

BURKINA FASO
Unité-Progress-Justice

.....
**MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR, DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE ET DE L'INNOVATION**

.....
UNIVERSITE POLYTECHNIQUE DE BOBO-DIOULASSO

.....
INSTITUT DU DEVELOPPEMENT RURAL



MEMOIRE DE FIN DE CYCLE

En vue de l'obtention du

DIPLOME D'INGENIEUR DU DEVELOPPEMENT RURAL

OPTION : Agronomie

Thème:

***Co-infection Rice Yellow Mottle Virus -Xanthomonas oryzae pv.
oryzicola: Analyse épidémiologique dans les rizières à l'Ouest du
Burkina Faso***

Présenté par :

Mariam BARRO

Maitres de stage : Dr Issa WONNI et Dr Drissa SEREME

Directeur de mémoire : Dr Schémaeza BONZI

N° :.....-2016 AGRONOMIE

Mars 2016

Table des matières

DEDICACE	IV
REMERCIEMENTS	V
LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS	VII
LISTE DES TABLEAUX	IX
LISTE DE FIGURES	IX
LISTE DES PHOTOS	X
RESUME	XI
ABSTRACT.....	XII
INTRODUCTION.....	1
PREMIERE PARTIE : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE	3
CHAPITRE I : GENERALITES SUR LE RIZ ET RIZICULTURE AU BURKINA FASO....	4
1.1 GENERALITES SUR LE RIZ	4
1.1.1 Origine et systématique	4
1.1.2 Ecologie du riz	4
1.2 RIZICULTURE AU BURKINA FASO.....	4
1.2.1 Importance du riz au Burkina Faso	4
1.2.2 Variétés élites de riz cultivées.....	5
1.2.3 Types de rizicultures.....	6
1.2.4 Maladies du riz au Burkina Faso.....	7
1.2.4.1 Panachure jaune du riz	7
1.2.4.1.1 Distribution géographique	7
1.2.4.1.2 Symptômes de la maladie	8
1.2.4.1.3 Importance économique de la maladie	8
1.2.4.1.4 Modes de transmission de la maladie.....	8
1.2.4.1.5 Variabilité pathogénique.....	9
1.2.4.2 Bactérioses dues à <i>Xanthomonas oryzae</i>	9
1.2.4.2.1 Distribution géographique	9
1.2.4.2.2 Impact et symptômes.....	10
1.2.4.2.3 Modes de transmission	11
1.2.4.2.4 Diversité génétique et phénotypique	11
1.2.4.3 Autres maladies du riz.....	12
1.2.4.3.1 Pyriculariose	12
1.2.4.3.2 Helminthosporiose	12
1.2.4.3.3 Autres maladies fongiques.....	12

1.2.4.4 Ravageurs du riz	13
1.2.4.4.1 Insectes	13
1.2.4.4.2 Nématodes	14
DEUXIEME PARTIE : ETUDE DU THEME	15
CHAPITRE I : MATERIEL ET METHODES	16
1.1 SITES D'ETUDES	16
1.2 MATERIEL	16
1.2.1 Matériel végétal.....	16
1.2.2 Matériel bactérien et viral	17
1.3 METHODES	17
1.3.1 Méthode d'enquête.....	17
1.3.2 Méthode d'observation et de collecte des échantillons.....	17
1.3.2.1 Choix des parcelles.....	17
1.3.2.2 Dispositif expérimental	18
1.3.2.3 Observations et prélèvements des symptômes	19
1.3.3 Méthode d'évaluation de la proportion des parcelles infectées (incidence)	19
1.3.4 Analyse des données	19
1.3.5 Méthode d'identification du RYMV et de <i>Xanthomonas oryzae pv oryzae</i>	19
1.3.5.1 Détection sérologique du RYMV par ELISA	19
1.3.5.2 Détection de <i>Xanthomonas oryzae pv oryzae</i> par la PCR Multiplex spécifique de <i>Xanthomonas oryzae</i>	20
1.3.6 Méthode d'isolement de <i>Xanthomonas oryzae pv oryzae</i>	22
1.3.7 Méthodes d'inoculation.....	22
1.3.7.1 Inoculation de RYMV	22
1.3.7.2 Inoculation de <i>Xanthomonas oryzae pv oryzae</i>	23
1.3.7.3 Test du pouvoir pathogène des souches <i>Xoc</i>	23
1.3.8 Infection expérimentale.....	24
1.3.8.1 Inoculation des plantes	24
1.3.8.2 Evaluation des symptômes	25
1.3.8.3 Méthode de quantification bactérienne	25
1.3.8.4 Analyse des données.....	26
CHAPITRE II : RESULTATS ET DISCUSSION.....	27
2.1 RESULTATS	27
2.1.1 Résultat de la collecte des échantillons.....	27
2.1.2 Résultat de l'isolement et de la détection de <i>Xanthomonas oryzae pv. oryzae</i>	29
2.1.3 Résultat de la détection sérologique du RYMV	31
2.1.4 Résultat de l'infection expérimentale.....	32
2.1.5 Résultat de la quantification bactérienne	35
2.2 DISCUSSION	36
2.2.1 Analyse de la prévalence de RYMV et du BLS.....	36
2.2.2 Analyse de l'identification du RYMV	37

2.2.3 Analyse de l'isolement des souches de <i>Xoc</i>	37
2.2.4 Analyse de la présence conjointe de RYMV et du <i>Xanthomonas oryzae</i> pv. <i>oryzicola</i>	37
2.2.5 Analyse des infections expérimentales	38
CONCLUSION ET PERSPECTIVES	40
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	41
ANNEXES	A

Dédicace

A ma famille, qui m'a toujours épaulée, je dédie ce mémoire.

Remerciements

Ce stage de 10 mois que nous avons effectué dans les laboratoires de phytopathologies de l'INERA/LMI Patho-Bios de Bobo-Dioulasso et de virologie et biotechnologie végétale (LVBV) de l'INERA Kamboinsé s'inscrit dans le cadre du projet VIRBIARF (VIRus-Bacteria Interactions in African Rice Fields). Nous voudrions exprimer notre reconnaissance à l'endroit de toutes ces bonnes volontés qui, d'une manière ou d'une autre, ont contribué au bon déroulement et à l'aboutissement de notre travail.

Nous remercions le Dr Bernard Bacyé, Directeur de l'Institut de Développement Rural à l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso pour la formation académique reçue.

Merci à Dr Sanou Jacob, Directeur Régional de Recherches Environnementales et Agricoles de l'Ouest (DRREA-O), et au chef de Centre de Recherches Environnementales et de Formation de Kamboinsé (CREAF) pour notre accueil dans leurs structures.

Nos remerciements vont aussi au Dr James Neya, Directeur du LVBV et du LMI Patho-Bios pour notre accueil dans sa structure et la mise à notre disposition, des matériels pour nos travaux.

Nous remercions également Dr Ibrahima Ouédraogo, Chef du Programme Riz et Riziculture qui n'a ménagé aucun effort pour mettre à notre disposition les moyens nécessaires pour nos travaux.

Nous remercions particulièrement le Dr S. Léonard Ouédraogo, responsable du laboratoire de phytopathologie/bactériologie, pour son accueil et la fourniture des matériels nécessaires pour la réalisation de notre travail.

Nos reconnaissances vont aussi à l'endroit du Dr Schemaëza Bonzi, notre directeur de mémoire, qui nous a prêté une oreille attentive et qui a beaucoup contribué pour la qualité de ce document.

Nous exprimons notre profonde reconnaissance à Dr Issa Wonni et Dr Drissa Sérémé, nos maîtres de stage, et Dr Charlotte Tollenaere pour leur soutien multiforme, leur grande disponibilité, leurs conseils, leurs suggestions, leur suivi et leur encadrement tout au long du stage.

Nous adressons également nos remerciements à tout le personnel de l'ex PV, notamment M. Blaise Zagré, George Kambou, Abel Konaté et à l'équipe du laboratoire de bactériologie pour leurs conseils, l'ambiance cordiale du travail et leur soutien multiforme. Il s'agit de Florence Yaméogo, de Messieurs Manaka Douanio, Paul Ilboudo, Fousséni Boro, Ibrahim Ouédraogo, Amadou Diallo, Sylvain Zoungrana, Cyrille Zombré, Oumarou Dianda, Oumarou Traoré, Rasmané Ouedraogo, Maxime DIANDA, Bernard DIBLONI et Scheck Mohamar ZEGUE.

Nous remercions aussi l'ensemble de l'équipe du LVBV de l'INERA Kamboinsé notamment Martine Bangrats, Fatoumata Gnacko, Moustapha Koala et Zakaria Bouda pour leur soutien multiforme durant notre séjour au LVBV.

Nous exprimons notre profonde gratitude à la famille BARRO et SANOU surtout à M. Moulaye Sanou, pour son amour, sa grande compréhension et son soutien inestimable de tous les jours.

A tous nos camarades de classe et particulièrement nos amis, nous leur adressons nos remerciements pour leurs conseils et l'ambiance fraternelle.

Nous ne saurions terminer sans remercier le projet VIRBIARF et ses partenaires, qui nous ont permis la réalisation de cette étude, à travers l'appui financier et matériel.

Merci aussi au Programme pour la Productivité Agricole en Afrique de l'Ouest (PPAAO), pour son soutien financier.

Enfin, tous ceux qui ont contribué d'une manière ou d'une autre à la réalisation de ce document et dont les noms n'ont pu être cités, qu'ils trouvent ici, le témoignage de notre profonde gratitude.

Liste des sigles et abréviations

ADRAO : Association pour le Développement de la Riziculture en Afrique de l'Ouest

APRAO : Amélioration de la Production de Riz en Afrique de l'ouest

BET : Bromure d'éthidium

BLB : Bacterial Leaf Blight (flétrissement bactérien)

BLS : Bacteria Leaf Streak (stries bactériennes)

CABI : Centre for Agriculture and Biosciences International (centre international pour l'agriculture et les biosciences).

CIR-B : Comité Interprofessionnel du Riz Burkina Faso

DO : Dose Optimale

DPSAA : Direction de la Prospective et des Statistiques Agricoles et Alimentaires

DRREA-O : Direction Régional de Recherches Environnementales et Agricoles de l'Ouest

ELISA: Enzyme Linked ImmunoSorbent Assay

FAO : Food Agricultural Organisation

IgG: Immunoglobuline du groupe G

INERA : Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles

IRD : Institut de Recherche pour le Développement

IRRI : International Rice Research Institut

IITA : Institut International d'Agriculture Tropicale

LMI : Laboratoire Mixte International

LPGA : Levure Peptone Glucose Agar

LVBV : Laboratoire de Virologie et Biotechnologie Végétale

MARHASA : Ministère de l'agriculture, des Ressources Hydrauliques, de l'assainissement et de la Sécurité Alimentaire

MASA : Ministère de l'Agriculture et de la Sécurité Alimentaire

NERICA : NEw RICE for Africa

OEPP/EPP : Organisation Européenne pour la Protection des Plantes/ European Plant Protection

ONRIZ : Observatoire National de la filière Riz

PBS-T: Tampon phosphate salin-Tween

PCR : Réaction de Polymérisation en Chaîne

PRIAF Riz : Projet de Renforcement de l'Informations aux Acteurs des Filières Rizicoles

pv : pathovar

RSNV: Rice Stripe Necrosis Virus

SD : Seuil de Détection

TAE : Tris-Acétate-EDTA

UNPRB : Union National des Producteurs de Riz du Burkina Faso

UV: Ultra Violet

VIRBIARF : VIRUS-Bacteria Interactions in African Rice Fields

Xo : *Xanthomonas oryzae*

Xoc : *Xanthomonas oryzae* pathovar *oryzicola*

Xoo : *Xanthomonas oryzae* pathovar *oryzae*

Liste des tableaux

Tableau 1 : Variétés de riz recommandées au Burkina Faso selon le type de riziculture.....	5
Tableau 2 : Liste des amorces utilisées dans la PCR Multiplex	21
Tableau 3: Programme de la Multiplex PCR.....	21
Tableau 4 : Nombre d'échantillon collecté dans les différentes zones d'étude.....	27

Liste de figures

Figure 1 : Evolution de la production du riz au Burkina Faso de 2005 à 2015	5
Figure 2: Carte de la zone d'étude	16
Figure 3 : Dispositif d'échantillonnage.....	18
Figure 4: Plan de la plaque de dilution.....	26
Figure 5: Pourcentage de champs cultivés pour chaque variété dans les trois zones d'étude..	27
Figure 6: Comparaison de la proportion de champs infectés par RYMV et du <i>Xoc</i> dans les zones d'étude	28
Figure 7 : Carte sanitaire des zones de l'étude	29
Figure 8: Prévalence du RYMV dans les zones de l'étude	32
Figure 9: Comparaison des moyennes des longueurs des lésions en infection simple et co-infection.....	34
Figure 10: Comparaison de la moyenne des tailles des plantes en infection virale simple par rapport aux co-infections.....	35
Figure 11: Comparaison de la quantité de bactérie en co-infection et infection simple sur la variété TS2.....	36

Liste des photos

Photo 1 : Symptômes de la panachure jaune du riz	8
Photo 2: Symptômes de BLS	11
Photo 3 : Symptômes de BLB.....	11
Photo 4 : Pyriculariose de la feuille (<i>Magnaporthe oryzae</i>).....	13
Photo 5: Helminthosporiose (<i>helminthosporium oryzae</i>).....	13
Photo 6: Rhyncosporiose (<i>Bipolaris oryzae</i>).....	13
Photo 7: Pourriture à sclérotés de la gaine du riz (<i>Rhizoctonia solani</i>)	13
Photo 8 : Carte du périmètre irrigué de Karfiguela.....	17
Photo 9: Carte du périmètre irrigué de Banzon	17
Photo 10: Principe d'isolement.....	22
Photo 11 : Inoculation de feuille de riz	23
Photo 12: Graines de riz mis en pré-germination	24
Photo 13: Incubation des plants après infection	25
Photo 14 : dénombrement des colonies bactériennes.....	26
Photo 15: Isolement de colonies de <i>Xoc</i>	30
Photo 16 : Résultat PCR Multiplex.....	30
Photo 17 : Résultat PCR Multiplex avec les témoins	31
Photo 18 : Révélation sur plaque ELISA	31
Photo 19 : Résultat de l'infection expérimentale.....	33
Photo 20 : Symptômes de RYMV sur la FKR62N (25 jours après inoculation).....	33

Résumé

Troisième céréale produite dans le monde, le riz occupe la quatrième place au Burkina Faso mais la production nationale de riz du pays demeure faible et ne couvre que 47% des besoins du pays. Cela est en partie dû aux problèmes phytosanitaires dont, les plus importants sont la panachure jaune causée par le *Rice Yellow Mottle Virus* (RYMV) et les bactérioses dues à *Xanthomonas oryzae* (*Xo*). Ainsi nous nous sommes fixés pour objectif, de déduire le potentiel effet des interactions virus/bactéries sur l'évolution de chaque pathogène et de la résistance de la plante dans un contexte de co-infection, par rapport à des infections simples à l'Ouest du Burkina Faso. Pour cela, nous avons collecté des échantillons de feuilles dans des parcelles de riz à Banzon, Karfiguéla, Douna, Karangasso Sambla et Souroukoudinguan. Puis, ces échantillons ont été analysés par des méthodes de diagnostic moléculaire afin de détecter le RYMV par ELISA et les bactéries *Xo* par PCR Multiplex. Aussi, des infections expérimentales ont été réalisées afin de comparer les infections simples aux co-infections. Notre étude a montré que la plus forte prévalence du RYMV est observée à Banzon (77,48%) de même que la plus forte incidence de *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola* (*Xoc*) (100%). Toutefois, c'est à Douna que nous avons la plus forte incidence de RYMV (67%). Les parcelles infectées simultanément par RYMV et *Xoc* étaient fréquentes (58%) à Banzon, tandis qu'on n'en a pas trouvé dans les autres sites. Par ailleurs, 86,90 % des échantillons présentant des symptômes de la panachure jaune ont été confirmés porteurs du RYMV par ELISA. Les tests de pouvoir pathogène réalisés sur les symptômes de BLS ont été positifs pour tous les 32 échantillons et 87,5% ont été confirmés par PCR Multiplex. Aussi, nos inoculations ont révélé qu'en présence de RYMV, il y a une tendance à l'augmentation de la longueur des lésions et de la quantité de bactéries mais cette différence n'est pas significative. Ces infections expérimentales n'ont donc pas permis de mettre en évidence l'effet du virus sur le développement des symptômes bactériens. La fréquence relativement importante des rizières infectées par les deux pathogènes montre cependant la possibilité d'une influence des co-infections sur l'évolution des populations virales et bactériennes.

Mots clés : Riz, RYMV, *Xanthomonas oryzae* pv. *Oryzicola*, Co-infection, Burkina Faso

Abstract

Third cereal produced in the world, rice is fourth in Burkina Faso but the production country's rice remains low and covers only 47% of the country needs. This is partly due to phytosanitary problems and the most important are yellow mottle disease caused by Rice Yellow Mottle Virus (RYMV) and bacterial diseases caused by *Xanthomonas oryzae* (*Xo*). The present work aimed at studying the potential effect of virus / bacteria interactions on the evolution of pathogen populations and the plant resistance in a context of co-infection, as compared to single infections in natural condition of western Burkina Faso. We collected leaf samples in rice plots in Banzon, Karfiguéla, Douna, Karangasso Sambla and Souroukoudinguan. Then these samples were analysed by ELISA to detect RYMV and by Multiplex PCR to identify *Xo*. In addition, experimental infections were performed to compare the single infections to co-infections. Our study was able to show that the highest prevalence of RYMV is observed in Banzon (77.48%) as well as the higher incidence of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola* (*Xoc*) (100%). However, it is Douna where we have the highest incidence of RYMV (67%). Rice fields simultaneously infected by both RYMV and *Xoc* were frequent in Banzon (58%), but not detected in other sites. Moreover, 86.90% of symptomatic samples were confirmed by ELISA as infected by RYMV. The pathogenicity tests on BLS symptoms were positive for all 32 samples and 87.5% were confirmed by PCR Multiplex. Furthermore, our inoculations revealed that there is a trend for increased lesion length and the amount of bacteria was slightly higher if RYMV is present, but this difference was not significant. Consequently, we were not able to detect an effect of the virus on bacterial disease development. However, the relatively high frequency of rice fields simultaneously infected by both diseases suggests a potential reciprocal effect of pathogens on the evolution of viral and bacterial populations.

Keywords: Rice, RYMV, *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola*, co-infection, Burkina Faso

Introduction

Troisième céréale produite dans le monde après le blé et le maïs, le riz est la base de l'alimentation de nombreux pays. Il revêt un double enjeu économique et social au regard de la commercialisation, de la sécurité alimentaire et de la lutte contre la pauvreté. Avec plus de 70 % de la production, la Chine et l'Inde sont les pays producteurs de riz les plus importants sur le plan mondial (Sy, 2014). En Afrique de l'Ouest, les principaux pays producteurs de riz sont le Nigeria avec 2.63 millions de tonnes, suivi de la Guinée Conakry avec 898.000T, de la Serra-Leone avec 711.000 T et du Mali avec 682.000T (DEP, 2009).

En Afrique, les importations de riz représentent un tiers de la quantité totale de riz commercialisée sur le marché mondial (Ouattara *et al.*, 2011). En Afrique de l'Ouest par exemple, le riz représente 20% de la consommation totale de céréales, derrière le sorgho (25%), le maïs (23%) et le mil (23%) (Mendez del Villar *et al.*, 2011). Par ailleurs, la consommation de riz est passée de 13 kg en 1960 à 30 kg par habitant en 2009 en Afrique de l'Ouest (FAO, 2013). Au Burkina Faso, l'agriculture est dominée par les céréales qui constituent la base de l'alimentation des populations. Le riz occupe la quatrième place après le sorgho, le mil et le maïs tant sur le plan de la superficie que celui de la production (Ouattara *et al.*, 2011). Malgré un fort potentiel notamment en terres aménageables, la production nationale de riz du pays demeure faible et ne couvre que 47% des besoins du pays (Ouattara *et al.*, 2011), le reste étant assuré par les importations occasionnant ainsi une sortie importante de devises. En 2011, 40 milliards de francs CFA était alloué à l'importation du riz en provenance d'Asie (Ouattara *et al.*, 2011).

Au Burkina Faso, la culture du riz est confrontée à l'attaque des ravageurs, des maladies fongiques, bactériennes et virales dont les plus importantes sont la pyriculariose, la panachure jaune causée par le *Rice Yellow Mottle Virus* (RYMV) et les bactérioses dues à *Xanthomonas oryzae* (Xo). Le RYMV est surtout inféodé aux écosystèmes irrigués et de bas fonds non aménagés et sévit sur le continent africain exclusivement (Gad et George, 2003). Il a été reporté dans 23 pays d'Afrique Subsaharienne dont le Burkina Faso où des pertes de 19 à 44% ont été observées (Sy, 2014). Quant aux bactérioses du riz dues à *Xanthomonas oryzae*, elles sont de deux types: la bactériose vasculaire (*Bacterial Leaf Blight*, BLB) causée par *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* (Xoo) et les stries foliaires translucides (*Bacterial Leaf Streak*, BLS) dues à *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola* (Xoc). Ces maladies ont été rapportées dans de nombreux pays d'Afrique dont récemment le Burkina Faso (Séré *et al.*, 2005; Gonzalez *et al.*, 2007; Wonni *et al.*, 2011).

Lorsqu'une plante est simultanément infectée par plusieurs microorganismes pathogènes (c'est-à-dire co-infection), les symptômes et la multiplication de chacun des agents pathogènes sont souvent affectés positivement ou négativement (Tollenaere *et al.*, 2016). Il semble que ce soit le cas pour la co-infection entre le virus RYMV et la bactérie *Xoc* où les symptômes viraux et bactériens sont modifiés par rapport au témoin correspondant à l'infection par un seul des deux agents pathogènes (Gnacko, 2014). Toutefois, de telles infections ont été rarement décrites au champ, et peu d'informations sur les mécanismes de défense de la plante et de l'évolution des pathogènes sont disponibles à ce jour. Ainsi, la présente étude a été réalisée en vue de mettre en évidence des interactions inter-espèces de pathogènes, d'en comprendre les mécanismes et d'estimer leurs éventuelles conséquences épidémiologiques. Notre étude porte sur le thème: Co-infection *Rice Yellow Mottle Virus - Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola*: Analyse épidémiologique dans les rizières à l'Ouest du Burkina Faso. Ce présent travail vise donc à déduire le potentiel effet des interactions virus/bactéries sur l'évolution de chaque pathogène et de la résistance de la plante dans un contexte de co-infection, par rapport à des infections simples. Il s'agira de:

- Évaluer la proportion de champs infectés et co-infectés à partir de l'observation des symptômes de panachure jaune et de BLS, mais aussi, à travers les diagnostics sérologique et moléculaire;
- Collecter et identifier des souches bactériennes (*Xoc*) et isolats viraux (RYMV);
- Réaliser des infections expérimentales afin de comparer les symptômes obtenus en contexte de co-infection par rapport au témoin présentant une infection simple.

Deux hypothèses se dégagent de cette étude:

- Une proportion importante de parcelles de riz à l'Ouest du Burkina Faso serait simultanément infectée par le RYMV et la bactérie *Xoc*;
- En cas de co-infection, la présence de l'une des espèces augmenterait la probabilité d'infection, la multiplication ou la virulence de l'autre espèce.

Notre travail comporte deux (02) grandes parties correspondant à trois (03) chapitres : une première partie présentant la revue bibliographique (généralités sur le riz et riziculture au Burkina Faso) et une seconde partie portant sur l'étude du thème proprement dite (matériel et méthodes et résultats/discussion).

Première partie : Revue bibliographique

Chapitre I : Généralités sur le riz et riziculture au Burkina Faso

1.1 Généralités sur le riz

1.1.1 Origine et systématique

Les riz cultivés appartiennent à la famille des Poacées (ou Graminées) et au genre *Oryza* d'origine eurasiatique (Anonyme, 2011). Ce genre comporte une multitude d'espèces parmi lesquelles deux espèces sont cultivées : *O. glaberrima* et *O. sativa* respectivement originaires d'Afrique de l'Ouest et d'Asie. Par ailleurs, on trouve en Afrique deux espèces de riz sauvage *Oryza longistaminata* (espèce pérenne à rhizome) et *Oryza barthii* (ancêtre de *glaberrima*) (Anonyme, 2011).

1.1.2 Ecologie du riz

Le riz est cultivé dans les régions tropicales, subtropicales et tempérées chaudes pour ses grains riche en amidon. Il peut être cultivé sur presque tous les sols, de sableux à fortement argileux, à des pHI de moins quatre (4) jusqu'à plus huit (8) avec des textures très fines ou grossières (Anonyme, 2011). Toutefois, le riz préfère un sol argileux ou la proportion argile plus limon est de l'ordre de 70% et relativement riche en matière organique avec un pH compris entre 6 et 7 (Anonyme, 2011).

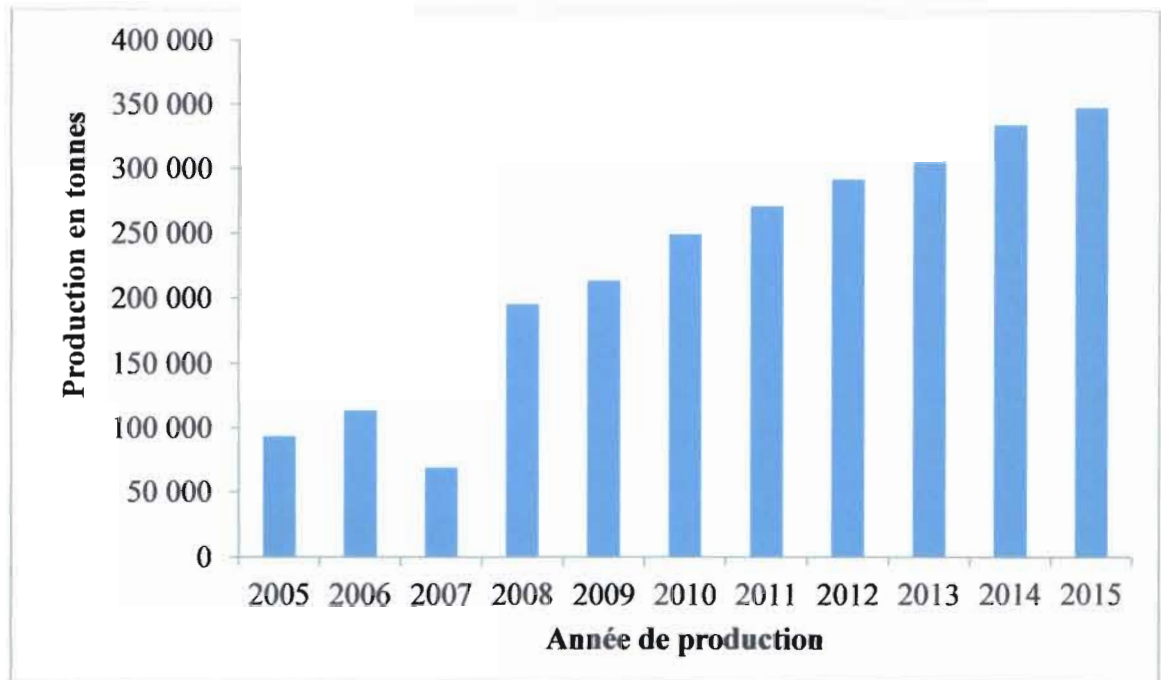
1.2 Riziculture au Burkina Faso

1.2.1 Importance du riz au Burkina Faso

Les conditions agro-pédologiques et climatologiques du Burkina Faso favorisent la riziculture dans l'ensemble de ses 13 régions qui le composent. Le Centre-est, le Mouhoun, les Hauts-Bassins et les Cascades réalisent à eux seuls plus de 60% de la production (Drabo, 2004).

La consommation annuelle du riz est passée de 4,5 kg en 1960 à 14,8 kg en 1992 et 50 kg par personne dans les centres urbains de Ouagadougou et de Bobo-Dioulasso en 2008 (Ouédraogo *et al.*, 2011) avec une moyenne nationale de 10 à 15 kg/an. En milieu rural, ce ratio est de 2 kg/personne/an (Badini *et al.*, 2010). Ainsi, le besoin en riz se chiffre à 200.000 T/an et devrait atteindre 600.000 T en 2025 (Badini *et al.*, 2010).

La production du riz au Burkina génère six (6) milliards de FCFA environ comme valeur ajoutée (MASA, 2013). Elle a évolué de façon croissante à partir de 2008 comme le montre la figure 1.



Source : Badini *et al.* (2010), UNPRB (2011), FAO (2012), DPSAA (2013) et MARHASA (2014 et 2015)

Figure 1 : Evolution de la production du riz au Burkina Faso de 2005 à 2015

1.2.2 Variétés élités de riz cultivées

Le tableau 1 présente les différentes variétés cultivées au Burkina Faso avec leur rendement potentiel. Les noms des variétés comportant la lettre N sont des NERICA (pour *NEw RICE for Africa*). Les variétés de type NERICA résultent du croisement entre *Oryza glaberrima* et *O. sativa*. Le riz asiatique *O. sativa* a deux souches principales, japonica (riz pluvial traditionnel ou riz de « plateau ») et indica (riz irrigué traditionnel ou riz de « bas-fond ») (www.warda.cgiar.org). Les variétés japonica ont été utilisées dans les croisements, alors que pour le développement du nouveau riz pour les bas-fonds, ce sont les variétés indica qui ont été utilisées. Le nom FKR est une abréviation de Farakô-Ba Riz (variété mise au point par le programme riz de l'INERA).

Tableau 1 : Variétés de riz recommandées au Burkina Faso selon le type de riziculture

Type de riziculture	Nom de la variété	Rendement potentiel en tonnes/hectares
Riziculture irriguée	FKR56N	5-7
	FKR60N	5-7
	FKR62N	5-7
	FRK14	4-7
	FKR28	5-7
	FKR19	5-6
	FKR52	6-7
	Riziculture pluviale	FKR45N
FKR47N		3-4
FKR49N		3-4
FKR43		4-5
FKR33		4-5
FKR35		4-5
Riziculture de bas-fond	FKR21	3-4
	FKR56N	5-7
	FKR60N	5-7
	FKR62N	5-7
	FRK14	4-7
	FKR28	5-7
	FKR19	5-6
FKR52	6-7	
	FKR54	5-6

Source : DEP (2009), Wonni (2013)

1.2.3 Types de rizicultures

Au Burkina Faso, le riz est produit sur l'ensemble des 13 régions selon trois types de riziculture avec toutefois des degrés divers (FAO, 2012).

- La riziculture irriguée qui concerne les plaines et bas-fonds aménagés occupe en moyenne 23% des superficies rizicoles sur la période 1984-2010 et fournit près de 53% de la production nationale en riz. Introduite dans les années 60 au Burkina Faso,

elle constitue le mode le plus performant de production de riz dans le pays avec des rendements de 4 à 7 tonnes (t)/hectares (ha), en raison de la maîtrise totale de l'eau permettant la double campagne annuelle (Ouattara *et al.*, 2011).

- La riziculture de bas-fond non aménagés est la forme traditionnelle de riziculture la plus pratiquée au Burkina Faso dans toutes les régions du pays. Elle est pratiquée dans des sites sans maîtrise de l'eau (bas-fonds traditionnels non aménagés). Avec 67% des superficies totales exploitées en riz, les bas-fonds non aménagés fournissent 42% de la production nationale en riz, avec un rendement moyen de 1,3 t/ha (Ouattara *et al.*, 2011).
- La riziculture pluviale stricte occupe 10% des superficies dévolues au riz et fournit 5% de la production nationale en riz avec un rendement moyen de 01 t/ha. Tributaire de la quantité et de la répartition des pluies, ce type de riziculture n'est adapté qu'aux régions du Burkina Faso où la pluviométrie annuelle atteint au moins 800 mm (Ouattara *et al.*, 2011).

1.2.4 Maladies du riz au Burkina Faso

Les principales maladies du riz au Burkina Faso sont la pyriculariose, la panachure jaune du riz et les bactérioses dues à *X. oryzae*. Dans ce paragraphe, nous allons beaucoup plus développer les deux dernières maladies qui font l'objet de notre étude.

1.2.4.1 Panachure jaune du riz

1.2.4.1.1 Distribution géographique

La panachure jaune du riz est une maladie virale due au *Rice Yellow Mottle Virus* (RYMV). Endémique en Afrique, la présence de la panachure jaune du riz a été décrite premièrement en 1966 au Kenya et pour la première fois en Afrique de l'Ouest en 1976, en Sierra Leone (Gad et George, 2003). Puis en 1981, les premiers symptômes du RYMV ont été observés au Burkina Faso (Ouédraogo et Séré, 1996). Vers 1990, elle a été signalée dans tous les pays d'Afrique de l'Ouest et du Centre, à l'exception de la Mauritanie. Au cours de ces quelques vingt dernières années, la panachure jaune du riz est devenue un problème majeur dans les systèmes de riziculture irriguée et de bas-fonds particulièrement au Burkina Faso, en Côte d'Ivoire, au Mali, au Niger, au Sénégal et en Sierra Leone (ADRAO, 2000). Plus récemment, il a été décrit au Rwanda en 2011 (Ndikumana *et al.*, 2011), au Burundi en 2012

(Ndikumana *et al.*, 2012), en République Démocratique du Congo en 2013 (Hubert *et al.*, 2013), puis en République Centrafricaine en 2014 (Longue *et al.*, 2014).

1.2.4.1.2 Symptômes de la maladie

La panachure jaune du riz se manifeste par un jaunissement et/ou une coloration orange des feuilles, des nécroses, une réduction du tallage, un rabougrissement des plants, la réduction de l'insertion paniculaire et la stérilité des panicules (Gad et George, 2003). Les premiers symptômes de la maladie sont des points chlorotiques se développant sous forme de stries. Les taches jaunes évoluent généralement vers une décoloration totale des feuilles qui deviennent jaune-oranger (Photo 1a). Les rizières infectées présentent en général un aspect jaune orange (Photo 1b).

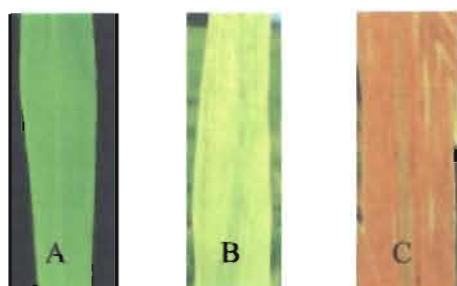


Photo 1a : Symptômes du RYMV sur feuille de riz (A=feuille saine ; B=chlorose totale et C=nécrose totale de la feuille)



Photo 1b : Champ de riz infecté par RYMV

Photo 1 : Les symptômes de la panachure jaune du riz. **Source** : Ouédraogo et Séré(1996)

1.2.4.1.3 Importance économique de la maladie

L'impact économique du RYMV est difficile à évaluer en raison de l'influence de nombreux facteurs tels les variétés de riz. Les pertes de rendement sont fonction de l'âge des plantes avant l'infection, la sensibilité de la variété de riz, de l'environnement et des facteurs climatiques. En 1990 au Burkina Faso, la panachure jaune du riz a engendré des pertes de 0,4 à 1,6 tonne/hectare dans les périmètres irrigués à Karfiguéla (ADRAO, 2000).

1.2.4.1.4 Modes de transmission de la maladie

Les deux types de transmission du RYMV qui sont clairement admis sont les suivants: la transmission par les insectes et la transmission mécanique (Traoré *et al.*, 2009). Plusieurs

espèces de coléoptères en l'occurrence *Epillachna similis*, *Trichispa sericea*, *Chaetocnema pulla*, et *Sesselia pussilla* ont le potentiel de transmettre le virus aux plantes par piqûre (Sy, 2014). Le rôle des hommes dans la transmission mécanique du RYMV est suspecté, surtout pendant des opérations culturales telles que le repiquage, l'application d'engrais, l'irrigation et la récolte (Traoré *et al.*, 2009). Toutefois, Sarra et Dick (2003) ont montré que le RYMV peut être transmis par certains animaux. Il s'agit notamment des rats mâles de l'espèce *Arvicanthis niloticus* qui vivent dans des terriers au niveau des digues dans les parcelles infectées, les ânes et les vaches qui broutent occasionnellement les plants en pépinière, et qui s'alimentent de chaumes de riz dans les champs récoltés. Par ailleurs, des transmissions par le vent en conditions artificielle et naturelle ont été mises en évidence (Sarra *et al.*, 2004).

1.2.4.1.5 Variabilité pathogénique

Le virus de la panachure du riz est apparu avec la transformation des pratiques agricoles, l'intensification des cultures et l'introduction de variétés asiatiques à haut rendement cultivées par irrigation (Ghesquière *et al.*, 2005). Des études de la pathogénicité conduites sur un ensemble de lignées et de variétés de référence de l'APRAO (Amélioration de la Production de Riz en Afrique de l'Ouest) ont montré d'importantes différences d'agressivité entre les isolats, mais pas de corrélation stricte avec la classification moléculaire des souches RYMV (Ghesquière *et al.*, 2005). Sept (07) groupes pathogéniques ont été identifiés en se basant sur la capacité à contourner les résistances. Parmi ces sept (07), seuls les isolats capables de contourner les allèles *rymv1-2* et *rymv1-3* individuellement ou simultanément ont été rapportés (Traoré *et al.*, 2006 et 2010). Il s'agit de quatre groupes pathogéniques à savoir A4, A2A4, A3A4, et A2A3A4.

1.2.4.2 Bactérioses dues à *Xanthomonas oryzae*

1.2.4.2.1 Distribution géographique

La bactériose vasculaire (BLB) et les stries foliaires translucides (BLS) sont deux principales maladies bactériennes qui limitent la production du riz dans le monde (Ou, 1973). Ces maladies ont été décrites dans de nombreux pays africains dont le Burkina Faso (Séré *et al.*, 2005; Gonzalez *et al.*, 2007; Wonni *et al.*, 2011).

Le BLB a été signalée pour la première fois au Japon (Fukuoka) en 1884 et sévit partout dans les rizières de la zone intertropicale (Ou, 1973). Mais il a fait son apparition en Afrique de

l'Ouest pour la première fois au Mali en 1979 (Buddenhagen *et al.*, 1979). Elle a été ensuite signalée au Sénégal en 1980, au Burkina Faso en 1981 et au Niger en 1983.

Quant à BLS, elle a été signalée pour la première fois aux Philippines en 1918 (Ou, 1973). Longtemps confondu au BLB, c'est en 1957 qu'elle a été distinguée du BLB au Sud de la Chine et appelée BLS (Ou, 1973). En Afrique, la maladie a été signalée à Madagascar, au Nigeria, au Sénégal et récemment au Mali (Niño-Liu *et al.*, 2006; Gonzalez *et al.*, 2007; CABI, 2011; Wonni *et al.*, 2011). C'est en 2009 que ces symptômes de BLS ont été observés au Burkina Faso sur les variétés TS2, FKR19 et FKR56N (Wonni *et al.*, 2011).

1.2.4.2.2 Impact et symptômes

BLB est l'une des principales maladies du riz alors que BLS est en train de prendre de l'importance en Afrique de l'Ouest (Niño-Liu *et al.*, 2006). L'agent causal du BLB colonise le tissu vasculaire tandis que celui du BLS colonise les cellules parenchymateuses (Ou, 1973). Confinées dans les zones du Sahel, les stries bactériennes provoquent sur les feuilles des stries transparentes très visibles à la lumière (Photo 2a). Plus tard, ces lésions se dessèchent et deviennent brunes et opaques (Photo 2b). Dans les cas graves, l'ensemble de la parcelle donne l'impression d'avoir été grillé (Photo 2c). Cette maladie, également connue sous le nom de maladie des raies bactériennes, est favorisée par le vent, les orages ou par une nutrition minérale déséquilibrée. Elle cause des pertes de rendement qui varient de 0 à 20% (Niño-Liu *et al.*, 2006). Quant à la bactériose vasculaire du riz, elle se caractérise par des brûlures foliaires (leaf blight) et le flétrissement des jeunes plants (kresék ou wilt) (Photo 3a et b). Les brûlures se manifestent à tous les stades de croissance de la plante, mais le plus souvent elles sont distinguables au stade de tallage maximal et de maturité, sous la forme de bandes humidifiées vert pâle à gris vert proches des extrémités et des marges des feuilles. Ces lésions s'élargissent, fusionnent et deviennent blanc jaunâtre et à bord onduleux. Les symptômes sont souvent confondus avec certains problèmes physiologiques qui engendrent des jaunissements des feuilles. Toutefois, ces jaunissements sont symétriques des deux côtés de la feuille contrairement aux symptômes de la maladie. En 2004, l'utilisation de la variété chinoise, TCS10, très sensible, a occasionné des pertes de plus de 55% au Burkina Faso, dans le périmètre rizicole de Bagré (Ouedraogo *et al.*, 2004).



Photo 2a : Feuille de riz en début d'infection de BLS

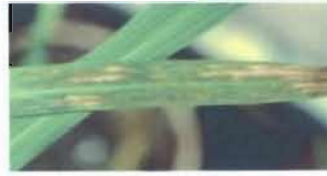


Photo 2b : Feuille de riz fortement infectée par BLS



Photo 2c : Infections avancées de BLS dans un champ de riz

Photo 2: Les symptômes de BLS. Source : www.AfricaRice.org

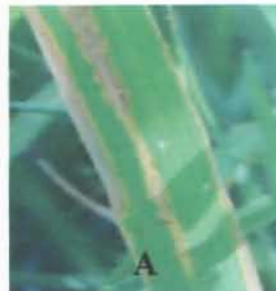


Photo 3a : Symptômes de BLB : A=brulure des feuilles ; B=oose bactérienne

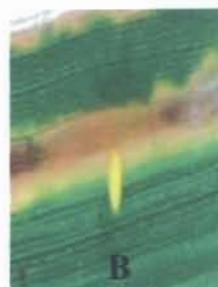


Photo 3b : Symptômes de BLB : flétrissement de jeunes plantes

Photo 3 : Les symptômes de BLB (BARRO. M)

1.2.4.2.3 Modes de transmission

Ou (1973) a indiqué que les eaux d'irrigation, les débris végétaux, les hôtes intermédiaires et les semences de riz sont des sources d'inoculum potentielles de BLB et BLS.

1.2.4.2.4 Diversité génétique et phénotypique

Les souches de *Xoo* correspondant aux races A1 et A2 et isolées en 2003 par Gonzalez *et al.* (2007) proviennent toutes de la région de Bagré. L'analyse du pouvoir pathogène, du polymorphisme des gènes *gyrB*, *xopW*, des effecteurs de type TAL (Transcription Activator-Like), la présence/absence du gène *avrRxo1*, montrent qu'il existe une diversité au sein de souches *Xoc* isolées dans différents sites rizicoles du Burkina Faso (Wonni, 2013).

1.2.4.3 Autres maladies du riz

1.2.4.3.1 Pyriculariose

La principale maladie fongique est la pyriculariose causée par *Magnaporthe grisea* (Ou, 1973). Elle est présente sur tous les continents et dans tous les systèmes de culture. Au Burkina Faso, elle engendre des dommages considérables dans les écosystèmes de bas-fond et irrigué (Séré *et al.*, 2007). Son importance dépend de la présence d'inoculum (variable selon les régions), du stade de développement de la plante et du niveau de résistance de la variété de riz. Elle est favorisée par des degrés élevés d'humidité de l'air, par la sécheresse du sol et par des doses élevées d'azote. Les symptômes se caractérisent par des lésions foliaires typiques en forme de fuseau, gris vert au début, brun pâle avec un centre gris et entourées d'un liseré brun par la suite (Photo 4). La résistance variétale reste la composante principale de toutes les stratégies de lutte contre cette maladie (Ou, 1973 ; Notteghem 1989).

1.2.4.3.2 Helminthosporiose

Deuxième maladie fongique après la pyriculariose (Ou, 1973), sa présence a été révélée dans toutes les zones de production rizicole du Burkina Faso (Ouédraogo, 2008). 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 (Ouédraogo, 2008). Les symptômes typiques sur les feuilles sont des lésions ovales, relativement uniformes et régulièrement réparties sur le limbe (Ou, 1973). Ces lésions sont brunes, avec un centre gris ou blanchâtre lorsqu'elles sont bien développées (Photo 5). Les lésions jeunes sont petites et circulaires et peuvent ressembler à des points de couleur brun-sombre ou brun-violacé. Ouédraogo (2008) propose la résistance variétale comme le meilleur moyen de contrôle de la maladie.

1.2.4.3.3 Autres maladies fongiques

Comme autres maladies fongiques décrites au Burkina Faso, il y a la rhynchosporiose ou échaudure foliaire, la cercosporiose (Photos 6 et 7) et le flétrissement des gaines. Ces maladies causent rarement des dégâts significatifs (www.AfricaRice.org).



Photo 4 : Pyriculariose de la feuille (*Pyricularia oryzae*)

Source : www.AfricaRice.org



Photo 5: Helminthosporiose (*Bipolaris oryzae*)

Source : Ouédraogo (2008)



Photo 6: Rhynchosporiose *Rhynchosporium oryzae*

Source: www.IRRI.org



Photo 7: Pourriture à sclérotés de la gaine du riz (*Rhizoctonia solani*)

Source : www.AfricaRice.org

1.2.4.4 Ravageurs du riz

1.2.4.4.1 Insectes

Les insectes attaquent le riz à tous les stades de développement et toutes les parties de la plante et causent des dégâts directs et/ou indirects par la transmission des maladies. Les espèces d'insecte ravageur du riz au Burkina Faso varient d'une région à l'autre. Mais les plus importants sont les lépidoptères foreurs, les diptères foreurs (Brénière, 1983 ; Ba *et al.*, 2008) et les termites. Les lépidoptères foreurs de tige (*Pyrales* et *Noctuelles*) sont économiquement les plus importants. Les dégâts se traduisent par des cœurs morts et des panicules blanches. Quant aux diptères (*Diopsides* et *Cecidomies*), les dégâts se traduisent par des feuilles d'oignon. Enfin les termites vivant dans le sol occasionnent des dégâts considérables au riz pluvial en détruisant la plante à tous les stades. Les moyens de lutte sont le traitement des semences et l'utilisation d'insecticide en cours de végétation.

1.2.4.4.2 Nématodes

Sawadogo et Thio (1997) ont montré que l'espèce *Hirschmanniella spinicaudata* est la plus rencontrée dans toutes les zones pédoclimatiques du Burkina Faso. Cette espèce occasionne des pertes de 25% dans les périmètres irrigués. On rencontre également des espèces telles que *Hirschmanniella oryzae* et *Aphelenchoides besseyi*, agents responsables de la maladie des extrémités blanches des feuilles. Les nématodes *Thylenchorhynchus* spp. ont souvent été observés dans les zones Soudaniennes et Sahéliennes (Sawadogo *et al.*, 1994).

Deuxième partie : Etude du thème

Chapitre I : Matériel et méthodes

1.1 Sites d'études

Les échantillonnages ont été réalisés dans les principaux périmètres rizicoles à l'Ouest du Burkina Faso, particulièrement dans la région des Hauts-Bassins (Banzon, Karfiguéla, Karangasso Sambla et Souroukoudinguan), et dans la région des Cascades (Douna) comme indiqué sur les figures 2a et b.

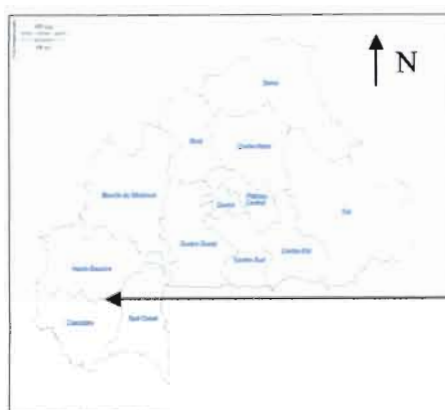


Figure 2a: Carte des régions du Burkina Faso



Figure 2b : Zones de l'étude

Figure 2: Carte de la zone d'étude. Source : http://www.insd.bf/n/images/cartes/carte_burkina.png

1.2 Matériel

1.2.1 Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé pour la réalisation des infections expérimentales est composé de cinq variétés de riz produites et récoltées par l'INERA à la Vallée du Kou durant la campagne 2013-2014 et des cultivars de riz Azucena, Nipponbare. Il s'agit essentiellement de la FKR19, FKR43, FKR45N, FKR62N et la TS2.

Pour l'isolement des virus et bactéries, le matériel végétal est composé des échantillons de feuilles de riz collectées dans les différentes zones concernées par l'étude à savoir Karfiguéla, Banzon, Douna, Karangasso Sambla et Souroukoudinguan entre Septembre et Novembre 2015 (annexe I).

1.2.2 Matériel bactérien et viral

Il est composé des isolats de référence de virus KA09 collecté à Karfiguéla durant la campagne pluviale de 2014 et de la souche bactérienne BAI120 qui a été collectée en 2014 à Karangasso-Sambla.

1.3 Méthodes

1.3.1 Méthode d'enquête

Des enquêtes ont été réalisées sur chacune des parcelles échantillonnées à travers des interviews directes avec les propriétaires des parcelles. Pour cela, nous avons utilisé des fiches d'enquêtes pour recueillir des informations sur le producteur lui-même et sur les itinéraires techniques (annexes 2 et 3).

1.3.2 Méthode d'observation et de collecte des échantillons

1.3.2.1 Choix des parcelles

A partir d'un plan de périmètre sur google earth de chaque périmètre irrigué (Photos 8 et 9), des parcelles ont été sélectionnées, au hasard, avant de se rendre sur le terrain. A Banzon et Karfiguela, douze (12) parcelles ont été sélectionnées tandis qu'à Douna six (06) ont été sélectionnées. Dans les deux autres sites à savoir Karangasso Sambla et Souroukoudinguan, c'est une (01) parcelle de riz pluvial (bas-fonds) qui a été échantillonnée dans chaque zone. La taille des parcelles varie d'environ quatre cent mètres carrés (400 m²) à environ cinq cent mètres carrés (500 m²).



↑ N

Photo 8: Carte du périmètre irrigué de Karfiguéla

Source : www.google.com



↑ N

Photo 9 : Carte du périmètre irrigué de Banzon

Source : www.google.com

1.3.2.2 Dispositif expérimental

Chaque parcelle au stade « maxi tallage » et/ou « début de reproduction » a été délimitée au préalable en formant un carré de 20 m sur 20 m à l'aide de pieux en bois, numérotés de A à D dans la longueur et de 1 à 4 dans la largeur du champ (le A étant placé sur un bord). Ces lignes (non matérialisées) permettent de former une grille dans les parcelles étudiées (Figure 4). Ensuite, des observations et prélèvements d'échantillons ont été réalisés dans le carré formé.

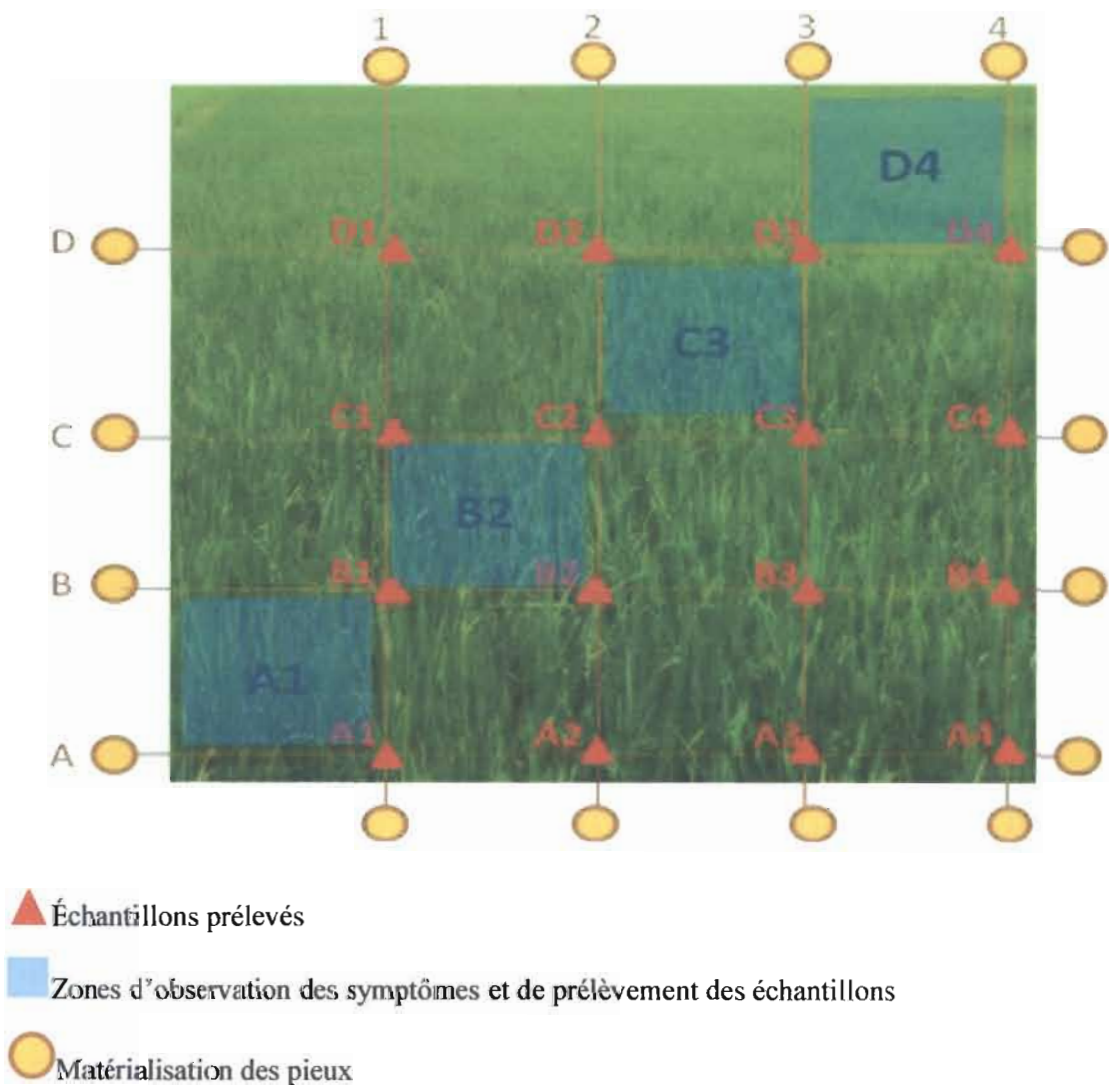


Figure 3 : Dispositif d'échantillonnage

1.3.2.3 Observations et prélèvements des symptômes

Des observations de symptômes ont été réalisées dans les différentes cellules de la grille et un formulaire comportant les informations sur la présence/absence des symptômes typiques des différentes maladies présentes a été rempli (Annexes 2 et 3).

Un prélèvement a été réalisé sur chaque plante située à l'intersection des deux lignes (triangle rouge sur la figure 3) soit 16 échantillons au total pour chaque champ. Le prélèvement de chacun des 16 échantillons a consisté en la collecte de trois (03) feuilles. Puis, en cas de présence de symptômes (BLS ou RYMV surtout) sur des plantes distinctes des 16 plantes situées à l'intersection des deux lignes, nous avons procédé à des prélèvements supplémentaires sur la plante présentant le plus de symptômes. Dans ce cas, le nombre d'échantillon prélevé est fonction de l'incidence. Chaque prélèvement a consisté en la collecte de 3 feuilles aléatoirement sur une même plante afin d'avoir au moins une souche bactérienne et un isolat viral pour chacune des parcelles infectées. Les feuilles présentant les symptômes de RYMV sont placées dans un sachet contenant du silicagel pour séchage et celles présentant les symptômes de BLS ont été mises dans du sachet puis conservées directement dans la glace avant d'être transférées dans le congélateur.

1.3.3 Méthode d'évaluation de la proportion des parcelles infectées (incidence)

Pour chacune des localités, l'incidence de la maladie a été déterminée selon la formule suivante: **Incidence = [(Nombre de parcelles infectées) / (Nombre total de parcelles échantillonnées)]*100.**

1.3.4 Analyse des données

Les données sont saisies avec le logiciel Excel 2007 et la réalisation de la carte sanitaire a été faite avec le logiciel QGIS 2.12 (Système d'Information Géographique libre et Open Source).

1.3.5 Méthode d'identification du RYMV et de *Xanthomonas oryzae* pv *oryzicola*

1.3.5.1 Détection sérologique du RYMV par ELISA

La détection sérologique du RYMV a été effectuée dans le laboratoire de virologie et de biotechnologies végétales de l'INERA Kamboinsé/LMI Patho-Bios. La méthode du test

immunoenzymatique ELISA a été utilisée. La détection du RYMV a été faite suivant la variante l'ACP DIRECT (Clark et Adams, 1977). Des anticorps polyclonaux de lapin (Pabs) à large spectre ont été dilués à 5 µg/ml dans du tampon carbonate de sodium 0,05M, pH 9,6 et incubés dans les puits (100 µl/puits) de la plaque de microtitration pendant 2 h à 37°C. Au bout de ces 2 h, les plaques ont été rincées avec du tampon phosphate salin contenant du Tween (PBS-T), puis saturée au lait écrémé à 3% dans le tampon PBS-T pendant 30 mn à 37°C. Les échantillons testés étaient des feuilles séchées dans du silicagel. Ces feuilles ont été broyées dans des sachets Bioreba à raison de 1 g de feuilles pour 10 ml de tampon PBS-T et centrifugées à 8000 rpm pendant 10 min. Chaque échantillon a été déposé par puits à raison de 100 µl/extrait de feuilles et la plaque a été incubée à 37°C pendant 2 h. Après rinçage de la plaque comme précédemment, le conjugué IgG-antiRYMV/Phosphatase alcaline dilué à 1/5000 dans le tampon anticorps a été incubé à 37°C pendant 2 h. De nouveau, les plaques ont été rincées, le substrat (para-nitrophenyl phosphate) a été additionné à 1 mg/ml dans le tampon diéthanolamine pendant 1-2 h à 37°C. Enfin, les densités optiques (DO405nm) ont été mesurées à l'aide d'un lecteur automatique de plaque de type Metertech 960. Les différentes valeurs de la densité optique ont permis de calculer le seuil de détection (SD) pour chaque plaque.

SD=3*écart-type+moyenne des témoins négatifs.

1.3.5.2 Détection de *Xanthomonas oryzae* pv *oryzicola* par la PCR Multiplex spécifique de *Xanthomonas oryzae*

Toutes les souches de *Xoc* ont été confirmées par PCR multiplex qui combine quatre paires d'amorces telle que définies par Lang *et al.* (2010) (Tableau 2). Le volume réactionnel de la PCR pour un échantillon était de 15 µl composé de: 4 µl buffer 5X HOTFIRE POL Blend Multiplex RTL, 0,4 µl primers, 1,5 µl de broyat de feuilles symptomatiques et 7,8 µl d'eau distillée stérile. Le produit PCR subit une phase d'incubation pendant 15 mn dans le thermocycler avant d'être amplifié (Tableau 3). Après l'amplification, les amplicons sont maintenus à 12°C avant d'être séparés par électrophorèse sur gel d'agarose 1% (1 g d'agarose pour 100 ml de TAE 0,5X). La révélation est faite à l'aide du bromure d'éthidium (BET), dans un tampon à base de TAE 0,5X pendant 25 mn d'incubation à 100 V. Enfin, nous avons visualisé les fragments obtenus sur une table UV.

Tableau 2 : Liste des amorces utilisées dans la PCR Multiplex

Spécificité	Nom de l'amorce	Séquence (5'-3')	Taille de la bande (bp)
<i>X. oryzae</i>	Xo3756F	CATCGTTAGGACTGCCAGAAG	324
	Xo3756R	GTGAGAACCACCGCCATCT	
<i>X. oryzae</i> pv. <i>Oryzae</i>	Xoo281-80F	GCCGCTAGGAATGAGCAAT	162
	Xoo281-80R	GCGTCCTCGTCTAAGCGATA	
<i>X. oryzae</i> pv. <i>Oryzicola</i>	BLS3866F	GCCGCTAGGAATGAGCAAT	691
	BLS3866R	GCGTCCTCGTCTAAGCGATA	
	BLS3864F	GTGCGTGAAAATGTCGGTTA	945
	BLS3864R	GGGATGGATGAATACGGATG	
Bactéries en général	16S	AGAACAATTCGTCATTACTGAAC	

Source : Lang *et al.*, 2010

Tableau 3: Programme de la Multiplex PCR

Etapes	Phases	Temps	Températures (°C)
1	Dénaturation initiale	5mn	95
2	Dénaturation	30s	95
3	Hybridation 30s 60	30s	60
4	Extension	2mn	68
5	Cycle (2-4)	35	60
6	Extension finale	10mn	68
7	Conservation	Infini	4
8	Fin		

Source : Lang *et al.*, 2010

1.3.6 Méthode d'isolement de *Xanthomonas oryzae* pv *oryzicola*

Les isolements se sont déroulés dans le laboratoire de phytopathologie de l'INERA Bobo/LMI Patho-Bios. Ils ont été effectués à partir des feuilles présentant des symptômes. Un fragment de feuille infecté (4-5 cm) incluant une portion apparemment saine est d'abord désinfecté successivement dans l'alcool 75% pendant 1 mn, dans l'eau de javel 0,1% pendant 1 mn puis rincé dans de l'eau distillée stérile. Ensuite, la feuille est broyée dans un sachet Bioreba et le broyat est suspendu dans 1 ml d'eau distillée stérile (Photo 10). La suspension est laissée en incubation pendant au moins 30 mn puis diluée et étalée sur du milieu LPGA (Levure Peptone Glucose Agar, voir annexe 7) selon la méthode des trois secteurs. Les boîtes sont incubées à 28°C pendant 48-72 h voire plus en position renversée. Les colonies dont l'aspect ressemble à des colonies de *Xoc* sont purifiées puis conservées à -20°C.

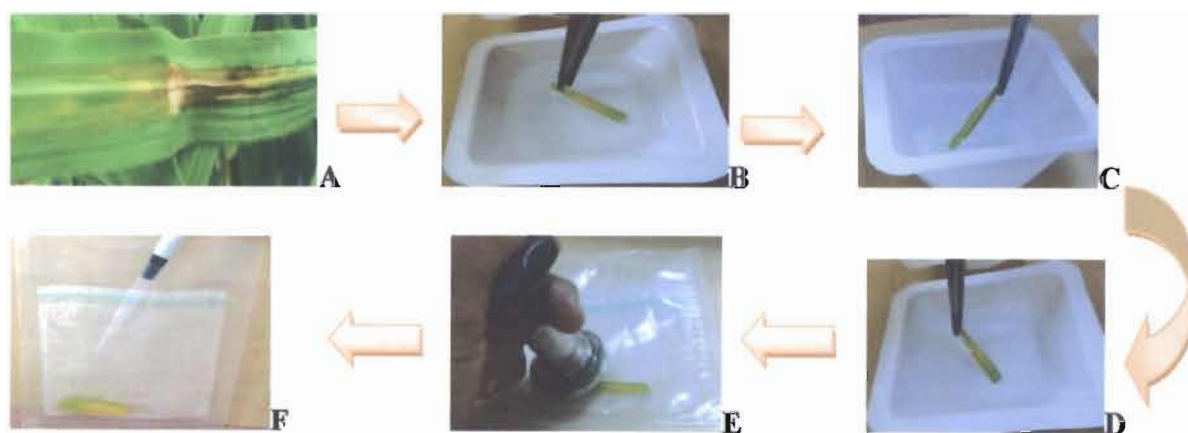


Photo 10: Principe d'isolement: A=fragment de feuille infecté ; B=désinfection à l'alcool 75%, C=désinfection dans l'eau de javel 0,1% ; D=rinçage dans de l'eau distillée stérile ; E=broyage ; F=ajout de 1ml d'eau distillée stérile.

1.3.7 Méthodes d'inoculation

1.3.7.1 Inoculation de RYMV

Pour la préparation de l'inoculum, les feuilles infectées ont été broyées dans un sachet de broyage Bioreba. Après broyage, on a ajouté de l'eau distillée stérile à raison de 1 g de feuille/ml. Ensuite, des jeunes plantes âgées de 32 jours (FKR, 19, 43, 45N, 62N et TS2) ont été inoculées manuellement à l'aide d'une seringue sans aiguille (Photo 11).



Photo 11 : Inoculation de feuille de riz

1.3.7.2 Inoculation de *Xanthomonas oryzae pv oryzicola*

Pour la préparation de l'inoculum, nous avons utilisé la souche BAI120 de référence collectée à Karangasso Sambla en 2014. Sur une boîte de Pétri contenant du LPGA, nous avons étalé la souche BAI120 et mis en incubation pendant 48 h à 28°C en position renversée. Ensuite nous avons préparé une suspension bactérienne de 10 ml. Pour avoir l'inoculum qui a une concentration de 10^8 bactéries/ml (soit $DO=0,2$), nous avons mesuré la DO (Dose Optimale) de 1 ml de la suspension bactérienne que nous avons préparée, puis on a procédé au calcul suivant selon la formule : $\text{Volume à ajouter} = (DO \text{ obtenue} - DO \text{ voulue} / DO \text{ voulue}) * \text{Volume de suspension bactérienne}$ restant après prélèvement des 1 ml. Ensuite, des jeunes plantes (FKR, 19, 43, 45N, 62N et TS2) âgées de 32 jours ont été inoculées manuellement à l'aide d'une seringue sans aiguille (Photo 11).

1.3.7.3 Test du pouvoir pathogène des souches *Xoc*

Le test a été réalisé sur les cultivars de riz Azucena, Nipponbare et les variétés TS2 et FKR62N. Les deux variétés et les cultivars Azucena (sensible au *Xoo*) et Nipponbare (sensible au *Xoc*) ont été inoculés à l'aide d'une seringue sans aiguille comme décrit précédemment. L'inoculum est constitué de broyat de feuilles collectées dans les rizières infectées et présentant les symptômes de BLB et BLS. Ce broyat est obtenu en écrasant 1g de feuille/ml d'eau distillée stérile dans un sachet Bioreba. Les feuilles ont d'abord été désinfectées successivement dans l'alcool 75%, dans l'eau de javel 0,1% puis rincées dans de l'eau distillée stérile et séchées sur du papier buvard. Les symptômes de BLS et BLB apparaissent respectivement au bout de 3-4 et 7 jours après inoculation.

1.3.8 Infection expérimentale

Afin de comparer la nature des interactions entre nos deux pathogènes (RYMV et *Xoc*), nous avons réalisé deux expériences de co-infections:

- Sur 10 plantes puis sur 24 plantes de chacune des variétés sensibles (FKR62N et TS2) pour constater à la fois l'effet de la présence de l'autre pathogène sur le développement des symptômes viraux et bactériens ;
- Sur 10 plants des variétés résistantes à *Xoc* (FKR45N, FKR43, FKR19), pour tester la possibilité de rompre la résistance à la bactérie grâce à la présence du virus RYMV.

D'abord nous avons fait une pré-germination des semences durant 72 h en mettant les graines dans une boîte de Pétri contenant du papier lotus imbibé d'eau distillée (30 graines/boîte de Pétri) (Photo 12). Ensuite on les a semés en raison de 4 graines/pot et 3 pots/variété.

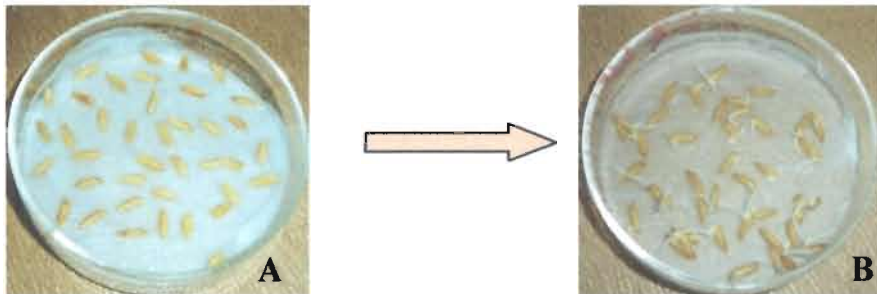


Photo 12: Grains de riz mis en pré-germination (A : T=0h ; B : T= 72h)

Les pots sont laissés dans des bacs arrosés quotidiennement et de l'engrais NPK (15 15 15) est apporté à raison 0,5 g/pot 15 jours après semis, et l'urée est apportée 21 jours après semis, à raison de 0,5 g/pot.

1.3.8.1 Inoculation des plantes

Les plantes des variétés FKR19, FKR43, FKR45N, FKR62N et TS2 âgées de 32 jours ont été inoculées suivant quatre (4) traitements : A= inoculation avec de l'eau distillée stérile, B= inoculation avec la suspension bactérienne de la souche BAI120 (10^8 bactéries/ml) uniquement, C= inoculation simultanée avec une suspension bactérienne de la souche BAI120 (10^8 bactéries/ml) et l'isolat KA09 (1 g de feuilles virosées/30 ml), enfin D= inoculation avec l'isolat KA09 uniquement (1 g de feuilles virosées/30 ml). Chaque traitement est composé de 10 plantes de chaque variété pour la première expérience, et de 24 plantes pour la deuxième

expérience. Après inoculation, les bacs sont recouverts de sachet plastique transparent comme l'indique la Photo 13.



Photo 13: Incubation des plants après infection

1.3.8.2 Evaluation des symptômes

Les symptômes de BLS sont évalués selon l'échelle utilisant la présence ou l'absence de symptômes : les variétés sans symptômes sont qualifiées de résistantes et les variétés présentant des lésions sont dites sensibles (Wonni, 2013). Sur chaque plante, les symptômes liés à BLS sont estimés en mesurant la taille des lésions (en cm) causées par la prolifération de la bactérie au sein de la feuille infiltrée. Les symptômes sont notés à deux (2) dates différentes (7 et 15 jours après inoculation).

Quant aux symptômes viraux, ils sont estimés en mesurant la taille des plantes infectées par le virus simplement et la taille des plantes co-infectées par le virus et la bactérie à quatre (4) stades différents (10 jours, 17 jours, 25 jours et 30 jours après inoculation) car le virus est connu pour réduire significativement la taille des plantes de riz.

1.3.8.3 Méthode de quantification bactérienne

Les bactéries ont été quantifiées par la méthode de dénombrement bactérien sur boîtes (Sceren, 2012). La quantification a concerné les traitements d'infection bactérienne simple et de co-infection à trois stades : à T0=0 (tout juste après inoculation), à T1=une semaine après inoculation et à T2=deux semaines après inoculation. Pour cela, nous avons prélevé trois (3) fragments de feuilles de trois (3) plantes différentes d'environ 1 cm à T0, et environ 3 à 7 cm T1 et T2 que nous avons désinfectés et broyés dans du sachet Bioreba. Puis nous avons ajouté

1 ml d'eau distillée stérile. Ensuite, dans une plaque de 96 puits, nous avons déposé 100 μ l de chaque échantillon dans les puits de la première colonne, puis les dilutions de 10^{-1} à 10^{-11} ont été réalisées (Photo 14). A la suite, dans des boîtes de Pétri de 9 cm de diamètre contenant du milieu de culture à base de LPGA, à l'aide d'une micropipette, nous avons déposé 3 fois 10 μ l de chaque dilution (Photo 14a) et laisser les boîtes ouvertes jusqu'à ce que la suspension sèche. Les boîtes ont ensuite été mises en incubation en position renversée. Après 7 jours d'incubation, nous avons compté les colonies bactériennes dans les dilutions où elles étaient plus individuelles (Photo 14b) et nous avons quantifié selon la formule : $N = N_c * D * 10 * 100$ avec N=nombre de bactéries/ml ; N_c =nombre de colonies et D=dilution de l'échantillon.

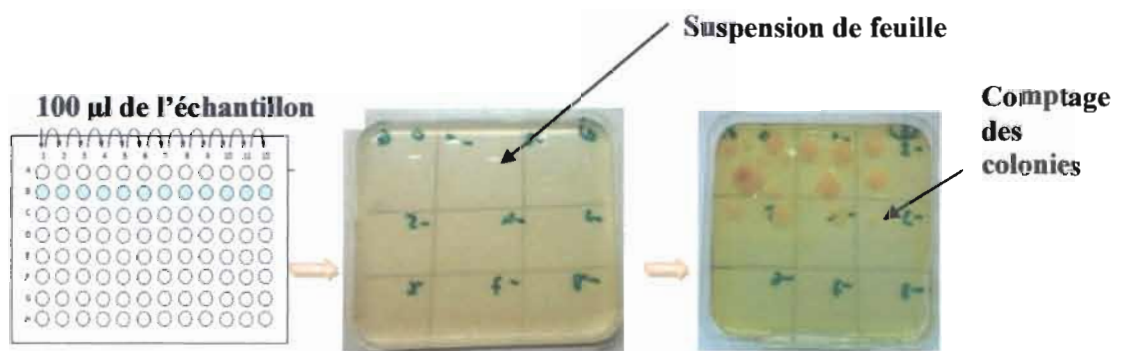


Figure 4: Plan de la plaque de dilution

Photo 14: Dépôts des 10 μ l de suspension

Photo14: Colonies de *Xoc*

Photo 14 : Dénombrement des colonies bactérienne

1.3.8.4 Analyse des données

Les données sont saisies avec le logiciel Excel 2007. Pour comparer les infections simples et les infections multiples en fonction de la variété sensible, nous avons réalisé des histogrammes et fait des analyses de variance et les moyennes ont été comparés avec le test de comparaison multiple de Turkey au seuil de 5% en utilisant le logiciel R version 3.2.3.

Chapitre II : Résultats et discussion

2.1 Résultats

2.1.1 Résultat de la collecte des échantillons

Les enquêtes réalisées sur le terrain nous ont permis d'échantillonner au total trente-deux (32) parcelles et de collecter au total mille deux cent cinquante-sept (1257) échantillons repartis sur les cinq (05) sites de l'étude (Tableau 4). Aussi, ces enquêtes montrent que ce sont surtout les variétés TS2 et FKR62N qui sont les plus cultivées. A Douna par exemple toutes les parcelles étudiées étaient emblavées avec la FKR62N (Figure 5).

Tableau 4 : Nombre d'échantillon collecté dans les différentes zones d'étude

Région	Province	Localité	Nombre d'échantillon
Hauts-Bassins	Houet	Banzon	356
Cascades	Léraba	Douna	249
Hauts-Bassins	Houet	Karangasso Sambla	199
Hauts-Bassins	Houet	Karfiguéla	256
Hauts-Bassins	Houet	Souroukoudinguan	197

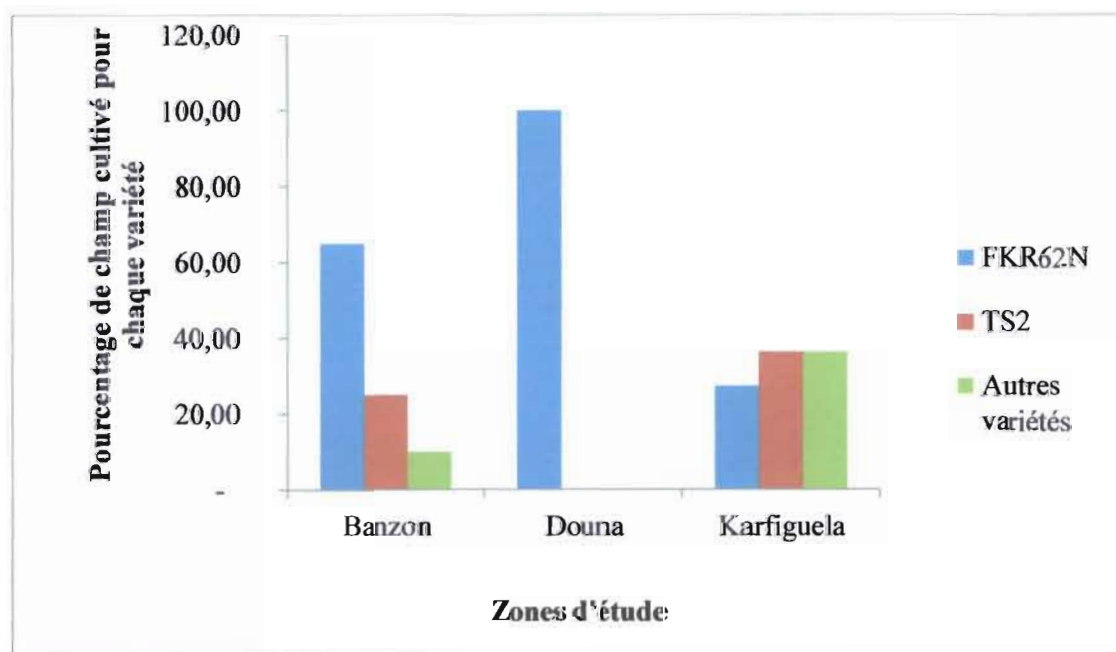


Figure 5: Pourcentage de champs cultivés pour chaque variété dans les trois zones d'étude

La campagne d'observation et de collecte d'échantillons de feuilles de riz dans les différentes zones concernées par l'étude a permis d'échantillonner 12 parcelles à Banzon et Karfiguéla, 6 parcelles à Douna, 1 parcelle à Karangasso Sambla et 1 à Souroukoudinguan. Etant donné le nombre réduit de parcelles dans les deux derniers sites d'étude, nous avons évalué la proportion de champs infectés pour 3 sites à savoir Banzon, Douna et Karfiguéla. Respectivement 58%, 67% et 8% des parcelles étudiées sont infectées par RYMV. Mais les cas de parcelles simultanément infectées par RYMV et par *Xoc* n'ont été observés qu'à Banzon avec une incidence de 58% (Figures 6 et 7). Nous remarquons qu'à Douna où il n'y a que la variété FKR62N, aucun symptôme de *Xoc* n'a été observé tandis qu'à Karfiguéla où il y a plus de TS2 que de FKR62N, il y a plus de *Xoc*. Le RYMV est plus présent dans les périmètres irrigués de Banzon et Douna qu'à Karfiguéla.

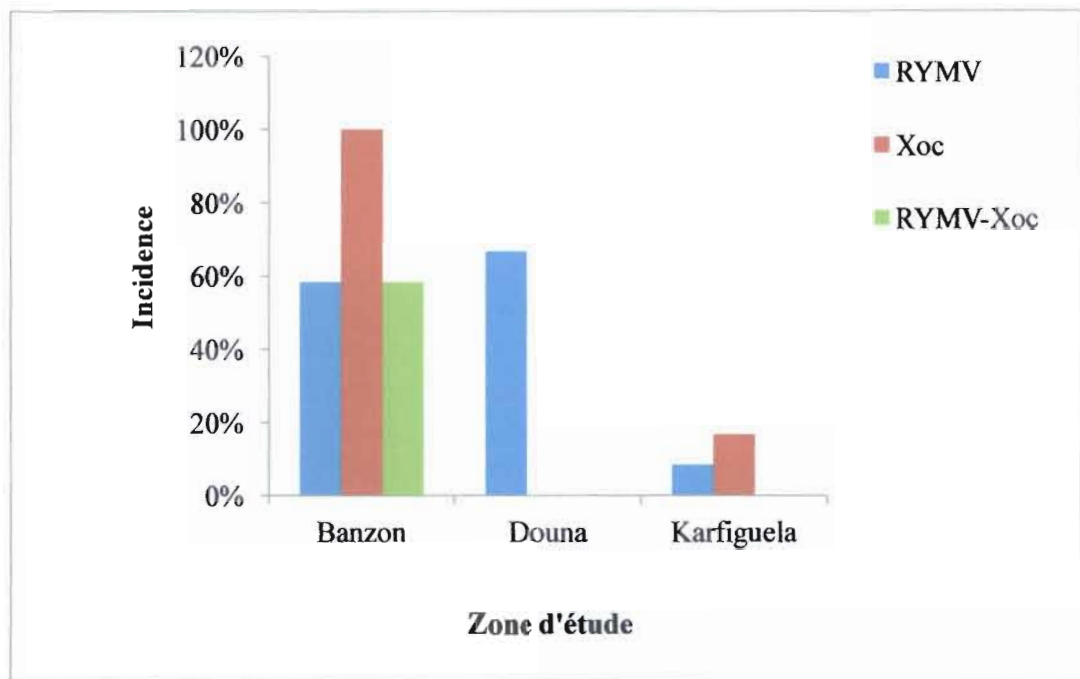


Figure 6: Comparaison de la proportion de champs infectés par RYMV et *Xoc* dans les zones d'étude

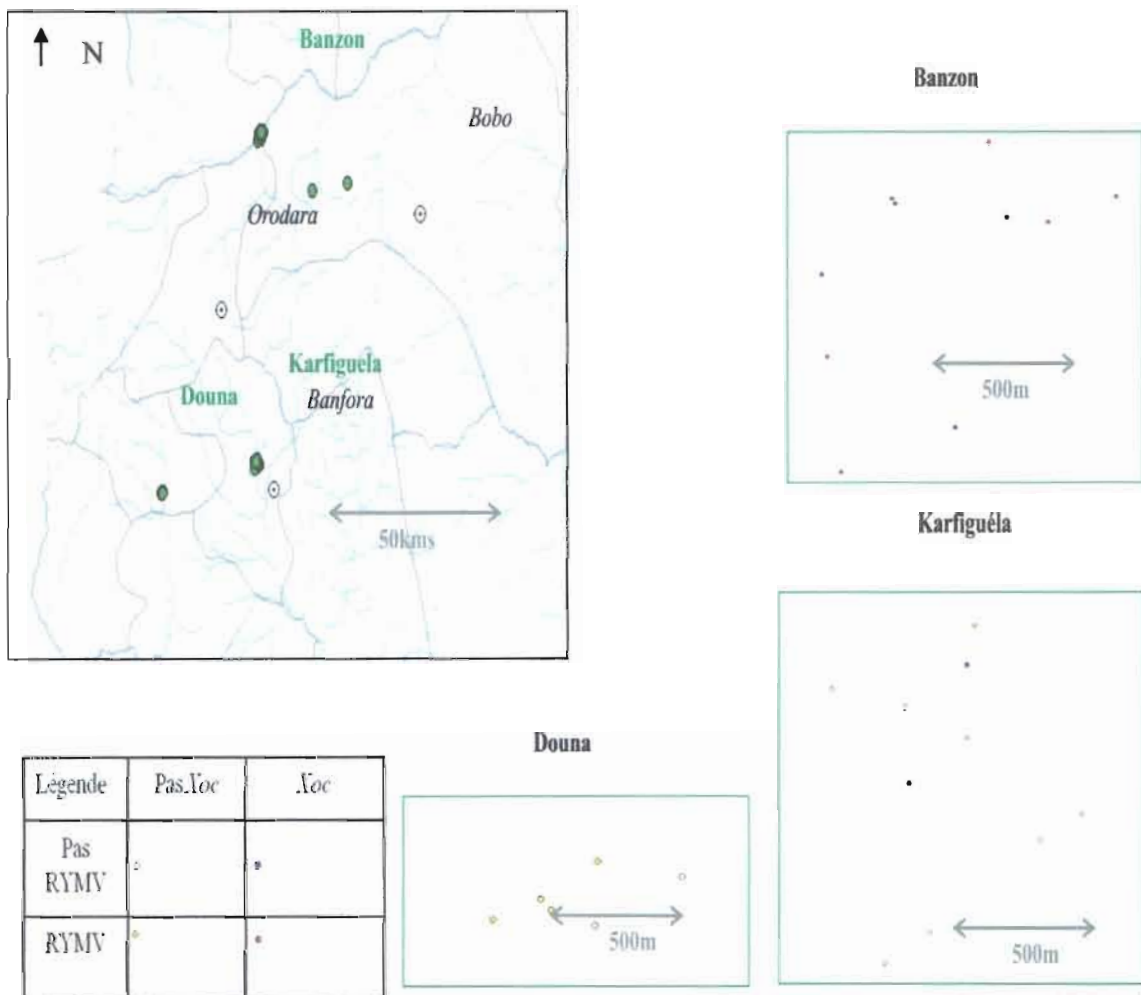


Figure 7 : Carte sanitaire des zones de l'étude

Par ailleurs, les enquêtes réalisées sur les parcelles ont révélé qu'à Bazon la majorité des parcelles ont connu des cas des épidémies de RYMV les années antérieures contrairement à Douna et Karfiguèla où la contrainte majeure décrite par les paysans était les mauvaises herbes qui infestent les rizières. D'autre part, les enquêtes révèlent que dans chacune des parcelles, une partie des récoltes constituent les semences de l'année suivante.

2.1.2 Résultat de l'isolement et de la détection de *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola*

Les sorties réalisées sur le terrain ont permis de collecter au total trente deux (32) échantillons de BLS dans l'ensemble des différentes zones de l'étude dont 27 à Bazon, 3 à Karfiguèla et 2 à Karangasso Sambla. Les isollements effectués sur ces échantillons n'ont pas donné de

souches malgré plusieurs tentatives. Ce sont les isollements réalisés à partir des symptômes obtenus par le test de pouvoir pathogène qui ont donné des colonies bactériennes à partir de la variété TS2 et FKR62N (Photo 15).

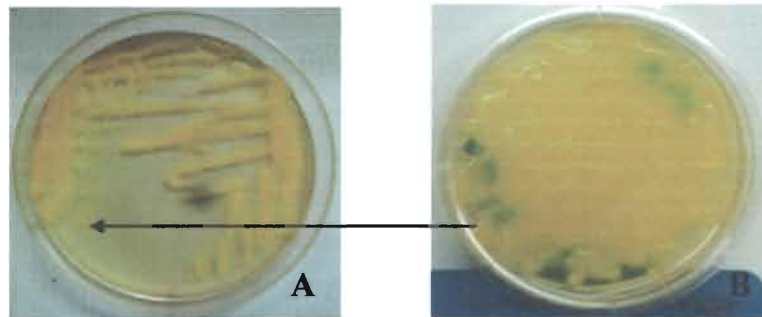


Photo 15: Isolement de colonies de *Xoc* : A=boîte soumise à la purification ; B=souche bactérienne pure

Par ailleurs, ces résultats ont pu être confirmés par la PCR Multiplex pour 28 échantillons. En effet, seulement quatre (4) échantillons identifiés comme du BLS visuellement se sont révélés négatifs en diagnostic moléculaire. Il s'agit de BZ02, BZ05, BZ07 et BZ10. L'échantillon BZ10 qui a servi à la PCR ne présentait pas de symptôme visuel de BLS. Ainsi 2/2 des échantillons BLS collectés à Karangasso, 3/3 à Karfiguéla et 23/27 à Banzon se sont révélés positifs par le diagnostic moléculaire.

Les photos 16 et 17 montrent les résultats de la migration sur gel de certains échantillons positifs et négatifs. Mais la présence de la première bande (commune à toutes les bactéries) dans le puits de l'échantillon négatif (BZ10, photo 17) confirme qu'il y a des bactéries dans cet échantillon même si ce n'est pas BLS.

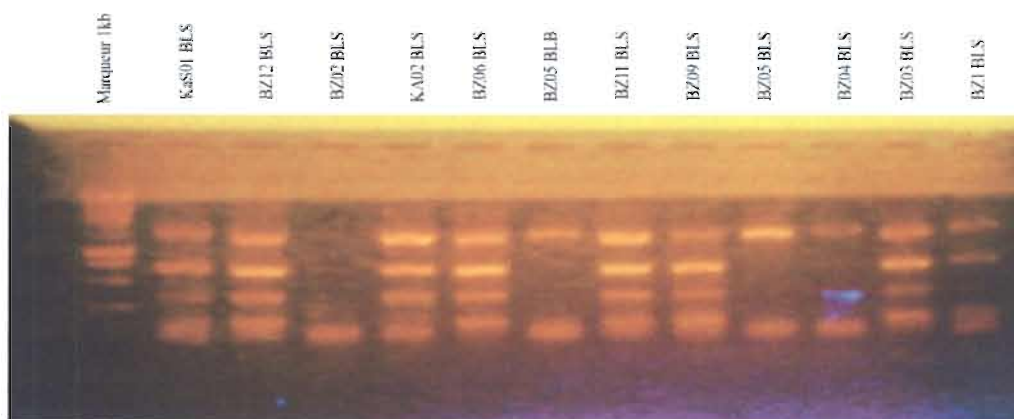


Photo 16 : Résultat PCR Multiplex

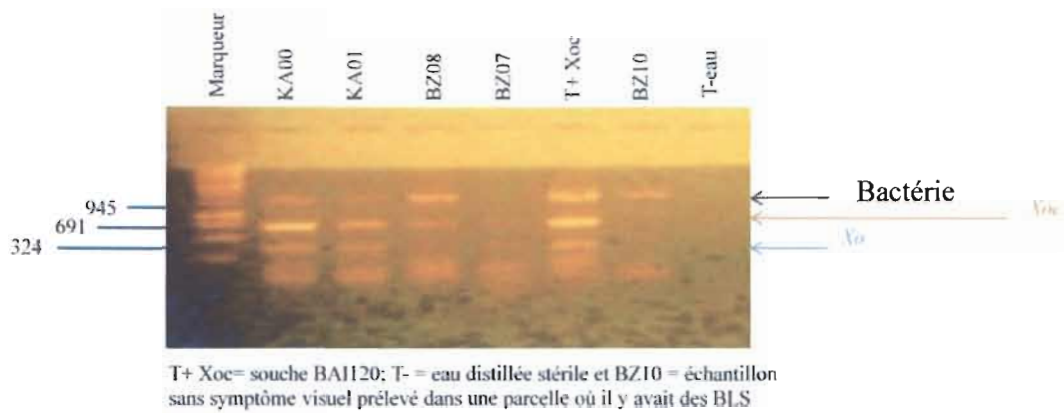


Photo 17 : Résultat PCR Multiplex avec les témoins

2.1.3 Résultat de la détection sérologique du RYMV

Sur les cinq sites de l'étude, deux ne présentaient aucun symptôme de RYMV. Ainsi, nos tests ELISA n'ont porté que sur deux cents quatre vingt six (286) échantillons choisis dans les parcelles où des symptômes de RYMV ont été observés. Ces 286 échantillons sont repartis dans les trois localités à savoir Banzon, Douna et Karfiguéla. Sur les 286 échantillons, 84 présentaient des symptômes de RYMV et 202 étaient collectés aléatoirement selon une grille (Figure 3) sans tenir compte des symptômes apparents de RYMV. Ces tests ELISA que nous avons réalisés montrent des colorations jaunes en cas de présence du virus et blanc en cas d'absence (Photo 18).

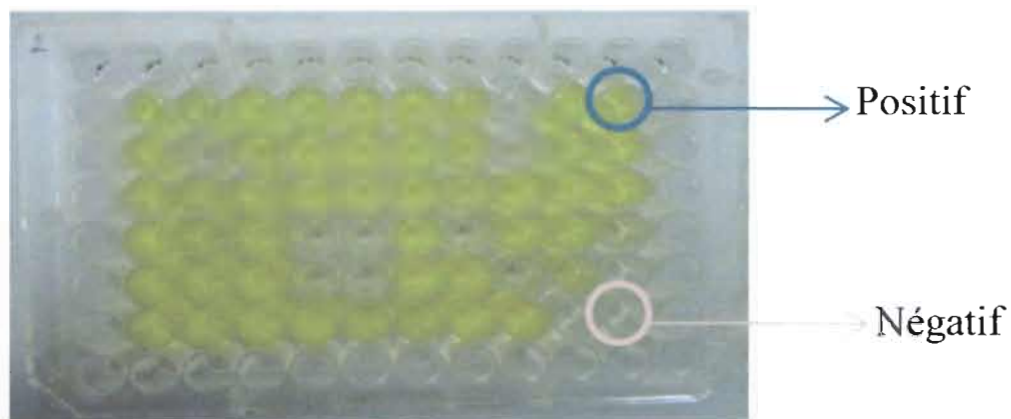


Photo 18 : Révélation sur plaque ELISA

A travers le seuil de détection que nous avons calculé pour chaque plaque ELISA, sur les 286 échantillons, 169 échantillons se sont révélés positifs dans l'ensemble.

Le test ELISA a révélé que parmi les 84 échantillons présentant les symptômes de RYMV, 73 (soit 86,90 %) se sont révélés positifs. La répartition par localité donne 35/44 à Banzon, 3/3 à Karfiguéla et 35/37 à Douna. Ainsi, onze (11) échantillons symptomatiques se sont révélés négatifs par ELISA.

Pourtant nous avons obtenu 169 positifs sur l'ensemble des 286 échantillons. Nous pouvons donc dire que sur les 202 échantillons collectés aléatoirement, 96 étaient infectés par RYMV. En effet, les échantillons ont été collectés dans des parcelles présentant des symptômes de RYMV. Les analyses de ces échantillons aléatoires donnent la prévalence du RYMV dans les différentes localités où il est présent. Ainsi, nous obtenons une prévalence moyenne de 77,48% (86/111) à Banzon et 49,21% (31/63) à Douna. A Karfiguéla il n'y a eu aucun échantillon aléatoire positif en diagnostic sérologique (Figure 8).

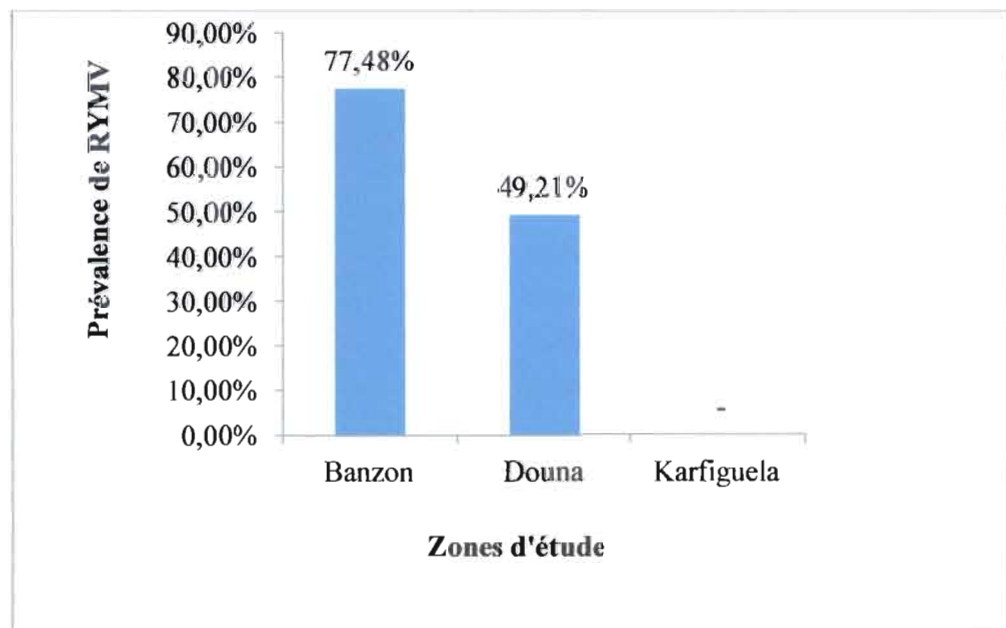


Figure 8: Prévalence du RYMV dans les zones de l'étude

2.1.4 Résultat de l'infection expérimentale

Sur les deux expériences de l'infection expérimentale que nous avons menées, respectivement sur 10 et 24 plantes des variétés FRKR62N sensibles à *Xoc*, seulement deux plantes (8%) de la FK62N manifesté de grandes lésions de symptômes de *Xoc* : une infection bactérienne simple et une co-infection. Les lésions des autres dépassent à peine le niveau du point d'infiltration (Photo 19a). Pourtant, toutes les plantes (100%) de la TS2 ont manifesté de

grandes lésions (Photo 19b). Cependant, par rapport aux symptômes de RYMV, c'est l'effet inverse. Toutes les plantes (100%) de FKR62N infectées par RYMV ont manifesté des symptômes caractéristiques de la panachure jaune alors que la TS2 n'a manifesté de symptômes que sur deux plantes (8%) (Photo 20).

Concernant les variétés résistantes à *Xoc* (FKR45N, FKR43, FKR19), aucune plante de chacune des trois variétés n'a manifestée de symptômes de *Xoc* ou de RYMV ni en infection bactérienne simple ni en co-infection (Photo 19c). Ainsi, la présence du RYMV n'a pas rompu la résistance à la bactérie.

Pour les variétés sensibles à *Xoc*, nous constatons que lorsque la plante est infectée par *Xoc* uniquement, la longueur des lésions semble moins élevée qu'en cas de co-infection *Xoc*-RYMV à 7 jours comme à 14 jours après inoculation. La Figure 9 montre la comparaison entre les moyennes des lésions en infection bactérienne simple et en co-infection.



Photo 19a : Lésions BLS sur FKR62N



Photo 19b : Lésions BLS sur TS2



Photo 19c : Plante résistante à *Xoc*



Photo 19d : Plante témoin

Photo 19 : Résultat de l'infection expérimentale



Photo 20 : Symptômes de RYMV sur la FKR62N (25 jours après inoculation)

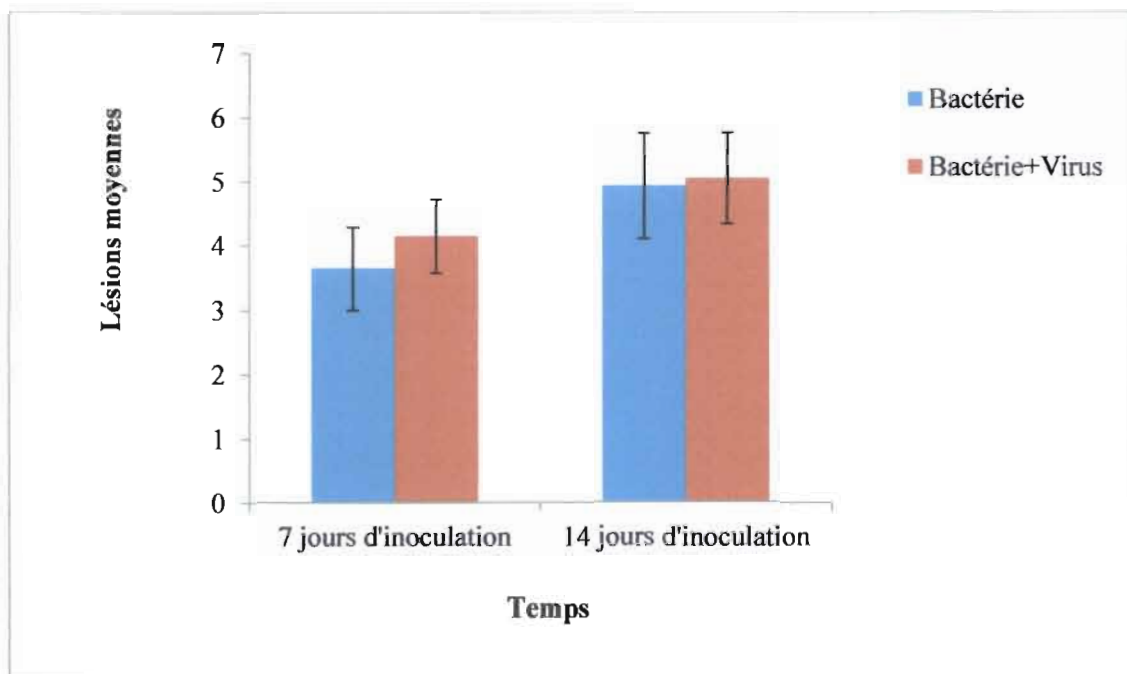


Figure 9: Evolution des moyennes des longueurs des lésions en infection simple et co-infection

Cependant, l'analyse statistique avec le logiciel R montre que ces différences ne sont pas significatives au seuil de 5%. En effet, nous avons obtenu pour la première expérience $p=0,33$ et $p=0,23$ respectivement à 7 jours et 14 jours après inoculation. Pour la deuxième expérience, nous avons respectivement à 7 jours et à 14 jours après inoculation $p=0,22$ et $p=0,81$.

Au niveau des infections virales, nous remarquons que la taille moyenne des plantes est très légèrement plus élevée en co-infection qu'en infection simple avec RYMV, quelle que soit la date de mesure (Figure 10). Mais ces différences ne sont pas significatives au seuil de 5%. Respectivement nous avons $p=0,57$; $p=0,65$; $p=0,70$; $p=0,65$; et $p=0,69$ le jour de l'inoculation, dix (10) jours après inoculation, dix sept (17) jours après inoculation, vingt-quatre (24) jours après inoculation et trente (30) jours après inoculation.

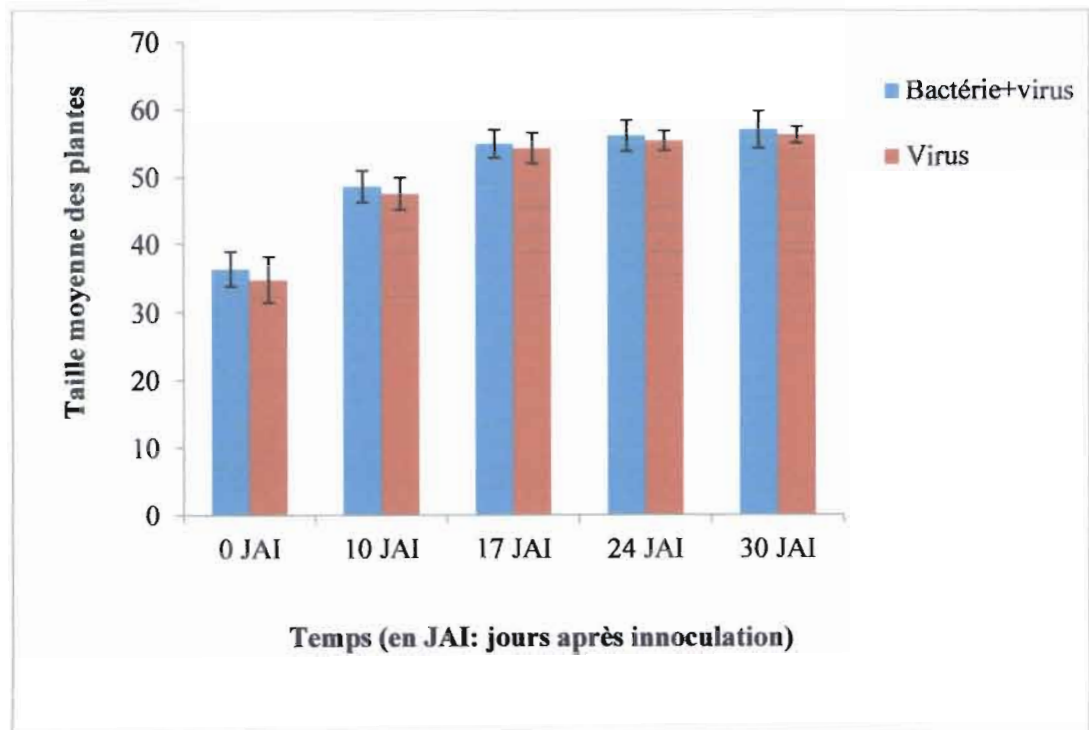


Figure 10: Evolution de la taille moyenne des plantes en infection virale simple par rapport aux co-infections

2.1.5 Résultat de la quantification bactérienne

Le résultat de la quantification nous montre, que la quantité bactérienne augmente de T_0 à T_1 tant en infection *Xoc* seul qu'en co-infection. De plus, lorsque la plante est infectée à la fois par RYMV et par *Xoc*, la quantité de bactéries dans la plante est plus élevée que lorsqu'elle est infectée uniquement par *Xoc* (Figure 11). Mais les différences entre infection simple et co-infection ne sont pas significatives au seuil de 5% ($p=0,84$ le jour de l'inoculation, $p=0,20$ une semaine après inoculation).

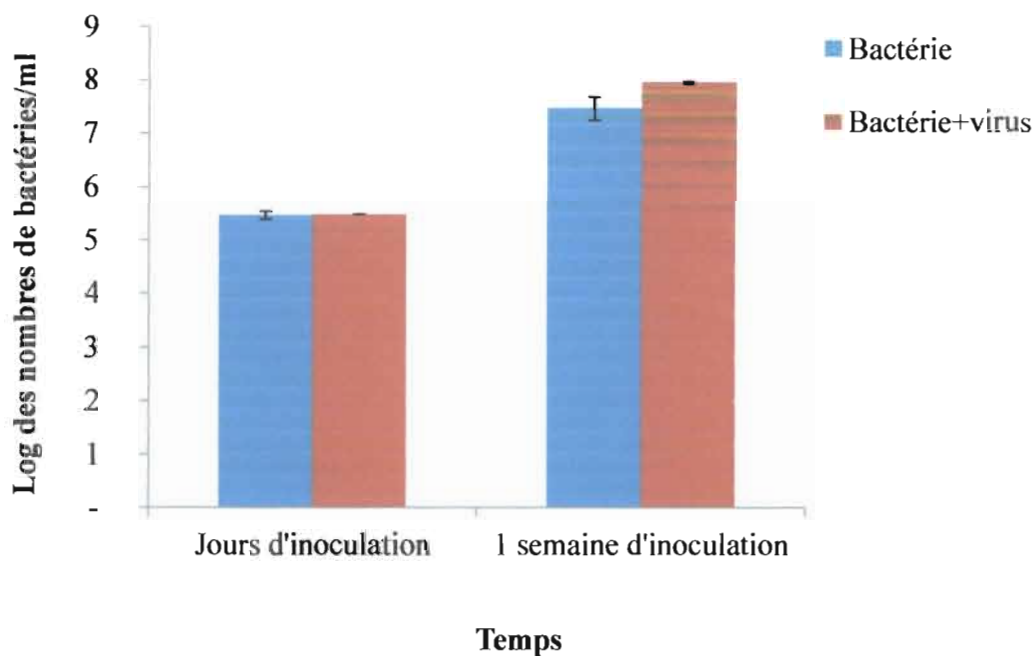


Figure 11: Evolution de la quantité de bactérie en co-infection et infection simple sur la variété TS2

2.2 Discussion

2.2.1 Analyse de la prévalence de RYMV et du BLS

Les enquêtes et collectes des échantillons réalisées dans les parcelles de riz à l'Ouest du Burkina Faso, notamment à Banzon, Douna, Karangasso Sambla, Karfiguéla et Souroukoudinguan, nous ont révélé que le BLS est très fréquent à Banzon (100% des parcelles infectées) de même que le RYMV (58%). Mais c'est surtout à Douna que 100% des parcelles sont infectées par le RYMV. Ces résultats semblent montrer que le RYMV infecte préférentiellement la variété FKR62N, tandis que le BLS serait plus fréquent sur la variété TS2. C'est d'ailleurs aussi à ces résultats qu'ont abouti nos expériences d'infections expérimentales. Cependant, ce résultat reste à confirmer car d'autres facteurs influencent la fréquence d'une maladie dans les rizières, tels que les pratiques culturales ou la variabilité des souches dans les différentes localités. L'analyse précise de ces facteurs aurait été nécessaire avant d'affirmer réellement que le RYMV est plus dommageable sur la FKR62N et que le BLS est plus dommageable sur la TS2. Selon Coulibaly *et al.*, (1999) toutes les variétés dites tolérantes et qui ont été développées par le Programme conjoint d'amélioration variétale de l'Association pour le développement de la riziculture en Afrique de l'Ouest (ADRAO) et l'Institut International d'Agriculture Tropicale (IITA) ont manifesté des niveaux de sensibilité

très variables dans les tests de comportement variétal au RYMV à travers les différents environnements rizicoles ouest-africains notamment, et parmi ces variétés figure la FKR62N. Concernant le BLS, Wonni *et al.* (2011) ont montré qu'il a été identifié pour la première fois au Burkina Faso sur les variétés TS2, FKR19 et FKR56N.

2.2.2 Analyse de l'identification du RYMV

Le test de diagnostic moléculaire utilisé pour l'identification du RYMV a révélé la présence du virus dans les échantillons asymptomatiques, qui se sont révélés faiblement positifs. Le test de diagnostic ELISA est donc sensible et détecte précocement le RYMV dans les feuilles de riz. Paradoxalement, quelques échantillons symptomatiques se sont révélés négatifs par ELISA. Nous pouvons pour cela avancer deux hypothèses : soit les symptômes ont été confondus avec ceux d'autres agents pathogènes, soit les échantillons ont été mal conservés, les protéines virales ne pouvant alors plus être détectées par ELISA. La première hypothèse reste quand même limitée du fait que 86,9% des échantillons symptomatiques se sont révélés porteurs du RYMV par ELISA. La deuxième hypothèse cependant est plus plausible étant donné que certains des échantillons testés en ELISA présentaient des moisissures dues à une trop petite quantité de silicagel dans les sachets qui les contenaient.

2.2.3 Analyse de l'isolement des souches de *Xoc*

Les isolements réalisés sur les échantillons prélevés directement dans les parcelles étudiées ne nous ont pas permis d'obtenir des souches. Seulement les symptômes induits à partir de l'inoculation des variétés TS2 et FKR62N avec des broyats de ces échantillons ont donné des colonies de *Xoc* après isolement. Cela pourrait s'expliquer par le fait que ces colonies ont été inhibées par des saprophytes du genre *Pantoea*. En effet, OEPP/EPPO (2007) affirme que les bactéries du genre *Pantoea* peuvent empêcher le développement des colonies *Xo* ou même si elles se développent, ce saprophyte peut modifier la coloration des colonies *Xo* et rendre difficile leur identification.

2.2.4 Analyse de la présence conjointe de RYMV et du *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola*

Tollenaere *et al.* (2016) ont montré qu'une même plante peut être attaquée simultanément par plusieurs agents pathogènes, et que dans cette condition de co-infection, le développement des

symptômes et la multiplication de l'agent pathogène sont souvent affectés. Dans le cas du riz, Wonni (2013) stipule que les symptômes de BLB et BLS peuvent apparaître simultanément avec des feuilles présentant les symptômes des deux maladies.

Les sorties sur le terrain nous ont permis de mettre en évidence des parcelles infectées simultanément par RYMV et *Xoc* à Banzon seulement. Ces cas de co-infection ont été observés sur la variété FKR62N uniquement, et sont fréquents puisqu'ils correspondent à 58% des parcelles étudiées à Banzon. Ce qu'il faut remarquer, c'est que parmi les cinq (05) sites d'études, c'est Banzon qui présente une forte fréquence des deux maladies.

2.2.5 Analyse des infections expérimentales

Les résultats des infections expérimentales donnent des tendances d'augmentation de la longueur de lésions bactériennes (*Xoc*) sur les variétés sensibles TS2 et FKR62N lorsque les plantes sont simultanément infectées par le virus RYMV, par rapport au témoin sans virus. Toutefois, ces différences ne sont pas significatives. Aussi, la quantité de bactéries *Xoc* contenue dans la plante infectée uniquement par *Xoc* n'est pas significativement différente de la quantité de bactérie contenue dans la plante co-infectée. Ces résultats concordent avec ceux de Midahuen (2013) qui a montré que même si les stries bactériennes (symptômes liés à *Xoc*) sont légèrement plus grandes sur les plantes co-infectées par *Xoc*-RYMV que les plantes infectées uniquement par *Xoc*, cette différence n'est pas significative. Nous ne détectons donc pas d'effet de la présence du RYMV sur les symptômes de *Xoc* chez les variétés sensibles. En revanche, les résultats de Midahuen (2013) montrent qu'on observe un effet significatif de *Xoc* sur les symptômes viraux car ces symptômes viraux sont plus importants en cas de co-infection par rapport aux témoins infectés par le virus seulement. Cet effet se retrouve pour les traitements où le RYMV est inoculé en premier. Mais dans le cas où *Xoc* est inoculé en premier comme dans notre expérience, il n'y a pas d'effet de *Xoc* significatif sur le RYMV. Il faut cependant noter que Midahuen (2013) a travaillé sur les isolats viraux d'origine tanzanienne et une souche du Burkina Faso collectée à Karfiguela. Gnacko (2014) a montré que l'étude d'une combinaison unique ne permettrait pas de conclure de façon générale sur la nature de l'interaction entre deux espèces de pathogènes. La prise en compte de la diversité intra-spécifique dans les expériences de co-infection visant à mettre en évidence des interactions inter-espèces de pathogènes est donc nécessaire.

Nos expériences n'ont pas pris en compte les variabilités entre les différentes souches et isolats que ce soit au niveau des bactéries qu'au niveau du virus.

Au niveau des variétés résistantes, il faut noter que c'est la toute première fois que l'effet de la co-infection RYMV-*Xoc* sur la résistance de variétés à *Xoc* est testé. Nous n'avons détecté aucun symptôme de *Xoc* ou de RYMV sur aucune des plantes. Nous concluons donc que la présence du RYMV n'a pas pu rompre la résistance des variétés à *Xoc*, dans les conditions expérimentales de notre étude.

Conclusion et perspectives

L'accroissement démographique de la population burkinabè et les changements des habitudes alimentaires dans les villes ont engendré une augmentation de la consommation du riz au Burkina Faso. Cependant, la production nationale de riz du pays demeure faible et ne couvre que 47% des besoins du pays. Cela s'explique en partie par les maladies du riz notamment la panachure jaune du riz (RYMV), le flétrissement bactérien (BLB) et les stries bactériennes (BLS). Des cas de co-infection entre les différents pathogènes de ces maladies dont la co-infection *Xoo-Xoc* et *Xoc-RYMV* ont été rapportés dans des conditions artificielles et en milieu réel. Notre étude a montré que le virus RYMV et la bactérie *Xoc* co-existent dans les parcelles de riz notamment dans un foyer de maladie comme Banzon. Afin de savoir s'il y avait une interaction entre ces deux pathogènes nous avons mené des infections expérimentales qui ont révélé qu'il n'y a pas d'effet du virus sur le développement des symptômes bactériens, bien qu'une tendance soit observée. Il faut noter toutefois que notre étude n'a pas pris en compte les diversités inter et intra espèces de pathogènes. Si toutefois on observait un effet réciproque virus/bactérie sur la multiplication des pathogènes, alors le fait que ces deux populations co-existent dans les mêmes champs fait que la co-infection pourrait influencer l'évolution des populations.

Comme perspectives, nous préconisons :

- De prendre en compte l'analyse des souches en présence dans ces localités, avec une caractérisation génétique et pathogénique :
- De tenir compte de la diversité inter et intra espèce de pathogènes pour mieux évaluer les contextes de co-infections :
- De réaliser aussi des prospections dans d'autres sites rizicoles du Burkina Faso où le RYMV et le *Xoc* sont présents afin de comparer les différents niveaux de co-infection :
- D'évaluer l'existence d'autres interactions entre agents pathogènes, tels que les interactions champignons-bactéries ou champignons-virus, voire même des interactions tripartites champignons-bactéries-virus.

Références bibliographiques

- ADRAO, 2000.** Rapport annuel ADRAO : le virus de la panachure jaunç du riz, 27-37.
- ANONYME, 2011.** Guide pratique pour la gestion intégrée de la production du riz irrigue, 10p.
- BA N. M., DAKUO D., NACRO S., 2008.** Seasonal abundance of lepidopteran stemborers and diopsid flies in irrigated fields of cultivated (*Oryza sativa*) and wild rice (*Oryza longistaminata*) in western Burkina Faso, *International journal of Tropical Insect Science*. 28 (01): 30-36.
- BADINI Z., OUEDRAOGO S., KABORE M., SINON / KIEMTORE M., 2010.** Stratégie pour une relance durable de la filière riz au Burkina Faso, Comité Interprofessionnel du Riz Burkina Faso C I R B. 93p.
- BRENIERE J., 1983.** Principal insect pests of rice in West Africa and their control. ADRAO. Bouaké. Côte d'Ivoire. Nwilenc F. E., Sanyang S., Traore A. K., Togola A., Goergen G., Agunbiade T. A., 2008. Rice Stem Borers: Biology, Ecology and Control – Field Guide and Technical Manual. Africa Rice Center (WARDA). Cotonou, Benin: 28 p.
- BUDDENHAGEN I. W., VUONG H. H., BA D. D., 1979.** Bacterial blight found in Africa. *Int. Rice. Res. Newsl.* 4 pp 11.
- CABI, 2011.** Crop Protection Compendium. <http://www.cabi.org/cpc/> téléchargé le 09/09/2015.
- CLARK M. F, ADAMS A. N., 1977.** Characteristics of a microplate method 7. of enzyme-linked immunosorbent assay for detection of plant viruses. *J. Gen. Virol.* 34, 475-483.
- COULIBALY M. M'B., KONATE G., ZONGO J. D., 1999.** Criblage variétal du riz pour la résistance au RYMV au Sahel, Science et Médecine, *Revue CAMES - Série A*, vol. 01, 7-13.
- DEP, 2009.** Rapport annuel. Analyse de la compétitivité de la filière riz local au Burkina Faso. 89p.
- DRABO A., 2004.** Plan d'Actions Pour la Filière Riz. Observatoire National de la filière Riz (ONRIZ) du Burkina Faso, Atelier Régional sur la compétitivité des filières riz, dynamiques commerciales et accords commerciaux régionaux et internationaux Bamako du 10 au 14 mai

2004. Projet de Renforcement de l'Informations aux Acteurs des Filières Rizicoles (PRIAF Riz), 17p.

FAO, 2012. Analyse Des Incitations Et Pénalisations Pour Le Riz Au Burkina Faso, 44p.

FAO, 2013. Rapport sur l'amélioration de la production de riz en Afrique de l'Ouest : produire mieux avec peu, 4p.

GHESQUIERE A., AHMADI N., ALBAR L., FARGETTE D., JONES M., LORIEUX M., NDJIONDJOP M.N., SOIRO F., 2005. Améliorer le riz pour l'Afrique: résistance au virus de la panachure jaune du riz et potentiel d'amélioration génétique de la variété O. glaberrima. In Despréaux D., Frison E., Hubert B. et Lantin M. , LA FRANCE et le CGIAR: des résultats scientifiques pour la recherche agricole et internationale, pp 31-35;

GNACKO F., 2014. Co-infections virus/bactérie chez le Riz et mécanisme de RNA silencing. Master 1 Biologie des Plantes et des Micro-organismes, Biotechnologies et Bioprocédés Spécialité Biologie des Plantes. Université de Montpellier II, Montpellier, France, 44p.

GONZALEZ C., SZUREK B., MANCEAU C., MATHIEU T., SÉRÉ Y., VERDIER V., 2007. Molecular and pathotypic characterization of new *Xanthomonas oryzae* strains from West Africa. *Mol Plant Microbe Interact* 20: 534-546 :

HUBERT J. G., PINEL-GALZI A., DIBWE D., CINYABUGUMA E., KABORÉ A., FARGETTE D., SILUÉ D., HÉBRARD E., SÉRÉ Y. 2013. First Report of Rice Yellow Mottle on Rice in the Democratic Republic of Congo. *APS*, Vol 97, Number 12: P. 1664.

LANG J. M., HAMILTON J. P., DIAZ M. G. Q., VAN SLUYS M. A., BURGOS M. A. G., VERA CRUZ C. M., BUELL C. R., TISSERAT N. A., LEACH J. E., 2010. Genomics-based diagnostic marker development for *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* and *X. oryzae* pv. *oryzicola*. *Plant Dis.* 93:311319.

LOEBENSTREIN G., THOTTPPILLY G., 2003. Virus and Virus-like Diseases of Major Crops in Developing Countries, 800p.

LONGUE D.R.S., PINEL A., SEMBALLA S., ZINGA I., FARGETTE D., TRAORÉ O. 2014. First report of RYMV in Rice in the Central African Republic. *APS*, vol 98 Number 1 : P. 162.

- MARIASA. 2014.** Résultats définitifs de la campagne agricole 2013/2014 et perspective de la situation alimentaire et nutritionnelle, 72p.
- MARIASA, 2015.** Résultats définitifs de la campagne agricole 2014/2015 et perspective de la situation alimentaire et nutritionnelle, 70p.
- MASA, 2013.** Situation de référence des principales filières agricoles au Burkina Faso, version finale, 208p.
- MENDEZ DEL VILLAR P., BAUER J. M., MAIGA A., LAOUALI I., 2011.** Crise rizicole. évolution des marchés et sécurité alimentaire en Afrique de l'Ouest, 61p.
- MIDAHUEN R., 2013.** Mise en évidence expérimentale d'interactions entre différentes espèces de pathogènes infectant le riz (*oryza sp.*) : le virus de la panachure jaune du riz et *xanthomonas oryzae*. 27p.
- NDIKUMANA I., GASORÉ R., ISSAKA S., PINEL A., ONASANYA A., HASSANI-MEHRABAN A., FARGETTE D., PETERS D., SÉRÉ Y., 2011.** Rice yellow mottle virus in rice in Rwanda: First report and evidence of strain circulation. *New Disease Reports*, 23: 18.
- NDIKUMANA I., PINEL A., NEGUSSIE Z., N'CHIMBIMSOLLA S., NJAU P., SINGH R. K., CHOI I. R., BIGIRIMANA J., FARGETTE D., HÉBRARD E., 2012.** First report of Rice Yellow Mottle Virus on Rice in Burundi. *APS*. Vol. 96, Number 8: P. 1230.
- NINO-LIU D. O., RONALD P. C., BOGDANOVA A. J., 2006.** *Xanthomonas oryzae* pathovars: model pathogens of a model crop. *Mol. Plant Pathol.* 7:303-324.
- NOTTEGHEM J-L., 1989.** La création de variétés résistantes: cas du riz et de la pyriculariose. Bulletin de la Société Botanique de France. *Actualités Botaniques*, 136:3-4, 227-237. (<http://dx.doi.org/10.1080/01811789.1989.10826977>)
- OEPP/EPPO, 2007.** *Xanthomonas oryzae*. Bulletin OEPP/EPPO Bulletin 37, 543–553.
- OU S. II., 1973.** A handbook of rice diseases in the tropics , The International Rice Research Institute. Los Banos, Laguna, Philippines, 60p.
- OUATTARA Y., ZIGANI I. M., SOGUIRI II., COMPAORE A., DEMBELE I., SEGDA Z., OUEDRAOGO A., THIO B., 2011,** stratégie nationale de développement de la riziculture au Burkina Faso. 43p.

- OUEDRAOGO I., 2008.** Incidence de l'helminthosporiose du riz au Burkina Faso et caractérisation des populations de l'agent pathogène [*Bipolaris oryzae* (Breda de Haan) Shoemaker]. Thèse de Docteur unique à l'Université de Ouagadougou, Burkina Faso, 135p.
- OUEDRAOGO M., OUEDRAOGO S., YELEMOU C. P., DIALLO B., 2011.** Analyse de la compétitivité du riz local au Burkina. Résumé N° 5- 2011-12, 8p.
- OUEDRAOGO S. I., SOMDA I., WONNI I., SERÉ Y., 2007.** Etude de la résistance au flétrissement bactérien de lignées inter- et Intra spécifiques de riz de bas-fonds en conditions d'infestation artificielles. *African Crop Science Journal*, Vol. 15, No. 4, pp. 191 - 199 ISSN 1021-9730/2007 Printed in Uganda.
- OUEDRAOGO I., SERE Y., 1996.** La marbrure jaune du riz (Rice yellow mottle virus) : une nouvelle menace pour la riziculture au Burkina Faso. *Sahel IPM* 10, 9-13. *Physiology Molecular Plant Pathology* 59, 309-316.
- OUEDRAOGO S. I., SOMDA I., BORO F., SERE Y., 2004.** Détection et caractérisation des bactéries phytopathogènes transmises par les semences du riz au Burkina Faso, (ASIA), *Agronomie Africaine* 16(2): 9-17.
- SARRA S. et Dick P., 2003.** *Rice yellow mottle virus* Is Transmitted by Cows, Donkeys, and Grass Rats in Irrigated Rice Crops. *Plant Disease* / Vol. 87 No. 7, 804-808.
- SARRA S., OEVERING P., GUINDO S. P. D., 2004.** Wind-mediated spread of Rice yellow mottle virus (RYMV) in irrigated rice crop. *Plant Pathology* 53, 148153.
- SAWADOGO A. ET THIO B., 1997.** Les nématodes racinaires du riz irrigué au Burkina Faso et à l'office du Niger au Mali. In irrigated rice in the Sahel: Prospects for sustainable development. ADRAO. Bouaké. pp 301-309.
- SAWADOGO A., THIO B., KONATÉ A., ABDOULAYE II., 1994.** Inventaire des nématodes associés au riz irrigué au Sahel du Burkina et à l'Office du Niger au Mali. *Nuisibles-Pests-Pragas*, Vol. 2, N° 02, 130-148.
- SCEREN I. S., 2012.** **Dénombrement en milieu solide (masse, surface), 24p.**
- SÉRÉ Y., ONASANYA A., AFOLABI A., MIGNOUNA II. D., AKATOR K., 2007.** Genetic diversity of the blast fungus, *Magnaporthe grisea* (Hebert) Barr, in Burkina Faso, *African Journal of Biotechnology* Vol. 6 (22), 2568-2577, (<http://www.academicjournals.org/AJB>).
- SÉRÉ Y., ONASANYA A., VERDIER V., AKATOR K., OUEDRAGO I. S., SEGDA Z., COULIBALY M. M., SIDO A. Y., BASSO A., 2005.** Rice Bacterial Leaf Blight in West

Africa: Preliminary studies on disease in Farmers Field and Screening released Varieties for Resistance to the bacteria. *Asian Journal of Plant Sciences* 4: 577-579.

SY A., 2014. La panachure jaune du riz en Afrique : importance économique et stratégies de gestion. Communication à l'Académie des Sciences, Inscriptions et Belles-Lettres de Toulouse le 10 avril 2014. 10p.

TOLLENAERE C., LACOMBE S., CUNNAC S., HEBRARD E., DOUANIO M., 2016. Virus-Bacteria interactions in African Rice Fields: insights into molecular mechanisms and evolutionary consequences of within-plant multiple infections, 12p.

TRAORE O., PINEL-GALZ A., SOULEY I., POULICARD N., JAMEL A., AKE S., GHESQUIERE A., SERE Y., KONATE G., HEBRARD E., FARGETTE D., 2010. The adaptation of Rice yellow mottle virus to the eIF(iso)4G-mediated rice resistance. *Virology* 408, 103-108.

TRAORE O., PINEL-GALZI A., HEBRARD E., GUMEDZOE Y. D., FARGETTE D., TRAORE A. S., KONATE G., 2006. Occurrence of Resistance-Breaking Isolates of Rice yellow mottle virus in West and central Africa. *Plant Disease* 90, 259-263.

TRAORE O., PINEL-GALZI A., SORHO F., SARRA S., RAKOTOMALALA M., SANGU E., KANYEKA Z., SERE Y., KONATE G., FARGUETTE D., 2009. A reassessment of the epidemiology of *Rice Yellow Mottle Virus* following recent advances in field and molecular studies. *Virus Research* 141, 258-267.

UNPRB, 2011. Rapport de l'Union Nationale des Producteurs de riz du Burkina, 36p.

WONNI I., 2013. Les bactérioses du riz dues aux *Xanthomonas oryzae* au Burkina Faso : diversité et identification de sources de résistance adaptées. Thèse de Docteur unique, Université Montpellier II. Montpellier, France. 256p.

WONNI I., OUEDRAOGO L., VERDIER V., 2011. First report of Bacterial Leaf streak caused by *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola* on Rice in Burkina Faso, *Plant Disease Notes* volume 95, Number 1, 72.

Site consulté le 09/09/2015:

www.AfricaRice.org

www.IRRI.org

<http://www.africarice.org/publications/PLAR/techmanual-fr/reference24.pdf>

<http://apsjournals.apsnet.org/doi/abs/10.1094/PDIS-06-14-0626-PDN>

Annexes

Annexe1 : Liste des échantillons collectés

Zone	parcelle	Cellule	Symptôme suspecte
Banzon	BZ01	A1	Cœur d'oignon
Banzon	BZ01	A1	BLB
Banzon	BZ01	A1	Pyriculariose
Banzon	BZ01	A1	Cercosporioses
Banzon	BZ01	B2	BLB
Banzon	BZ01	B2	Cercosporioses
Banzon	BZ01	B2	Autre co-infection avec helminthosporiose
Banzon	BZ01	C3	non déterminé
Banzon	BZ01	C3	non déterminé
Banzon	BZ01	D4	non déterminé
Banzon	BZ01	D4	non déterminé
Banzon	BZ02	A1	RYMV_BLS BLS, rhynchosporiose, pseudomonas,
Banzon	BZ02	A1	Cercosporioses
Banzon	BZ02	A1	BLS_RYMV
Banzon	BZ02	A1	BLS_RYMV
Banzon	BZ02	B2	BLB
Banzon	BZ02	B2	BLB
Banzon	BZ02	B2	non déterminé
Banzon	BZ02	C3	non déterminé
Banzon	BZ02	C3	non déterminé
Banzon	BZ02	C3	non déterminé
Banzon	BZ02	D4	non déterminé
Banzon	BZ02	A1	RYMV
Banzon	BZ02	A1	RYMV
Banzon	BZ02	A1	RYMV_BLS
Banzon	BZ02	A1	RYMV_BLS
Banzon	BZ02	B2	RYMV
Banzon	BZ02	B2	RYMV
Banzon	BZ02	C3	RYMV
Banzon	BZ02	C3	RYMV
Banzon	BZ02	C3	non déterminé
Banzon	BZ02	D4	RYMV
Banzon	BZ02	D4	RYMV
Banzon	BZ02	D4	non déterminé
Banzon	BZ03	A1	non déterminé
Banzon	BZ03	B2	non déterminé
Banzon	BZ03	C3	non déterminé
Banzon	BZ03	D4	non déterminé
Banzon	BZ04	C3	non déterminé
Banzon	BZ04	C3	non déterminé

Banzon	BZ04	B2	non déterminé
Banzon	BZ04	B2	non déterminé
Banzon	BZ04	C3	BLB__BLS
Banzon	BZ04	C3	non déterminé
Banzon	BZ04	C3	non déterminé
Banzon	BZ04	D4	RYMV
Banzon	BZ04	D4	RYMV
Banzon	BZ04	D4	RYMV
Banzon	BZ04	D4	non déterminé
Banzon	BZ04	hors cellule	RYMV
Banzon	BZ04	hors cellule	non déterminé
Banzon	BZ05	A1	non déterminé
Banzon	BZ05	B2	non déterminé
Banzon	BZ05	C3	non déterminé
Banzon	BZ05	D4	non déterminé
Banzon	BZ06	D4	BLS
Banzon	BZ06	A1	BLB
Banzon	BZ06	A1	BLS
Banzon	BZ06	B2	BLB
Banzon	BZ06	B2	BLS
Banzon	BZ06	C3	BLB
Banzon	BZ06	C3	BLS
Banzon	BZ06	B2	RYMV
Banzon	BZ06	B2	RYMV
Banzon	BZ07	A1	non déterminé
Banzon	BZ07	B2	non déterminé
Banzon	BZ07	C3	non déterminé
Banzon	BZ07	D4	RYMV
Banzon	BZ07	D4	non déterminé
Banzon	BZ07	hors cellule	non déterminé
Banzon	BZ08	A1	non déterminé
Banzon	BZ08	B2	non déterminé
Banzon	BZ08	C3	non déterminé
Banzon	BZ08	D4	non déterminé
Banzon	BZ09	D4	BLS
Banzon	BZ09	C3	BLB
Banzon	BZ09	A1	BLB
Banzon	BZ09	A1	BLS
Banzon	BZ09	D4	RYMV
Banzon	BZ09	D4	RYMV
Banzon	BZ09	D4	Helminthosporiose
Banzon	BZ09	D4	Rhynchosporiose
Banzon	BZ09	C3	Rhynchosporiose
Banzon	BZ09	C3	RYMV

Banzon	BZ09	C3	RYMV
Banzon	BZ09	C3	RYMV
Banzon	BZ09	B2	Rhynchosporiose
Banzon	BZ09	B2	RYMV
Banzon	BZ09	B2	RYMV
Banzon	BZ09	B2	RYMV
Banzon	BZ10	A1	RYMV
Banzon	BZ10	A1	RYMV
Banzon	BZ10	A1	RYMV
Banzon	BZ10	hors cellule	RYMV
Banzon	BZ10	hors cellule	RYMV
Banzon	BZ10	hors cellule	non déterminé
Banzon	BZ10	D4	RYMV
Banzon	BZ10	D4	non déterminé
Banzon	BZ10	D4	non déterminé
Banzon	BZ10	D4	non déterminé
Banzon	BZ10	A1	non déterminé
Banzon	BZ10	A1	non déterminé
Banzon	BZ10	A1	non déterminé
Banzon	BZ10	B2	RYMV
Banzon	BZ10	B2	RYMV
Banzon	BZ10	B2	non déterminé
Banzon	BZ10	C3	RYMV
Banzon	BZ10	C3	RYMV
Banzon	BZ10	C3	RYMV
Banzon	BZ10	C3	RYMV
Banzon	BZ10	C3	non déterminé
Banzon	BZ11	B2	BLB
Banzon	BZ11	B2	BLS
Banzon	BZ11	A1	BLB
Banzon	BZ11	A1	BLS
Banzon	BZ11	D4	BLS
Banzon	BZ11	D4	BLB
Banzon	BZ11	D4	BLB
Banzon	BZ11	D4	BLS
Banzon	BZ11	C3	BLS
Banzon	BZ11	C3	BLB
Banzon	BZ11	C3	BLS
Banzon	BZ11	A1	RYMV
Banzon	BZ11	A1	RYMV
Banzon	BZ11	A1	RYMV
Banzon	BZ11	A1	Rhynchosporiose
Banzon	BZ11	A1	Rhynchosporiose

Banzon	BZ11	B2	Pyriculariose
Banzon	BZ11	B2	Rhynchosporiose
Banzon	BZ11	B2	RYMV
Banzon	BZ11	B2	RYMV
Banzon	BZ11	B2	RYMV
Banzon	BZ11	C3	Rhynchosporiose
Banzon	BZ11	C3	RYMV
Banzon	BZ11	C3	RYMV et panicules vides
Banzon	BZ11	C3	RYMV et panicules vides
Banzon	BZ11	D4	RYMV
Banzon	BZ11	D4	RYMV
Banzon	BZ11	D4	RYMV
Banzon	BZ11	D4	Rhynchosporiose
Banzon	BZ12	C3	BLS
Banzon	BZ12	B2	BLS
Banzon	BZ12	B2	BLB
Banzon	BZ12	A1	BLB
Banzon	BZ12	A1	BLS
Banzon	BZ12	D4	BLS
	Prospection		
Banzon	P1	na	BLB
	prospection.		
Banzon	P1	na	BLS
	prospection.		
Banzon	P1	na	BLS
	prospection.		
Banzon	P1	na	BLB
	prospection.		
Banzon	P1	na	BLB
	prospection.		
Banzon	P1	na	BLS
	prospection.		
Banzon	P1	na	non déterminé
	prospection.		
Banzon	P1	na	RYMV
	prospection.		
Banzon	P1	na	RSNV
	prospection.		
Banzon	P3	na	BLB_BLS
	prospection.		
Banzon	P3	na	RYMV
	prospection.		
Banzon	P3	na	RYMV
Banzon	prospection.	na	RYMV

	P3		
	prospection.		
Banzon	P3	na	RYMV
	prospection.		
Banzon	P3	na	RYMV
	prospection.		
Banzon	P3	na	RYMV
	prospection.		
Banzon	P3	na	BLS
	prospection.		
Banzon	P3	na	BLB, BLS
Banzon	prospection	na	RYMV
Douana	DN01	B2	BLB
Douana	DN01	D4	BLB
Douana	DN01	A1	RYMV
Douana	DN01	A1	RYMV
Douana	DN01	A1	RYMV
Douana	DN01	A1	RYMV
Douana	DN01	A1	RYMV
Douana	DN01	A1	BLB
Douana	DN01	B2	RYMV
Douana	DN01	B2	RYMV
Douana	DN01	B2	RYMV
Douana	DN01	B2	Cercosporioses
Douana	DN01	C3	RYMV
Douana	DN01	C3	RYMV
Douana	DN01	C3	RYMV
Douana	DN01	C3	Cercosporioses
Douana	DN01	C3	Cecidomie
Douana	DN01	D4	RYMV
Douana	DN01	D4	RYMV
Douana	DN02	A1	BLB
Douana	DN02	A1	RYMV
Douana	DN02	A1	RYMV
Douana	DN02	A1	RYMV
Douana	DN02	A1	Cercosporioses
Douana	DN02	B2	RYMV
Douana	DN02	B2	RYMV
Douana	DN02	B2	RYMV
Douana	DN02	C3	RYMV
Douana	DN02	C3	RYMV
Douana	DN02	D4	RYMV
Douana	DN02	D4	RYMV
Douana	DN02	D4	RYMV

Douana	DN02	hors cellule	RYMV
Douana	DN03	D4	BLB
Douana	DN03	C3	BLB
Douana	DN03	A1	Pyriculariose, cercosporioses
Douana	DN03	A1	RYMV
Douana	DN03	B2	Pyriculariose, cercosporioses
Douana	DN03	B2	RYMV
Douana	DN03	C3	Pyriculariose, cercosporioses
Douana	DN03	D4	RYMV
Douana	DN04	B2	BLB
Douana	DN04	D4	BLB
Douana	DN04	A1	Cercosporioses
Douana	DN04	B2	RYMV
Douana	DN04	B2	Pyriculariose, cercosporioses
Douana	DN04	C3	RYMV
Douana	DN04	C3	RYMV
Douana	DN04	C3	RYMV
Douana	DN04	C3	RYMV
Douana	DN04	C3	Pyriculariose, cercosporioses
Douana	DN04	D4	RYMV
Douana	DN04	D4	RYMV
Douana	DN04	D4	RYMV
Douana	DN04	D4	Pyriculariose, cercosporioses
Douana	DN04	hors cellule	RYMV
Douana	DN04	hors cellule	RYMV
Douana	prospection	Douana 612	RYMV
Karangasso	KS01	A1	BLS
Karangasso	KS01	A1	panicules vides
Karangasso	KS01	A1	Helminthosporiose
Karangasso	KS01	A1	Autre champignon
Karangasso	KS01	B2	Pyriculariose, BLS
Karangasso	KS01	B2	Autre champignon
Karangasso	KS01	C3	Pyriculariose
Karangasso	KS01	D4	Pyriculariose, cercosporioses
Karfiguéla	KA08	A1	Cercosporioses/Pyriculariose
Karfiguéla	KA08	A1	BLB
Karfiguéla	KA08	B2	Cercosporioses/Pyriculariose
Karfiguéla	KA02	D4	BLS
Karfiguéla	KA02	D4	BLB
Karfiguéla	KA02	A1	BLB
Karfiguéla	KA02	C3	BLB
Karfiguéla	KA02	C3	BLS
Karfiguéla	KA02	B2	BLB
Karfiguéla	KA02	B2	BLS

Karfiguéla	KA02	A1	BLB
Karfiguéla	KA02	A1	panicules vides
Karfiguéla	KA02	A1	Pyriculariose, cercosporioses
Karfiguéla	KA02	B2	Pyriculariose, cercosporioses
Karfiguéla	KA02	C3	BLB et rhynchosporiose
Karfiguéla	KA02	C3	Pyriculariose, cercosporiosesporiose
Karfiguéla	KA02	D4	Cecidomie
Karfiguéla	KA02	D4	Cercosporioses, Helminthosporioses
Karfiguéla	KA03	A1	BLB
Karfiguéla	KA03	D4	BLB
Karfiguéla	KA03	C3	BLB
Karfiguéla	KA03	A1	Cercosporioses, Helminthosporiose
Karfiguéla	KA03	B2	Pyricularios, cercosporioses
Karfiguéla	KA03	C3	Pyriculariose, helminthosporiose,
Karfiguéla	KA03	D4	Pyriculariose, cercosporioses
Karfiguéla	KA05	B2	BLB
Karfiguéla	KA05	A1	BLB
Karfiguéla	KA05	A1	Pyriculariose
Karfiguéla	KA05	A1	non déterminé
Karfiguéla	KA05	B2	Pyriculariose
Karfiguéla	KA05	C3	Pyriculariose
Karfiguéla	KA05	D4	non déterminé
Karfiguéla	KA06	na	BLB
Karfiguéla	KA06	C3	panicules vides
Karfiguéla	KA06	C3	panicules vides
Karfiguéla	KA06	B2	panicules vides
Karfiguéla	KA06	B2	Cecidomie
Karfiguéla	KA06	B2	non déterminé
Karfiguéla	KA06	B2	non déterminé
Karfiguéla	KA06	na	panicules vides
Karfiguéla	KA06	D4	non déterminé
Karfiguéla	KA06	na	non déterminé
Karfiguéla	KA06	na	non déterminé
Karfiguéla	KA06	na	non déterminé
Karfiguéla	KA06	na	non déterminé
Karfiguéla	KA07	C3	Cecidomye
Karfiguéla	KA07	A1	Cecidomye
Karfiguéla	KA08	D4	BLB
Karfiguéla	KA08	B2	BLB
Karfiguéla	KA08	C3	Cercosporioses/Pyriculariose
Karfiguéla	KA08	C3	RYMV
Karfiguéla	KA08	C3	RYMV
Karfiguéla	KA08	C3	RYMV
Karfiguéla	KA08	D4	Cercosporiose/Pyriculariose
Karfiguéla	KA10	A1	Cecidomie

Karfiguéla	KA10	A1	BLB
Karfiguéla	KA10	C3	non déterminé
Karfiguéla	KA11	D4	Cecidomic
Karfiguéla	KA11	C3	Helminthosporiose
Karfiguéla	KA11	B2	Cecidomic
Karfiguéla	KA12	D4	Cecidomic
Karfiguéla	KA12	A1	Cecidomic
Karfiguéla	prospection	coop2bloc4_P1	non déterminé
Karfiguéla	prospection	coop2bloc4_P4	RYMV
		parcelle	
		virosée proche	
Karfiguéla	prospection	INERA	RYMV
		parcelle	
		virosée proche	
Karfiguéla	prospection	INERA	RYMV
Souroukoudinguan	SK01	C3	BLB
Souroukoudinguan	SK01	C3	panicules vides
Souroukoudinguan	SK01	B2	Cecidomic
Souroukoudinguan	SK01	D4	BLB
Souroukoudinguan	SK01	A1	BLB
	prospection	na	BLB
	prospection	na	RYMV
	prospection	na	RYMV
	prospection	na	RYMV
	prospection	na	RYMV
	prospection	na	RYMV
	prospection	na	RYMV

Annexe 2 : Fiche de caractérisation des parcelles

Fiche de caractérisation Parcelle

Identifiant parcelle

.....

Infos collecte de données

Date :

Collecteurs :

.....

Zone

.....

Nom du périmètre irrigué ou du village le plus proche

Propriétaire

Nom :

.....

Téléphone :

.....

Itinéraire culturel :

Type de riziculture : irrigué, bas-fond, pluvial

Variété cultivée :

Origine des graines :.....Justification choix.....

variété :.....

Intrants *Engrais, pesticides ? si possible date, nom du produit, etc...* :

.....

.....

Commentaires éventuels **du producteur** : *Aléas climatiques ou ravageurs éventuels cette saison ou la précédente....*

.....

.....

Localisation géographique et forme de la parcelle :

WP	N	W	Alt

Coordonnées GPS des 4 coins de la parcelle

Schéma forme générale parcelle

Bordures:

Riz sauvage : oui non

Autres herbes sauvages : oui non

lesquelles ?.....

Haies : oui non.....

Annexe 3 : Fiche d'enquête

Identifiant parcelle.....

Date des observations / Prélèvements.....

Hauteur approximative du riz en cm

Observations générales éventuelles

.....
.....
.....
.....

Observations recueillies dans les 4 cellules

Dans chaque case, mettre un 0 si pas de maladie obs, indiquer approx le % de plantes malades en cas d'infection et les symptômes spécifiques correspondants

Cellule	Virus (RYMV, RSNV)	Bactérie (BB, BLS, ...)	Fungi (Pyriculariose,	Autres/ Symptômes indéterminés/ Commentaires
A1				
B2				
C3				
D4				

Observations éventuelles de symptômes hors des 4 cellules

Indiquez si observations d'autres symptômes, quelle maladie et où dans la grille (quelle cellule ?)

Annexe 4 : Protocole utilisé pour le test ELIZA

1- COATING DES PLAQUES

Diluer l'Ac *IgGs anti RYMV* dans du tampon de coating au 1/1000

Déposer 100 µl par puits (60 du milieu)

Incuber 2 heures à 37°C dans un environnement humide

2- PRÉPARATION DES ANTIGÈNES

Broyer les échantillons dans du PBST 1X et du sable de Fontainebleau, diluer au 1/10

Centrifuger 5 minutes à 4000 rpm

3- LAVAGES

Laver avec du PBST 1X (pissette) : 1 lavage rapide et 3 lavages de 3 minutes (puits du milieu)

Sécher les plaques

4- BLOCAGES DES SITES

Déposer 200 µl de lait écrémé à 3% (dans PBST 1X) dans tous les puits

Incuber 1 heure à 37°C

5- LAVAGES

1 lavage de 3 minutes avec du PBST1X (plaque entière)

Sécher la plaque

6- DÉPÔT DES ANTIGÈNES

Déposer 100 µl d'antigènes (broyats) dans les puits du milieu

Incuber 2 heures à 37°C ou une nuit à 4°C

7- LAVAGES

1 lavage rapide et 3 lavages de 3 minutes avec du PBST1X (puits du milieu)

Sécher les plaques

8- DÉPÔT DE L'Ac CONJUGUÉ

Diluer l'Ac conjugué *ac RYMV Mg conjugué à la phosphatase alcaline* dans du PBST 1X au 1/1000

Déposer 100 µl par puits (puits du milieu)

Incuber 2 heures à 37°C ou une nuit à 4°C

9- LAVAGES

Laver les puits du milieu puis la ligne du haut

1 lavage rapide et 3 lavages de 3 minutes avec du PBST1X

Sécher les plaques

10- DÉPÔT DU SUBSTRAT

Dissoudre des tablettes de pNPP dans du tampon diéthanolamine pH = 9.8 (1 tablette pour 5ml)

Déposer 100 µl par puits (puits du milieu + ligne entière du haut)

Incuber 1 heure (au moins) à l'obscurité et à température ambiante

Lire la DO à 405nm.

Annexe 5 : Tampons utilisés en ELISA

- PBS (Phosphate Buffered Saline) pH 7,4
 - Dissoudre dans 900 ml d'eau distillée
 - NaCl : 8 g
 - KH_2PO_4 : 0,2 g
 - $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$: 1,44 g
 - KCl : 0,2 g
 - Ajuster le pH à 7,4 et compléter le volume à 1 litre avec l'eau distillée.
- PBS-Tween (PBS-T): Tampon PBS contenant 0,05% de Tween 20 ($\text{C}_{58}\text{H}_{114}\text{O}_{26}$).
- Tampon de coating : tampon carbonate 50 mM, pH 9,6.
 - Dissoudre dans 900 ml d'eau distillée
 - Na_2CO_3 : 1,59 g
 - NaHCO_3 : 2,93 g
 - Ajuster le pH à 9,6 et compléter à 1 litre avec de l'eau distillée.
- Tampon antigène : Tampon PBS-T contenant 2% de Polyvinylpyrrolidone (PVP40)
- Tampon anticorps: Tampon antigène contenant 1% de lait écrémé
- Tampon substrat
 - Diethanolamine ($\text{C}_4\text{H}_{11}\text{NO}_2$) : 97 ml
 - H_2O : 800 ml
 - Ajuster le pH à 9,8 avec du HCl et compléter à 1 litre avec de l'eau distillée.
- Tampons d'électrophorèse de l'ADN
 - Tampon TBE
 - Trizma base 100 mM
 - Acide borique 100 mM
 - EDTA 6 mM
 - Tampon 50 X TAE
 - Trizma base 242g/500 ml d'eau stérile
 - EDTA pH 8 0,5 M/100 ml d'eau stérile
 - Acide acétique glacial 57,1 ml
- 6 X Tampon de charge a pH 7,5 (électrophorèse):
 - Bromophenol 0,25%
 - glycérol 40%
 - EDTA 6mMss

Annexe 6 : Exemple d'un plan de la plaque ELISA

		A	B	C	E	F	G	H	I
		Vide	vide	vide	vide	vide	vide	vide	vide
1	vide	T-	E094	E100	E106	E112	E118	E124	E130
2	vide	T-	E094	E100	E106	E112	E118	E124	E130
3	vide	T+	E095	E101	E107	E113	E119	E125	E131
4	vide	T+	E095	E101	E107	E113	E119	E125	E131
5	vide	E090	E096	E102	E108	E114	E120	E126	E132
6	vide	E090	E096	E102	E108	E114	E120	E126	E132
7	vide	E091	E097	E103	E109	E115	E121	E127	E133
8	vide	E091	E097	E103	E109	E115	E121	E127	E133
9	vide	E092	E098	E104	E110	E116	E122	E128	E134
10	vide	E092	E098	E104	E110	E116	E122	E128	E134
11	vide	E093	E099	E105	E111	E117	E123	E129	E135
12	vide	E093	E099	E105	E111	E117	E123	E129	E135

Annexe 7 : Composition du milieu LPGA pour 1 litre d'eau

Levure 7 g:

Peptone 7 g:

Sucrose 7 g:

Agar 18 g.

Annexe 8 : Fiches techniques des différentes variétés utilisées

AIRE DE CULTURE

Bas-fonds à régime hydrique favorable
(Bas de pente)



Informations complémentaires auprès de :
INERA/Station de Farako-ba, Programme
riz
BP 910 Bobo-Dioulasso
Tél : 226 982329
Fax : 226 970159
Email : progriz@fasonet.bf

CARACTERISTIQUES

Origine : NIGERIA

Cycle semis-épiation : 85 jours

Cycle semis-maturité : 120 jours

Hauteur de plante : 92 cm

Tallage : moyen

Port de la plante: érigé

Port de la feuille paniculaire :

Caractères du grain (paddy) :

Longueur : 9,3mm

Largeur : 2,7 mm

Poids de 1000 grains : 25,3 gr

Aristation : mutique

Pilosité : glabre

Couleur glumelle : paille

Couleur apex à maturité :

Résistance à la pyriculariose : moyenne

Résistance à la verse : bonne

Résistance à l'égrenage :

Réponse à l'azote :

Potentiel de rendement : 5 - 6 T/ha

Points forts :

--Qualité du grain usiné

-adaptation à la fois aux conditions
pluviales favorables,hydromorphes et
inondées

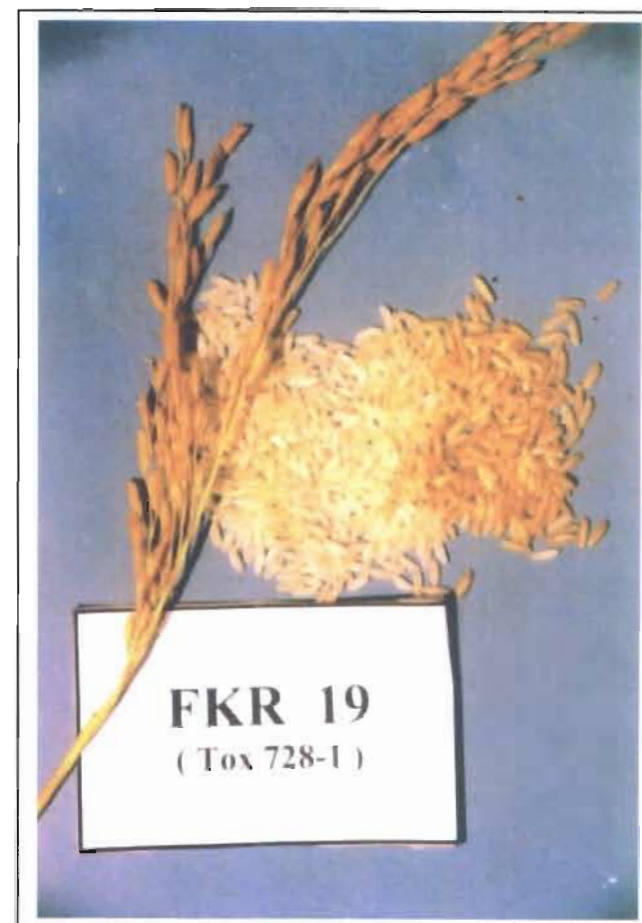
Points faibles :

- sensible à la pyriculariose

-en cas de sécheresse

FICHE TECHNIQUE DE RIZ DE BAS-FOND

VARIETE FKR 19



RECOMMANDATIONS CULTURALES

PREPARATION DU SOL :

- Labour dès la récolte suivi d'un hersage, ou labour dès les premières pluies à une profondeur de 20 cm
- Hersage avant semis.

SEMIS :

- Période** : 1^{ere} quinzaine de juin
- Désinfection des semences** au Calthio ou toute autre produit mixte.
- Semis** : en poquets avec des écartements de 25 cm entre les lignes et 25 cm entre les poquets
Dose de semences : 45-50 kg/ha
- Semis en lignes continues** : avec des écartements de 25 cm entre les lignes.
Dose de semences : 60 kg/ha soit 1,5 g au m/linéaire

FERTILISATION (FUMURE MINERALE 74-46-28 de NPK)

Fumure de fond : 200 kg/ha engrais coton (NPK 14-23-14) au semis. 35 kg/ha d'urée au premier démariage, 65 kg/ha d'urée à l'initiation paniculaire (50-55 jours après levée)

ENTRETIEN :

- Désherbage manuel: 3 au minimum, le premier s'effectuant 15 jours après la levée ; le reste se fait à la demande

PROTECTION DE LA CULTURE :

En cas d'attaques fortes. utiliser soit le Furadan 3G à la dose 1, 2 kg de m.a./ha soit 40 kg/ha de produit commercial ou le Décis à la dose de 12,5 g /ha de m.a soit une boîte de 100 cc de p.c. dans 40 litres d'eau pour 2000 m²

RECOLTE /BATTAGE/SECHAGE

- Lorsque les 80 % panicules sont de couleur paille.
- Récolte suivie immédiatement du battage ;
- Sécher après.

STOCKAGE :

Bien sécher le riz (taux d'humidité de 13 %)

Utilisation du Nexion 2 % à raison de :

- de 300 g /tonne de paddy pour une conservation 15 jours ;
- de 400 g/tonne de paddy pour une conservation de plus de 2 mois.
- de 600 g /tonne pour conservation de plus de 4 mois.; on peut utiliser l'Actellic ou la K-Otrine sans danger.

AIRE DE CULTURE

Régions à pluviométrie supérieure ou égale à 800 mm



Informations complémentaires auprès de :
INERA/Station de Farako-ba, Programme
riz

BP 910 Bobo-Dioulasso

Tél : 226 982329

Fax : 226 970159

Email : progriz@fasonet.bf

CARACTERISTIQUES

Origine : BRESIL

Cycle semis-épiaison : 65 jours

Cycle semis-maturité : 100 jours

Hauteur de plante : 120 cm

Tallage : moyen

Port de la plante : érigé

Port de la feuille paniculaire : érigé

Caractères du grain (paddy) :

Longueur : 10,3 mm

Largeur : 2,6 mm

Poids de 1000 grains : 33 gr

Aristation : mutique

Pilosité : glabre

Couleur glumelle : paille

Couleur apex à maturité : incolore

Résistance à la pyriculariose : moyenne

Résistance à la verse : moyenne

Résistance à l'égrenage : bonne

Réponse à l'azote : bonne

Potentiel de rendement : 4 – 5 t/ha

Points forts :

-Qualité du grain

-Précocité

-Productivité

-Sécheresse

Points faibles :

- Sensibilité à la pyriculariose du cou

FICHE TECHNIQUE DE RIZ PLUVIAL

VARIETE FKR 43



**INERA PROGRAMME RIZ
ET RIZICULTURE**

RECOMMANDATIONS CULTURALES

Vocation culturale : pluviale stricte

CHOIX DU TERRAIN :

Précédent culturel : coton, légumineuses, maïs

Sol : bonne capacité de rétention en eau, bon drainage et bonne aération

PREPARATION DU SOL :

-Labour 15 jours avant le semis à 15-20 cm de profondeur

-Labour en fin de cycle si possible et reprise 15 jours avant le semis d'une façon superficielle

-Hersage (ou pulvérisage des sols) avant semis

FERTILISATION :

FUMURE MINERALE :
(74-46-28 kg/ha de NPK)

-200 kg/ha engrais coton (NPK :14-23-14) avant semis

-35 kg/ha d'urée au 1^{er} sarclage (2 semaines après levée)

-65 kg/ha d'urée à l'initiation paniculaire soit 30-35 jours après levée

SEMIS :

-Période de semis : 15-20 juin

-Mode de semis : en lignes continues

-Ecartements 25 cm entre les lignes

-Profondeur de semis : 1-3 cm

-Dose de semences : 80 kg/ha

(Soit 2 gr de semence /m linéaire)

-Désinfection des semences :

Carbosulfan+Thirame : 250 gr de matière active pour 100 kg de semences.

ENTRETIEN :

DESHERBAGE

-Manuel : 1^{er} sarclage 15 jours après semis
Autres sarclages à la demande

-Chimique :

Ronstar 25 EC : 4 l/ha le lendemain du semis

Tamariz ordinaire : 8 l/ha 10 jrs après semis

Basagran PL2 : 8 l/ha 10 jrs après semis

Garil : 5 l/ha 15 jours après semis

Reprendre le traitement en cas de fortes pluies dans les 8 heures qui suivent.

LUTTE CONTRE LES INSECTES :

-Furadan 3G : 1kg de m.a./ha ,

-Décis à 12,5 g de m.a./ha

Contre les termites :

Carbosulfan à 250 gr de m.a. associés

Au Thirame à 100 g de m.a. pour 100 kg de semences.

RECOLTE /SECHAGE/BATTAGE

Lorsque 80 % de panicules sont de couleur paille

Récolte suivie immédiatement du battage

Sécher après.

STOCKAGE

Bien sécher le riz (13 % d'humidité)

Utilisation du Nexion 2 % à raison de :

-de 300 g /tonne de paddy pour une conservation 15 jours ;

-de 400 g/tonne de paddy pour une conservation de plus de 2 mois.

-de 600 g /tonne pour conservation de plus de 4 mois.; on peut utiliser l'Actellic ou la K-Otrine sans danger.

AIRE DE CULTURE

Régions à pluviométrie supérieure ou égale
à 800 mm



**Informations complémentaires auprès
de : INERA/Station de Farako-ba,**

Programme riz

BP 910 Bobo-Dioulasso

Tél : 226 982329

Fax : 226 970159

Email : progriz@fasonet.bf

CARACTERISTIQUES

(**SYNONYME WAB 880-1-38-20-17-P₁-HB**)

Origine : ADRAO Bouaké

Cycle semis-épiaison : 60 jours

Cycle semis-maturité : 95 jours

Hauteur de plante : 115 cm

Tallage : moyen

Port de la feuille paniculaire : érigé

Caractères du grain (paddy) :

Longueur : 10,14 mm

Largeur : 2,87 mm

Poids de 1000 grains : 34,30 gr

Aristation : mutique

Couleur glumelle : fauve

Pilosité : glabre

Couleur apex à maturité : incolore

Résistance à la pyriculariose : assez bonne

Résistance à la verse : bonne

Résistance à l'égrenage : assez bonne

Réponse à l'azote : bonne

Potentiel de rendement : 3-4 T/ha

Points forts :

-Qualité du grain

-Précocité

-Sécheresse

Points faibles :

-Possibilité de verse à surmaturité

FICHE TECHNIQUE DE RIZ PLUVIAL

VARIETE FKR 45 N

**INERA PROGRAMME RIZ
ET RIZICULTURE**

RECOMMANDATIONS CULTURALES

Vocation culturale : pluviale stricte

CHOIX DU TERRAIN :

Précédent cultural : coton, légumineuses, maïs

Sol : bonne capacité de rétention en eau, bon drainage et bonne aération

PREPARATION DU SOL :

-Labour 15 jours avant le semis à 15-20 cm de profondeur

-Labour en fin de cycle si possible et reprise 15 jours avant le semis d'une façon superficielle

-Hersage (ou pulvérisage des sols) avant semis

FERTILISATION :

FUMURE MINERALE :
(74-46-28 kg/ha de NPK)

-200 kg/ha engrais coton (NPK :14-23-14) avant semis

-35 kg/ha d'urée au 1^{er} sarclage (2 semaines après levée)

-65 kg/ha d'urée à l'initiation paniculaire soit 30-35 jours après levée

SEMIS :

-Période de semis : 15-20 juin

-Mode de semis : en lignes continues

-Ecartements 25 cm entre les lignes

-Profondeur de semis : 1-3 cm

-Dose de semences : 80 kg/ha

(Soit 2 gr de semence /m linéaire)

-Désinfection des semences :

Carbosulfan+Thirame : 250 gr de matière active pour 100 kg de semences.

ENTRETIEN :

DESHERBAGE

-Manuel : 1^{er} sarclage 15 jours après semis
Autres sarclages à la demande

-Chimique :

Ronstar 25 EC : 4 l/ha le lendemain du semis

Tamariz ordinaire : 8 l/ha 10 jrs après semis

Basagran PL2 : 8 l/ha 10 jrs après semis

Garil : 5 l/ha 15 jours après semis

Reprendre le traitement en cas de fortes pluies dans les 8 heures qui suivent.

LUTTE CONTRE LES INSECTES :

-Furadan 3G : 1kg de m.a./ha ,

-Décis à 12,5 g de m.a./ha

Contre les termites :

Carbosulfan à 250 gr de m.a. associés

Au Thirame à 100 g de m.a. pour 100 kg de semences.

RECOLTE /SECHAGE/BATTAGE

Lorsque 80 % de panicules sont de couleur paille

Récolte suivie immédiatement du battage

Sécher après.

STOCKAGE

Bien sécher le riz (13 % d'humidité)

Utilisation du Nexion 2 % à raison de :

-de 300 g /tonne de paddy pour une conservation 15 jours ;

-de 400 g/tonne de paddy pour une conservation de plus de 2 mois.

-de 600 g /tonne pour conservation de plus de 4 mois.; on peut utiliser l'Actellic ou la K-Otrine sans danger.

CARACTERISTIQUES

Origine : TAIWANE

Cycle semis-épiaison : 85 jours

Cycle semis-maturité : 120 jours

Hauteur de plante : 92 cm

Tallage : moyen

Port de la plante: érigé

Port de la feuille paniculaire :

Caractères du grain (paddy) :

Longueur : 8.59 mm

Largeur : 2.48 mm

Poids de 1000 grains : 22.80 gr

Aristation : mutique

Pilosité : velu

Couleur glumelle : paille

Couleur apex à maturité : incolore

Résistance à la Pyriculariose : moyenne

Résistance à la verse : bonne

Résistance à l'égrenage : bonne

Réponse à l'azote :

Potentiel de rendement : 6 - 7 T/ha

Points forts -Qualité du grain usiné

- adaptation à la fois aux conditions irriguées et bas-fond.

La Direction Régionale de Recherches Environnementales
et Agricoles de l'Ouest (DRREA-O)



PROGRAMME RIZ ET RIZICULTURE

FICHE TECHNIQUE

RIZ DE BAS-FOND/IRRIGUE

VARIETE TS2

(TS2) Aire de culture : irrigué et Bas-fonds à régime hydrique favorable
(Bas de pente)

Information
complémentaire auprès
du programme Riz et
riziculture



Points faibles :

- sensible à la pyriculariose en cas de sécheresse

RECOMMANDATIONS CULTURALES**PREPARATION DU SOL :**

- Labour dès la récolte suivi d'un hersage, ou labour dès les premières pluies à une profondeur de 20 cm
- Hersage avant semis.

SEMIS :

- Période** : 1ere quinzaine de juin **Désinfection des semences** au Calthio ou tout autre produit mixte.
- Semis** : en poquets avec des écartements de 25 cm entre les lignes et 25 cm entre les poquets.

Dose de semences : 45-50 kg/ha en bas-fond.

Dose de semences : 30 kg/ha en irrigué.

FERTILISATION (FUMURE MINERALE 74-46-28 de NPK)

Fumure de fond : 200 kg/ha engrais coton (NPK 14-23-14) au semis, 35 kg/ha d'urée au premier démarrage, 65 kg/ha d'urée à l'initiation paniculaire (50-55 jours après levée)

ENTRETIEN :

- Désherbage manuel: 3 au minimum, le premier s'effectuant 15 jours après la levée ; le reste se fait à la demande

PROTECTION DE LA CULTURE :

En cas d'attaques fortes, utiliser :

- Décis à la dose de 12,5 g /ha de m.a
- Soit une boîte de 100 cc de p.c. dans 40 litres d'eau pour 2000 m²

RECOLTE /BATTAGE/SECHAGE

Lorsque les 80 % panicules sont de couleur paille.

- Récolte suivie immédiatement du battage ; -Sécher après.

STOCKAGE :

Bien sécher le riz (taux d'humidité de 13 %)

Utilisation du Nexion 2 % à raison de :

- de 300 g /tonne de paddy pour une conservation 15 jours ;
- de 400 g/tonne de paddy pour une conservation de plus de 2 mois.
- de 600 g /tonne pour conservation de plus de 4 mois. On peut utiliser l'Actellic ou la K-Otrine sans danger.