

**CARACTERISATION BIOLOGIQUE D'UN ISOLAT DU VIRUS DE LA MOSAÏQUE
DU GOMBO ET ASPECTS ECOLOGIQUES DE LA MALADIE AU BURKINA FASO.**

Nicolas BARRO*
Gnissa KONATE*

RESUME

Une maladie dont les symptômes se caractérisaient par une mosaïque jaune sur le gombo (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench.) a été observée en 1990 à la Vallée du Kou (Burkina Faso). L'étude des propriétés sérologiques, des caractéristiques de la transmission, la gamme d'hôtes et la microscopie électronique ont montré que l'agent responsable de ces symptômes était le virus de la mosaïque du gombo (VMG). La réaction des hôtes différentiels vis-à-vis du VMG isolat Vallée du Kou, a montré qu'il était différent des souches Nigériane (VMG-Nig), Ivoirienne (VMG-CI) et de la souche *Hibiscus rosa-sinensis* L. (VMG-Hr) du même virus. Il a été conclu qu'il s'agissait d'un nouveau isolat du VMG. Une étude de la distribution géographique de la maladie a montré qu'elle était présente dans huit localités situées dans la moitié sud du pays.

MOTS CLES : Elisa - VMG - isolat - transmission - hôtes.

**BIOLOGICAL CHARACTERIZATION OF AN ISOLATE OF OKRA MOSAIC
VIRUS AND OKRA DISEASE ECOLOGY IN BURKINA FASO**

ABSTRACT

A mosaic disease of okra (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench.) was observed in 1990 at Vallée du Kou (Burkina Faso). The serological properties, stability in sap, transmission characteristics, host range and virus particle size indicated that the pathogen is okra mosaic virus (OMV). The reaction of five hosts for discrimination of OMV strains to OMV isolate Burkina Faso, was different from those induced by strains of OMV from Nigeria (OMV-Nig), Ivory Coast (OMV-IC) and *Hibiscus rosa-sinensis* L. (OMV-Hr). It was concluded that OMV from Burkina Faso is an isolate okra mosaic virus. The disease occurred in the West and Center of Burkina Faso.

KEYS WORDS : ELISA - OMV - isolate - transmission - host.

INTRODUCTION

En novembre 1990 des symptômes de mosaïque jaune avec éclaircissement des nervures ont été observés sur le gombo (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench.) à la Vallée du Kou (Burkina Faso). Ces symptômes étaient tout à fait identiques à ceux décrits en Côte d'Ivoire sur la même espèce et dont l'agent causal est le virus de la mosaïque du gombo (VMG) (GIVORD et al., 1972 ; GIVORD ET KOENIG, 1974). Le virus a été

* Institut d'Etudes et de Recherches Agricoles (INERA) Station de Kamboinsé 01 BP 476 Ouagadougou 01; Burkina Faso

également décrit au Nigéria (LANA et al., 1975 ; LANA ET BOZARTH, 1975) et au Ghana (FAUQUET ET THOUVENEL, 1987). Il s'agit d'un virus isométrique de 28nm de diamètre appartenant au groupe des *Tymovirus* (HARRISON et al., 1971 ; HIRTH ET GIVORD, 1988). Le VMG est transmis naturellement par quatre espèces d'insectes : *Podagrica decolorata* Duv., *P. sjostedi* Jac., *P. uniformis* Jac. et *Syagrus calcaratus* F. de la famille des *Chrisomelidae* (LANA ET TAYLOR, 1976 ; GIVORD ET DEN BOER, 1980) et par une espèce, *Zonocerus variegatus* L. de la famille des *Acrididae* (LANA ET TAYLOR, 1976). Il est facilement transmis par inoculation mécanique (GIVORD ET HIRTH, 1973). Les pertes de production occasionnées par la maladie sont estimées à 44 % (ATIRI ET VARMA, 1984). Le virus de la mosaïque du gombo infecte 171 espèces et variétés de plantes réparties en 31 familles (GIVORD, 1979). Trois souches du VMG ayant des propriétés biologiques sensiblement différentes mais sérologiquement très proches ont été identifiées (GIVORD, 1977 ; BOZARTH et al., 1977 ; IGWEGBE, 1983).

Le présent article rapporte les résultats de la caractérisation biologique d'un isolat du virus de la mosaïque du gombo rencontré à la Vallée du Kou (Burkina Faso). Quelques aspects écologiques de la maladie sont également étudiés.

MATERIEL ET METHODES

Source d'inoculum

Les feuilles de gombo présentant les symptômes de la mosaïque jaune ont été prélevées à la Vallée du Kou et ont constitué la source initiale de virus. Le virus a été maintenu sur le gombo cv. Clemson spineless. Par la suite, les jeunes feuilles de gombo infecté depuis deux semaines ont été utilisées comme source d'inoculum.

Microscopie électronique

La méthode "leaf dip" avec coloration négative (HITHBORN ET HILLS, 1965) a été utilisée. Un centimètre carré de feuille de gombo présentant les symptômes a été lacéré avec une lame de bistouri dans de l'acide phosphotungstique à 2 % pH 6,5. Une grille de microscope électronique recouverte de collodion et de carbone a été mise à flotter sur cette préparation pendant 1 mn. Elle a été ensuite essorée, séchée puis observée au microscope électronique à un grossissement de 100000. Des électromicrographies des particules ont été prises.

Transmission

Inoculation mécanique.

L'inoculum a été préparé en broyant 1 g de feuille de plant malade dans 2 ml de tampon phosphate de potassium 0,01M pH 7,0. Le broyat a été filtré sur de la gaze et le jus obtenu a constitué l'inoculum. Les feuilles des plants à tester, préalablement saupoudrées de carborundum (600 mesh), ont été frottées avec du coton initialement trempé dans l'inoculum.

Transmission par insectes

Des individus adultes non virulifères de *Podagrica decolorata* Duv. (*Chrisomelidae*) ont été déposés sur des plants de gombo malades. Après un temps

d'acquisition du virus de 24 h, les insectes ont été transférés sur des plants de gombo cv. Clemson spineless sains âgés de 15 jours et laissés pendant 48 h à raison de 1 à 2 individus par plant. Les insectes ont été ensuite tués par un traitement de Decis (deltaméthrine) à la dose de 12 g m.a/l. Cette expérience a été réalisée dans des enceintes "insect-proof" constituées de cages de dimension 1m x 0,5m x 0,5m et recouvertes de tissu moustiquaire.

Transmission par les graines

Deux cent quarante graines provenant de plants de gombo infectés par virus ont été testées pour des essais de transmission de l'agent pathogène par les semences. Les plantes qui en sont issues ont été observées pendant trois semaines (à partir de la levée) pour la manifestation des symptômes de la maladie.

Propriétés *in vitro*

La détermination du point de dilution limite a été faite en testant des dilutions successives (de 10^{-1} à 10^{-8}) de l'extrait brut. Le point de thermoinactivation a été testé par immersion de 2 ml d'extrait brut dans de l'eau chauffée à différentes températures (de 50°C à 90°C) pendant 10 minutes. La longévité *in vitro* du virus dans l'extrait brut gardé à 25°C, a été déterminée tous les deux jours pendant 20 jours. L'infectivité des différents extraits ainsi traités, a été testée par inoculation mécanique au gombo.

Gamme d'hôtes

Six hôtes à réaction différentielle vis-à-vis du VMG souche Nigéria, du VMG souche *Hibiscus rosa-sinensis* et du VMG Côte d'Ivoire (GIVORD, 1977), ainsi que 47 espèces et cultivars de plantes appartenant à 11 familles, ont été testés pour leur sensibilité à l'agent pathogène. Par ailleurs, 36 écotypes locaux de gombo ont été éprouvés vis-à-vis de l'agent pathogène pour la recherche d'une source de résistance. Les plants ont été infectés par inoculation mécanique de l'agent pathogène. L'infection chez les plantes n'ayant pas présenté des symptômes a été établie par inoculation retour au gombo.

Culture et conditionnement des plantes

Le milieu de culture des plantes à tester était constitué de terre étuvée à 100°C pendant 2 h. Les expériences de transmission par insectes ont été réalisées en serre dans les conditions naturelles de la période froide de l'année (de Novembre à Janvier). Pour l'étude de la gamme d'hôtes et les expériences de transmission par inoculation mécanique et par les graines, les plantes ont été gardées à l'abri des insectes dans une cellule climatique où la température variait entre 25 et 30°C et l'humidité relative entre 60 et 80 %. La photopériode était de 16 h.

Sérologie

Le test ELISA (Enzyme Linked Immunosorbent Assay)

La technique ELISA a été utilisée selon la variante "ACP" (Antigen Coated Plate) (VOLLER ET BIDWELL, 1977) avec un sérum lapin dirigé contre le VMG-CI et un sérum lapin dirigé contre le VNMV (virus de la mosaïque nécrotique du voandzou)

(fournis par L. GIVORD, ORSTOM Adiopodoumé). Un gramme de feuille avec symptômes a été broyé dans 10 ml de tampon carbonate 0,05M pH 9,6. Le broyat a été clarifié par centrifugation à 10000 g pendant 10 mn. Le surnageant a été utilisé pour le recouvrement des puits de la plaque de microtitration.

Les sera anti-VMG-CI et anti-VNMV, dilués 10^4 et $2,5 \times 10^3$ fois respectivement, ont été incubés pendant 2 h à 37°C. Les anticorps de révélation, dilués 10^4 fois, étaient des IgG de chèvre anti lapin couplé à la phosphatase alcaline (*Sigma Immuno Chemicals*). Le substrat, le p-nitrophénylphosphate (*Sigma Diagnosis*), a été utilisé à la concentration de 1 mg/ml dans du tampon diéthanolamine pH 9,8. La lecture des absorbances a été faite à 405nm à l'aide d'un lecteur de plaque (Labsystem Uniskan II).

La technique de double Immunodiffusion

La technique de double immunodiffusion (OUCHTERLONY, 1958) en milieu gélosé comme décrit par GIVORD (1977) a été utilisée. Le gel a été préparé comme suit : Du bacto agar Difco à 0,7 % additionné de 0,01 % d'azide de sodium et de 0,9 % de chlorure de sodium, dans le tampon phosphate de potassium 0,01M pH 7,0, a été gélifié dans une boîte de Pétri. L'antisérum VMG-CI dilué 50 fois a été placé dans le trou central. Les extraits de *Nicotiana glutinosa* L., de *N. tabacum* L. cv. Samsun, de *Cucumis sativus* L. et de *Vinca rosea* L. (syn. *Catharanthus roseus*) à analyser ont été préparés dans le tampon d'immunodiffusion selon un rapport de broyage de 1 g de feuille pour 2 ml de tampon. Après filtration sur la gaze, ils ont été déposés dans les puits périphériques. La boîte de Pétri a été placée dans une enceinte chargée d'humidité. L'ensemble a été incubé à température ambiante pendant 24 h.

Aspects écologiques et identification des hôtes réservoirs du virus

Les prospections ont été réalisées dans les principales zones agro-écologiques qui sont : (a) la zone Nord guinéenne couvrant les parties Sud et Sud-Ouest, (b) la zone Savane soudanienne couvrant les parties centrales et la zone Sahélienne couvrant la partie Nord.

Des feuilles avec la mosaïque ont été prélevées sur les plants de gombo et de mauvaises herbes. Elles ont été analysées pour la détection du virus par l'ELISA et par inoculation mécanique au gombo cv. Clemson spineless.

RESULTATS

Identification de l'agent pathogène au virus de la mosaïque du gombo (VMG)

Symptômes

La chlorose des nervures et des taches chlorotiques diffuses ont été les premiers symptômes apparus sur les feuilles primaires après inoculation mécanique. Des bandes jaunes bordant les nervures principales se sont élargies jusqu'à ne plus laisser que quelques petites taches vertes sur le limbe qui apparaît alors presque entièrement jaune (figure 1).



Figure 1 : Symptômes de la mosaïque sur une feuille de gombo cv. local.

Microscopie électronique.

La micrographie des préparations d'extrait de plante malade a révélé la présence de nombreuses particules isométriques dont la taille moyenne a été de 29 ± 2 nm. Deux types de particules ont été observées : des particules sombres et des particules claires (figure 2).

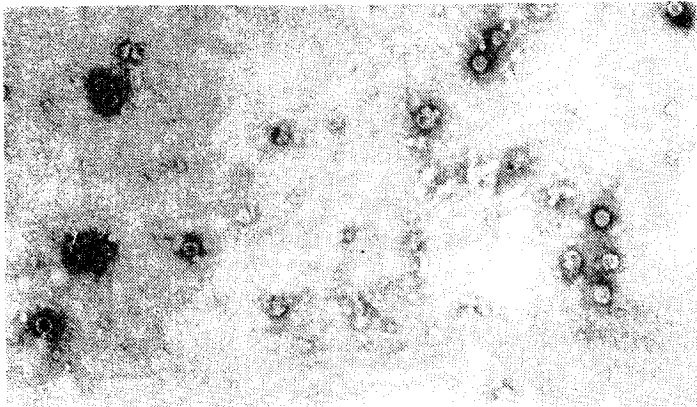


Figure 2 : Particules du virus responsable de la mosaïque du gombo observées au microscope électronique (grossissement= 100000)

Sérologie

En utilisant la méthode ELISA, les réponses DO405nm obtenues sont illustrées par la figure 3. Les extraits de gombo malade ont positivement réagi avec les sera anti-VMG-CI et anti-VNMV. Par contre, les extraits de plant de gombo sain ont réagi négativement avec les mêmes sera.

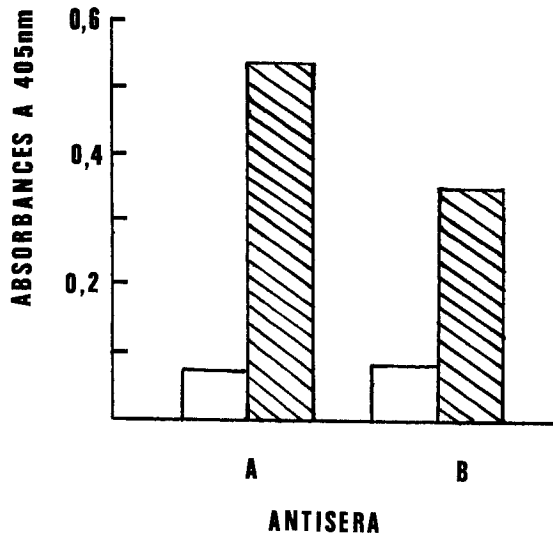


Figure 3 : Réactivité en ELISA-ACP des extraits de feuilles de gombo avec un sérum anti-VMG-CI (A) et un sérum anti-VNMV (B) après 2h d'incubation du substrat.

- extrait de feuilles saines
- extrait de feuilles malades

Transmission

Les caractéristiques de transmission de l'agent pathogène sont consignées dans le tableau I. L'inoculation mécanique a toujours provoqué des symptômes sur les plants testés 5 jours après inoculation. L'utilisation de *Podagrica decolorata* comme vecteur de l'agent pathogène a permis de reproduire les symptômes de la maladie sur les plants de gombo au bout de 8 à 10 jours. Par contre, aucun des plants issus de graines provenant de plants malades de gombo n'a présenté la mosaïque jaune.

Tableau I : Transmission de l'agent de la mosaïque jaune du gombo du Burkina Faso.

Type de Transmission		Infection ^a	
Inoculation mécanique sur gombo cv. Clemson spineless		3/63	(100%)
Graine*		0/200	(0%)
<i>Podagrica decolorata</i> Duv.	Exp 1 ^b	6/20	(30%)
	Exp 2 ^c	9/17	(53%)
	Exp 3 ^b	4/18	(22%)

a= nombre de plants malades /nombre de plants testés, b= un insecte pour deux plants, c= un insecte par plant.

* le taux de germination était de 96%

Gamme d'hôtes

L'inoculation mécanique de l'agent pathogène à 47 espèces et cultivars de plantes a permis d'infecter 29 d'entre eux (tableau II). Toutes les espèces de la famille des *Malvaceae* qui ont été testées se sont avérées sensibles à l'agent pathogène. La plupart des espèces et cultivars qui ont été décrits comme hôtes du VMG-CI ont été infectés par l'agent pathogène. En plus, ils ont montré les mêmes types de symptômes que ceux infectés par le VMG-CI. Certaines espèces à réaction systémique ont produit d'abord des symptômes de lésions locales chlorotiques sur les feuilles inoculées puis une mosaïque jaune systémique. Celles à réaction de type local ont montré seulement des lésions locales chlorotiques sur les feuilles inoculées.

Tableau II : Gamme d'hôtes de l'agent de la mosaïque jaune du gombo du Burkina Faso

Hôtes	VMG-BF ^a			VMG-CI ^b
	Infection ^c	Symptômes	Délais ^d	
MALVACEAE				
<i>Hibiscus asper</i> Hook.f.	3/3	LLC, Mos	8	LLC, Mos
<i>H. cannabinus</i> L.	11/18	LLC, Mos	7	LLC, Mos
<i>H. esculentus</i> L.	20/20	Mos	5	Mos
<i>H. rosa-sinensis</i> L.	8/10	Mos	7	Mos
<i>H. sabdariffa</i> L.	18/22	Mos	6	Mos
<i>Gossypium barbadense</i> L.	8/10	Mos	6	Mos
<i>Sida acuta</i> Burn. L.	8/10	ch	7	nt
<i>S. alba</i> L.	10/10	Mos	7	nt
<i>Wissadula amplissima</i> (L.) R.E. Fries	7/10	LLC	7	nt
TILIACEAE				
<i>Corchorus olitorius</i> L.	6/20	LLC, Mos	9	Mos
SOLANACEAE				
<i>Lycopersicon esculentum</i> Mill. cv. Rossol	0/12	0	-	0
<i>L. esculentum</i> Mill. cv. Xima	0/12	0	-	0
<i>Capsicum annuum</i> L.	0/8	0	-	0
<i>C. frutescens</i> L.	0/10	0	-	0
<i>Nicotiana clevelandii</i> Gray	0/12	0	0	Mos
<i>N. tabacum</i> L. cv. Xanthi nc	9/12	LLC	9	0
<i>N. benthamiana</i> Domin.	16/16	LLC, Mos	8	LLC
<i>N. sylvestris</i> Speg. et Comes	0/10	0	-	nt
<i>Hybride christie</i> (<i>N. glitiosa</i> X <i>N. clevelandii</i>)	4/12	LLC	9	LLC
<i>Solanum nigrum</i> L.	8/16	LLC, Mos	nd	Mos
<i>S. melongena</i> L.	0/8	0	-	0
<i>Physalis</i> sp.	0/8	0	-	nt
<i>P. angulata</i> L.	0/8	0	-	nt
<i>Datura innoxia</i> L.	9/16	Mos	8	nt
APOCYNACEAE				
<i>Vinca rosea</i> L. cv. albus (syn. <i>Catharanthus roseus</i>)	19/19	Mos	7	Mos

Tableau II : Gamme d'hôtes de l'agent de la mosaïque jaune du gombo du Burkina Faso (suite)

Hôtes	VMG-BF ^a			VMG-CI ^b
	Infection ^c	Symptômes	Délais ^d	
CHENOPODIACEAE				
<i>Chenopodium quinoa</i> Willd	8/16	LLC	10	LLC
<i>C. amaranticolor</i> Coste et Reyn	4/16	LLC	10	LLC
CUCURBITACEAE				
<i>Cucumis melo</i>	0/16	0	-	0
<i>C. sativus</i> L. cv. Belcanto	10/10	LLC	2	nt
<i>C. sativus</i> L. cv. Beit Alpha	9/14	LLC	9	nt
<i>C. sativus</i> L. cv. Poinsett	10/16	LLC	11	nt
<i>Citrilus vulgaris</i> Schrad	0/10	0	-	Mos
<i>Cucurbita pepo</i> L.	0/10	0	-	0
PAPILLONACEAE				
<i>Arachis hypogea</i> L.	8/10	TC, Mos	10	T
<i>Dolicos jaquini</i> DC.	9/16	LLC	nd	TC
<i>Vigna unguiculata</i> L. (Walp)				
cv. KVX 396-4-4	0/13	0	-	nt
cv. TVX 32-36	0/12	0	-	nt
<i>Voandzeia subterranea</i> Thouars	8/14	LLC, Mos	nd	Mos
<i>Phaseolus vulgaris</i> L.	0/14	0	-	0
<i>P. aureus</i> L.	0/20	0	-	nt
<i>Canavalia</i> sp	0/16	0	-	nt
CAPPARIDACEAE				
<i>Gynandropsis gynandra</i> L. Brip	9/9	Mos	nd	nt
LAMIACEAE				
<i>Leucas martinicensis</i> (Jacq.) R.Br.	0/10	0	-	nt
BOMBACACEAE				
<i>Adansonia digitata</i> L.	4/4	LLC	nd	LLC
ASTERACEAE				
<i>Blumea aurita</i> (L.) DC.	0/10	0	-	nt
<i>Tridax procumbens</i> L.	0/10	0	-	nt

a= VMG isolat Burkina faso, b= Givord (1979), c= nombre de plants malades / nombre de plants testés, d= délais d'apparition des symptômes, LLC= lésions locales chlorotiques, Mos= mosaïque, TC= taches chlorotiques, 0= pas de symptômes, nt= non testé, nd= non déterminé.

Détermination de la souche

Propriétés *in vitro*

Les caractéristiques des propriétés *in vitro* du VMG isolat Burkina Faso et celles des trois souches du VMG sont rapportées dans le tableau III. Les résultats ont été

variables mais le point de thermoinactivation a été plus élevé pour le VMG du Burkina Faso.

Tableau III : Stabilité du pouvoir infectueux de l'agent de la mosaïque du gombo du Burkina Faso.

Propriétés <i>in vitro</i>	VMG-BF ^a	VMG-CI ^b	VMG-Hr ^b	VMG-Nig ^b
Point de dilution limite	(10 ⁻⁶ ,10 ⁻⁷ ,10 ⁻⁷)	(10 ⁻⁶ ,10 ⁻⁵ ,10 ⁻⁴)	(10 ⁻⁵ ,10 ⁻⁴ ,10 ⁻⁵)	(10 ⁻⁵ ,10 ⁻⁵ ,10 ⁻⁷)
Longévité <i>in vitro</i> (jours)	(14,11)	(14,10,16)	14,12,16)	(15,16,20)
Point de thermoinactivation (°C)	(75,85,87)	(76,76,80)	(74,76,78)	(76,80,82)

a= VMG isolat Burkina Faso; b= Givord, (1977)

Les valeurs entre parenthèses indiquent les résultats de plusieurs expériences

Gamme d'hôtes différentiels

Le tableau IV indique la réaction de six hôtes à l'infection par le VMG-CI, le VMG-Nig, le VMG-Hr et le VMG du Burkina Faso. Contrairement au VMG-CI et VMG-Hr, le VMG du Burkina Faso a infecté systématiquement cinq des six hôtes testés, s'apparentant ainsi au VMG-Nig. Il s'est cependant distingué de ce dernier par sa capacité à infecter *Vinca rosea* L. et son incapacité à infecter *Brassica oleracea* L.

Tableau IV : Réaction des hôtes différentiels à l'infection par le VMG isolat Burkina Faso, le VMG-CI, le VMG-Nig et le VMG-Hr.

Hôtes	Réactions			
	VMG-CI ^a	VMG-Hr ^a	VMG-Nig ^a	VMG-BF ^b
<i>Nicotiana glutinosa</i> L.	0	LL	LL	LL
<i>N. tabacum</i> L. cv. samsun	0	0	LL	LL
<i>Cucumis sativus</i> L.	S	0	S	S
<i>Vigna unguiculata</i> L. (Walp) cv. ifé brown	0	nt	S	S
<i>Vinca rosea</i> L. cv. ocellatus	S	0	0	S
<i>Brassica oleracea</i> L.	0	nt	LL	0

S= réaction systémique; LL= réaction locale; 0= pas d'infection, nt= non testé a= Givord (1977), Lana *et al.* (1974), Lana et Bozarth (1975), b= VMG isolat Burkina Faso.

Vérification d'un mélange de souches

Dans le test d'immunodiffusion double, la réaction des extraits de plants de

V rosea L., de *N. glutinosa* L., de *N. tabacum* L. cv. samsun, et de *C. sativus* L. infectés par le VMG du Burkina Faso avec le sérum anti-VMG-CI a produit des lignes de précipité continues. Aucune ligne de précipité n'est apparue entre l'antisérum et l'extrait de gombo sain.

Aspects écologiques

Distribution géographique et importance de la maladie

La maladie a été observée pendant trois ans (1990-1993) à l'ouest et au centre du Burkina Faso (figure 4) aussi bien en saison sèche (sur les périmètres irrigués de la Vallée du Kou) qu'en saison pluvieuse.

Identification des hôtes réservoirs du virus

Le virus a été détecté en ELISA dans trois espèces de mauvaises herbes qui présentaient des symptômes de mosaïque : il s'agissait de *Sida acuta* L., *S. alba* L. et de *Urena lobata* L.. De plus, l'inoculation mécanique d'extraits bruts de ces trois espèces à des jeunes plants de gombo a provoqué les symptômes de la maladie.

Recherche d'une source de résistance

L'inoculation mécanique du VMG du Burkina Faso à 36 écotypes locaux de gombo a provoqué les symptômes de la maladie sur 100 % des plants. Les symptômes sont apparus 5 à 7 jours après inoculation et ont persisté au cours du développement des plants.

DISCUSSION ET CONCLUSION

La mosaïque produite sur les feuilles de gombo au Burkina Faso était du même type que celle observée en Côte d'Ivoire par GIVORD et al., (1972). Les caractéristiques des particules virales observées sur les micrographies et les résultats de la sérologie indiquent que le virus responsable de la maladie décrite ici est très probablement un *Tymovirus* (HARRISON et al., 1971 ; KOENIG ET GIVORD, 1974 ; KOENIG, 1976 ; HIRTH ET GIVORD, 1988).

Le mode de transmission, la gamme d'hôtes, la stabilité du pouvoir infectieux et le point de dilution limite de ce *Tymovirus* sont tout à fait similaires à ceux du VMG-CI (GIVORD ET HIRTH, 1973 ; GIVORD, 1979 ; GIVORD ET DEN BOER, 1980). Ces résultats suggèrent fortement qu'il s'agit du même virus.

La réaction des hôtes différentiels à l'infection par le virus de la mosaïque du gombo isolé au Burkina Faso est différente de leur réaction (LANA et al., 1974 ; LANA ET BOZARTH, 1975 ; GIVORD, 1977) à l'infection par toutes les trois souches connues du VMG. Les résultats de l'immunodiffusion indiquent que cette différence n'est pas due à un mélange de souches. Il a été conclu qu'il s'agit d'un nouveau isolat du VMG. Nous proposons de l'appeler VMG-BF (virus de la mosaïque du gombo isolat Burkina Faso).

La maladie semble pour le moment localisée à l'ouest et au centre. Mais compte tenu de l'importance de la culture du gombo, de la sensibilité des écotypes locaux à l'infection par le virus et de l'existence d'hôtes réservoirs du virus, la maladie pourrait s'étendre à d'autres localités du pays.

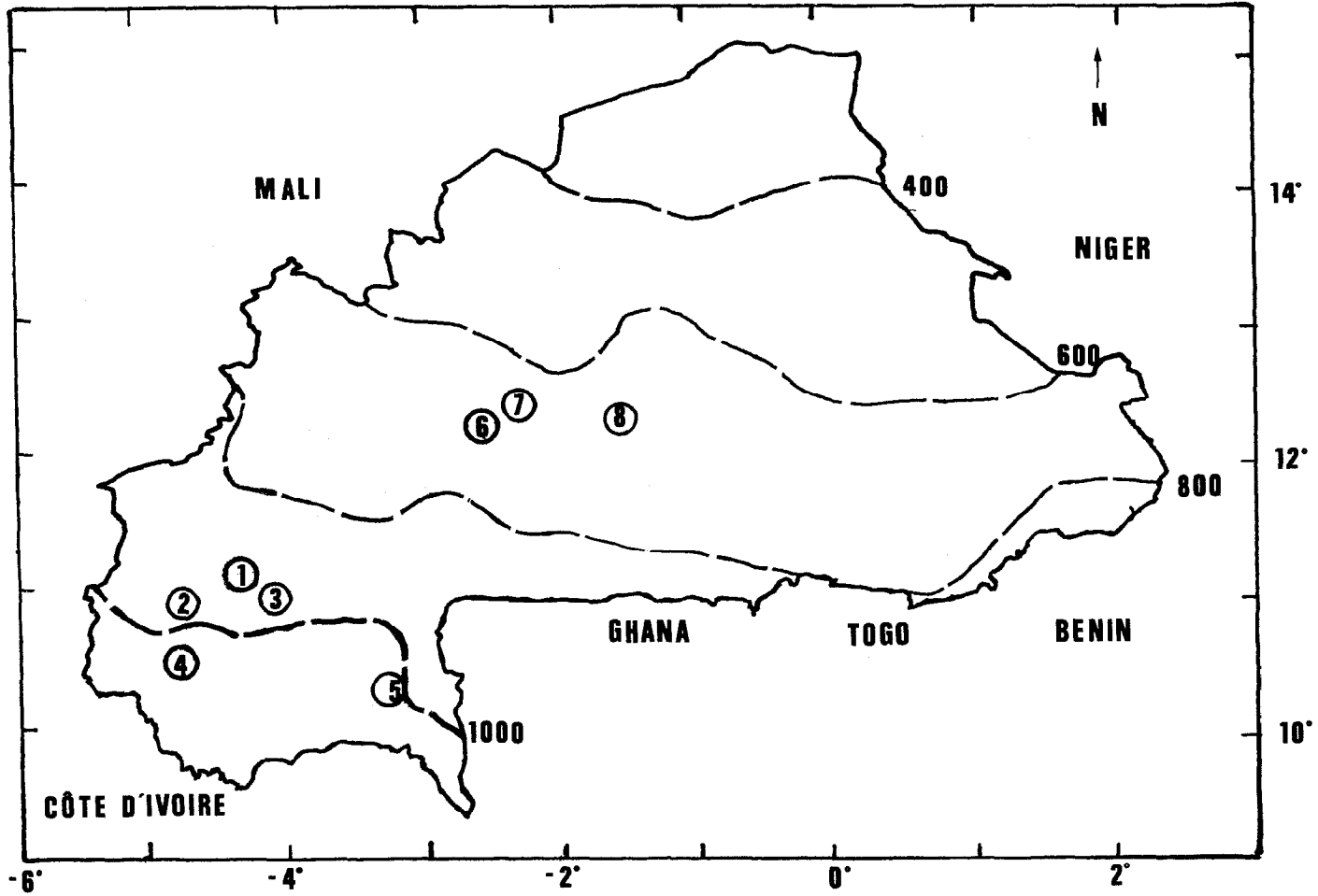


Figure 4 : Distribution géographique de la maladie de la mosaïque du gombo.
1 Vallée du Kou ; 2 Banzon ; 3 Leguema ; 4 Banfora ;
5 Gaoua ; 6 Sao ; 7 Réo ; 8 Ouagadougou. __ isohyètes

BIBLIOGRAPHIE

- ATIRI, G.I. ; VARMA, A.** 1984.- Effect of inoculation with okra mosaic virus on growth and yield of okra. Trop. Agric. 61 : 97-98.
- BOZARTH, R.F. ; LANA, A.O. ; KOENIG, R. ; REESE, J.** 1977.-Properties of Nigéria and Ivory coast strains of okra mosaic virus. Phytopathol. 67 : 735-737.
- FAUQUET, C. ; THOUVENEL, J-C.** 1987.- Maladies virales des plantes en Côte d'ivoire. Initiations, Documentations techniques. n° 46 ORSTOM Paris, 243 p.
- GIVORD, L. ; PFEIFFER, L. ; HIRTH, L.** 1972.- Un nouveau virus du groupe de la mosaïque jaune du navet : Le virus de la mosaïque du gombo (*Hibiscus esculentus* L. *Malvaceae*). C.R. Acad. Sc. Paris 275 : 1563-1566.
- GIVORD, L. ; KOENIG, R.** 1974.- Okra mosaic virus. CMI/AAB Descr. Plant viruses n° 128.
- GIVORD, L. ; HIRTH, L.** 1973.- Identification, purification and some properties of a mosaic virus of okra (*Hibiscus esculentus*). Ann. Appl. Biol. 74 : 359-370.
- GIVORD, L.** 1977.- Identification des souches du virus de la mosaïque du gombo (okra mosaic virus). Ann. Phytopathol. 9 : 53-70
- GIVORD, L.** 1979.- La gamme d'hôtes du virus de la mosaïque du gombo (okra mosaic virus). Agron. Trop. XXXIV-1 : 88-90.
- GIVORD, L. ; DEN BOER, L.** 1980.- Insect transmission of okra mosaic virus in Ivory coast. Ann. Appl. Biol. 94 : 236-241.
- HARRISON, B.D. ; FINCH, J.T. ; GIBBS, A.G. ; HOLLINGS, M. ; SHEPERD, R.J. ; VALENTA, V. ; WETTER C.** 1971.- Sixteen groups of plant viruses. Virol. 45 : 356-363
- HIRTH, L. ; GIVORD, L.** 1988.- Tymoviruses. "In" : The plant viruses 3 R. Koenig Plenum press, New York, p. 163-212.
- HITCHBORN, J.H. ; HILLS, G.J.** 1965.- The use of negative staining in the electron microscopic examination of plant viruses in the crude extracts. Virol. 27 : 528-540
- IGWEGBE, E.C.K.,** 1983.- A New strain of okra mosaic virus in Nigéria. Plant dis. 67 : 320-322.
- KOENIG, R. ; GIVORD, L.** 1974.- Serological interrelationship in the Turnip yellow mosaic virus group. Virol. 58 : 119-125.
- KOENIG, R.** 1976.- A loop-structure in serological classification system of tymoviruses. Virol. 75 : 1-5.
- LANA, A.O. ; BOZARTH, R.F.** 1975.- Studies on a virus induced mosaic disease of *Abelmoschus esculentus* in Nigéria. Phytopath. Z. 83 : 77-86.
- LANA, A.O. ; GILMER, R.M. ; CHEDA, H.D. ; FATOKUN, D.O.** 1974.-A virus induced mosaic of okra (*Hibiscus esculentus*) in Nigéria. Plant Dis. Rept. 58 : 616-619.
- LANA, A.O. ; TAYLOR, T.A.** 1976.- The insect transmission of an isolate of okra mosaic virus occurring in Nigéria. Ann. Appl. Biol. 82 : 361-364.

OUCHTERLONY, Ö. 1958.- Diffusion in gel methods for immunological analysis. Progr. in Aller. 5 : 1-78.

VOLLER, A. ; BIDWELL, D.E. 1977.- Enzyme immunoassays and their potential in diagnostic virology. "In" : comparative diagnosis of viral disease 2. E. Kurstak et C. Kurstak Academic press, New York, p. 449-457.