photo 7). Neuf (09) isolats des Etats-Unis ont produit chacun un seul mutant : BG2, BG4, BT1, BT25, CL14, DCP4, DG2, DG14 et DG19. Cinq isolats appartiennent à l'espèce *B. oryzae* et les autres isolats aux espèces *Bipolaris sp.*, *Exserohilum rostratum* et *Drechslera gigantea*. Les isolats provenant du Burkina Faso ont produit de 3 à 18 mutants. Les isolats 201-023H et F32H du Burkina Faso et CL8 des USA ont produit respectivement 18, 6 et 12 mutants (*nits*) sur 60 explants de mycélium de type normal transférés.

Tableau XXV : Nombre de mutants auxotrophes (nits) obtenus sur milieu minimal chloraté (MMC) à partir des isolats monospores de *Bipolaris oryzae*, *Drechslera gigantea*, *Bipolaris maydis*, *Bipolaris sp.* et *Exserohilum rostratum*.

Isolat	Espèce	Plante hôte (espèce/ variété)	Nits produits	Lieu de collecte
BG4	<i>Bipolaris oryzae</i>	<i>Echinochloa crus-galli</i>	1	Poinsett, AR/USA
BT1	<i>Bipolaris oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Bengal	1	Poinsett, AR/USA
BT25	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Bengal	1	Poinsett, AR/USA
CL8	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / CL161	12	Lonoke, AR/USA
CL14	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / CL161	1	Lonoke, AR/USA
DCP4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Bengal	1	Poinsett, AR/USA
PT1-2	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / UA99-135	4	St. Francis, AR/USA
PT4-4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /010180-38	2	St. Francis, AR/USA
TS4	<i>B. oryzae</i>	<i>Leptochloa fascicularis</i>	7	Poinsett, AR/USA
02-003B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR 14	8	Bagré, Burkina Faso
02-095S	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR28	3	Sourou, Burkina Faso
F32H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR32	6	Houet, Burkina Faso
201-009C	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Variété locale	6	Comoé, Burkina Faso
201-023H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR28	18	Houet, Burkina Faso
DG2	<i>Exserohilum rostratum</i>	<i>O. sativa</i> / PI 412785	1	Car.Nord, USA
DG5	<i>B. maydis</i>	<i>O. sativa</i> / M103	2	Car. Nord, USA
DG14	<i>Drechslera gigantea</i>	<i>O. sativa</i> / M103-Dilday	1	Car. Nord, USA
DG19	<i>E. rostratum</i>	<i>Eleusine indica</i>	1	Car. Nord, USA
BG2	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>Echinochloa crus-galli</i>	1	Poinsett, AR/USA

Il ressort des données obtenues que les isolats diffèrent dans leur aptitude à générer des mutants auxotrophes. Le délai de production des mutants a été plus court pour les isolats de *B. oryzae* que pour les autres espèces de champignon concernées par notre étude (*Exserohilum rostratum*, *Drechslera gigantea*, *Bipolaris maydis* et *Bipolaris sp.*). Les isolats burkinabés ont été plus aptes à la mutation que ceux provenant des USA, à l'exception d'un isolat américain (CL8).

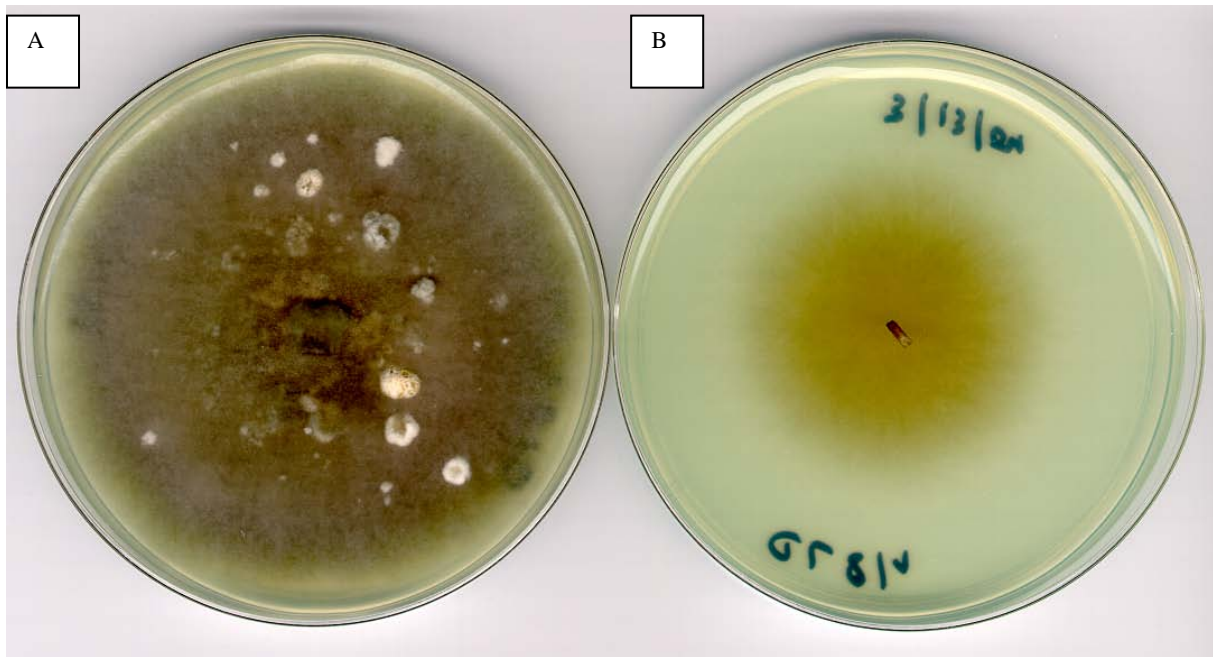


Photo 7. Colonies de *Bipolaris oryzae* sur milieu minimal (MM) en boîtes de Pétri : A- mycélium normal ; B- mutant auxotrophe (*nit*) (I. OUEDRAOGO).

2.3.2. Identification de mutants inhabituels

Les résultats des tests de complémentation, comme illustré par la photo 8, ont permis d'identifier un mutant inhabituel pour chacun des isolats suivants : CL8 (USA), F32H et 201-023H (Burkina Faso). Ces mutants inhabituels sont illustrés par la photo 8. On y constate la formation des hétérocaryons stables au point de contact entre les mutants *nits* sur MM au bout de 9 jours. Ces mutants inhabituels forment un hétérocaryon stable avec au moins quatre autres mutants.

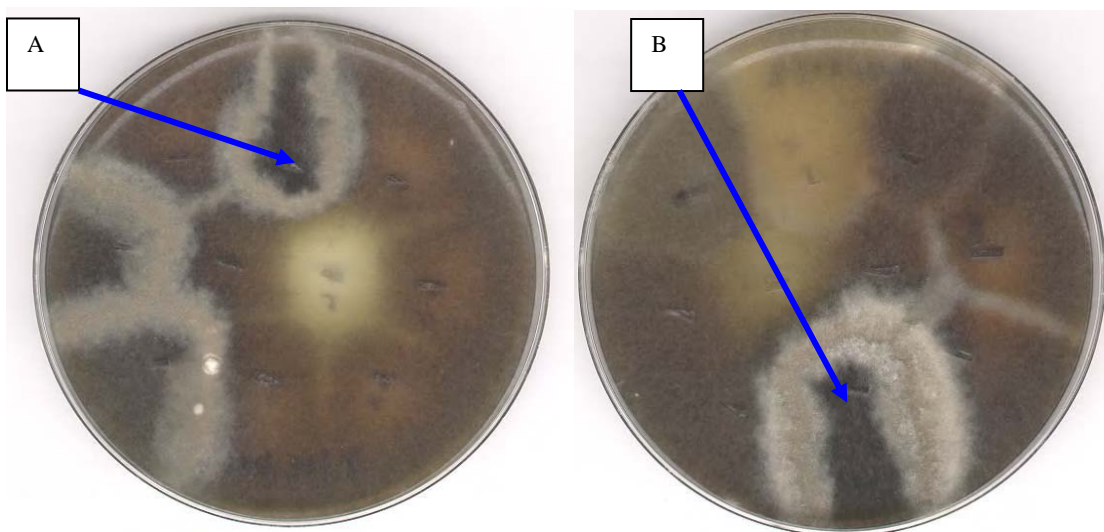


Photo 8 . Identification des mutants inhabituels par complémentation des mutants auxotrophes sur milieu minimal (MM) en boîtes de Pétri incubées à 24 à 26°C pendant 5 à 7 jours. A et B - les mutants auxotrophes inhabituels sont indiqués par une flèche (I. OUEDRAOGO).

2.3.3. Identification des groupes de compatibilité végétative

Les mutants inhabituels ont été utilisés comme testeurs de groupes de compatibilité avec tous les autres mutants de *B. oryzae* et des autres espèces de champignon (photo 9). Les résultats des tests d'identification des groupes de compatibilité végétative sont regroupés dans le tableau XXVI. Les tests de complémentation entre les mutants auxotrophes inhabituels et tous les autres mutants (*nits*) générés par les différents isolats ont abouti à la formation de quinze (15) groupes de compatibilité végétative (GCV).

Le premier groupe (GCV1) a pour testeur un mutant de l'isolat CL8. Il contient cinq isolats qui sont : BG4, BT1, BT25, TS4 et CL8. On y retrouve des isolats provenant du riz (*Oryza sativa* L.), de graminées adventices (*Echinochloa crus-galli* et *Leptochloa fascicularis*) et de différentes localités de l'Arkansas. Il s'agit des isolats BG4, BT25, CL8 et TS4. Quatre autres isolats américains relèvent de groupes indéterminés ; ce sont : CL14, DCP4, PT1-2 et PT4-4.

Le deuxième groupe (GCV2) a pour testeur un mutant de F32H ; il comporte un isolat unique : F32H. Le troisième groupe (GCV3) a pour testeur un mutant de l'isolat 201-023H. Il comporte également un seul isolat : 201-023H.

Les autres isolats constituent des groupes différents comportant chacun un seul isolat. Il s'agit d'isolats de *B. oryzae* provenant du Burkina Faso, des Etats-Unis et d'isolats de *Bipolaris* sp., *E. rostratum*, *D. gigantea* et *B. maydis*. Sept isolats de *B. oryzae* d'origines géographiques différentes n'appartiennent à aucun des trois groupes de compatibilité identifiés (CL14, DCP4, PT1-2, PT4-4, 02-003B, 02-095S, 201-009C). Les tests de complémentation avec des explants prélevés sur un même mutant ont donné des réactions d'auto incompatibilité (photo 9). Aucune compatibilité n'a été observée entre les isolats provenant de l'Arkansas et ceux issus du Burkina Faso. Tous les isolats des autres espèces ont été incompatibles les uns avec les autres.

Les résultats obtenus confirment les différences observées entre les isolats au niveau de l'analyse moléculaire, notamment la composition des groupes d'haplotypes. Les isolats burkinabé se distinguent par une plus grande diversité de gènes de compatibilité végétative, comparativement à ceux des USA.

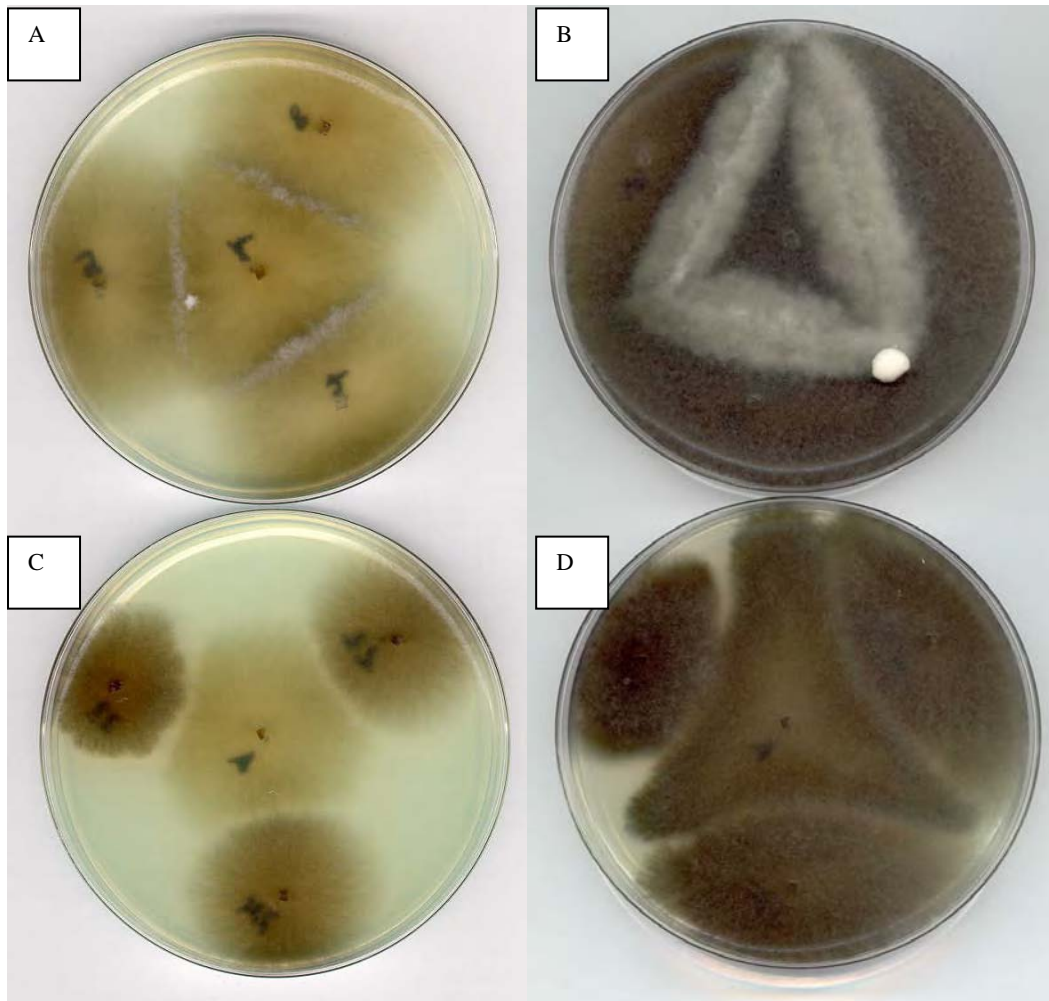


Photo 9 : Complémentation des mutants auxotrophes sur milieu minimal (MM). A et B – formation d'un hétérocaryon stable entre des mutants compatibles au bout de 5 et 9 jours d'incubation ; C et D – réaction d'incompatibilité entre les mutants auxotrophes (I. OUEDRAOGO)

Tableau XXVI : Composition des groupes de compatibilité végétative (GCV) identifiés par complémentationsur milieu minimal (MM) entre les mutants auxotrophes des isolats de *Bipolaris oryzae*, *Bipolaris maydis*, *Drechslera gigantea* et *Exserohilum rostratum*.

Isolat	Espèce	Plante hôte	Origine géographique	GCV1 (*)	GCV2	GCV3	Autres GCV (**)
BG4	<i>Bipolaris oryzae</i>	Adventice/ <i>Echinochloa crus-galli</i>	Poinsett, AR	X			
BT1	<i>Bipolaris oryzae</i>	cv. Bengal / <i>Oryza sativa</i>	Poinsett, AR/USA	X			
BT25	<i>Bipolaris oryzae</i>	cv. Bengal/ <i>O. sativa</i>	Poinsett, AR	X			
CL8	<i>Bipolaris oryzae</i>	cv. CL161/ <i>O. sativa</i>	Lonoke, AR	X			
TS4	<i>Bipolaris oryzae</i>	Adventice/ <i>Leptochloa fascicularis</i>	Poinsett, AR	X			
F32H	<i>Bipolaris oryzae</i>	cv. FKR32/ <i>O. sativa</i>	Houet/ Burkina Faso		X		
201-023H	<i>Bipolaris oryzae</i>	cv. FKR19/ <i>O. sativa</i>	Houet /Burkina Faso			X	
CL14	<i>Bipolaris oryzae</i>	cv. CL161/ <i>O. sativa</i>	Lonoke, AR/USA				X
DCP4	<i>Bipolaris oryzae</i>	cv. Bengal/ <i>O. sativa</i>	Poinsett, AR/USA				X
PT1-2	<i>Bipolaris oryzae</i>	Lignée UA99-135/ <i>O. sativa</i>	St. Francis, AR/USA				X
PT4-4	<i>Bipolaris oryzae</i>	Lignée 010180-38/ <i>O. sativa</i>	St. Francis, AR /USA				X
02-003B	<i>Bipolaris oryzae</i>	cv. FKR14/ <i>O. sativa</i>	Bagré/ Burkina Faso				X
02-095S	<i>Bipolaris oryzae</i>	cv. FKR28/ <i>O. sativa</i>	Sourou/ Burkina Faso				X
201-009C	<i>Bipolaris oryzae</i>	Variété locale/ <i>O. glaberrima</i>	Comoé/ Burkina Faso				X
DG2	<i>Exserohilum rostratum</i>	<i>O. sativa</i> / PI 412785	Caroline Nord/ USA				X
DG5	<i>B. maydis</i>	M103/ <i>O. sativa</i>	Caroline Nord/ USA				X
DG14	<i>Drechslera gigantea</i>	M103-Dilday/ <i>O. sativa</i>	Caroline Nord/ USA				X
DG19	<i>E. rostratum</i>	Adventice/ <i>Eleusine indica</i>	Caroline Nord/ USA				X
BG2	<i>Bipolaris sp.</i>	Adventice/ <i>Echinochloa crus-galli</i>	Poinsett, AR				X

(*) – GCV1, GCV2, GCV3 : groupes de compatibilité végétative 1, 2 et 3 ; (**) – les mutants appartenant à ces groupes sont incompatibles entre eux.

2.4. DISCUSSION

Les résultats de nos travaux ont montré qu'il est possible de générer des mutants auxotrophes de *B. oryzae*, *B. maydis*, *Drechslera gigantea* et *Exserohilum rostratum* sur milieu restrictif au chlorate de potassium. Partant de ce constat, on peut déduire que ces espèces sont capables d'utiliser du nitrate comme source d'azote. En effet, la transformation du nitrate en ammonium et celle du chlorate en chlorite se fait avec l'aide du même système enzymatique : le nitrate réductase et le nitrite réductase (DUNN-COLEMAN *et al.*, 1984). L'absence de complémentarité entre les mutants d'un même isolat confirme la présence de gènes d'auto incompatibilité. Ce phénomène a été observé pour *Fusarium oxysporum* (BOSLAND et WILLIAMS, 1987 ; JACOBSON et GORDON, 1988) et pour *F. moniliforme* (CORRELL *et al.*, 1989). Ce constat confirme le caractère hétérothallique de *B. oryzae*. La présence de différents groupes de compatibilité végétative (GCV) selon la région (USA et Burkina Faso) traduit une diversité au plan physiologique dans de la population de *B. oryzae*. En l'absence d'une étude basée sur les phénotypes tels que décrits par CORRELL *et al.* en 1987, on peut émettre l'hypothèse que les isolats regroupés au sein d'un même GCV appartiennent à l'un des trois phénotypes (*nit1*, *nit3* ou *nitM*). Par ailleurs, l'incompatibilité végétative observée entre les isolats américains et ceux provenant du Burkina Faso confirme la divergence génotypique observée lors de l'analyse moléculaire de l'ADN mitochondrial. L'incompatibilité végétative observée entre les mutants auxotrophes confirme l'existence du phénomène de stérilité entre les différentes espèces *B. oryzae*, *Bipolaris sp.*, *Bipolaris maydis*, *Exserohilum rostratum* (PETERSEN, 1995 ; VILGAYS et SUN, 1994).

Plusieurs *loci* gouvernent la compatibilité végétative chez les champignons (LESLIE, 1993). Dans une population où la reproduction est asexuée (*B. oryzae*), on peut supposer que la présence de gènes contrôlant l'incompatibilité végétative permet de limiter l'échange de l'information génétique aux seuls individus du même GCV. En l'absence de reproduction sexuée, les membres d'un même GCV forment donc une sous population génétiquement isolée des autres GCV. Selon les conditions du milieu, les GCV les mieux adaptés prédomineront au niveau de la structure des populations du champignon. Cela semble être le cas pour les isolats américains qui se sont avérés compatibles dans la majorité des cas. Les populations du champignon provenant du Burkina Faso se caractérisent par une plus grande diversité traduite par l'existence de plusieurs groupes de compatibilité végétative.

2.5. CONCLUSION PARTIELLE

Les résultats obtenus indiquent pour la première fois la possibilité de caractériser les populations de *Bipolaris oryzae* par la méthode de la compatibilité végétative. Les isolats du

champignon diffèrent selon leurs origines géographiques, confirmant l'existence de niches écologiques. Les populations de *Bipolaris oryzae* qui proviennent des Etats-Unis semblent plus proches entre eux au plan génétique que ceux de Burkina Faso.

La diversité observée au sein des populations burkinabé du champignon nécessite une étude plus approfondie de la distribution spatiale et de l'évolution dans le temps des géotypes existants. La méthode de la compatibilité végétative permet d'obtenir des données utiles sur la composition des populations de *Bipolaris oryzae*. Selon Puhalla (1985), il existerait une corrélation entre les groupes de compatibilité végétative et la pathogénicité des isolats de *Fusarium oxysporum*. Qu'en est-il de *Bipolaris oryzae* ? Une meilleure connaissance de la relation entre la compatibilité végétative et la pathogénicité des isolats permettra de mettre au point une autre approche de la caractérisation des populations ; cette approche permettra également de suivre la dynamique de la composition du champignon pour une meilleure approche de la lutte génétique.

CHAPITRE III

ÉTUDE DE LA VARIABILITÉ PATHOGÉNIQUE AU SEIN DES POPULATIONS DE *BIPOLARIS ORYZAE*

3.1. INTRODUCTION

Les champignons phytopathogènes se caractérisent par l'existence de races, pathotypes, pathovars (AGRIOS, 1988). Cette caractérisation constitue un élément essentiel dans l'élaboration d'une stratégie de lutte aussi importante que la lutte génétique. La connaissance de la diversité pathogénique au sein des populations du champignon est indispensable dans le travail de création de génotypes de riz capables de réduire les pertes dues aux maladies (ILAG *et al.*, 2000, LEUNG *et al.*, 2003). De nombreuses études ont été consacrées à *Magnaporthe grisea*, l'agent causal de la pyriculariose du riz (SONG et GOODMAN, 2001). L'existence de plusieurs races du pathogène a été établie, permettant ainsi de mettre en place une stratégie de gestion des gènes de résistance à la pyriculariose. Des études portant sur *Bipolaris oryzae*, l'agent causal de l'helminthosporiose du riz, ont mis en évidence l'existence de souches qui diffèrent par leur morphologie, leurs caractères culturels, leur physiologie et leur sporulation (VORRAURAI et GIATONG, 1971 ; OUEDRAOGO, 2001). L'existence de races du champignon n'est pas unanimement acceptée par les chercheurs (OU, 1985). La pathogénicité varie, allant de souches extrêmement agressives à des souches très peu agressives (PRASAD *et al.*, 1998). Cependant, la variabilité pathogénique du champignon a été peu étudiée. Le déterminisme génétique de la résistance a également été peu étudié. Si, pour certains auteurs, la résistance a un caractère dominant, d'autres par contre ont trouvé des indications tendant au contraire vers un caractère récessif, avec l'implication possible de plusieurs gènes (PRASAD *et al.*, 1998). Le champignon fait l'objet de mesures de quarantaine au Chili à cause du caractère dévastateur de certaines épiphyties (AHN, 1980). Il existe peu de connaissances sur diversité pathogénique au sein des populations présentes au Burkina Faso et aux Etats-Unis. Les rizières hébergent de nombreuses espèces de champignons capables de provoquer des dégâts au niveau de la plante : lésions foliaires, tâches sur les grains, etc. L'objectif de notre étude est d'évaluer la virulence des isolats de ces espèces vis-à-vis du riz. Ce travail a pour but stratégique l'identification de gènes de résistance par criblage du matériel végétal national et étranger pour la résistance à l'helminthosporiose.

3.2. MATERIELS ET METHODES

3.2.1. Matériel végétal

Une collection de soixante dix sept (77) isolats monospores représentant les espèces *Bipolaris oryzae*, *Drechslera gigantea*, *Exserohilum rostratum*, *Bipolaris maydis*, et *Bipolaris spp.* a été utilisée pour la caractérisation pathogénique. Afin d'élargir la base génétique du matériel étudié, les isolats ont été collectés à partir de génotypes différents de riz, d'organes différents (feuille, grain) au niveau de la plantes de riz et autres espèces parmi lesquelles on note des adventices (*Cynodon dactylon*, *Echinochloa crus-galli*, *Leptochloa fascicularis*). L'origine géographique a également été pris en compte au niveau de la collecte : plusieurs localités au Burkina Faso et aux Etats-Unis d'Amérique. Les caractéristiques de ces isolats sont groupées dans le tableau XXVII.

3.2.2. Méthodes

3.2.2.1. Méthode de production de l'inoculum

Pour chaque isolat, l'inoculum est produit sur le milieu feuille de sorgho sur eau gélosée (photo 3). Des pièces de feuilles de sorgho sont lavées et stérilisées à la vapeur humide à l'autoclave à 121°C pendant 15 minutes. Elles sont placées à la surface de milieu eau gélosée dans des boîtes de Pétri de 9cm de diamètre. Des explants de mycélium de 5 mm de diamètre sont prélevés sur des cultures monospores âgées de 5 jours et déposés sur les pièces de feuille. Les boîtes sont ensuite incubées pendant 10 à 12 jours à 25° C, sous un régime alterné de 12 heures de lumière et d'obscurité. Les colonies sporulantes sont lavées avec de l'eau distillée, les conidies sont récoltées par filtrage à travers du tissu moustiquaire. La concentration de la solution est déterminée à l'aide d'un hématimètre. La solution de base est ajustée à une dilution à 10⁵ spores par millilitre (spores /ml). Un mouillant de surface, 2% de Tween 20, est ajouté à la solution.

3.2.2.2. Méthode de culture des plantes de riz

Les semences de la variété de riz Bengal, moyennement sensible à l'helminthosporiose, sont semées dans un mélange de 50% de terreau de culture (Ready-Earth potting) et de 50% de terre agricole. Le mélange est stérilisé à la vapeur et mis dans des pots de dimensions 10 x 10 x 8,5 (cm). Les plantes sont maintenues en serre à une température moyenne de 28-32 °C pendant 25 jours. Sept jours après semis (JAS), chaque pot reçoit de 1 à 2 g de sulfate de Fer anhydre. Après 14 et 21 jours après semis, les plantes reçoivent une fertilisation complète de 20-20-20 (N, P, K) sous forme liquide (Peters soluble fertilizer®).

Tableau XXVII : Liste des isolats monospores de champignons utilisées dans le test de pathogénicité.

N Isolat	Désignation de l'isolat	Espèce	Origine	
			Plante hôte / variété lignée/ organe	Pays/ région
1	201-009C	<i>Bipolaris oryzae</i>	<i>Oryza sativa</i> / Mahiplango / grain	Burkina Faso /Comoé
2	02-095S	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR28 / grain	Burkina Faso/Sourou
3	DCP8	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Bengal /feuille	USA/Arkansas/Poinsett
4	201-023H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR19 /grain	Burkina Faso/Houet
5	CL1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / CL161/feuille	USA/Ark.*/Lonoke
6	02-103S	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR28/ grain	Burkina Faso/Sourou
7	BT28	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Bengal /feuille	USA/Ark./Poinsett
8	20078C	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR14/ grain	Burkina Faso/Comoé
9	BT4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal /feuille	USA/Ark./Poinsett
10	02-003B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14 /feuille	Burkina Faso/Bagré
11	PT1-2	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /UA99-135 /feuille	USA/Ark./St. Francis
12	BT3	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal /feuille	USA/Ark./Poinsett
13	TS4	<i>B. oryzae</i>	<i>Leptochloa fascicularis</i> /feuille	USA/Ark./Poinsett
14	20049S	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR28 /feuille	Burkina Faso/Sourou
15	CL2	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /CL161 /feuille	USA/Ark./Lonoke
16	BT25	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal /feuille	USA/Ark./Poinsett
17	CL8	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /CL161 /feuille	USA/Ark./ Lonoke
18	20071S	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR19 /feuille	Burkina Faso/Sourou
19	PT3-1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / UA99-135 /feuille	USA/Ark./St. Francis
20	TS1	<i>B. oryzae</i>	<i>L. fascicularis</i> /feuille	USA/Ark./Poinsett
21	DCP4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal /feuille	USA/Ark./Poinsett
22	TS3	<i>B. oryzae</i>	<i>L. fascicularis</i> /feuille	USA/Ark./Poinsett
23	DCP6	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal /feuille	USA/Ark./ Poinsett
24	PT7-1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /L 010180 /feuille	USA/Ark./St. Francis
25	TS5	<i>B. oryzae</i>	<i>L. fascicularis</i> /feuille	USA/Ark./Poinsett
26	02-022B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14 /feuille	Burkina Faso/Bagré
27	20041C	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /variété locale /feuille	Burkina Faso/Comoé
28	BG5	<i>B. oryzae</i>	<i>Echinochloa crus-galli</i> /feuille	USA/Ark./Poinsett
29	DCP10	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal /feuille	USA/Ark./Poinsett
30	PT11-1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / L010180 /feuille	USA/Ark./St. Francis
31	F32H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR32 /feuille	Burkina Faso/Houet
32	BT5	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal /feuille	USA/Ark./Poinsett
33	CL3	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /CL161 /feuille	USA/Ark./ Lonoke
34	PT4-4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /UA 01018038 /feuille	USA/Ark. /St. Francis
35	TS2	<i>B. oryzae</i>	<i>L. fascicularis</i> /feuille	USA/Ark./Poinsett
36	PT6-1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / UA99-135 /feuille	USA/Ark. /St. Francis
37	CL14	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /CL161 /feuille	USA/Ark./ Lonoke
38	VDK1-H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14 /feuille	Burkina Faso/Houet
39	CL5	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /CL161 /feuille	USA/Ark./ Lonoke
40	20074C	<i>B. oryzae</i>	<i>Oryza sativa</i> /var locale /grain	Burkina Faso/Comoé
41	20093C	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR19 /feuille	Burkina Faso/Comoé
42	PT2-1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / UA99-135 /feuille	USA/Ark. /St. Francis
43	BT1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal /feuille	USA/Ark./Poinsett
44	BG4	<i>B. oryzae</i>	<i>E. crus-galli</i> /feuille	USA/Ark./Poinsett
45	02-002B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14 /feuille	Burkina Faso/Bagré

* - Arkansas

Tableau XXVII (suite) : Liste des isolats monospores de champignons utilisées dans le test de pathogénicité.

N Isolat	Désignati on de l'isolat	Espèce	Origine	
			Plante hôte / variété ou lignée/ organe	Pays/ région
46	20028H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR19 /feuille	Burkina Faso/Houet
47	BT2	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal /feuille	USA/Ark./Poinsett
48	PT8-2	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / 010180 /feuille	USA/Ark. /St. Francis
49	201-015H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR28 /feuille	Burkina Faso/Houet
50	02-008B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14 /feuille	Burkina Faso/Bagré
51	BT6	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal /feuille	USA/Ark./Poinsett
52	DCP7	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal /feuille	USA/Ark./Poinsett
53	BG7	<i>B. oryzae</i>	<i>E. crus-galli</i> /feuille	USA/Ark./Poinsett
54	02-018B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14 /feuille	Burkina Faso/Bagré
55	BG6	<i>B. oryzae</i>	<i>E. crus-galli</i> /feuille	USA/Ark./Poinsett
56	CL6	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /CL161 /feuille	USA/Ark./ Lonoke
57	20016C	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR33 /feuille	Burkina Faso/Comoé
58	CL4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / CL161 /feuille	USA/Ark./ Lonoke
59	201-020H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14 /feuille	Burkina Faso/Houet
60	20018H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR19 /feuille	Burkina Faso/Houet
61	DG7	<i>Drechslera gigantea</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090/feuille	USA/ Caroline du Nord
62	DG9	<i>D. gigantea</i>	<i>O. sativa</i> / PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord
63	DG14	<i>D. gigantea</i>	<i>O. sativa</i> /M103-Dilday /feuille	USA/ Caroline du Nord
64	IO-6	<i>E. rostratum</i> **	<i>O. sativa</i> /PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord
65	DG19	<i>E. rostratum</i>	<i>P. maximum</i> /feuille	USA/ Caroline du Nord
66	DG20	<i>E. rostratum</i>	<i>Cynodon dactylon</i> /feuille	USA/ Caroline du Nord
67	F42H	<i>E. rostratum</i>	<i>O. sativa</i> /FKR42 /feuille	Burkina Faso/Houet
68	DG5	<i>B. maydis</i>	<i>O. sativa</i> /M103 /feuille	USA/ Caroline du Nord
69	DG16	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>Panicum maximum</i> /feuille	USA/ Caroline du Nord
70	BG2	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>E. crus-galli</i> /feuille	USA/Arkansas/Poinsett
71	DG6	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord
72	PT10-1	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>O. sativa</i> / Lignée 010180 /feuille	USA/Arkansas/St. Francis
73	DG18	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>Cynodon dactylon</i> /feuille	USA/ Caroline du Nord
74	IO-1	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord
75	IO-2	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord
77	IO-4	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord
60	20018H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR19 /feuille	Burkina Faso/Houet
61	DG7	<i>D. gigantea</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord
62	DG9	<i>D. gigantea</i>	<i>O. sativa</i> / PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord
63	DG14	<i>D. gigantea</i>	<i>O. sativa</i> /M103-Dilday /feuille	USA/ Caroline du Nord
64	IO-6	<i>E. rostratum</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord
65	DG19	<i>E. rostratum</i>	<i>P. maximum</i> /feuille	USA/ Caroline du Nord
66	DG20	<i>E. rostratum</i>	<i>Cynodon dactylon</i> /feuille	USA/ Caroline du Nord
67	F42H	<i>E. rostratum</i>	<i>O. sativa</i> /FKR42 /feuille	Burkina Faso/Houet
68	DG5	<i>B. maydis</i>	<i>O. sativa</i> /M103 /feuille	USA/ Caroline du Nord
69	DG16	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>Panicum maximum</i> /feuille	USA/ Caroline du Nord
70	BG2	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>E. crus-galli</i> /feuille	USA/Arkansas/Poinsett
71	DG6	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord
72	PT10-1	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>O. sativa</i> / Lignée 010180 /feuille	USA/Arkansas/St. Francis
73	DG18	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>Cynodon dactylon</i> /feuille	USA/ Caroline du Nord
74	IO-1	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord
75	IO-2	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord
77	IO-4	<i>Bipolaris sp.</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090 /feuille	USA/ Caroline du Nord

3.2.2.3. Méthode d'inoculation des plantes de riz

Des plantules âgées de vingt cinq jours sont pulvérisées avec 30 millilitres d'inoculum de concentration 10^5 spores/ml. Elles sont ensuite placées en incubation pendant 24 heures en conditions de saturation d'humidité de l'air à 25 °C (photo 10), puis transférés en serre à une température de 28-32°C et une alternance de 12 heures de lumière de jour et 12 heures d'obscurité.

3.2.2.4. Dispositif expérimental

L'isolat constitue le traitement étudié. Pour chaque isolat le test porte sur 4 répétitions. La répétition porte sur 4 pots contenant chacun 4 poquets. Le dispositif expérimental comporte donc quatre répétitions de seize (16) plantes par isolat testé.



Photo 10. Incubation des plantes inoculées dans une chambre saturée d'humidité à 25 °C pendant 24 heures avant leur transfert à la serre (I. OUEDRAOGO).

3.2.2.5. Collectes des données et expression des résultats

La réaction du riz est évaluée sept jours après inoculation (JAI) selon l'échelle visuelle de sévérité de l'IRRI (1996) (figure 21, page 64). Elle porte sur chaque plante individuellement. Les notes de sévérité sont attribuées par poquet, soit un total de 16 notes par isolat. Les données obtenues ont été analysées avec le logiciel SAS System, version 1992. Les notes de sévérité sont soumises à l'analyse de variance et les moyennes comparées par le test de la plus petite différence significative au seuil de probabilité de 5%.

3.3. RESULTATS

3.3.1. Evaluation de la réaction du riz à l'inoculation

L'incidence de la maladie au niveau foliaire a été évaluée sept (07) jours après inoculation à l'aide de l'échelle de sévérité de l'IRRI (1996). Les résultats de l'analyse des données portant sur la sévérité de la réaction du riz à l'inoculation avec les différents isolats sont portés au tableau XXVIII.

Tableau XXVIII : Réaction du cultivar Bengal à l'inoculation avec les isolats de *Bipolaris oryzae*, *Bipolaris maydis*, *Bipolaris sp.*, *Drechslera gigantea* et *Exserohilum rostratum* 7 jours après inoculation.

N° d'ordre	Isolat	Espèce	Origine de l'isolat		Note moyenne de sévérité	Groupes de similitude (*)
			Plante hôte/ Variété/organe	Pays/ région		
1	201-009C	<i>Bipolaris oryzae</i>	<i>Oryza sativa</i> /Mahiplango/ grain	Burkina Faso /Comoé	8,00	a
2	02-095S	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / FKR28/grain	Burkina Faso/Sourou	8,00	a
3	DCP8	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal/feuille	USA/Arkansas/Poinsett	8,00	a
4	201-023H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR19/grain	Burkina Faso/Houet	7,75	ba
5	CL1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / CL161/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	7,75	ba
6	02-103S	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR28/grain	Burkina Faso/Sourou	7,50	bac
7	BT28	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal/feuille	USA/Arkansas/Poinsett	7,50	bac
8	20078C	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14/grain	Burkina Faso/Comoé	7,50	bac
9	BT4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal/feuille	USA/Arkansas/Poinsett	7,50	bac
10	02-003B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14/feuille	Burkina Faso/Bagré	7,50	bac
11	PT1-2	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /UA99-135/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	7,50	bac
12	BT3	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal/feuille	USA/Arkansas/Poinsett	7,50	bac
13	TS4	<i>B. oryzae</i>	<i>Leptochloa fascicularis</i> /feuille	USA/Arkansas/Poinsett	7,25	bdc
14	20049S	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR28/feuille	Burkina Faso/Sourou	7,25	bdc
15	CL2	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /CL161/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	7,25	bdc
16	BT25	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal/feuille	USA/Arkansas/Poinsett	7,25	edc
17	CL8	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /CL161/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	7,00	edc
18	20071S	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR19/feuille	Burkina Faso/Sourou	7,00	edc
19	PT3-1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / UA99-135/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	7,00	edc
20	TS1	<i>B. oryzae</i>	<i>Leptochloa fascicularis</i> /feuille	USA/Arkansas/Poinsett	7,00	edc
21	DCP4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal/feuille	USA/Arkansas/Poinsett	7,00	edc

Tableau XXVIII (suite) : Réaction du cultivar Bengal à l'inoculation avec les isolats de *Bipolaris oryzae*, *Bipolaris maydis*, *Bipolaris sp.*, *Drechslera gigantea* et *Exserohilum rostratum* 7 jours après inoculation.

N° d'ordre	Isolat	Espèce	Origine de l'isolat		Note moyenne de sévérité	Groupes de similitude (*)
			Plante hôte/ Variété/organe	Pays/ région		
22	TS3	<i>B. oryzae</i>	<i>Leptochloa fascicularis</i> /feuille	USA/Arkansas/Poinsett	7,00	edc
23	DCP6	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal/feuille	USA/Arkansas/ Poinsett	7,00	edc
24	PT7-1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Lignée 010180/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	7,00	edc
25	TS5	<i>B. oryzae</i>	<i>Leptochloa fascicularis</i> /feuille	USA/Arkansas/Poinsett	7,00	edc
26	02-022B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14/feuille	Burkina Faso/Bagré	6,75	edf
27	20041C	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /variété locale/feuille	Burkina Faso/Comoé	6,75	edf
28	BG5	<i>B. oryzae</i>	<i>Echinochloa crus-galli</i> /feuille	USA/Arkansas/Poinsett	6,75	edf
29	DCP10	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal/feuille	USA/Arkansas/Poinsett	6,75	edf
30	PT11-1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / L010180/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	6,50	egf
31	F32H	<i>B. oryzae</i>	<i>Oryza sativa</i> /FKR32/feuille	Burkina Faso/Houet	6,50	egf
32	BT5	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / Bengal/feuille	USA/Arkansas/Poinsett	6,50	egf
33	CL3	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /CL161/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	6,50	egf
34	PT4-4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /UA 01018038 /feuille	USA/Arkansas/St. Francis	6,50	egf
35	TS2	<i>B. oryzae</i>	<i>Leptochloa fascicularis</i> /feuille	USA/Arkansas/Poinsett	6,50	egf
36	PT6-1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / UA99-135/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	6,50	egf
37	CL14	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /CL161/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	6,50	egf
38	VDK1-H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14/feuille	Burkina Faso/Houet	6,50	egf
39	CL5	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /CL161/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	6,50	egf
40	20074C	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Variété locale/grain	Burkina Faso/Comoé	6,25	hgf
41	20093C	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR19/feuille	Burkina Faso/Comoé	6,25	hgf
42	PT2-1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / UA99-135/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	6,00	hgi
43	BT1	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal/feuille	USA/Arkansas/Poinsett	6,00	hgi
44	BG4	<i>B. oryzae</i>	<i>Echinochloa crus-galli</i> /feuille	USA/Arkansas/Poinsett	6,00	hgi
45	02-002B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14/feuille	Burkina Faso/Bagré	6,00	hgi
46	20028H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR19/feuille	Burkina Faso/Houet	6,00	hgi
47	BT2	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal/feuille	USA/Arkansas/Poinsett	6,00	hgi
48	PT8-2	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / L 010180/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	6,00	hgi
49	201-015H	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR28/feuille	Burkina Faso/Houet	5,75	hji
50	02-008B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14/feuille	Burkina Faso/Bagré	5,75	hji
51	BT6	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal/feuille	USA/Arkansas/Poinsett	5,50	kji
52	DCP7	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /Bengal/feuille	USA/Arkansas/Poinsett	5,50	kji
53	BG7	<i>B. oryzae</i>	<i>Echinochloa crus-galli</i> /feuille	USA/Arkansas/St. Francis	5,50	kji
54	DG7	<i>D. gigantea</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090/feuille	USA/ Caroline du Nord	5,50	kji
55	02-018B	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR14/feuille	Burkina Faso/Bagré	5,25	kjl
56	BG6	<i>B. oryzae</i>	<i>Echinochloa crus-galli</i> /feuille	USA/Arkansas/Poinsett	5,00	kl
57	CL6	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /CL161/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	5,00	kl
58	20016C	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR33/feuille	Burkina Faso/Comoé	5,00	kl
59	CL4	<i>B. oryzae</i>	<i>O. sativa</i> / CL161/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	5,00	kl
60	DG9	<i>D. gigantea</i>	<i>Oryza sativa</i> / PI 503090/feuille	USA/ Caroline du Nord	4,75	ml

Tableau XXVIII (suite) : Réaction du cultivar Be ngal à l'inoculation avec les isolats de *Bipolaris oryzae*, *Bipolaris maydis*, *Bipolaris sp.*, *Drechslera gigantea* et *Exserohilum rostratum* 7 jours après inoculation .

N° d'ordre	Isolat	Espèce	Origine de l'isolat		Note moyenne de sévérité	Groupes de similitude (*)
			Plante hôte/ Variété/organe	Pays/ région		
61	201-020H	<i>Bipolaris oryzae</i>	<i>Oryza sativa</i> /FKR14/feuille	Burkina Faso/Houet	4,25	nm
62	20018H	<i>Bipolaris oryzae</i>	<i>O. sativa</i> /FKR19/feuille	Burkina Faso/Houet	4,00	no
63	DG14	<i>D. gigantea</i>	<i>O. sativa</i> /M103-Dilday/feuille	USA/ Caroline du Nord	3,50	o
64	IO-6	<i>E. rostratum</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090/feuille	USA/ Caroline du Nord	1,00	p
65	DG16	<i>Bipolaris sp</i>	<i>Panicum maximum</i> /feuille	USA/ Caroline du Nord	1,00	p
66	DG19	<i>E. rostratum</i>	<i>Panicum maximum</i> /feuille	USA/ Caroline du Nord	1,00	p
67	BG2	<i>Bipolaris sp</i>	<i>Echinochloa crus-galli</i> /feuille	USA/Arkansas/Poinsett	1,00	p
68	DG20	<i>E. rostratum</i>	<i>Cynodon dactylon</i> /feuille	USA/ Caroline du Nord	1,00	p
69	DG5	<i>Bipolaris maydis</i>	<i>O. sativa</i> /M103/feuille	USA/ Caroline du Nord	1,00	p
70	DG6	<i>Bipolaris sp</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090/feuille	USA/ Caroline du Nord	1,00	p
71	DG2	<i>E. rostratum</i>	<i>O. sativa</i> /PI 412785/feuille	USA/ Caroline du Nord	1,00	p
72	PT10-1	<i>Bipolaris sp</i>	<i>O. sativa</i> / L 010180/feuille	USA/Arkansas/St. Francis	1,00	p
73	DG18	<i>Bipolaris sp</i>	Bermuda grass/feuille	USA/ Caroline du Nord	1,00	p
74	F42H	<i>E. rostratum</i>	<i>O. sativa</i> /FKR42/feuille	Burkina Faso/Houet	1,00	p
75	IO-1	<i>Bipolaris sp</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090/feuille	USA/ Caroline du Nord	1,00	p
76	IO-2	<i>Bipolaris sp</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090/feuille	USA/ Caroline du Nord	1,00	p
77	IO-4	<i>Bipolaris sp</i>	<i>O. sativa</i> /PI 503090/feuille	USA/ Caroline du Nord	1,00	p
Valeur F_{calc}		80,33				
Seuil F		< 0,0001				
Ecart type		0,2629				
PPDS 5%		0,7145				

(*) – les moyennes suivies des mêmes lettres ne diffèrent pas significativement au seuil de 5%.

Les premiers symptômes de la maladie sont apparus dès le troisième jour après inoculation pour les isolats suivants : 201-023 H (N°4), 02-0095S (N°2), CL8 (N°17), TS4 (N°13) et 201-009C (N°1). Sept jours après inoculation, la sévérité de l'infection a varié de la note 1 à la note 8 sur l'échelle de notation. Trois isolats, dont deux originaires du Burkina Faso, ont été les plus agressifs avec une note de sévérité de 8 sur l'échelle de notation. Cela s'est traduit par une coalescence des lésions foliaires (photo 11). Ce sont les isolats 201-009C (N°1) de la Comoé, 02-095S (N°2) du Sourou et DCP8 (N°3) de l'Arkansas. Quatre isolats de *B. oryzae* issus de l'adventice *Leptochloa fascicularis* ont provoqué sur le riz une dont attaque la sévérité varie de 7 à 7,25 ; il s'agit de TS4, TS1, TS3 et TS5 (photo 11). Quatre isolats de *B. oryzae* issus de l'adventice *E. crus-galli* ont eu une note de sévérité allant de 5,0 à 6,75. Ce sont : BG5 (N°28),

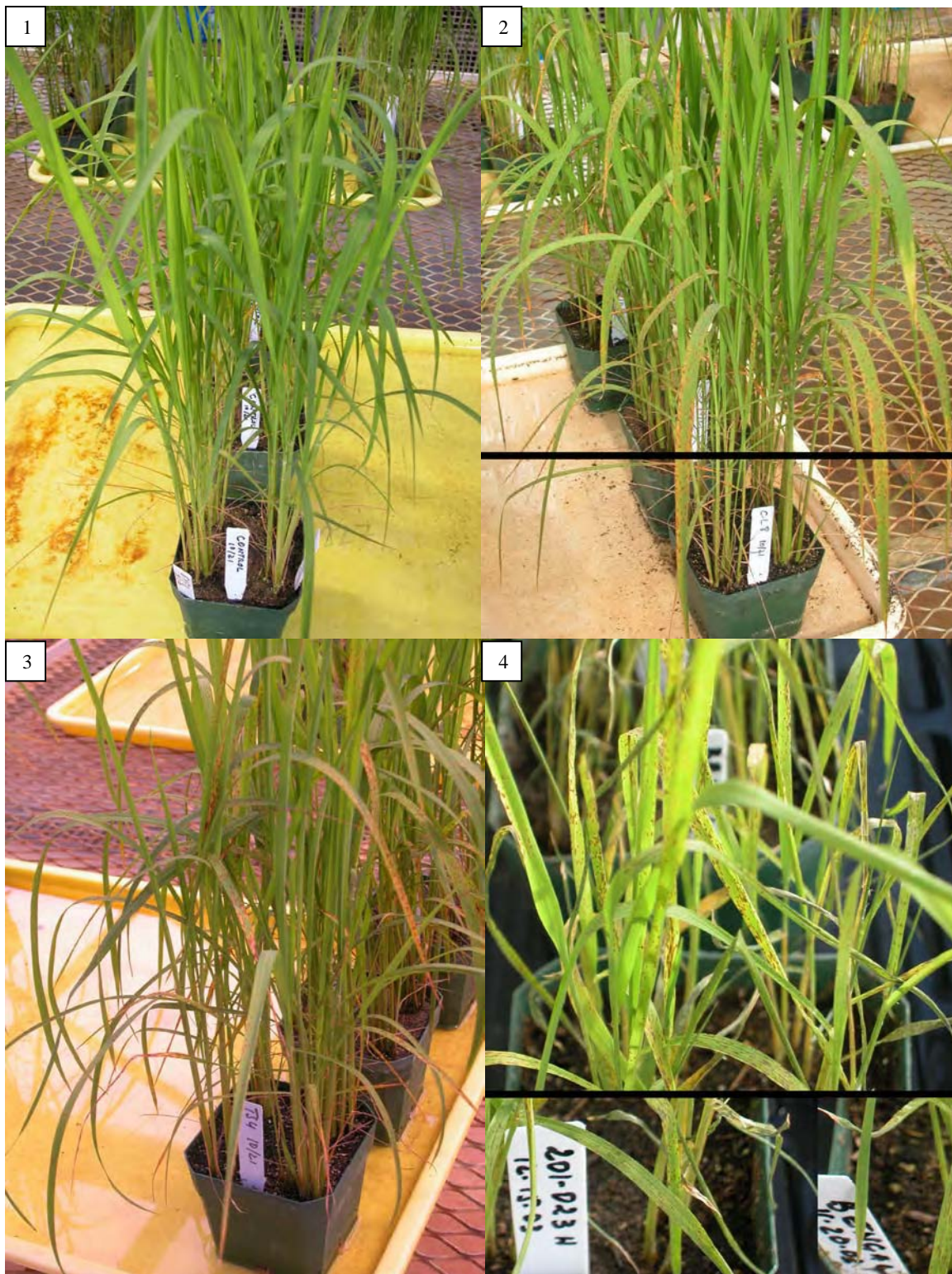


Photo 11. Symptômes foliaires observés sur le riz 7 jours après inoculation avec de l'eau stérile (1) et avec *Bipolaris oryzae* (2, 3 et 4). Les isolat CL8 (2) et TS4 (3) proviennent des USA et l'isolat 201-023H (4) provient du Burkina Faso. L'isolat TS4 provient de *Leptochloa fascicularis*, une graminée adventice du riz (I. OUEDRAOGO).

BG4 (N°44), BG7 (N°53) et BG6 (N56). La progression de l'infection a été plus rapide pour l'isolat 201-023H (N°4) que pour les autres isolats étudiés. Cet isolat a provoqué la sénescence totale des plantes au bout de 11 jours après inoculation. Les isolats de *Bipolaris sp.* et *Exserohilum rostratum* ont été avirulents sur le riz avec la note 1 sur l'échelle de sévérité. Ce sont de très petites lésions brunes, sans différenciation du liseré et du centre. Les isolats de *Drechslera gigantea* indiquent des notes de sévérité des symptômes qui vont de 5,5 pour DG7 (N°54) à 3,5 pour DG14 (N°63). Ces deux isolats proviennent de la même localité, mais de variétés différentes de riz.

Les données de l'incidence de la maladie qui sont portées au tableau XXVIII ont été analysées avec le logiciel SAS System /1992. Les moyennes ont été comparées par la méthode de la plus petite différence significative (PPDS). L'analyse statistique fait apparaître des groupes de similitude qui se superposent, à l'exception des espèces *Bipolaris maydis*, *Bipolaris sp.* et *Exserohilum rostratum*. Les isolats de *Bipolaris oryzae* ont été tous virulents, mais avec une différence d'agressivité. Les notes de sévérité variaient de 4 à 8 sur l'échelle de notation de l'IRRI (1996). Tous les isolats de *Drechslera gigantea* se sont avérés pathogéniques vis-à-vis du riz. Ils ont été moins agressifs que les isolats de *B. oryzae*.

3.3.2. Etude du spectre de virulence des isolats

Le tableau XXIX résume le spectre de virulence des isolats étudiés vis-à-vis de la variété de riz Bengal. En se référant à l'échelle de notation de l'IRRI (2002), on constate que cette variété a été très sensible à 15,58% des isolats étudiés, avec une note de sévérité allant de 8 à 9 ; elle a été moyennement sensible à 54,55% des isolats avec une note de 6-7, moyennement résistante à 11,69% des isolats avec une note de 4-5 et résistante à 18,18% des isolats avec une note de 1 à 3. Les résultats obtenus montrent que plus de 70% des isolats ont été virulents vis-à-vis de la variété de riz testée, avec une note de sévérité allant de 6 à 8. Ils n'indiquent pas de différence d'agressivité de *B. oryzae* liée à l'origine géographique (pays et localités de collecte) en ce qui concerne les isolats étudiés. Ainsi, les isolats de *B. oryzae* de l'Arkansas (USA), du Burkina Faso et d'hôtes différents (*O. sativa*, *Leptochloa fascicularis*) se sont avérés très agressifs vis-à-vis du riz (photo 11). Les isolats 201-009C (Comoé), 02-095S (Sourou) et 201-023H (Houet) ne diffèrent pas quant à la réaction de la plante à l'inoculation, avec une note de sévérité allant de 7,75 à 8. La variété de riz ainsi que l'organe de la plante à partir duquel le champignon a été isolé (feuille, grain) ne semblent pas non plus influencer sur le niveau d'agressivité des isolats. Des isolats de *B. oryzae* provenant de deux graminées adventices, *Echinochloa crus-galli* (BG5) et *Leptochloa fascicularis* (TS4), se sont avérés virulents pour le riz. Les notes de sévérité de la réaction à l'inoculation du riz par les isolats BG5 et TS4 étaient respectivement de 6,75 et 7,25.

Ces deux espèces, qui sont très communes dans nos rizières, sont donc des sources importantes d'inoculum primaire de *Bipolaris oryzae* (OU, 1985 ; SIVANESAN, 1987).

Tableau XXIX : Spectre de virulence des isolats établi sur la base de la réaction du riz 7 jours après inoculation avec les différents isolats.

Note de sévérité	Fréquence	Pourcentage	Fréquence cumulée	Pourcentage cumulé	Appréciation du degré de virulence
0-3	14	18,18	14	18,18	Peu virulent
4-5	9	11,69	23	29,87	Moyennement virulent
6-7	42	54,55	65	84,42	Virulent
8-9	12	15,58	77	100	Très virulent

3.4. DISCUSSION

Les résultats de notre étude ne font pas ressortir une réaction différentielle entre les isolats de *B. oryzae* et le riz. L'existence de races s'exprime par la présence ou l'absence de réaction de la plante au champignon (virulence ou avirulence) (VAN DER PLANK, 1984). Ces résultats ne confirment donc pas l'existence de races physiologiques du champignon au sein des populations concernées. Il est important d'élargir cette expérience à une gamme plus élargie de génotypes de riz. Cela permettrait de saisir une plus grande diversité de combinaisons plante hôte pathogène et de mettre en évidence l'existence de réactions différentielles et d'établir une gamme différentielle de génotypes de riz.

La réaction d'hypersensibilité observée après l'inoculation du riz par les isolats de *Bipolaris maydis*, *Exserohilum rostratum*, *Bipolaris sp.* indique que le riz est une plante non hôte pour ces espèces. Ce type de réaction est également le signe de niveau élevé de résistance de la plante au pathogène.

La variation continue du niveau de virulence des isolats de *B. oryzae* vis-à-vis du riz pourrait relever d'une différence du niveau d'expression des gènes de virulence. Ces gènes contrôlent la synthèse de l'ophioboline, une toxine impliquée dans la pathogenèse et qui provoque des désordres physiologiques au niveau du riz. Il s'agit d'au moins sept composés terpénoides proches les uns des autres, avec l'ophioboline A comme constituant majeur (YUN *et al.*, 1988). Selon les travaux de ces auteurs, la vitesse de production et la quantité de cette toxine varient selon les isolats et les espèces de champignons. Les ophiobolines sont également spécifiques au genre *Drechslera*. Cela expliquerait la virulence observée pour les souches de *Drechslera*

gigantea sur le riz. Les différences de virulence observées pour les isolats testés pourraient ainsi être en liaison étroite avec les types et quantités d'ophioboline produits au cours du processus d'infection de la plante. Les variations de virulence peuvent également résulter de nombreux phénomènes observés au plan cytologique et qui favoriseraient des échanges de matériels génétiques : hybridation, l'hétérocaryose, la diploïdisation avec des cellules binucléées et la polyploïdie. Des différences de virulence ont été observées pour des isolats obtenus à partir de la cellule apicale du mycélium d'une colonie monoconidienne. La conséquence en est une grande variation au niveau pathogénique (VORRAURAI et GIATONG, 1971).

La virulence de *Drechslera gigantea* sur le riz a été déjà observée en Colombie (AHN, 1980) et sur le riz sauvage (*Zizania aquatica*) aux USA (KARDIN *et al.*, 1982). Les résultats confirment pour la première fois la présence de ce champignon sur le riz cultivé (*O. sativa*) aux USA.

3.5. CONCLUSION PARTIELLE

Au terme de cette expérience, il ressort que les isolats de *Bipolaris oryzae* diffèrent au plan de l'agressivité. Nous n'avons pas constaté de différence d'agressivité entre les isolats du Burkina Faso et ceux des Etats-Unis. Les différences liées à l'écologie ne semblent pas jouer un rôle important à ce niveau.

Les espèces d'adventices Le riz cultivé (*O. sativa* L.) n'est pas sensible aux attaques des espèces *Bipolaris maydis* et *Exserohilum rostratum*. *Echinochloa crus-galli* et *Leptochloa fascicularis* sont des hôtes alternatifs de *B. oryzae*.

L'espèce de champignon *Drechslera gigantea* devra faire l'objet d'investigations futures, afin de situer sa prévalence et son incidence dans les zones de production rizicoles du Burkina Faso.

3.6. ETUDE DE LA RELATION ENTRE LA DIVERSITE MOLECULAIRE, LA COMPATIBILITE VEGETATIVE ET LA DIVERSITE PATHOGENIQUE

3.6.1. Méthodologie

L'analyse en composantes principales a été utilisée pour évaluer les relations existantes entre les trois variables étudiées : le profil moléculaire, la compatibilité végétative et la variabilité pathogénique.

Pour cela, les isolats étudiés ont été classés sur les plans moléculaire, génétique et pathogénique. Les données portant sur le classement des isolats en fonction des trois variables étudiées ont été soumises à une analyse en composantes principales avec le logiciel XLSTAT

3.6.2. Résultats

3.6.2.1. Classification des isolats

Le résultat de la classification des isolats selon les trois variables étudiées est porté au tableau XXX qui est une synthèse des tableaux XXIII, XXVI et XXVIII.

Tableau XXX : Classification des isolats et espèces de champignons étudiés selon le profil moléculaire, la virulence et la compatibilité végétative.

Désignation de l'isolat	Espèce	Origine géographique	Haplotype	Classe de sévérité	Groupe de compatibilité végétative (GCV)
BG4	<i>Bipolaris oryzae</i>	Poinsett/USA	- (*)	6	1
TS4	<i>Bipolaris oryzae</i>	Poinsett/USA	1	7	1
BT1	<i>Bipolaris oryzae</i>	Poinsett/USA	1	6	1
BT25	<i>Bipolaris oryzae</i>	Poinsett/USA	1	7	1
PT4-4	<i>Bipolaris oryzae</i>	St.Francis/USA	1	6	4
02-095S	<i>Bipolaris oryzae</i>	Sourou /BF	1	8	5
DCP4	<i>Bipolaris oryzae</i>	Poinsett/USA	2	7	6
CL8	<i>Bipolaris oryzae</i>	Lonoke /USA	2	7	1
CL14	<i>Bipolaris oryzae</i>	Lonoke /USA	2	6	3
PT1-2	<i>Bipolaris oryzae</i>	St.Francis /USA	2	7	7
201-023H	<i>Bipolaris oryzae</i>	Houet / BF*	3	7	3
02-003B	<i>Bipolaris oryzae</i>	Bagré/BF	3	7	8
F32H	<i>Bipolaris oryzae</i>	Houet/BF	3	6	2
201-009C	<i>Bipolaris oryzae</i>	Comoé/BF	4	8	9
DG14	<i>D. gigantea</i>	CN**/USA	9	3	13
DG5	<i>B. maydis</i>	CN/USA	6	1	10
DG2	<i>E. rostratum</i>	CN/USA	7	1	11
DG19	<i>E. rostratum</i>	CN/USA	8	1	12
BG2	<i>Bipolaris sp.</i>	Poinsett/ARK	5	1	- (*)

(*) – Donnée manquante

Les données du tableau XXX permettent de faire les constats suivants :

- trois isolats de *B. oryzae* (TS4, BT1 et BT25) ont un même profil moléculaire (haplotype I), un même niveau d'agressivité (note de sévérité 6 à 7) et appartiennent au même groupe de compatibilité végétative (GCV 1). Ces trois isolats proviennent de la même localité aux USA (Poinsett).
- deux groupes d'isolats de *B. oryzae* ont le même profil moléculaire, le même niveau d'agressivité, mais appartiennent à des GCV différents. Le premier groupe d'isolats provient des USA. Il comprend les isolats suivants : DCP4, PT1-2, CL8 et CL14 ; parmi ces isolats DCP4 provient de la localité de Poinsett, PT1-2 de St Francis, CL8 et CL14 de Lonoke. Le deuxième groupe comprend trois isolats du Burkina Faso : 201-009C, 02-003B et F32H. Ces isolats proviennent chacun d'une localité différente : la Comoé, la plaine de Bagré et le Houet respectivement.
- deux isolats de *B. oryzae* (PT4-4 et 02-095S) ont le même profil moléculaire mais diffèrent aux plans agressivité et compatibilité végétative.
- les autres isolats regroupant les espèces *B. oryzae*, *B. maydis*, *Bipolaris sp.*, *Drechslera gigantea* et *E. rostratum* diffèrent sur les plans moléculaire et compatibilité végétative.

3.6.2.2. Analyse en composantes principales

Pour évaluer la relation entre les trois variables, le coefficient de corrélation a été calculé (tableau XXXI) et l'hypothèse nulle (H_0) vérifiée par le test de sphéricité de Bartlett au seuil de probabilité de 0,05 (tableau XXXII).

Tableau XXXI. Matrice de corrélation entre les variables étudiées (P = 0,05).

Variabes	Haplotype	Classe de sévérité	GCV
Haplotype	1		
Classe de sévérité	- 0,808	1	
GCV	0,805	- 0,595	1

Tableau XXXII. Test de sphéricité de Bartlett.

Kh2 (valeur observée)	36,304
Kh2 (valeur critique)	7,815
Degré de liberté	3
Valeur de p	<0,0001
Alpha	0,05

Les données du tableau XXXI font ressortir une forte corrélation négative entre les variables classe de sévérité et haplotype ($r = -0,808$) ; la corrélation est également négative entre les variables classe de sévérité et groupe de compatibilité végétative ($r = -0,595$). On observe par contre une forte corrélation positive entre les variables haplotype et groupe de compatibilité végétative ($r = 0,805$). Ces corrélations sont confirmées par le résultat du test de sphéricité de Bartlett qui permet de rejeter l'hypothèse nulle (H_0) de l'absence de relation entre les variables étudiées (tableau XXXII). Ces relations sont représentées par la figure 23.

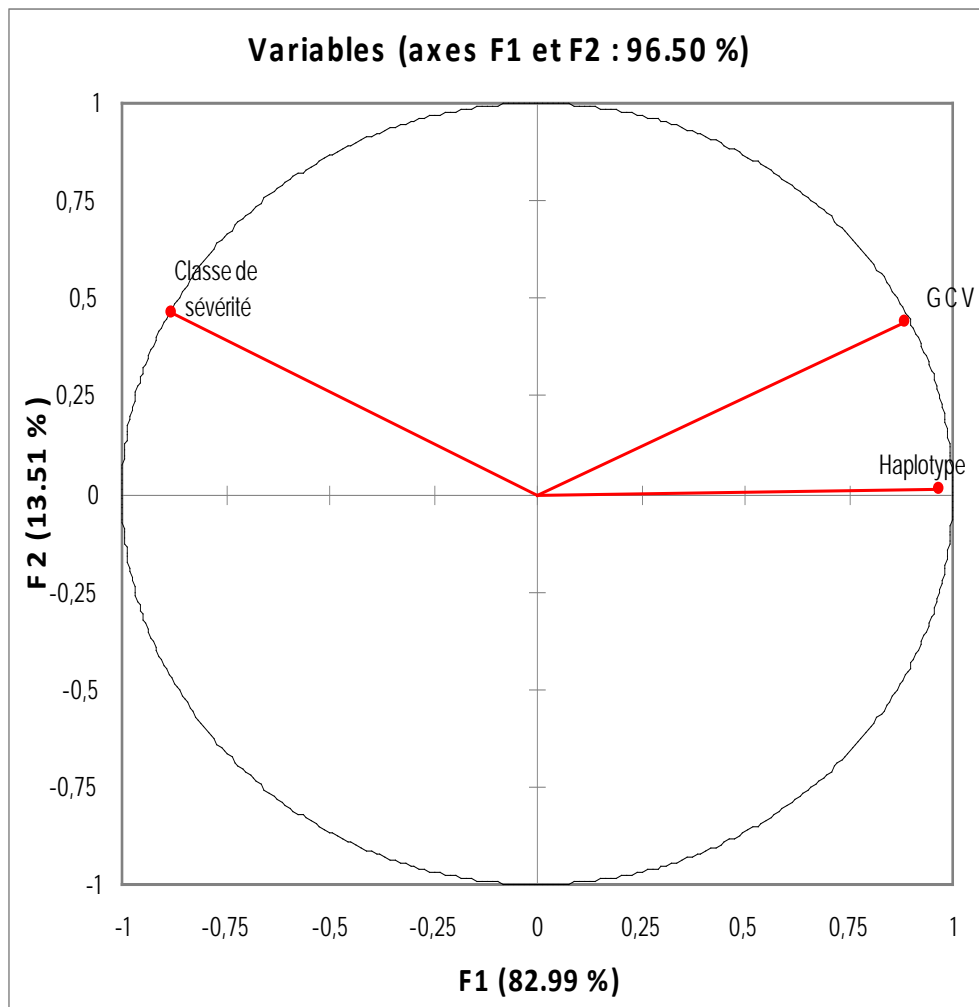


Figure 23. Représentation graphique des variables haplotype, classe de sévérité et GCV.

La représentation graphique des isolats des différentes espèces de champignon a permis d'obtenir la figure 24.

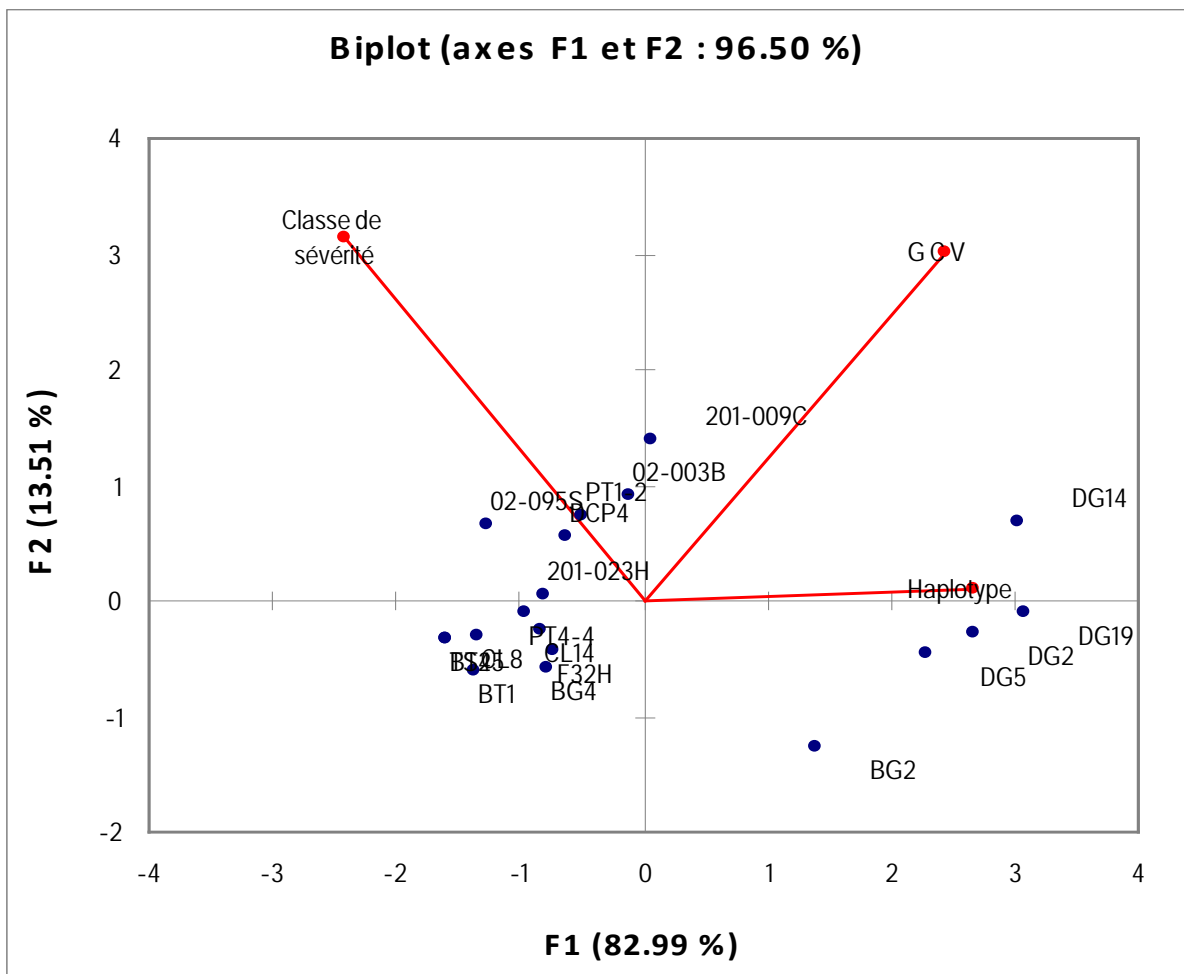


Figure 24. Représentation graphique des isolats selon les variables haplotype, GCV et classe de sévérité.

Il ressort de la figure 24 un regroupement des isolats le long de l'axe F2 selon le degré de divergence moléculaire et de compatibilité végétative. Lorsque l'on considère la variable profil moléculaire, on observe trois groupes :

- le premier groupe comporte les isolats des espèces *Drechslera gigantea* (DG14), *Exserohilum rostratum* (DG2 et DG19) et *Bipolaris maydis* (DG5) ;
- le deuxième groupe comporte un seul isolat : *Bipolaris sp.* (BG2) ;
- le troisième groupe comporte tous les isolats de *Bipolaris oryzae* ; les isolats de ce groupe sont distants de ceux des deux premiers groupes.

Lorsque l'on considère la variable classe de sévérité, les isolats se regroupent principalement selon l'axe F1 avec des valeurs de la note de sévérité allant de 1 (BG2) à 8 (201-009C). On constate que les isolats de *Exserohilum*, *Drechslera*, *Bipolaris maydis* et *Bipolaris sp.* constituent un groupe distant des isolats de *B. oryzae*.

3.6.3. Discussion

Il ressort de cette analyse que la proximité moléculaire et la compatibilité végétative ne sont pas forcément corrélées avec le degré de virulence des isolats de *Bipolaris oryzae*, contrairement à l'espèce *Fusarium oxysporum* (PUHALLA, 1985). Par contre, nos résultats confirment ceux obtenus par SATYAPRASAD *et al.* (2000). Ces auteurs ont mis en évidence l'existence d'un polymorphisme moléculaire au sein des populations de *Fusarium avanceum* provenant d'un même champ et conclu à l'absence de corrélation entre le profil moléculaire, la compatibilité végétative et la pathogénicité des isolats étudiés. La corrélation positive observée entre le profil moléculaire et la compatibilité végétative pour les trois isolats de *Bipolaris oryzae* des USA permet d'envisager la présence dans la localité concernée de populations clones du champignon. Cela confirme les résultats des travaux de GORDON et JACOBSON (1990) qui ont mis en évidence une corrélation entre le profil moléculaire et la compatibilité végétative au sein de populations de *Fusarium oxysporum*.

La corrélation positive observée entre le profil moléculaire et les GCV traduit l'implication possible de gènes identiques dans la régulation de ces processus du métabolisme. Les isolats de ce type pourraient par conséquent avoir un ancêtre commun. Par contre, la corrélation négative observée entre la classe de sévérité d'une part et le profil de l'ADN mitochondrial et la compatibilité végétative de l'autre laisse envisager l'existence de gènes différents à la base du processus de la pathogénèse. Les enzymes sont l'expression conjuguée de plusieurs gènes pour réaliser une fonction donnée du métabolisme. Par conséquent, il serait plus intéressant d'étudier la relation entre les profils enzymatiques des isolats, leur compatibilité végétative et leur degré de virulence. D'autre part, un plus grand nombre de mutants auxotrophes de type *nits* devrait être testé pour saisir toute la diversité génétique au sein des populations de *B. oryzae*.

CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES

Les résultats des investigations sur la problématique de l'helminthosporiose du riz confirment l'importance de l'helminthosporiose au Burkina Faso à travers les pertes de rendements observées au champ et l'impact de la maladie sur la productivité du riz en conditions contrôlées. Le Burkina Faso est situé près d'un centre de diversification génétique du riz, celui du Bassin du fleuve Niger. Cette zone est susceptible d'héberger une grande diversité dans le cadre du système trophique plante pathogène. Le bon comportement de certains génotypes de riz vis-à-vis de l'helminthosporiose permet d'envisager dans le moyen terme une stratégie de lutte à travers la gestion des gènes de résistance.

L'analyse moléculaire a fait ressortir des variations au sein des populations du champignon. Il en est de même de la variabilité pathogénique et génétique. Les résultats obtenus montrent que les populations de *B. oryzae* présentes dans une même localité sont génétiquement proches tout en présentant des nuances au plan de certains gènes majeurs tels que ceux contrôlant la fusion des cellules végétatives. Il existe une relation entre la compatibilité végétative et le profil moléculaire pour certaines populations de *Bipolaris oryzae*. Cela permet d'envisager l'existence de populations clones du champignon.

Nous avons constaté une variabilité pathogénique et l'absence de races physiologiques de *B. oryzae*. Il serait opportun d'élargir cette expérience à une gamme plus élargie de génotypes de riz. Cela permettrait de saisir une plus grande diversité de combinaisons plante hôte pathogène et de mettre en évidence l'existence de réactions différentielles. Le niveau de virulence des isolats n'est pas lié à leur origine géographique. Il existe entre les populations burkinabé et nord américaines (USA) du champignon une divergence liée à l'écologie. Une divergence consistante existe également entre *Bipolaris oryzae* et les autres espèces de champignon présents dans les rizières. Elle se traduit par une incompatibilité du processus de fusion cellulaire.

La technique du RFLPs permet d'étudier les relations phylogénétiques entre et au sein des espèces. Une autre approche de la caractérisation des populations de *B. oryzae* pourrait prendre en compte les isozymes, la production de toxines liées à la pathogenèse et la composition phénotypique des mutants auxotrophes. Une meilleure corrélation pourrait être établie entre ces différents caractères.

L'espèce *D. gigantea* représente un danger potentiel pour le riz cultivé et un travail plus approfondi mérite d'être conduit sur l'importance de ce champignon au Burkina Faso. Il importe de compléter nos connaissances sur *Bipolaris oryzae* par une étude plus élargie au plan géographique, dans l'optique de la gestion des gènes de résistance qui sont présents au sein du patrimoine génétique rizicole. Dans cette optique, une étude plus fine des isolats de *B. oryzae* par

la méthode de l'AFLPs (Amplified Phragment Length Polymorphisms), qui amplifie des fragments de restriction de l'ADN par un ou deux endoenzymes, serait plus appropriée.

Un autre aspect de la problématique de l'helminthosporiose est l'absence d'études spécifiques sur les niveaux de tolérance à la maladie des génotypes vulgarisés au Burkina Faso. Il est important d'établir des seuils de nuisibilité de la maladie pour une lutte chimique raisonnée soucieuse de la préservation de l'environnement.

L'agriculture burkinabé est caractérisée par un faible niveau de fertilisation des sols. L'helminthosporiose est favorisée par la pauvreté des sols et par les déséquilibres dans la nutrition de la plante. Des études sur les relations entre la fertilité des sols burkinabé et l'expression de la maladie sont une base essentielle de la lutte culturale, élément important de la gestion intégrée de la maladie.

L'helminthosporiose constitue une menace potentielle sérieuse à la production rizicole en croissance continue dans notre pays. En effet, le Burkina Faso s'est engagé depuis plus d'une décennie dans la promotion de la riziculture et les fruits de cet effort risquent d'être compromis s'il advenait une épiphytie d'helminthosporiose, à l'instar de celle survenue en 1942 en INDE.

En attendant d'approfondir plus les connaissances sur l'helminthosporiose au Burkina Faso, les résultats de nos investigations donnent des indications sur quelques composantes possibles d'une lutte intégrée contre l'helminthosporiose du riz :

- l'utilisation de variétés tolérantes (FKR 14), V4 et V10 (après une évaluation multilocale),
- la gestion de la fertilité des sols selon les itinéraires techniques recommandés,
- la lutte contre les hôtes relais (*Echinochloa crus galli* et *Leptochloa fascicularis*),
- la désinfection de la semence contre l'inoculum primaire.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ABADI, R. ; PERL-TREVES, R. ; LEVY, Y., 1996. Molecular variability among *Exserohilum turcicum* isolates using RAPD (random amplified polymorphic DNA). *Canadian Journal Plant Pathology* **18**:29-34.

AGARWAL, P.C.; NIEVES, MORTENSEN C.; MATHUR, S.B., 1994. *Maladies du riz transmises par les semences et tests phytosanitaires*. CTA/ADRAO, ISBN 92 9081/ 1145, 93 p.

AGRIOS, N. G., 1988 . *Plant Pathology*. Academic Press, ISBN 0-12-44563-8, San Diego, California 92101, 803 p.

AGU, C. M.; UKWEZE, G.U.G., 2002. Effects of fungicides used before plantations on yields and diseases of rice in south eastern Nigeria. *Bionature* **22**(1): 21-30.

AHN, S. -W., 1980. Eyespot of rice in Colombia, Panama, and Peru. *Plant Dis.* **64**: 878-880.

AHN, I. P.; KIM, S.; KANG, S.; SUH, S. C.; LEE, Y. H., 2005. Rice defense mechanisms against *Cochliobolus miyabeanus* and *Magnaporthe grisea* are distinct. *Phytopathology*, **Vol. 95**, n° 11: 1248-1255.

AHN, I. P.; SUH, S. C, 2007. Calcium restores prepenetration morphogenesis abolished by methylglyoxal-Bis-Guanyl Hydrazone in *Cochliobolus miyabeanus* infected rice. *Phytopathology* **97**:331-337.

ALCORN, J. L., 1988. The taxonomy of "Helminthosporium" species. *Annual Review of Phytopathology* **26**:37-56.

ALUKO, M. O., 1975. Crop losses caused by the brown leaf spot disease of rice in Nigeria. *Plant Disease Reporter* **59** : 609-613.

ANONYME, 2005. Riz: le revers d'un succès. In: Spore n° 115. Bulletin d'information CTA, 16 p.

ARASE S. ; FUKUYAMA R. ; HONDA Y ., 2000. Light-dependent induction of sekiguchi lesion formation by *Bipolaris oryzae* in Rice cultivar Sekiguchi- ashi. *Journal of Phytopathology* **148** (4), 193-196.

AULAKH, K. S.; MATHUR, S. B.; NEERGAARD, P., 1974. Seed health testing of rice and comparison of field incidence with laboratory counts of *Drechslera spp.* and *Pyricularia oryzae*. *Seed Science and Technology* **2** : 393-398.

BAKKER, W., 1970. Rice Yellow Mottle, a mechanically transmissible virus disease of rice in Kenya. *Netherland Journal of Plant Pathology*, **76**: 53-63.

BAKONYI, J; POMAZI, A.; FISCHL, G.; HORNOK, L., 1995. Comparison of selected species of *Bipolaris*, *Drechslera* and *Exserohilum* by random amplification of polymorphic DNA. *Acta Microbiology Immunology Hungarica*, **42**: 355-366.

BERBEE, M., L.; PIREYEDI, M.; HUBBARD, S., 1999. *Cochliobolus* phylogenetics and the origin of known, highly virulent pathogens, inferred from ITS and glyceraldehydes-3-phosphate dehydrogenase gene sequences. *Mycologia*. Nov.-Dec., **91** (6): 964-977.

- BLACKWELL, M., 1993.** Phylogenetic systematics and Ascomycetes. In: *The Fungal Holomorph : Mitotic, Meiotic and Pleiomorphic Speciation in Fungal Systematics*, (eds D.R. Reynolds and J.W. Taylor), CAB International, Wallingford, United Kingdom, pp. 93-103.
- BOSLAND, P.W.; WILLIAMS, P. H., 1987.** An evaluation of *Fusarium oxysporum* from crucifers based on pathogenicity, isozyme polymorphism, vegetative compatibility, and geographic origin. *Can. J. Bot.* **65**: 2067-73.
- CAB IMI, 1984.** Distribution Maps of Plant Diseases N° 92 (4th edn). *Cochliobolus miyabeanus* (Ito et Kur) Drechslera ex Dastur, CAB IMI, Ferry Lane, Kew, Surrey, UK.
- CARRERES, R.; BALLESTEROS, R.; SENDRA, J. B., 1994.** Rice diseases in the region of Valencia and methodologies for testing varieties resistance. In : *Cahiers Options Méditerranéennes*, **Vol. 15**, n° 3. pp. 19-23.
- CHOONG, H. Y.; FUMIO, S.; GARY, A. S., 1998.** The phytotoxic ophiobolins produced by *Drechslera oryzae*, their structures and biological activity on rice. *Plant Science*, **54**: 237-243.
- CORREA-VICTORIA, F. J.; ZEIGLER, R. S., 1993.** Pathogenic variability in *Pyricularia grisea* at a rice blast "hot spot" breeding site in Eastern Colombia. *Plant Disease*, **Vol. 77** N° 10:1029-1035.
- CORRELL, J. C.; KLITTICH, C. J. R.; LESLIE, J. F., 1987.** Nitrate non-utilizing mutants of *Fusarium oxysporum* and their use in vegetative compatibility tests. *Phytopathology* **77**: 1640-1646.
- CORRELL, J.C., KLITTICH, C. J. R.; LESLIE, J. F., 1989.** Heterokaryon self-incompatibility in *Gibberella fujikuroi* (*Fusarium moniliforme*). *Mycol. Res.* **93**:21-27.
- CORRELL, J. C.; RHOADS, D. D.; GUERBER, J. C., 1993.** Examination of mitochondrial DNA restriction fragment length polymorphism, DNA fingerprints, and randomly amplified polymorphic DNA of *Colletotrichum orbiculare*. *Phytopathology* **83** : 1199-1204.
- COULIDIATY, T., 1983.** Problèmes de protection du riz sur les périmètres irrigués de la Vallée du KOU (Bobo-Dioulasso) et de Karfiguéla (Banfora). Mémoire de fin d'études. Université de Ouagadougou, BP 7021, 100 p.
- COVE, D. J., 1976.** Chlorate toxicity in *Aspergillus nidulans*: Studies of mutants altered in nitrate assimilation. *Mol. Gen. Genet.* **146**: 147-159.
- DATNOFF, L. E., DEREN, C. W., 1997.** Silicon fertilization for disease management of rice in Florida. *Crop Protection*, **16** (6): 525-531.
- DATNOFF, L. E.; LENTINI, R. S., 1994.** Brown Spot in Florida Rice. Plant Pathology Department. Institute of Food and Agricultural Sciences. University of Florida. Publication may 1994, 128 p.
- DAVIS, J. J., 1997.** Evolution, evidence, and the role of the species concepts in phylogenetics. *Systematic Bot.*, **22**, 373-403.
- DELA PAZ, M. A. G.; GOODWIN, P. H.; RAYMUNDO, A. K.; ARDALES, E. Y.; VERA CRUZ, C. M., 2006.** Phylogenetic analysis based on ITS sequences and conditions affecting the type of conidial germination of *Bipolaris oryzae*. *Plant Pathology* **55** : 756-765.
- DIARRA, A., 1992.** Les ennemis du riz dans le Sahel. In : *Lutte intégrée contre les ennemis des cultures vivrières dans le sahel*. Institut du Sahel, BP 1530, Bamako, Mali, pp. 159-169.

DUNN-COLEMAN, N. S.; SMARRELLI, J. JR.; GARRETT R. H., 1984. Nitrate assimilation in eukaryotic cells. *Int. Rev. Cytol.* **92**:1-50.

ELLIS, M. B., 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. CAB. International, ISBN 085198 618 8, Ferry Lane, Kew, Surrey, England, 608 p.

FAO, 2006. Perspectives de l'alimentation/ Analyse des marchés mondiaux. N°2, Décembre, 80 pages.

FOMBA, S. N., 1991. Crop losses by Brown spot disease in mangrove swamps of Northwest Sierra Leone. *Tropical Pest Management* **36** (4) 367-393.

FONTÈS, J. ; DIALLO, A. ; COMPAORÉ, J.A. ; GUINKO, S. ; BLASCO, F., 1994. Carte de la végétation naturelle et de l'occupation du sol. Burkina Faso. Institut de la carte internationale de la végétation, UMR 9964 du CNRS/ Univ. Paul Sabatier de Toulouse (France), ID/FAST/Université de Ouagadougou, BP 7021, Burkina Faso.

FUKUDA, M.; NAKAI, Y. F.; HIBBETT, D. S.; MATSUMOTO, T.; HAYASHI, Y., 1994. Mitochondrial DNA restriction fragment length polymorphisms in natural populations of *Lentinula esdodes*. *Mycological Res.*, **98**, 169-175.

GOULART, A. ; PEREIRA C., 1992. Evaluation of fungicides for the control of blast (*Pyricularia oryzae* Cav.) and brown leaf spot (*Helminthosporium oryzae* Breda de Haan) in rice (*Oryza sativa* L.). *Científica Jaboticabal*, 20 (1) 211-216.

GUINKO, S., 1984. Végétation de la Haute- Volta. Thèse de Doctorat ès Sciences Naturelles. Université de Bordeaux II, tome I et II, 394 p.

HARRINGTON, T. C.; WINGFIELD, B. D., 1995. A PCR-based identification method for species of *Armillaria*. *Mycologia*, **87**, 280-288.

HAWSKWORTH, D.; KIRK, P.; SUTTON, B.; PEGLER, D., 1996. *Ainsworth's and Bisby's dictionary of the fungi*, 8th ed. CABI, Wallingford, UK, 443 p.

HIMANSHU, N.; DAS, B., 2003. Germinability, viability and seedling vigour of discoloured rice seeds. *Plant Disease Research*, Vol **18**, N°2: 165-167.

ILAG, L. L.; YADAV, R. C.; HUANG, N.; RONALD, P. C.; AUSUBEL, F. M., 2000. Isolation and characterization of disease resistance gene homologues from rice cultivar IR64. *Gene* **255**: 245-255.

IRRI, 1996. *Standard Evaluation System for Rice*. 4th ed, Manilla, Laguna, Philippines, P.O. Box 933, Manilla, Philippines, 28 p.

IRRI, 2002. *Standard Evaluation System for Rice*. Los Banos, Laguna, Philippines, P.O. Box 933, Manilla, Philippines, 81 p.

JACOBSON, D. J.; GORDON, T. R., 1988. Vegetative compatibility and self-incompatibility within *Fusarium oxysporum* f.sp. *melonis*. *Phytopathology* **78**: 668-672.

JACOBSON, D.J.; GORDON, T. R., 1990. Variability of mitochondrial DNA as an indicator of relationship between populations of *Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis*. *Mycol. Res.* **94** (6): 734-744.

- JOHN, V. T.; THOTTAPILLY, V. A.; AWODERU, V. A., **1984**. Occurrence of rice yellow mottle virus in some sahelian countries in West Africa. *FAO Plant Protection Bulletin* **32** : 86- 87.
- KABORE, K. B. ; KOÏTA, E. ; OUEDRAOGO, I., **2007**. Efficacité d'extraits aqueux de plantes locales en traitement des semences contre la mycoflore du riz. *Science et technique, Sciences appliquées et Technologies*, Vol. 1, n°1, janvier-juin, pp. 49-57.
- KARDIN, M. K.; BOWDEN, R. L.; PERCICH, J. A.; NICKELSON, L. J., **1982**. Zonate eyespot on wild rice caused by *Drechslera gigantea*. *Plant Disease* **66**:737-739.
- KIHARA, J.; MORIWAKI, A.; ITO, M.; ARASE, S.; HONDA Y., **2004**. Expression of *THR1*, a 1,3,8-Trihydroxynaphthalene reductase gene involved in melanine biosynthesis in the pathogenic fungus *Bipolaris oryzae*, is enhanced by near-ultraviolet radiation. *Pigment Cell Res.*, **17**: 15-23.
- KIHARA, J.; MORIWAKI, A.; ITO, M.; ARASE, S.; HONDA Y., **2007**. Characterization of the *BLR1* gene encoding a putative blue-light regulator in the phytopathogenic fungus *Bipolaris oryzae*. *FEMS Microbiol Lett.*, **266**: 110-118.
- KOHL, C. L.; PERCICH, J. A., **1987**. Wild rice losses associated with growth-stage-specific fungal brown spot epidemics. *Plant Dis.* **71**:419-422.
- KRUPINSKY, J. M.; BERDAHL, J. D.; SCHOCH, C. L.; ROSSMAN, A. Y., **2004**. Leaf spot on switch grass (*Panicum virgatum*), symptoms of a new disease caused by *Bipolaris oryzae*. *Canadian journal of plant pathology*, Vol. **26**, n° 3, pp 371-378.
- LEE, F. N., **1992**. Brown spot. In: *Compendium of rice diseases*. The American Phytopathological Society, ISBN 0-88054-126-4, Minnesota, USA, pp. 17.
- LEUNG, H.; ZHU, Y.; MOLINA, I. R.; FAN, J. X.; CHEN, H.; PANGGA, I.; VERA CRUZ, C.; MEW, T. W., **2003**. Using genetic diversity to achieve sustainable rice disease management. *Plant Disease*, Vol. **87**, No 10: 1156-1169.
- LESLIE, J. F., **1993**. Fungal Vegetative Compatibility. *Annu. Rev. Phytopathol.* **31** :127-50.
- LESLIE, J. F., **1996**. Fungal vegetative compatibility- Promises and prospects. *Phytoparasitica*, **24** (1):3-6.
- LUCKOW, M., **1995**. Species concepts: Assumptions, methods, and applications. *Systematic Bot.*, **20**, 589-605.
- MAHMOOD, T.; KAKISHIMA, M.; KOMATSU, S., **2007**. Proteomic analysis of jasmonic acid-regulated proteins in rice leaf blades. *Protein and Peptide Letters*, Vol. **14**, N°4, 311-319.
- MASSOLA, N. S. JR; BEDENDO, I. P., **1996**. Type of inoculum and evaluation parameters: Factors influencing the characterization of rice plant reaction to brown spot disease. *Summa-Phytopathologica*, **22** (1) 22-26.
- MASSOLA, N. S. JR.; BEDENDO, I. P., **1998**. Leaf lesion area as a parameter for evaluation of rice resistance against *Bipolaris oryzae*, causal agent of brown spot. *Summa-Phytopathologica*, **24** (1) 30-33.
- MINNATULLAH, M.; ABDUS SATTAR, L., **2002**. Brown spot development in Boron rice as influenced by weather conditions. *Journal of Applied Biology*, Vol. **12**, N°1/2, 71-73.

- MOLETTI, M.; GIUDICI, M. L.; VILLA, B., 1994. Rice Akiuchi-brown spot disease in Italy: Agronomic and chemical control. *Cahiers Options Méditerranéennes*, Vol. 15, n° 3. pp. 79-85.
- MONDAL, A. M.; MIA, M. A. T.; ALI, A., 1998. Relationship between brown leaf spot and grain spot and planting value of spotted rice. *Seed-Research-New-Delhi*. India, 26 (1) 73-77.
- MORIWAKI, A.; KUBO, E.; ARASE, S.; KIHARA, J., 2006. Disruption of *SRM1*, a nitrogen-activated protein kinase gene, affects sensitivity to osmotic and ultraviolet stressors in the phytopathogenic fungus *Bipolaris oryzae*. *FEMS Microbiol. Lett* 257: 253-261.
- MORIWAKI, A.; UENO, M.; ARASE, S.; KIHARA, J., 2007. RNA-mediated gene silencing in the phytopathogenic fungus *Bipolaris oryzae*. *FEMS Microbiol. Lett* 269 : 85-89.
- NEBIE, B., 1995. Etude des facteurs agro-pédologiques déterminant la production du riz irrigué dans la vallée du KOU au Burkina Faso. Thèse de doctorat de l'Université Nationale de Côte-d'Ivoire, Abidjan, République de Côte-d'Ivoire. 191 p.
- OLIVIER, C.; BERBEE, M. L.; SHOEMAKER, R. A.; LORIA, L., 2000. Molecular phylogenetic support from ribosomal DNA sequences for origin of Helminthosporium from Leptosphaeria-like loculoascomycete ancestors. *Mycologia*, 92 (4): 736-746.
- ONWUEME, I. C.; SINHA, T. D., 1991. *Field crop production in tropical Africa: Principles and practice*. CTA, England, pp. 213-214.
- OU, S.H. 1985. *Rice Diseases*. 2nd ed. Commonwealth Mycological Institute, ISBN 0 85 198 545 9, Ferry Lane, Kew, Surrey, England. 380 p.
- OUEDRAOGO, I., 2001. Etude de quelques isolats de *Bipolaris oryzae* agent pathogène de l'helminthosporiose du riz au Burkina Faso. Mémoire de DEA. Université de Ouagadougou, UFR-SVT, BP 7021 Burkina Faso, 61 p.
- PAYASI, S. K.; SINGH, A. K., 2001. Stability for disease resistance, yield and yield attributes in rice. *Crop Research Hisr.*, 21 (2): 188-191.
- PERCICH, J. A.; NYVALL, R. F.; MALVICK, D. K., 1997. Interaction of temperature and moisture on infection of wild rice by *Bipolaris oryzae* in the growth chamber. *Plant Disease* 81:1193-1195.
- PETERSEN, R. H., 1995. Contributions of mating studies to systematics of *Agaricales*. *Cand. J. Bot.*, 73 (Suppl.1), 768-777.
- PHELPS, R. H.; SHAND, C. R., 1995. Brown leaf spot disease and fertilizer interaction in irrigated rice growing on different soil types. *Fertilizer Research*, 42 (1-3) 117-121.
- PRABHU, A. S.; VIEIRA, N. R. DE A., 1989. Rice seeds infected by *Drechslera oryzae*: germination, transmission and control. *Research Bolletin, Goiania, EMBRAPA-CNPAF* 7: 1-36.
- PRASAD, K.; SHUKLA, V. D.; SHINA, D. K., 1998. Varietal screening and inheritance of resistance to brown spot disease in rice (*Oryza sativa*). *Indian Journal of Agricultural Sciences*. 68 (5) 258-260.
- PUHALLA, J. E., 1985. Classification of strains of *Fusarium oxysporum* on the basis of vegetative compatibility. *Can. J. Bot.* 63: 179-183.

- RAI, B. ; JHA, M. M. ; JHA, A. C., 2004.** Screening of resistant sources of rice against brown spot disease. *Annals of Biology*, **Vol. 20**, N°2, 189-193.
- RAPILLY, F., 1991.** *L'Epidémiologie en Pathologie Végétale. Mycoses aériennes.* Edition Institut National de la Recherche Agronomique (INRA), ISBN 27380-0297-8. Paris, France. 318 p.
- RODRIGUES, F. A.; DATNOFF, L. E., 2005.** Silicon and rice disease management. *Fitopatol. Bras.* **Vol. 30**, N°5: 1-6.
- ROUMEN, E.; LEVY, M.; NOTTEGHEM, J. L., 1997.** Characterization of the European pathogen population of *Magnaporthe grisea* by DNA fingerprinting and pathotype analysis. *European Journal of Plant Pathology*, **103**: 363-371.
- SAIFULLA, M., 1993.** Screening of rice cultures against blast, brown spot and leaf scald diseases. *Agricultural Science Digest*, **13** (3-4): 171-172.
- SAIFULLA, M., 1994.** Field screening of rice genotypes to brown spot and leaf scald disease. *Agricultural science digest*: **14** (1) 68–70.
- SATYAPRASAD, K.; BATEMAN, G. L.; WARD, E., 2000.** Comparison of isolates of *Fusarium avenaceum* from white lupin and other crops by pathogenicity tests, DNA analysis and vegetative compatibility tests. *Journal of Phytopathology*, volume **148**, (4): 211-219.
- SERGHAT, S.; MOURIA, A.; OUAZZANI TOUHAMI, A.; BADO, A.; DOUIRA A., 2004.** Effet de quelques fongicides sur le développement in vitro de *Pyricularia grisea* et *Helminthosporium oryzae*. *Bull. Soc. Pharm. Bordeaux*, **143**:7-18.
- SHAH, S. E.; MARIAPPAN, V., 1992.** Efficacy of new fungicides against the diseases of rice and sorghum. *Indian Journal of Mycology and Plant Pathology*: **22** (2) 152-159.
- SHANER, G.; FINNEY, R. E., 1977.** The effect of nitrogen fertilization on the expression of slow-mildewing resistance in Knox wheat. *Phytopathology* **67**, 1051-1056.
- SINGH, A. K.; PRASAD, M. S. L.; PRASAD, M. S.; SHARMA, Y. P., 2002.** Management of brown spot of rice. *Indian Journal of hill farming*, **Vol. 15**, N°1, 15-17.
- SIVANESAN, A., 1987.** Graminicolous species of *Bipolaris*, *Curvularia*, *Drechslera*, *Exserohilum* and their teleomorphs. CAB International Mycological Institute, Kew, Surrey, UK. ISBN 085198 587 4, 261 p.
- SONG, F.; GOODMAN, R. T., 2001.** Molecular biology of disease resistance in rice. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, **59**, 1-11.
- TAYLOR, D. R.; FOFIE, A. S.; SUMA, M., 1990.** Natural infection of rice yellow mottle virus disease (RYMV) on rice in Sierra Leone. *International Rice Research Newsletters* **15** (5): 19.
- TAYLOR, J. W.; JACOBSON, D. J.; KROKEN, S.; KASUGA, T.; GEISER, D. M.; HIBBERT, D. S.; FISHER, M. C., 2000.** Phylogenetic species recognition and species concepts in fungi. *Fungal Genetics and Biology* **31**, 21-32.
- TEMPLETON, A. R., 1989.** The meaning of species and speciation: A genetic perspective. In: *Speciation and its consequences*, (eds D. Otte and J.A. Endler), Sinauer Associates, Sunderland, Massachusetts, pp. 3-27.

TEWARI, S. N.; NAYAK, M., 1991. Activity of four leaf extracts against three fungal pathogens of rice. *Tropical Agriculture*, **68** (4) : 373-375.

TRAORE, A.; ZOMBOUDRE, G. et YONLY, D., 1999. Contrôle des adventices en riziculture irriguée par l'effet compare de sarclages, de houes et d'herbicides dans l'Est du Burkina Faso. *Science et technique*, Sciences naturelles vol. **23**, n°2 :25-35.

TRIVEDI, N.; SHINA A.K., 1978. Production of fungitoxic substance in rice response to *Drechslera* infection. *Transactions of the British Mycological Society* **70**, 57-60.

UEYAMA, A.; TSUDA, M.; AKAI, S., 1973. Formation of perfect state in culture of *Helminthosporium* sp. Inhabiting glumes of rice plants (preliminary note). *Transaction of the Mycological Society of Japan*, **14**: 337-38.

VAN DER PLANK, J.E., 1984. *Disease resistance in plants*. Second edition. Academic Press, Inc. San Diego, California 92101, ISBN 0-12-7114424, 194 p.

VILGAYS, R.; SUN, B.L., 1994. Ancient and recent patterns of geographic speciation in the oyster mushroom *Pleurotus* revealed by phylogenetic analysis of ribosomal DNA sequences. *Proc. Natl. Acad. Sci.*, USA, **91**, 484-491.

VORRAURAI, S.; GIATONG, P., 1971. Pathogenic variability and cytological studies of *Helminthosporium oryzae* Breda de Haan, the organism causing brown spot disease of rice. *Thai J. Agr. Sci.* **4**: 197-203.

VOS, P.; HOGERS, R.; BLEEKER, M.; REIJANS, M.; VAN DE LEE, T.; HORNES, M.; FRIJTERS, A.; POT, J.; PELEMAN, J.; KUIPER, M. ZABEAU, M., 1995. AFLP: a new technique for DNA fingerprinting. *Nucleic Acids Research* **23**: 4407-414.

WARDA (West Africa Rice Development Association), 1999. Rice interspecific Hybridization Project: Research Hilights, WARDA, Bouaké, Côte d'Ivoire, ISBN 92 9113 203 9, 34 p.

WEBSTER, R. K.; GRUNNELL, P. S., 1992. *Compendium of Rice Diseases*. The American Phytopathological Society (APS Press), ISBN 0-88054-126-4, Minnesota, USA, 62 p.

WEIKERT-OLIVEIR, R. C. B.; APARECIDA DE RESENDI, M.; VALERIC, H. M.; CALIGIORNE, R. B.; PAIV E., 2002. Genetic variation among pathogens causing "Helminthosporium" diseases of rice, maize, and wheat. *Fitopatol. Bras.* Vol. **27**, n° 6, ISSN 0100-4158.

WILLIAMS, J. G. K.; KUBLELIK, A. R. ; LIVAK, K. J.; RAFALSKI, J. A.; TINGEY, S. V., 1990. DNA polymorphism amplified by arbitrary primers are useful as genetic markers. *Nucleic Acids Research* **18**: 6532-6535.

YUN, C.H.; SUGAWARA, F.; STROBEL, G., 1988. The phytotoxic ophiobolins produced by *Drechslera oryzae*, their structures and biological activity on rice. *Plant Science*, **54** :237-243.

ZIETKIEWICZ, E. ; RAFALSKI, A. ; LABUDA, D., 1994. Genome fingerprinting by simple sequence repeat (SSR) – anchored polymerase chain reaction amplification. *Genomics* **20**:176-183.

ANNEXES

Annexe I. Résultats de l'analyse des variances de l'incidence foliaire de *Bipolaris oryzae* sur le riz à la Vallée du Kou et à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003 (P= 5 %).

Dates	Effets	Ddl (*)	Valeur de F	Valeur de p	Signification (*)
35 JAS	Localités	1	44,564	<0,0001	HS
	Génotypes	39	2,347	0,0001	HS
	Localités x Génotypes	39	2,347	0,0001	HS
42 JAS	Localités	1	117,530	<0,0001	HS
	Génotypes	39	1,758	0,0082	S
	Localités x Génotypes	39	1,758	0,0082	S
49 JAS	Localités	1	141,576	<0,0001	HS
	Génotypes	39	2,394	<0,0001	HS
	Localités x Génotypes	39	2,124	0,0006	HS
56 JAS	Localités	1	197,906	<0,0001	HS
	Génotypes	39	2,587	<0,0001	HS
	Localités x Génotypes	39	2,140	0,0005	HS
63 JAS	Localités	1	175,258	<0,0001	HS
	Génotypes	39	2,722	<0,0001	HS
	Localités x Génotypes	39	1,956	0,0021	S
70 JAS	Localités	1	169,732	<0,0001	HS
	Génotypes	39	2,713	<0,0001	HS
	Localités x Génotypes	39	1,832	0,0050	S
77 JAS	Localités	1	171,873	<0,0001	HS
	Génotypes	39	4,376	<0,0001	HS
	Localités x Génotypes	39	2,255	0,0002	HS
84 JAS	Localités	1	227,054	<0,0001	HS
	Génotypes	39	6,657	<0,0001	HS
	Localités x Génotypes	39	2,685	<0,0001	HS
91 JAS	Localités	1	166,873	<0,0001	HS
	Génotypes	39	9,524	<0,0001	HS
	Localités x Génotypes	39	2,881	<0,0001	HS

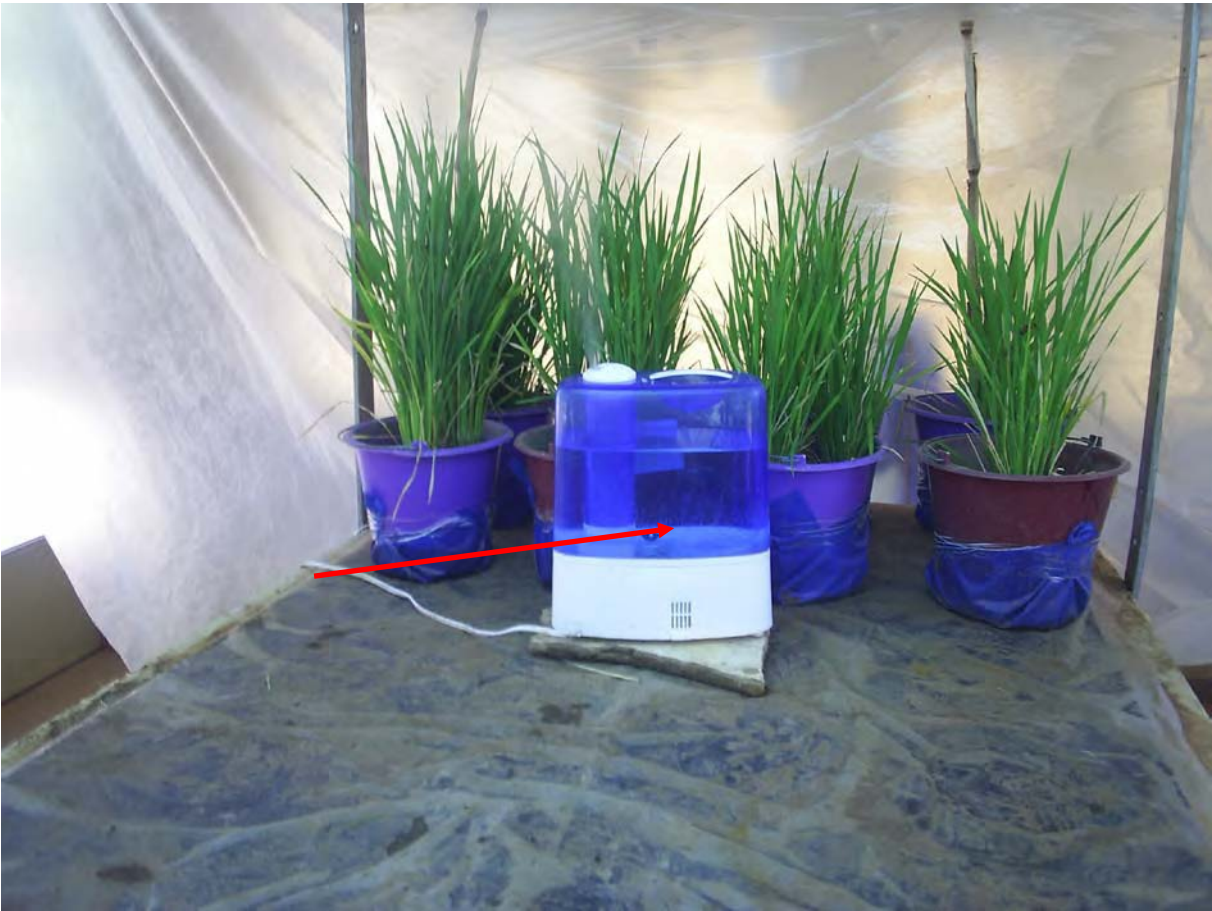
(*)-HS : différence hautement significative ; S : différence significative ; ddl : degré de liberté.

Annexe II. Résultats de l'analyse des variances de l'attaque paniculaire des géotypes de riz par *Bipolaris oryzae* à la Vallée du Kou et à Karfiguéla au cours de la saison humide 2003.

Dates d'observation		Ddl	Valeur de F	Valeur de p	Signification
10 JAE	Localités	1	45,837	<0,0001	HS
	Génotypes	39	4,490	<0,0001	HS
	Localités x Génotypes	39	2,195	0,0004	HS
17 JAE	Localités	1	126,097	<0,0001	HS
	Génotypes	39	3,082	<0,0001	HS
	Localités x Génotypes	39	1,952	0,0021	S
24 JAE	Localités	1	322,529	<0,0001	HS
	Génotypes	39	2,023	0,0013	S
	Localités x Génotypes	39	1,177	0,2407	NS
31 JAE	Localités	1	366,529	<0,0001	HS
	Génotypes	39	3,020	<0,0001	HS
	Localités x Génotypes	39	2,975	<0,0001	HS

HS : différence hautement significative ; **S** : différence significative au seuil de 5% de probabilité;
NS : différence non significative au seuil de 5% de probabilité.

Annexe III : Humidificateur d'ambiance (flèche)



Annexe IV : Résultats de l'analyse des variances des données de la hauteur des plantes.

Dates d'observation	Effets	DDL	Valeur de F	Valeur de p	Signification
21 JAS	Variétés	1	1.886	0.1729	NS
	Fumure	3	56.050	<0.0001	HS
	Inoculation	3	47.139	<0.0001	HS
	Variétés x Fumure	3	2.169	0.098	NS
	Variété x Inoculation	3	2.793	0.0445	S
	Fumure x Inoculation	9	0.340	0.9593	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	1.556	0.1398	NS
28 JAS	Variétés	1	6.406	0.0130	S
	Fumure	3	48.810	<0.0001	HS
	Inoculation	3	29.224	<0.0001	HS
	Variétés x Fumure	3	0.491	0.6893	NS
	Variété x Inoculation	3	1.393	0.2498	NS
	Fumure x Inoculation	9	0.547	0.8366	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	0.841	0.5805	NS
35 JAS	Variétés	1	21.605	<0.0001	HS
	Fumure	3	29.767	<0.0001	HS
	Inoculation	3	28.107	<0.0001	HS
	Variétés x Fumure	3	1.518	0.2148	NS
	Variété x Inoculation	3	0.622	0.6027	NS
	Fumure x Inoculation	9	1.348	0.2229	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	0.723	0.6868	NS
42 JAS	Variétés	1	20.636	<0.0001	HS
	Fumure	3	26.643	<0.0001	HS
	Inoculation	3	18.988	<0.0001	HS
	Variétés x Fumure	3	0.358	0.7837	NS
	Variété x Inoculation	3	1.561	0.2039	NS
	Fumure x Inoculation	9	0.501	0.8702	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	0.573	0.8159	NS
49 JAS	Variétés	1	7.222	0.0085	HS
	Fumure	3	29.224	<0.0001	HS
	Inoculation	3	13.247	<0.0001	HS
	Variétés x Fumure	3	0.046	0.9867	NS
	Variété x Inoculation	3	1.346	0.2640	NS
	Fumure x Inoculation	9	0.471	0.8907	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	0.349	0.9557	NS
56 JAS	Variétés	1	0.644	0.4242	NS
	Fumure	3	20.642	<0.0001	HS
	Inoculation	3	6.063	0.0008	HS
	Variétés x Fumure	3	0.303	0.8231	NS
	Variété x Inoculation	3	0.245	0.8644	NS
	Fumure x Inoculation	9	0.908	0.5220	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	0.858	0.5657	NS

Annexe V. Résultats de l'analyse des variances des données du tallage.

Dates d'observation	Effets	DDL	Valeur d e F	Valeur d e p	Signification
35 JAS	Variétés	1	10.797	0.0014	HS
	Fumure	3	162.515	<0.0001	HS
	Inoculation	3	2.725	0.0484	S
	Variétés x Fumure	3	5.673	0.0013	HS
	Variété x Inoculation	3	0.335	0.8003	NS
	Fumure x Inoculation	9	1.771	0.0837	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	0.562	0.8253	NS
42 JAS	Variétés	1	10705	0.0009	HS
	Fumure	3	170.181	<0.0001	HS
	Inoculation	3	4.149	0.0082	HS
	Variétés x Fumure	3	1.746	0.1628	NS
	Variété x Inoculation	3	0.362	0.7806	NS
	Fumure x Inoculation	9	1.117	0.3596	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	1.652	0.1116	NS
49 JAS	Variétés	1	47.975	<0.0001	HS
	Fumure	3	314.822	<0.0001	HS
	Inoculation	3	2.998	0.0344	S
	Variétés x Fumure	3	6.264	0.0006	HS
	Variété x Inoculation	3	1.483	0.2239	NS
	Fumure x Inoculation	9	3.131	0.0024	HS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	0.967	0.4719	NS
56 JAS	Variétés	1	55.440	<0.0001	HS
	Fumure	3	343.141	<0.0001	HS
	Inoculation	3	6.077	0.0008	HS
	Variétés x Fumure	3	4.343	0.0065	HS
	Variété x Inoculation	3	1.405	0.2461	NS
	Fumure x Inoculation	9	2.859	0.0050	HS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	1.935	0.0558	NS

Annexe VI. Résultats de l'analyse des variances des données de la sévérité de l'attaque foliaire après inoculation aux stades gonflement (S2) et début épiaison (S3) du riz.

Dates d'observation	Effets	DDL	Valeur d e F	Valeur d e p	Signification
7 JAI (S2)	Variétés	1	2,571	0,1121	NS
	Fumure	3	0,783	0,5062	NS
	Inoculation	3	99,556	<0,0001	HS
	Variétés x Fumure	3	0,519	0,6705	NS
	Variété x Inoculation	3	2,571	0,586	NS
	Fumure x Inoculation	9	0,783	0,6324	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	0,519	0,8579	NS
14 JAI (S2)	Variétés	1	4,921	0,289	NS
	Fumure	3	0,344	0,7937	NS
	Inoculation	3	230,244	<0,0001	HS
	Variétés x Fumure	3	1,037	0,3799	NS
	Variété x Inoculation	3	4,921	0,0032	HS
	Fumure x Inoculation	9	0,344	0,9578	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	1,037	0,4169	NS
21 JAI (S2)	Variétés	1	9,271	0,0030	HS
	Fumure	3	0,549	0,6503	NS
	Inoculation	3	262,815	<0,0001	HS
	Variétés x Fumure	3	0,801	0,4961	NS
	Variété x Inoculation	3	9,271	<0,0001	HS
	Fumure x Inoculation	9	0,549	0,8354	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	0,801	0,6159	NS
28 JAI (S2)	Variétés	1	5,750	0,0184	S
	Fumure	3	0,309	0,8185	NS
	Inoculation	3	263,083	<0,0001	HS
	Variétés x Fumure	3	0,393	0,7585	NS
	Variété x Inoculation	3	5,750	0,0012	HS
	Fumure x Inoculation	9	0,309	0,9701	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	0,393	0,9360	NS
7 JAI (S3)	Variétés	1	15,429	0,0002	HS
	Fumure	3	0,377	0,7697	NS
	Inoculation	3	153,737	<0,0001	HS
	Variétés x Fumure	3	0,834	0,4783	NS
	Variété x Inoculation	3	6,286	0,0006	HS
	Fumure x Inoculation	9	0,270	0,9811	NS
	Variétés x fumure x Inoculation	9	0,377	0,9434	NS

Annexe VII. Résultats de l'analyse des variances des données de l'incidence de l'helminthosporiose sur quelques composantes du rendement.

Variable	Effet	ddl	Valeur de F	Valeur de p	Signification
Panicules infectées (%) 10 JAI	Variétés	1	0,017	0,8970	NS
	Fumure	3	0,243	0,8664	NS
	Inoculation	3	93,078	0,0001	HS
	Variétés x Fumure	3	1,114	0,3473	NS
	Variétés x Inoculation	3	0,017	0,9970	NS
	Fumure x Inoculation	9	0,243	0,9871	NS
	Variétés x Fumure x Inoculation	9	1,114	0,3604	NS
Grains infectés (%) 10 JAI	Variétés	1	1,003	0,3191	NS
	Fumure	3	1,673	0,1779	NS
	Inoculation	3	27,857	0,0001	HS
	Variétés x Fumure	3	1,204	0,3125	NS
	Variétés x Inoculation	3	1,003	0,3950	NS
	Fumure x Inoculation	9	1,673	0,1061	NS
	Variétés x Fumure x Inoculation	9	1,204	0,3015	NS
Talles productives (%)	Variétés	1	14,346	0,0003	HS
	Fumure	3	41,661	<0,0001	HS
	Inoculation	3	6,716	0,0004	HS
	Variétés x Fumure	3	4,406	0,0060	HS
	Variétés x Inoculation	3	0,263	0,8522	NS
	Fumure x Inoculation	9	0,794	0,6223	NS
	Variétés x Fumure x Inoculation	9	0,840	0,5816	NS
Poids 1000 grains (g)	Variétés	1	207,002	<0,0001	HS
	Fumure	3	74,348	<0,0001	HS
	Inoculation	3	5,866	0,002	HS
	Variétés x Fumure	3	51,345	<0,0001	HS
	Variétés x Inoculation	3	2,485	0,451	NS
	Fumure x Inoculation	9	35,617	0,8521	NS
	Variétés x Fumure x Inoculation	9	25,328	0,687	NS

Annexe VIII : Composition de la solution de micro éléments pour la préparation du milieu liquide complet

Pour 1 litre de solution :

95 ml d'eau dé ionisée
5 g d'acide citrique
5 g de $\text{ZnSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$
1 g $\text{FeNH}_4 (\text{SO}_4) \cdot \text{H}_2\text{O}$
0.25 g $\text{CuSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$
50 mg $\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$
50 mg H_3BO_3
50 mg NaMoO_4

Annexe IX : Composition de la solution vitaminée pour la préparation du milieu liquide complet

Pour 200 ml de solution :

100 ml 100% Ethanol
100 ml d'eau dé ionisée
20 mg Thiamine • HCl
15 mg Pyridoxine • HCl
1 mg Biotine

Annexe X : Composition de la solution du tampon d'extraction de l'ADN

20 ml 1M Tris, pH 8,0
5 ml 5M NaCl
5 ml 0.5 EDTA
5 ml 10% SDS
65 ml eau stérile dé ionisée

Annexe XI : Composition de la solution de Te pH 8,0 pour la conservation de l'ADN

10 ml Tris HCl, pH 8,0
0,1 mM EDTA, pH 8,0

Annexe XII : Listes des publications et communications

1. Articles publiés

OUEDRAOGO I., CORRELL J.C., BOZA E.J., CARTWRIGHT F.N., and SANKARA P., 2005. Pathogenic, molecular, and genetic diversity among *Bipolaris*, *Drechslera*, and *Exserohilum* species on rice. B.R. Wells Rice Studies 2004, AAES Research Series 529, Fayetteville, Arkansas 72701, pp 111-119.

OUEDRAOGO Ibrahima, KABORE K. Blaise, OUEDRAOGO R. Marc, SANKARA Philippe, DONA Dona, 2008. Evaluation de l'incidence de l'helminthosporiose sur la productivité du riz (*Oryza sativa* L.) en conditions contrôlées. Annales de l'Université de Ouagadougou- Série C ; Vol.

2. Articles sous presse

OUEDRAOGO Ibrahima, KABORE K. Blaise, BIOKA G. Francis, SANKARA Philippe, 2008. Evaluation du comportement de quelques géotypes de riz (*Oryza sativa* L.) vis-à-vis de l'helminthosporiose en condition de pression naturelle de maladie au champ. Annales de l'Université de Ouagadougou- Série C ; Vol.

3. Communications :

OUEDRAOGO I., CORRELL J.C., BOZA E.J., CARTWRIGHT F.N., and SANKARA P. Pathogenic and genetic diversity among *Bipolaris*, *Drechslera*, and *Exserohilum* species on rice. Proceedings of the Thirtieth Rice Technical Working Group, Poster session, New Orleans, Louisiana, February 29- March 3, 2004, p 125.

OUEDRAOGO I., CORRELL J.C., BOZA E.J., CARTWRIGHT F.N., and SANKARA P. Pathogenic, molecular, and genetic diversity among *Bipolaris*, *Drechslera*, and *Exserohilum* species on rice. Africa Rice Congress, Dar es Salam, Tanzania 31 th July – 4 th August, 2006.