

# Diagnostic sérologique des isolats soudano-sahéliens du virus de la panachure jaune du riz (*Rice Yellow Mottle Virus*, RYMV)

O. Traoré<sup>\*1</sup>, E.V.S. Traoré<sup>1</sup>, M.Y.D. Gumedzo<sup>2</sup> & G. Konaté<sup>1</sup>

Keywords: Phytovirus- Broad-spectrum Polyclonal Antibody- Sudano-Sahelian zone – Burkina Faso

## Résumé

Le virus de la panachure jaune du riz (ou Rice Yellow Mottle Virus, RYMV) est le virus causant le plus de dommages sur le riz en Afrique. La sérologie est un moyen facile et rapide de détection du RYMV mais la plupart des anticorps polyclonaux anti-RYMV disponibles réagissent faiblement avec certains isolats viraux, compromettant ainsi la fiabilité de cette technique. Un anticorps polyclonal à large spectre a été préparé pour permettre une meilleure détection sérologique du virus de la panachure jaune du riz. Il a permis d'identifier le virus dans près de 500 échantillons de feuilles de riz et de poacées sauvages collectés dans cinq pays d'Afrique de l'ouest et du centre (Burkina Faso, Cameroun, Mali, Tchad et Togo). L'*Eragrostis atrovirens* collectée au Mali a été nouvellement identifiée comme hôte naturel du virus. Les isolats ainsi caractérisés ont permis de constituer une collection de référence du RYMV, représentative des savanes soudano-sahéliennes d'Afrique de l'ouest et du centre. La collection ainsi mise en place est un support important pour la connaissance de la variabilité du RYMV indispensable à la sélection de variétés de riz dotées d'une résistance stable au virus. Cette collection constitue le point de départ d'une banque de phytovirus devant s'enrichir progressivement et s'étendre par la suite à d'autres pathogènes de plantes d'intérêt dans la zone soudano-sahélienne.

## Introduction

La riziculture africaine est fortement affectée par la maladie de la panachure jaune du riz qui cause des pertes de récolte de 20 à 100% (1). L'agent pathogène responsable est le virus de la panachure jaune du riz ou *Rice yellow mottle virus* (RYMV), membre du genre *Sobemovirus* (9). Le RYMV provoque des symptômes de panachure jaune ou de mosaïque striée sur les feuilles des plants infectés. Il a été rapporté dans la plupart des zones de culture du riz en Afrique sub-saharienne où il affecte tous les types de riziculture (14).

Le RYMV est facilement transmis au laboratoire par inoculation mécanique qui consiste à frotter les feuilles d'une plante saine avec un broyat de feuilles d'une plante malade (4). Ses vecteurs naturels sont les coléoptères tels que *Trichispa sericea*, *Chatochnema* spp. et *Sesselia pussilla*, le vent et certains mammifères comme les rats, les bovins ou les ânes (17, 18).

Expérimentalement, près de 30 espèces de poacées ont été identifiées comme hôtes du virus (5) mais les hôtes naturels sont encore très peu connus. En effet, en dehors des deux espèces cultivées de riz (*Oryza sativa* et *O. glaberrima*), on ne compte parmi eux que quatre autres espèces de poacées : *Ischaemum rugosum*, *Echinochloa colona*, et les riz sauvages *O. barthii* et *O. longistaminata* (13).

L'identification des hôtes naturels du RYMV se heurte à quelques problèmes majeurs. En effet, le virus infecte certains hôtes sans induire de symptômes visibles (5). De plus, la

## Summary

### Serological Diagnosis of Sudano-Sahelian Isolates of Rice Yellow Mottle Virus (RYMV)

Rice Yellow Mottle Virus (RYMV) is the most damaging virus infecting rice in Africa. Serology is a suitable detection method for RYMV but most available anti-RYMV polyclonal antibodies react poorly with some isolates of the virus, which undermine the reliability of the method. A broad-spectrum polyclonal antibody was raised against Rice Yellow Mottle Virus (RYMV) in order to improve the serological detection of the virus. This antibody was used to diagnose the virus in field samples collected from both irrigated and upland rice and wild host plants in five West and Central African countries (Burkina Faso, Cameroon, Chad, Mali and Togo). RYMV was readily detected in about 500 samples whereas a new natural host species (*Eragrostis atrovirens*) collected from Mali was identified. The viral isolates gathered in this study constitute the starting point for a reference collection of plant viruses in the Sudano-Sahelian region. This collection will be particularly useful for the assessment of RYMV variability which is a key factor in developing rice varieties with stable resistance to the virus.

seule présence de symptômes est insuffisante comme outil de diagnostic. Par exemple, certaines carences minérales notamment celles en fer provoquent des symptômes de jaunissement pouvant être confondus avec les symptômes induits par le RYMV (19). Le diagnostic du RYMV par la sérologie a alors été souvent utilisé comme méthode de choix car le virus est très immunogène et n'a pas de relation sérologique connue avec aucun autre virus (6).

L'application de la sérologie pour la caractérisation d'isolats soudano-sahéliens du RYMV a permis d'identifier trois sérogroupe nommés S<sub>I</sub>, S<sub>II</sub> et S<sub>III</sub> (13). Les isolats du sérogroupe S<sub>I</sub> peuvent être très facilement détectés en raison de leurs fortes réactions avec les anticorps polyclonaux Pab-BF1 et Pab-N préparés respectivement contre un isolat RYMV du Burkina Faso et un isolat du Nigeria. Par contre, les isolats des sérogroupe S<sub>II</sub> et S<sub>III</sub> sont très faiblement détectés par les deux anticorps polyclonaux. Cette insuffisance de détection compromet alors la fiabilité des tests sérologiques comme outil de diagnostic du RYMV. La production d'anticorps prenant en compte les trois variants sérologiques du virus devrait permettre un bon diagnostic du RYMV.

Au cours de ce travail, nous avons produit un anticorps polyclonal à large spectre afin de pouvoir détecter efficacement le RYMV. Cet anticorps a été ensuite utilisé pour diagnostiquer le virus dans des échantillons de feuilles de riz et de poacées sauvages provenant de cinq pays

<sup>1</sup>Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles (INERA), 01 BP 476, Ouagadougou 01, Burkina Faso.

<sup>2</sup>Ecole Supérieure d'Agronomie, Université de Lomé, BP 1515, Lomé, Togo.

\*Auteur pour correspondance: Oumar Traoré, Tel: +226 50319202 Fax: +226 50340271; Courriel: traoreo@liptinfor.bf

(Burkina Faso, Cameroun, Mali, Tchad et Togo) pour constituer une collection d'isolats du virus, représentative des savanes soudano-sahéliennes. Cette collection est indispensable pour une stratégie adéquate de lutte génétique contre la panachure jaune du riz et qui tient compte de la biodiversité du RYMV.

## Matériel et méthodes

Des isolats du RYMV appartenant à chacun des trois sérogroupes du RYMV identifiés dans la zone soudano-sahélienne (13) ont été purifiés suivant le protocole de Bakker à partir de feuilles de riz infecté (5). Les trois sérogroupes ont été ensuite mélangés à proportions égales et injectés dans un lapin comme décrit par Konaté *et al.* (13) afin de produire un anticorps polyclonal à large spectre. L'anticorps obtenu (Pab-BF2) a été comparé aux anticorps polyclonaux Pab-BF1 et Pab-N et à un anticorps polyclonal (Pab-Mg) préparé contre un isolat malgache du RYMV (15). Le Pab-Mg, fourni par le Dr. D. Fargette (IRD-Montpellier, France), avait été rapporté comme anticorps capable de détecter plus ou moins efficacement le RYMV en comparaison avec d'autres anticorps polyclonaux (15). Chacun des quatre anticorps (Pab-BF1, Pab-N, Pab-BF2 et Pab-Mg) a été conjugué à la phosphatase alcaline suivant la méthode décrite par Avrameas (3). Leurs capacités à détecter les différents variants du RYMV ont été évaluées par la méthode double anticorps sandwich directe (DAS) du test immunoenzymatique ELISA (*Enzyme-linked immunosorbent assay*) (7).

Pour collecter les échantillons de plantes susceptibles d'abriter le RYMV, des prospections ont été faites dans les savanes soudano-sahéliennes (400 à 1100 mm de pluies par an) de quatre pays (Burkina Faso, Cameroun, Mali, Tchad) et dans le sud du Togo en zone de savane humide (plus de 1200 mm de pluies par an). Deux à trois feuilles ont été ainsi prélevées sur des plants de riz et de poacées sauvages présentant des symptômes de panachure ou de mosaïque à l'intérieur et autour des rizières. La taxonomie des poacées sauvages a été déterminée à l'aide du guide des adventices du riz (10) et du guide des adventices d'Afrique de l'Ouest (2).

Dans chaque cas, des feuilles ont aussi été collectées chez des plants sans symptômes pour servir de témoins négatifs. Les échantillons collectés dans des sachets plastiques ont été immédiatement placés sur de la glace avant d'être transférés dans la semaine au laboratoire de Virologie et de Biotechnologies Végétales (Burkina Faso) dans un congélateur (-20 °C). Chaque échantillon a été conservé en trois lots, l'un servant de lot de référence dans la collection et les deux autres servant à réaliser les tests de caractérisation biologique et sérologique.

Pour la caractérisation biologique, 1 g de feuilles ont été broyés dans 10 ml de tampon phosphate de sodium 0,1M pH 7 à l'aide d'un mortier en porcelaine. L'extrait obtenu a été ensuite utilisé pour inoculer mécaniquement 10 plantules de riz (âgées de deux semaines) de la variété BG90-2, très sensible au RYMV et maintenues dans une serre à l'abri des insectes. Les plants ont été observés pendant un mois pour

l'apparition de symptômes de panachure. Lorsque le riz avait été infecté à partir de l'extrait d'une espèce sauvage de plante, un test de transmission retour à cette espèce a été réalisé afin de confirmer son statut d'hôte du RYMV.

Pour la caractérisation sérologique, les extraits de feuilles ont été testés en trois répétitions à l'aide de la technique ELISA double anticorps sandwich direct comme décrit par Clark et Adams (7). Les réactions positives ou négatives ont été déterminées en mesurant les absorbances à 405nm ( $A_{405nm}$ ) à l'aide d'un lecteur automatique de plaque ELISA de type Metertech Σ960. Un extrait a été considéré comme positif si les absorbances obtenues étaient supérieures à la moyenne des absorbances du témoin négatif plus trois fois l'écart-type (16).

## Résultats et discussion

### Capacité de détection du RYMV par les anticorps polyclonaux

L'anticorps polyclonal anti-RYMV Pab-BF2 a détecté efficacement chacun des trois sérogroupes  $S_I$ ,  $S_{II}$  et  $S_{III}$  du RYMV avec un titre supérieur à 1/125.000 en ELISA. Ce résultat confirme ceux obtenus par plusieurs auteurs (5, 8) indiquant la forte immunogénicité du RYMV. Par ailleurs, les réactions aspécifiques entre l'anticorps et les extraits de feuilles de plants de riz ou de poacées sains ont toujours été faibles ( $A_{405nm}$  inférieures à 0,075). Les fortes absorbances (plus de 1,8) obtenues en utilisant le Pab-BF2 (Tableau 1) montrent la bonne capacité de détection du RYMV par cet anticorps.

L'anticorps Pab-Mg a présenté une capacité de détection des trois sérogroupes du RYMV similaire à celle du Pab-BF2. L'utilisation des anticorps Pab-BF1 et Pab-N n'a pas permis de détecter convenablement ( $A_{405nm} < 0,6$ ) les sérogroupes  $S_{II}$  et  $S_{III}$  du RYMV confirmant ainsi les résultats précédemment acquis avec ces deux variants du virus (13). Contrairement au cas du Pab-BF2 et du Pab-Mg, le diagnostic du RYMV utilisant le Pab-BF1 ou le Pab-N n'est pas approprié dans la mesure où ces deux anticorps ne détectent pas de façon fiable certains isolats du virus notamment ceux des sérogroupes  $S_{II}$  et  $S_{III}$ .

### Détection du RYMV dans les échantillons

L'utilisation de l'anticorps anti-RYMV Pab-BF2 pour confirmer la présence du virus dans les échantillons de feuilles collectés a montré que le RYMV a été détecté dans 496 échantillons de plantes sur un total de 542 analysés (Tableau 2). Les extraits de feuilles saines ont produit des absorbances atteignant seulement 0,08, ce qui correspond à un seuil de détection maximum de 0,24. Or, pour l'ensemble des échantillons positifs, les absorbances ( $A_{405nm}$ ) ont toutes été supérieures à 1 après deux heures d'incubation du substrat, montrant ainsi une détection sans équivoque du virus.

L'inoculation mécanique à la variété de riz sensible BG90-2 à partir de l'ensemble des échantillons collectés a aussi permis d'obtenir des symptômes de panachure pour tous les échantillons positifs en ELISA, confirmant ainsi les résultats

Tableau 1  
Réactivité de quatre anticorps polyclonaux anti-RYMV vis-à-vis des trois sérogroupes soudano-sahéliens du RYMV

Sérogroupe	Anticorps anti-RYMV			
	Pab-BF	Pab-N	Pab-Mg	Pab-BF2
$S_I$	4*	4	4	4
$S_{II}$	0-1	0-1	3-4	4
$S_{III}$	0-1	0-1	4	4

(\*) Les chiffres sont les scores représentant l'intensité des réactions ELISA après 2h d'incubation du substrat (15): 4 ( $A_{405nm} > 1,8$ ), 3 ( $1,2 < A_{405nm} \leq 1,8$ ), 1 ( $0,3 < A_{405nm} \leq 0,6$ ) et 0 ( $A_{405nm} < 0,3$ ).

**Tableau 2**  
**Identification du RYMV dans les échantillons de riz et de poacées sauvages**

Espèce de plante (Pays)	Symptômes*	Détection du RYMV
<b>(Burkina Faso)</b>		
<i>Eleusine indica</i>	mos	0/1**
<i>Imperata cylindrica</i>	pj	0/11
<i>Oryza longistaminata</i>	pj, pv, mos striée	54/54
<i>O. sativa</i>	pj, pv	85/85
<b>(Cameroun)</b>		
<i>Acroceras zizanioides</i>	Mos avec stries fines	0/1
<i>Echinochloa colona</i>	mos + bandes chlorotiques	1/2
<i>Eragrostis</i> spp.	pv	1/1
<i>Oryza longistaminata</i>	pj	6/6
<i>O. sativa</i>	pj	65/65
<i>O. barthii</i>	pj	1/1
<i>Panicum subalbidum</i>	pj	0/1
<i>Sacciolepis africana</i>	mos + bandes chlorotiques	0/2
<i>Setaria longiseta</i>	jaunissement	0/1
<b>(Mali)</b>		
<i>Acroceras zizanioides</i>	mos jaune striée	0/5
<i>Cynodon dactylon</i>	jaunissement	0/4
<i>Cyperus</i> sp.	jaunissement	0/2
<i>Echinochloa colona</i>	mos	1/3
<i>Eragrostis atrovirens</i>	mos striée	1/1
<i>Imperata cylindrica</i>	pj, pv striée	0/3
<i>Oryza longistaminata</i>	pj, pv, mos striée	53/53
<i>O. sativa</i>	pj, pv	164/164
<i>O. barthii</i>	pj	19/19
<i>Rottboellia exaltata</i>	mos jaune striée	0/3
<b>(Tchad)</b>		
<i>Cynodon dactylon</i>	mos jaune	0/1
<i>Oryza longistaminata</i>	pj	5/5
<i>O. sativa</i>	pj	19/19
<i>Sacciolepis africana</i>	mos + bandes chlorotiques	0/1
<b>(Togo)</b>		
<i>Imperata cylindrica</i>	pj striée	0/2
<i>Leersia hexandra</i>	striure	0/3
<i>Oryza longistaminata</i>	Taches nécrotiques	0/2
<i>O. sativa</i>	pj	21/21

(\*) pj: panachure jaune, pv: panachure verte, mos : mosaïque, chl : chlorotique

(\*\*) Nombre d'échantillons positifs/nombre d'échantillons testés par sérologie (ELISA) et par transmission mécanique au riz sensible BG90-2.

du test sérologique. Tous les échantillons de riz (*Oryza* spp) cultivé ou sauvage collectés sur base de symptômes de panachure ont été identifiés comme positifs. Deux échantillons de riz sauvage *O. longistaminata* prélevés au Togo ont donné des réactions négatives mais ils portaient des symptômes constitués uniquement de taches nécrotiques probablement causées par le champignon pathogène *Pyricularia oryzae*. Ces résultats montrent ainsi que chez le riz cultivé ou sauvage il y a une bonne adéquation entre l'observation des symptômes de panachure et la détection sérologique du RYMV. L'observation des symptômes de panachure pourrait alors fournir des résultats satisfaisants pour l'estimation de l'incidence du RYMV dans les champs de riz.

En plus des deux riz sauvages (*O. barthii* et *O. longistaminata*), le RYMV a pu être détecté chez seulement trois autres espèces de poacées sauvages sur 13 collectées: *Echinochloa colona*, *Eragrostis atrovirens* et *Eragrostis* spp. La détection sérologique du virus chez ces trois espèces a été par ailleurs confirmée par les tests de transmission retour aux espèces d'origine (résultats non présentés).

Douze espèces du genre *Eragrostis* ont été identifiées

comme faisant partie de la gamme d'hôtes du RYMV (5). Cependant, elles peuvent seulement être considérées comme des sources potentielles d'inoculum car aucune n'avait été identifiée en situation d'infection naturelle. *E. atrovirens* est une graminée très répandue dans les zones de savane d'Afrique de l'Ouest et du centre où elle pousse abondamment dans les champs (2). En tant que plante vivace et hôte naturel du RYMV, elle peut aussi servir de refuge pour le virus dans la végétation. *Echinochloa colona* avait déjà été rapporté comme hôte naturel du virus (13). Malgré la similitude des symptômes observés chez les cinq échantillons collectés pour cette espèce, nos résultats ont montré que seulement deux des échantillons contenaient le RYMV. L'absence de détection du virus dans les autres échantillons suggère que les symptômes observés sont d'origine physiologique ou causés par d'autres agents pathogènes infectant *E. colona* dans la zone soudano-sahélienne. Chez cette espèce et contrairement au cas du riz, l'observation des symptômes ne permet pas l'identification du RYMV sans recourir à d'autres méthodes complémentaires de diagnostic comme la sérologie.

Chez les dix espèces de plantes restantes, aucune détection du RYMV n'a été faite même si certaines d'entre elles comme *Imperata cylindrica* et *Rottboellia exaltata*, présentaient des symptômes typiques de panachure jaune tels qu'observés chez le riz. L'environnement microclimatique des rizières, en particulier l'humidité permet la croissance de nombreuses espèces de poacées tout au long de l'année. La disponibilité de ces poacées est un facteur favorable à la présence et au maintien d'autres virus (12). Récemment, une maladie caractérisée par des symptômes de panachure jaune causés par un virus différent du RYMV a été signalée chez *Imperata cylindrica*, poacée fréquente dans certaines rizières d'Afrique de l'Ouest (11). La non détection du RYMV dans aucun des 16 échantillons de *I. cylindrica* analysés au cours de ce travail, suggère qu'il s'agirait de cette maladie.

Tous les isolats du RYMV identifiés au cours de cette étude sont en conservation à l'Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles (INERA) au Burkina Faso. Ils sont maintenus dans les feuilles de riz (BG90-2) obtenues après un cycle de propagation du virus mais certains existent aussi sous forme originale telle que prélevée au champ. Ces isolats constituent l'embryon d'une collection de virus de plantes qui intégrera progressivement d'autres virus ou pathogènes de plantes en zone soudano-sahélienne. Les collections d'agents pathogènes de plantes sont particulièrement utiles pour la conservation de la biodiversité microbiologique, la mise au point d'outils de diagnostic pour une meilleure connaissance et une bonne gestion des maladies de plantes.

Malgré leur importance, les collections de pathogènes sont rares sur le continent africain qui en possède seulement 13 sur environ 500 répertoriées dans le monde (20). La collection d'isolats du RYMV représentatifs de la zone soudano-sahélienne sera sans aucun doute d'un apport appréciable pour la lutte génétique engagée contre le virus par la plupart des instituts nationaux de recherche agronomique des pays ouest-africains. En effet, elle permettra l'étude de la variabilité du virus nécessaire au développement de variétés de riz à résistance durable. Elle permettra aussi de tester de façon satisfaisante la résistance des variétés au virus tout au long de leur processus de création.

## Remerciements

Nous remercions nos collègues des instituts de recherche agronomique du Cameroun (Dr Julius Takow et son équipe, Mr Boniface Binzi) et du Tchad (Dr Sougnabé Pabamé et Mr Moundibaye Allarangaye) pour leur précieuse aide lors des prospections dans ces deux pays. Nous remercions également le Dr Denis Fargette (IRD, Montpellier, France) pour avoir fourni l'anticorps anti-RYMV Pab-Mg.

## Références bibliographiques

1. Abo M.E., Sy A.A. & Alegbejo M.D., 1998, *Rice Yellow Mottle Virus* (RYMV) in Africa: evolution, distribution, economic significance on sustainable rice production and management strategies. *J. Sust. Agric.* **11**, 85-111.
2. Akobundu I.O. & Agyakwa C.W., 1989, Guide des adventices d'Afrique de l'Ouest. Institut International d'Agriculture Tropicale, Ibadan, Nigeria, 522 p.
3. Avrameas S., 1969, Coupling of enzymes to proteins with glutaraldehyde. Use of the conjugates for the detection of antigens and antibodies. *Immunochemistry* **6**, 43-52.
4. Bakker W., 1970, *Rice Yellow Mottle Virus*. A mechanically transmissible virus disease of rice in Kenya. *Neth. J. Plant Pathol.* **76**, 53-63.
5. Bakker W., 1974, Characterisation and ecological aspects of *Rice Yellow Mottle Virus* in Kenya. Thèse de doctorat, Université de Wageningen, 152 p.
6. Calvert L.A., Koganezawa H., Fargette D. & Konate G., 2003, Rice pp. 269-294, in: G. Loebenstein & G. Thottappilly (Editors), *Virus and virus-like diseases of major crops in developing countries*, Kluwer, Dordrecht, 800 p.
7. Clark M.F. & Adams A.N., 1977, Characteristics of a microplate method of enzyme-linked immunosorbent assay for detection of plant viruses. *J. Gen. Virol.* **34**, 475-483.
8. Fauquet C. & Thouvenel J.C., 1977, Isolation of Rice Yellow Mottle Virus in Ivory Coast. *Plant Dis. Rep.* **61**, 443-446.
9. Hull R. & Fargette D., 2005, Sobemoviruses pp. 885-890 in: C.M. Fauquet, M.A. Mayo, J. Maniloff, U. Desselberger & L.A. Ball (Editors), *Virus taxonomy. Classification and nomenclature of viruses. Eight report of the International Committee on Taxonomy of Viruses*, Elsevier/Academic Press, London, 1162 p.
10. Johnson D.E., 1997, Les adventices en riziculture en Afrique de l'ouest. ADRAO/WARDA, Bouaké, Côte d'Ivoire, 312 p.
11. Kaboré I., 2002, Etiologie de la panachure jaune du chiendent (*Imperata cylindrica*). Mémoire de fin d'études d'ingénieur agronome, Université de Bobo-Dioulasso, 50 p.
12. Konaté G. & Traoré O., 1992, Les hôtes réservoirs de la striure du maïs (MSV) en zone soudano-sahélienne: identification et distribution spatio-temporelle. *Phytoprotection*, **73**, 111-117.
13. Konaté G., Traoré O. & Coulibaly M.M., 1997, Characterization of *Rice Yellow Mottle Virus* isolates in Sudano-Sahelian areas. *Arch. Virol.* **142**, 1117-1124.
14. Kouassi N.K., N'Guessan P., Albar L., Fauquet C. & Brugidou C., 2005, Distribution and characterization of *Rice Yellow Mottle Virus*: a threat to African farmers. *Plant Dis.* **89**, 124-132.
15. N'Guessan P., Pinel A., Caruana M.L., Frutos R., Sy A., Ghesquière A. & Fargette D., 2000, Evidence of the presence of two serotypes of rice yellow mottle sobemovirus in Côte d'Ivoire. *Eur. J. Plant Pathol.* **106**, 167-178.
16. Peterschmitt M., Chatenet M. & Baudin P., 1987, Application de la méthode ELISA au diagnostic des virus du maïs. *L'Agron. Trop.* **42**, 131-138.
17. Sarra S. & Peters D., 2003, *Rice Yellow Mottle Virus* is transmitted by cows, donkeys and grass rats in irrigated rice crops. *Plant Dis.* **87**, 804-808.
18. Sarra S., Oevering P., Guindo S. & Peters D., 2004, Wind-mediated spread of *Rice Yellow Mottle Virus* (RYMV) in irrigated rice crops. *Plant Pathol.* **53**, 148-153.
19. Thottappilly G. & Rossel H.W., 1993, Evaluation of resistance to *Rice Yellow Mottle Virus* in *Oryza* species. *Indian J. Virol.* **9**, 65-73.
20. Winter S. & Adam G., 2001, Pathogen collections, present situations and future challenges. *J. Plant Pathol.* **83**, 83-88.

O. Traoré, Burkinabé, Docteur d'Etat ès-science, Chargé de recherche, Chercheur en virologie des plantes à l'INERA, Burkina Faso.

E.V.S. Traoré, Burkinabé, DUT Biochimie-Microbiologie, Technicien supérieur au Laboratoire de Virologie et de biotechnologies Végétales, INERA, Burkina Faso.

M.Y.D. Gumedzoé, Togolais, PhD, Professeur titulaire, Enseignant-chercheur à l'Ecole Supérieure d'Agronomie, Université de Lomé, Togo.

G. Konaté, Burkinabé, Docteur d'Etat ès-science, Directeur de Recherche, Chercheur phytovirologue à l'INERA, Burkina Faso.