

Jean DUBERN

**QUELQUES ASPECTS DE LA TRANSMISSION
DE LA MOSAÏQUE DU MANIOC**



OFFICE DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE ET TECHNIQUE OUTRE-MER

CENTRE D'ADIOPODOUMÉ - CÔTE D'IVOIRE

B.P.V 51 - ABIDJAN



JUILLET 1977

OFFICE DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE ET TECHNIQUE OUTRE-MER

CENTRE D'ADIOPODOUME (Côte d'Ivoire)

Laboratoire de Virologie

QUELQUES ASPECTS DE LA TRANSMISSION DE LA
MOSAÏQUE DU MANIOC

par

J. DUBERN

QUELQUES ASPECTS DE LA TRANSMISSION DE LA MOSAÏQUE DU MANIOC

par J. DUBERN

Laboratoire de Virologie, Centre ORSTOM d'Adiopodoumé
B.P. V. 51, Abidjan, Côte d'Ivoire

RESUME

L'étude de la transmission de la Mosaïque du Manioc (*Manihot utilissima* Pohl.) a été totalement reprise. Elle a permis de confirmer et de compléter de nombreux travaux antérieurs : transmission par greffe et par *Bemisia tabaci* Genn. (Aleyrodidae), absence de transmission par graine, par Cuscute et par voie mécanique. La transmission est réalisable par les divers stades larvaires et les adultes, mais non par les oeufs.

Les essais de transmission par d'autres vecteurs aériens appartenant à la biocénose du Manioc, tels que Acariens et autres arthropodes, se sont soldés par des résultats négatifs.

INTRODUCTION

Bien que la description de la Mosaïque du Manioc (*Manihot utilissima* Pohl.) soit déjà ancienne (Warburg, 1894, Zimmermann, 1906), les différentes tentatives pour déterminer la nature du ou des agents pathogènes responsables ont échoué. La maladie présente en effet un ensemble de caractéristiques rendant son étude plus particulièrement délicate, caractéristiques qui tiennent soit à l'agent pathogène, soit à l'agent vecteur, soit à la plante elle-même.

L'agent pathogène n'a pas pu être isolé, ni transmis mécaniquement ; il n'a pas non plus été observé en microscopie électronique et sa détermination d'agent de type viral reste incertaine (Kitajima et Costa, 1964, Maramorosch, 1969 ; Dubern, 1973 a).

La plante, *Manihot utilissima* Pohl. est une Euphorbiacée ligneuse introduite d'Amérique et à l'origine indemne de cette maladie. Le Manioc s'est révélé être, à défaut de l'hôte primaire, un hôte d'élite en Afrique (Vavilov, 1935 ; Greenway, 1944 ; Pynaert, 1951).

L'agent vecteur de la Mosaïque est un arthropode Aleyrodidae, à la biologie encore mal précisée et à l'identification délicate : *Bemisia tabaci* Genn. (Kufferath et Ghesquière, 1932).

Cette maladie a fait l'objet de nombreuses études portant sur les transmissions par graines, par greffe, par Cuscute, par voie mécanique et par *Bemisia* spp. (Maramorosch, 1969). Cependant, certains résultats contradictoires, particulièrement sur la possibilité de transmission mécanique, ont été rapportés (Storey et Nichols, 1938). D'autres données, telle la transmission par Cuscute, ont été peu abordées (Sheffield et Kulkarni, 1964). Et même, si certains modes de transmission ont déjà été soumis à une attention plus soutenue, telle la vécution par *Bemisia tabaci* (Chant, 1958), quelques études plus approfondies méritaient de les compléter.

Le présent article rapporte les tentatives de transmission par les méthodes habituelles, graines, greffe, Cuscute, voie mécanique et surtout précise les modalités de la transmission par insecte.

MATERIELS ET METHODES

Toutes les expériences ont été menées au laboratoire. Les plantes sont gardées dans des abris étanches aux insectes et spécialement aux *Bemisia* spp. adultes. Par suite de la quasi généralisation de la maladie dans les cultures de Manloc en Côte d'Ivoire, et précisément autour de la Station d'Adlopodoumé, diverses précautions ont été prises pour la culture des plantes saines et pour les élevages d'insectes sains.

Les plantes de Manloc utilisées, *Manihot utilissima* Pohl. (= *M. esculenta* Crantz), Euphorbiacées, sont obtenues par semis ou bouturage en pot dans un mélange terre-sable-compost stérilisé. Les plants sains sont obtenus par semis de graines récoltées un an auparavant dans les collections de Manloc de l'ORSTOM ; ils sont donc des hybrides des différentes variétés. Les plants sont utilisés à l'âge de 1 à 2 mois au stade 1 à 3 feuilles trilobées. Parce qu'aucune variété résistante, ou un tant soit peu tolérante, n'a été repérée dans les collections ORSTOM ; il a été estimé que les lots obtenus par semis étaient tous également sensibles à la maladie et par suite homogènes, et ce malgré leurs morphologies parfois très dissemblables. Après utilisation, les plants sont traités chaque semaine avec des insecticides : systoate, vamifène, DDT, endrine, lindane ; les deux derniers ont été abandonnés par suite de leur phytotoxicité.

Les conditions d'humidité et de température sont celles qui règnent en Basse Côte d'Ivoire, c'est à dire en zone tropicale humide : humidité très forte souvent voisine de 100% et température moyenne de 26°C, oscillant tout au long de l'année entre 20 et 36°C.

Diverses techniques de greffage ont été expérimentées afin d'utiliser un système convenable. Successivement ont été testées la greffe en tête, la greffe en fente latérale, la greffe par approche et la greffe d'oeil. La greffe par approche est celle qui ménage au mieux porte-greffe et greffon car elle maintient un flux continu de sève. Le manloc est une plante qui se déshydrate très rapidement après greffage, aussi les plants sont-ils abrités dans des sacs en polyéthylène maintenant une atmosphère saturée en eau pendant 10 jours. Les deux plantes sont ligaturées par du Parafilm. Au bout de deux semaines, le porte-greffe est étêté et le greffon séparé de sa base. La ligature est ôtée entre 4 et 5 semaines puis la greffe est examinée. Deux mois plus tard, des transmissions de contrôle sur Manlocs sains de semis sont effectuées : greffe et transmission par *Bemisia tabaci*.

Pour tenter de réaliser la transmission par Cuscute, de nombreuses espèces ont été cultivées et testées : *Cuscuta campestris*, *C. gronovii*, *C. europaea*, *C. macroura*, *C. arvensis*, *C. lupuliformis*, *C. subinclusa* et *C. scandens*. Dans les conditions climatiques de la Côte d'Ivoire et, bien qu'elles aient toutes germé

en boîte de Pétri, seule *C. gronovii* et surtout *C. subinclusa* ont atteint un développement satisfaisant sur le Manioc pour permettre cette étude. Environ deux mois après les essais de transmission par Cuscute, des contrôles sont effectués : transmission par greffe et par *Bemisia tabaci* Genn. vers des Maniocs sains de semis.

Après avoir soupçonné un Thysanoptère, *Euthrips manihoti* (Bondar, 1924), un Jassidae, *Erythroneura* sp. (China, 1930), un Aphididae (Hédin, 1931), Kufferath et Ghesquière (1932) ont mis en évidence un homoptère vecteur de la Mosaïque en Afrique. Cet Insecte a été baptisé successivement *Bemisia mosaicivectura* Ghesq. (Kufferath et Ghesquière, 1932), *B. gossypiperda* M.L. (Lefèvre, 1935), *B. nigériensis* Corb. (Williams, 1940) et finalement *Bemisia tabaci* Genn. (Russel, 1957). Il est communément appelé "Mouche Blanche".

La larve est allométabole. Au premier stade larvaire, la larve nouveau-née, hexapode avec deux taches oculaires, se fixe après quelques vagabondages ne dépassant pas 10 cm et se recouvre de cire ; elle mesure environ 0,1 mm de longueur. Pendant les stades 2, 3 et 4, la larve reste fixée, pattes et antennes réduites à des moignons. Au quatrième stade larvaire, la larve s'épaissit et se transforme ; l'alimentation est arrêtée. De la métamorphose est issu un adulte ailé, très mobile mesurant environ 1 mm de longueur. Mâles et femelles ont un aspect très semblable ; les glandes cirières, situées à la base de l'abdomen, forment de petites plaques chez les mâles et de grandes plaques chez les femelles ; l'abdomen des femelles est plus large et moins pointu que celui des mâles. La reproduction a lieu par voie amphisexuelle et oviparité ; l'oeuf, oblong, est fixé par un pédoncule, debout tel un menhir. La reproduction parthénogénétique est facultative et est fonction des conditions climatiques ; elle ne produirait que des mâles. Larves et Imagos vivent toujours fixés à la face inférieure des feuilles.

Cet Insecte piqueur transmet des maladies jusqu'à présent attribuées à des virus. Il est extrêmement polyphage ; les familles de plantes envahies sont très diverses et comprennent les Composées, Convolvulacées, Crucifères, Cucurbitacées, Euphorbiacées, Géraniacées, Labiacées, Légumineuses, Linacées Malvacées, Pédaliacées, Solanacées, Scrofulariacées, Tillacées, Urticacées, Verbénacées... L'aire géographique qu'il couvre ne semble pas limitée puisqu'il sévit aussi bien dans les zones Intertropicales que dans les zones tempérées (Azab, Megahed et El Mirsawi, 1970 et 1971 ; Cohic, 1968 ; Huttchinson and al., 1950). Il est cependant capable de prendre des habitudes alimentaires et même des caractéristiques morphologiques très précises en fonction de sa plante-hôte (Pollard, 1955 ; Mound, 1963) : des Mouches Blanches prélevées sur le Manioc se développent sur le Gombo, le Cotonnier et le Tabac ; prélevées sur l'une de ces plantes, ces mouches sont difficilement réadaptées au Manioc : survie très réduite et ponte pratiquement inexistante.

Les Aleyrodes utilisés ont été piégés directement dans la collection de l'ORSTOM à l'aide d'aspirateurs à bouche classiquement utilisés en entomologie. Ils sont manipulés soit à l'oeil nu, soit sous la loupe binoculaire Zeiss après anesthésie.

La détermination de l'espèce utilisée n'a été contrôlée que pour 4 expériences : celle-ci est faite par examen des pupariums ou exuvies des 4^e stades larvaires au microscope Leitz Orthomat (oculaire 10 x, objectif 10 x) selon la clef de détermination donnée par Mound L.A. (1963) ; la difficulté est en effet la différenciation des deux espèces de *Bémisia* : *B. tabaci* Genn. et *B. hancocki* Corb..

Les élevages de Mouches Blanches sont menés dans des cages (100 x 50 x 50 cm) garnies de voile de tergal (trou de 0,2 mm x 0,2 mm) imperméables aux Aleyrodes adultes, placées elles-mêmes dans une serre garnie de moustiquaire et du même voilage, et munie d'une double entrée.

Pour les tests de transmission et pour démarrer les élevages, et donc dans le but de forcer les insectes à piquer et vivre en contact avec les plantes, ils sont confinés dans des microcages de 12 mm de diamètre et de 8 mm de profondeur, et dont le fond est garni de voile de tergal (Pruthi et Samuel, 1937 ; Storey, 1937 ; Giddings, 1939). Ces microcages sont placés sous les feuilles. Des anneaux de mousse de polyéthylène évitent l'écrasement des feuilles et forment joints entre microcages et feuilles. Les insectes adultes sont prélevés à l'aide d'un aspirateur à bouche avec une faible dépression pour éviter de briser les rostrés ; ils sont endormis soit avec de l'éther, soit avec du CO₂, soit par l'application d'une température de 4-6°C. L'éther éthylique est d'emploi plus commode et n'altère pas la longévité des insectes à condition de limiter dans le temps son application. L'utilisation des températures de 4-6°C permet de conserver dans les pièges les insectes vivants jusque pendant 48 h, alors qu'à la température ambiante, ils ne survivent pas au-delà d'une douzaine d'heures sans alimentation.

La maladie a été prélevée sur une variété de Manioc des Collections ORSTOM Agbat Kpouka. Cette variété a été choisie parce qu'elle présente la symptomatologie classique de la Mosaïque telle qu'elle a été décrite par Storey et Nichols (1938). Un lot de Manioc de semis infecté par des *Bémisia* spp. prélevées sur cette variété est devenu notre inoculum de départ.

Par suite de la grande variabilité des symptômes de cette maladie en fonction de variations climatiques faibles, et, bien que nous ayons démontré que l'agent pathogène pouvait exister sans qu'il y ait syndrome de maladie, seuls ont été répertoriés et comptabilisés comme malades les plants présentant le symptôme net de mosaïque.

RESULTAT

Transmission par graines

Bien que de nombreux auteurs aient estimé que la maladie n'était pas transmise par cette voie, il a semblé nécessaire de le contrôler sur des semis importants, ne serait-ce que pour la bonne marche des diverses expériences de transmission réalisées.

A Adiopodoumé, toutes les plantules saines de Manioc sont obtenues par semis de graines récoltées dans les collections de l'ORSTOM, qui sont malades à un taux de 100%. Plus de 20.000 graines ont été semées et toutes ont donné des plants exempts de Mosaïque.

Transmission par greffe

Les greffes intraspécifiques ont démontré la nature infectieuse de la maladie.

Environ 50% des greffons se sont implantés. Dans le cas où les greffes ont pris, tous les plants ont été atteints et ont montrés des symptômes de mosaïque au bout de 6 à 8 semaines. Dans le cas où les greffes ont été rejetées, la maladie a atteint approximativement le quart des plants.

L'étude de la transmission par greffes interspécifiques et intergénériques, déjà entreprise par Brunt (1963), a été expérimentée. La maladie a ainsi été transmise à *M. glaziovii*, *M. palmata*, *M. dichotoma*, *M. flabellifolia*, *M. melanobasis*, *M. saxicola*.

Par contre aucun succès n'a été obtenu avec les Euphorbiacées suivantes : *Ricinus communis*, *Croton lobata*, *Euphorbia hirta*, *E. peplus*, *E. heterophylla*, *E. biumbellata*, *E. preslii*, *E. platyphyllus*, *E. humifusa*, sur lesquelles les greffons ont subsisté et sont restés turgescents pendant deux semaines.

Quelques tentatives restées sans succès ont été également effectuées avec des familles réputées pour leur facilité de greffage : Solanacées (*Nicotiana tabacum* var. Samsun, *Lycopersicon esculentum*), Légumineuses (*Crotalaria pallida*, *C. juncea*, *Arachis hypogaea*), Malvacées (*Gossypium hirsutum*, *Hibiscus esculentus*). Des contrôles ont été effectués : greffage et transmission par *Bemisia tabaci* vers des Maniocs sains de semis.

Par ailleurs, cette technique de greffage a été utilisée dans le but de comparer la Mosaïque du Manioc avec d'autres affections présentant des caractéristiques voisines : Mosaïque du Cotonnier, enrroulement du Gombo, de l'igname et du Tabac, Mosaïque du Manioc *M. glaziovii*. Le Manioc a alors été utilisé ou comme

greffon ou comme porte-greffe. Hormis la transmission attendue et réussie de la Mosaïque de *Manihot glaziovii*, aucune maladie n'a affecté le Manioc. De même la Mosaïque du Manioc n'a pu être transmise au Cotonnier, au Gombo, à l'Igname et au Tabac.

Transmission par Cuscuta

Deux espèces *Cuscuta subinclusa* et *C. gronovii* ont donc été utilisées. Les plantes testées ont été *Nicotiana tabacum* var. Samsun, *Petunia violacea*, *Capsicum annum*, *C. frutescens*, *Manihot utilissima*, *M. glaziovii*, *Physalis floridana*, *P. alkekengi*, *Cucumis melo*, *Cucurbita pepo*, *Hibiscus esculentus*, *Gossypium hirsutum*, *Passiflora edulis*, *P. quadrangularis*, *Dioscorea allata*, *Crotalaria juncea*, *Arachis hypogaea*, *Vigna sinensis*. Les deux espèces de Cuscuta se sont établies sur toutes ces plantes mais la maladie n'a pas été transmise. D'autres espèces ou genres ont été essayées mais les Cuscutes n'ont pas réussi à les parasiter.

Transmission par voie mécanique

Hormis Hédin (1931), Kufferath et Ghesquière (1932), puis Lefèvre (1935) aucun auteur n'a obtenu de transmission mécanique de la maladie quel qu'ait été le système utilisé. Hédin obtint son résultat par une fine incision longitudinale près du sommet de la tige ; Kufferath et Ghesquière ne décrivent pas leur technique. Quant à Lefèvre, la transmission est réalisée par injection de jus de plantes dans le parenchyme des feuilles et des tissus sous-épidermiques des jeunes rejets de plantes saines ; le % de transmission positive est alors très élevé. Cependant à la même époque ni Staner (1931), ni Pascalet (1932) n'ont obtenu de transmission, et, par la suite aucun auteur n'eut de succès.

Les essais menés à Adiopodoumé se sont soldés par des échecs constants malgré la diversité des systèmes expérimentaux employés. La transmission a été tentée par frottement des feuilles, des pétioles, des tiges ou des racines, en présence d'abrasifs, tel que carborundum, célite ou sable ; elle a également été effectuée par injection, par incision à différents niveaux de la plante, par trempage des racines et par infiltration dans les feuilles. L'inoculum était soit des extraits bruts, soit des extraits clarifiés. Les extraits bruts, dilués ou non avec de l'eau ou des solutions tampons variées, ont été réalisées par broyage au mortier à 4°C ou à température ambiante, de matériel frais ou de matériel congelé (feuilles, tiges, tubercules). Les extraits clarifiés ont été obtenus par des méthodes variées : centrifugation, ultracentrifugation, acidification, congélations et décongélations successives, dégradation par le n-butanol, le chloroforme, l'éther diéthylique, le tétrachlorure de carbone ou le Triton x 100. Des additions diverses ont été effectuées : bentonite, albumine, caféine, charbon actif, acide nicotinique, polyéthylène-glycol, polyvinyl-pyrrolidone. Des réducteurs variés ont été utilisés : acide ascorbique, chlorure de cystéine, bisulfite et diéthylidithiocarbamate de sodium, acide thioglycolique. De même on a fait

varier les pressions osmotiques, les sels et les pH : phosphate, citrate, acétate, borate, Tris ; M/5 à M/1000 ; pH 4,8 à 9 ; saccharose 0 à 50 %.

Le pouvoir inhibiteur propre du Manloc a été examiné en préalable à ces diverses inoculations. L'extrait brut de Manloc est additionné d'une suspension de virus de la Mosaïque du Tabac et inoculé à *Nicotiana tabacum* var. Samsun NN ; le nombre de lésions locales induites est peu diminué par rapport au nombre obtenu par l'inoculation de la suspension de virus de la Mosaïque du Tabac seule (10%). Le pouvoir inhibiteur du Manloc est donc faible.

Le tableau n° 9 donne la liste des nombreuses espèces inoculées par ces diverses méthodes, espèces pour lesquelles les contrôles de transmission par *Bemisia tabaci* ont été effectués.

Transmission par Aleyrodes

Les modalités de la transmission de la Mosaïque du Manloc par *Bemisia tabaci* Genn. ont fait l'objet d'études très nombreuses en ce qui concerne la transmission par l'insecte adulte mais non en ce qui concerne les stades préadultes.

Dans une première série d'expériences, la transmission par les adultes a été réétudiée et précisée.

Expérience n° 1. Afin de réaliser les transmissions dans les meilleures conditions, le nombre d'insectes minimum pour réaliser la transmission efficace de la maladie a été étudiée.

Tableau 1 - Nombre d'insectes adultes nécessaires à la transmission.

Nombre d'insectes par plante	0	1	2	5	10	20	50	100
Nombre de plantes inoculées	15	15	15	15	15	15	15	15
Nombre de plantes infectées	0	2	3	8	11	12	14	15
Taux de transmission par Insecte*	-	1,7	2,03	4,25	5,05	4,84	4,86	4,72

* Le taux de transmission par Insecte est le rapport entre le nombre de plantes infectées et le logarithme du nombre d'insectes qui les ont contaminées.

Le tableau 1 montre qu'un seul insecte suffit à la transmission de la maladie ; à partir de 10 insectes, le taux de transmission maximal est atteint. Le taux de transmission maximal est le taux pour lequel un nombre peu élevé d'insectes permet d'infecter un nombre de plantes important. Le nombre de plantes atteintes est fonction du nombre d'insectes utilisés ; l'étude de l'évolution comparée de ces deux termes indique une relation de type logarithmique. Le rapport entre le nombre de plantes atteintes et le logarithme du nombre d'insectes utilisés a été analysé ; il est appelé taux de transmission par insecte. Il est maximum pour un nombre de 10 insectes. Dans les expériences qui ont suivi c'est donc ce nombre de 10 insectes qui a été utilisé.

Expérience n° 2. La période d'acquisition de la maladie a été étudiée dans deux conditions : sans jeûne préalable et avec un jeûne préalable de 3 h environ.

Tableau 2 - Période d'acquisition sans jeûne préalable.

	30 mn	1 h	2 h	3 h	4 h	5 h	6 h	8 h	10 h	12 h
Nombre de plantes inoculées	10	10	10	20	30	30	30	20	10	10
Nombre de plantes malades au bout de 2 mois	0	0	0	0	0	2	12	13	7	9

Tableau 3 - Période d'acquisition suivant un jeûne de 3 h.

	2 h	2h30	3 h	3h30	4 h	4h30	5 h	6 h	8 h
Nombre de plantes inoculées	20	20	30	30	30	30	30	30	20
Nombre de plantes malades au bout de 2 mois	0	0	0	9	13	11	16	21	16

La période minimale d'acquisition de la maladie est de 5 h sans jeûne préalable et de 3h30 après un jeûne de 3h. Une période d'acquisition optimal a été définie ; c'est la période d'acquisition relativement la plus courte pour laquelle un pourcentage de plantes infectées important est cependant atteint. La période d'acquisition optimale est d'environ 8 h sans jeûne et de 6 h après un jeûne de 3 h.

Expérience n° 3. Après un jeûne de 3h, suivi d'une période d'acquisition de 6 h, les insectes ne sont pas capables de transmettre immédiatement la maladie. Un délai, ou période de latence, est nécessaire avant que les insectes ne deviennent réellement infectieux.

Tableau 4 - Période de latence, après un jeûne de 3 h et une période d'acquisition de 6 h.

	30 mn	1 h	2 h	3 h	4 h	5 h	6 h	7 h	8 h
Nombre de plantes Inoculées	12	12	22	22	34	34	34	34	34
Nombre de plantes malades au bout de 2 mois	0	0	0	0	3	11	19	21	23

La période de latence, ou incubation de la maladie dans l'insecte adulte, est de 4 h. Dans ce cas encore, une période de latence optimale a été définie : c'est la période de latence relativement la plus courte pour laquelle un pourcentage de plantes infectées important est atteint. La période de latence optimale est d'environ 6 h.

Expérience n° 4. Une fois infectieux, il est encore nécessaire de connaître la durée du repas d'inoculation.

Tableau 5 - Période d'inoculation, après un jeûne de 3 h suivi d'une période d'acquisition de 6 h et d'une période de latence de 6 h.

Durée (mn)	5	10	15	20	25	30	40	50	60
Nombre de plantes Inoculées	12	36	36	36	36	24	24	12	12
Nombre de plantes malades au bout de 2 mois	0	8	11	10	16	17	19	8	9

Un repas de 10 mn suffit à inoculer la maladie ; cependant une durée supérieure accroît les possibilités de transmission. Une période d'inoculation optimale a été définie et correspond à la période la plus courte pour laquelle le nombre de plantes infectées est le plus élevé. La période d'inoculation optimale est environ de 30 mn.

Expérience n° 5. Une fois l'agent pathogène acquis par l'insecte, il est intéressant de savoir si l'agent pathogène subsiste longtemps dans l'insecte ; cette dernière particularité est en effet en relation directe avec la dissémination de la maladie. Cette durée est appelée période de rétention. Par suite de la mort successive des insectes et pour rester dans les meilleures conditions de transmissions, les insectes sont regroupés par 10 à chaque transport.

Tableau 6 - Période de rétention dans l'insecte adulte

Durée(en jours)	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
Nombre de plantes Inoculées	30	30	27	23	22	19	15	12	8	7	5	3	1
Nombre de plantes malades au bout de 2 mois	28	24	20	20	19	12	8	3	3	1	0	0	0

La période de rétention de l'agent pathogène est donc de 9 jours. Cependant nombre d'individus perdent leur pouvoir infectieux plus tôt.

Expérience n° 6. Dans une seconde série d'expériences, la transmission de la Mosaïque par *Bemisia* spp. aux divers stades larvaires a été étudiée. Elle est effectuée en transportant les larves élevées sur plantes malades et en les déposant sur les faces inférieures retournées des feuilles saines. Deux difficultés ont rendu ces expériences particulièrement délicates : la petitesse et la grande fragilité des larves de premier stade qui seules sont mobiles, et la fixité des trois autres stades larvaires ; la difficulté du 4e stade est contournée en prélevant les adultes dès leur sortie de l'exuvie ; quant aux larves de 2e et de 3e stades, elles sont prélevées avec le maximum de précaution. Malgré cela, peu de larves survivent, rostrés brisés, ou simplement ne peuvent se fixer et injecter leur rostre dans les cellules épidermiques.

Tableau 7 - Transmission par les larves de *Bemisia tabaci* Genn.

	larves de 1er stade	larves de 2e stade	larves de 3e stade	adultes nouvellement apparus
Nombre total d'insectes	150	250	250	50
Nombre de plantes Inoculées	30	30	30	10
Nombre de plantes malades au bout de 2 mois	2	6	5	4

Quelque soit le stade de développement de la larve, *Bemisia tabaci* Genn. transmet la Mosaïque du Manioc, ce qui nous a conduit à nous poser la question de savoir si la maladie est ou non transmise par voie transovarienne.

Expérience n° 7. Cette expérience a été réalisée en suivant deux voies. D'une part des oeufs de *Bemisia* spp. sont déposés sur la face inférieure retournée de Manioc sain. D'autre part des oeufs sont déposés dans des boîtes de Pétri en atmosphère saturée et à l'étuve à 30°C ; au bout de 48 h environ les larves de 1er stade nouveaux-nées mobiles sont recueillies et déposées sur la face inférieure retournée des Manioc sains.

Tableau 8 - Essais de transmission par voie transovarienne.

	Oeufs	Larves de 1er stade nées en boîte de Pétri
Nombre d'individus total	1000	250
Nombre de larves du 1er stade	122	250
Nombre de plantes inoculées	20	25
Nombre d'insectes adultes obtenus	45	32
Nombre de plantes malades	0	0

La maladie n'a pu être transmise par cette voie et la plupart des oeufs et des larves meurent, mais certains donnent cependant naissance à des adultes, en nombre suffisant pour permettre la transmission de la maladie. La Mosaïque ne semble donc pas être transmise par voie transovarienne.

Expérience n° 8. Afin d'exploiter les résultats des premières expériences de transmission par les insectes adultes, des essais pour transmettre la Mosaïque du Manioc à de nombreuses espèces (tableau 10) ont été effectués. Hormis quelques espèces du genre *Manihot*, *M. dichotoma*, *M. glaziovii*, *M. flabellifolia*, *M. melanobasis*, *M. palmata*, *M. saxicola*, tous les essais ont échoués et notamment ceux vers *Gossypium hirsutum*, *Dioscorea allata*, *Nicotiana tabacum*, *Hibiscus esculentus*.

Indépendamment, la transmission de la Mosaïque du Cotonnier (Binck, 1973), et des "leaf curl" de l'igname, du Gombo et du Tabac (Olivares and al, 1972) a été tentée vers le Manioc. Des contrôles ont été effectués : transmission en retour vers ces mêmes plantes. Aucune de ces maladies n'a été transmise au Manioc.

Expérience n° 9. Dans une dernière série d'expérience, l'acquisition artificielle du pouvoir pathogène par *Bemisia tabaci* Genn. a été abordée. Au préalable à cette acquisition, des essais d'alimentation artificielle des insectes adultes ont été entrepris à Adiopodoumé dans le but d'obtenir une survie aussi longue que possible, permettant l'acquisition de l'agent pathogène et non d'élever l'insecte. Plusieurs solutions nutritives à base de saccharose, glucose, fructose, maltose, extrait de levure, additionnées de chlorure de sodium, d'ascorbate, d'agar, ainsi que les milieux de Auclair, de Poltout et Blues, et de Dadd et Krieger ont été déposées sur une membrane et présentées à l'insecte. Trois types de membrane ont été utilisés : collodion, latex et Parafilm M étendu 9 fois ; seul ce dernier s'est révélé acceptable et facilement percé. La meilleure solution nutritive actuelle est constituée d'eau distillée, saccharose 3,5 %, chlorure de sodium 0,9 %, ascorbate de sodium 0,01 % ; elle permet la survie jusqu'à 72 h de *Bemisia* adultes et même leur ponte sur le Parafilm. Des extraits bruts préparés extemporanément et des extraits clarifiés de Manioc malade ont été ajoutés à cette solution. Des adultes ayant vécu pendant 24 h avec cette solution renouvelée de 6 h en 6 h sont déposés sur des plantes saines. La maladie n'a pu être transmise.

Transmission par d'autres arthropodes

Des captures ont été réalisées dans les champs de Manioc à Adiopodoumé afin de contrôler s'il n'existerait pas d'autres insectes ou arthropodes vecteurs de la Mosaïque du Manioc. 10 séries de piégeage ont été effectués sur une période de trois mois soit avec des filets, soit avec des bacs attractifs à différentes hauteurs.

Tableau 9 - Arthropodes piégés dans les champs de Manioc.

N° de piégeage	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	Total
Aphididae	6	12	12	-	-	-	-	-	12	-	42
Aleyrodidae	42	66	168	192	-	240	-	-	210	-	918
Cicadellidae	66	24	48	48	12	54	72	62	72	180	638
Thrips	-	-	25	54	6	60	-	-	30	-	175
Membracidae	12	-	6	6	-	-	-	-	-	-	24
Delphacidae	-	-	-	-	18	18	-	12	18	180	246
Cercopidae	6	-	-	-	-	12	-	-	5	-	23
Psyllidae	6	-	-	2	-	-	-	-	3	-	11
Acaréens	en observation directe sur les feuilles plus de										10.000

Les insectes piégés sont confinés dans des microcages, ou dans des cages de mêmes types mais de plus grande taille (Ø 30 mm), en contact avec des Maniocs sains de semis, jusqu'à leur mort. La Mosaïque n'a pu être transmise hormis par les Aleyrodes capturés.

DISCUSSION

Les différents types de transmission testés ont permis d'apporter quelques informations complémentaires aux connaissances déjà acquises sur la Mosaïque du Manioc.

Cependant dès les débuts des expérimentations, nous nous sommes heurtés à divers problèmes, concernant l'inoculum de départ, l'utilisation de lots de plants de Manioc homogènes et le contrôle des expériences de transmission.

Le problème essentiel a été le prélèvement de la seule Mosaïque. Le Manioc est en effet cultivé par multiplication végétative ; ceci nous a obligé à envisager la surinfection probable par d'autres maladies. Des symptômes, autres que la Mosaïque, ont été notés sur certaines variétés de Manioc : éraillons et balais-de-sorcières. Bien qu'il ne soit pas démontré que ces symptômes ne sont pas liés à la Mosaïque, il a semblé plus prudent de choisir notre inoculum initial dans une variété extériorisant le plus classiquement possible la Mosaïque, telle qu'elle a été décrite par Storey et Nichols (1938). La maladie a été transmise une première fois par *Bemisia tabaci* Genn. à un lot de jeunes plants obtenus par semis. L'apparition de la Mosaïque a confirmé l'isolement de la maladie, sans exclure cependant l'acquisition possible d'autres affections transmises en même temps par *Bemisia tabaci* Genn. ; Pourtant tout au long de nos expérimentations, seuls les symptômes de la Mosaïque sont apparus.

Un second problème soulevé a été celui de l'utilisation de lots homogènes de plantes saines. Certes, le mieux aurait été l'expérimentation sur des clones obtenus par bouturage ; mais l'obtention n'a pas été techniquement réalisable au moment de nos expériences. Par ailleurs, l'absence de variétés résistantes ou tolérantes dans la collection où sont prélevées les graines, ajoutées au fait qu'à notre connaissance il n'existe pas en Afrique de variétés de Manioc totalement résistantes ou tolérantes, nous a permis de conclure que, malgré des aspects très hétérogènes, les lots utilisés sont tous homogènes en ce qui concerne la sensibilité à la maladie. De fait, des contrôles ont été effectués pour les deux premières expériences ; la maladie a été recherchée dans les plants apparemment sains deux mois après l'essai de transmission ; le contrôle a été effectué en tentant la transmission vers 10 Maniocs sains de semis à l'aide de *Bemisia tabaci*. On n'a pas pu résoudre la Mosaïque à partir de ces plants.

En ce qui concerne les essais de transmission vers d'autres espèces ou d'autres genres que *M. utilissima*, les contrôles ont été effectués par transmission par greffe et par *B. tabaci* adultes. Ces contrôles ne sont pas alors possibles dans tous les cas : les greffes ne prennent que sur un nombre très limité d'espèces et les insectes n'acceptent pas toujours de s'alimenter suffisamment longtemps pour acquérir la maladie. Les Aleyrodes

possèdent en effet des habitudes alimentaires (Pollard, 1955) ; cependant nous avons tenté de contourner la difficulté en augmentant le nombre d'insectes au moment de l'acquisition et donc les probabilités qu'au moins un insecte prenne un repas supérieur à 3 h 30.

La transmission par graines a été étudiée. Dans aucun cas la maladie n'a été transmise, résultats en accord avec les observations de Hédin (1931), et celles de Storey et Nichols (1938 b).

Les greffes intraspécifiques ont évidemment confirmé la nature infectieuse de la maladie, en accord avec les travaux de Storey (1930), de Storey et Nichols (1938), de Deighton (1932), de Chant (1957) et de Alaglanagalingam et Ramakrishnan (1966). Il s'agissait cependant d'étendre ce système et de tenter de réaliser la transmission vers d'autres espèces, vers d'autres genres et même vers d'autres familles, d'une part dans le but de déceler l'existence de plantes réservoirs de la Mosaïque, et d'autre part dans le but de comparer cette maladie avec d'autres affections présentant des caractères similaires : absence de transmission mécanique, difficultés dans les essais d'isoler et d'observer l'agent pathogène, transmission persistante par Aleyrodes. Hormis le genre *Manihot*, aucun autre n'a accepté la maladie. Par ailleurs, les essais complémentaires de greffe de Coton, Gombo, Igname, Tabac, Crotalaire, atteints de mosaïque ou "leaf curl" n'ont pas non plus permis de contaminer le Manioc.

Par Cuscute les nombreux essais ont conduit à un échec persistant. Plusieurs essais réalisés avec *Cuscuta subinclusa* ont provoqué des malformations sur *Manihot utilissima*, sur *Capsicum annum* et *C. frutescens* et une jaunisse sur *Petunia violacea* ; il semble qu'il ait été transmise une maladie de surinfection, probablement liée à la présence de mycoplasme et provoquant chez certaines variétés de Manioc une très importante ramification (Dubern, 1973).

La transmission mécanique, également tentée, n'a pas apporté de succès, en accord avec les travaux des auteurs suivants : Storey et Nichols (1938), Chant et Gotterill (1958), Alaglanagalingam et Ramakrishnan (1966). Les résultats opposés de Hédin (1931), Kufferath et Ghesquière (1932), et Lefèvre (1935) doivent donc être interprétés différemment. La transmission d'une autre maladie du Manioc a probablement été réalisée. Peut-être était-ce la Mosaïque Commune ? Cette maladie, inconnue en Afrique, est localisée strictement à l'Amérique et présente une symptomatologie très semblable à la Mosaïque de l'Afrique ; cette maladie aurait pu survenir à la faveur de l'introduction de clones de Manioc américains (Costa and Kitajima, 1972).

Par les arthropodes piégés dans les champs de Manioc, autres que *Bemisia tabaci* Genn., aucune transmission n'a été réalisée. Seule *Bemisia* transmet la Mosaïque. La détermination de l'espèce *Bemisia tabaci* Gennadius, quoiqu'effectuée à posteriori, a montré que les populations d'Aleyrodes élevées étaient exclusivement composées de cette espèce et, bien que *Bemisia hancocki*

Corbet lui soit généralement associée dans les cultures de Manioc. L'étude de la transmission par les adultes a permis de confirmer les différents travaux précédents de Chant (1958), Storey et Nichols (1938). Quelques différences apparaissent dans la valeur absolue des différentes périodes de la transmission. Ces différences sont probablement à rapprocher des variations des conditions expérimentales, et notamment de la température. Par ailleurs, aucune distinction n'a été faite dans nos expériences entre mâles et femelles ; les deux transmettent la maladie mais il semblerait que les femelles transmettraient avec un taux de réussite de 2 à 3 fois supérieur ; ces faits basés sur une trop faible expérimentation demandent à être vérifiés par de nouvelles expériences, bien qu'ils soient en accord avec les résultats obtenus sur l'étude de diverses maladies transmises par *Bemisia tabaci* Genn. (Nair et Nene, 1973, et Rathy et Nene, 1974).

La transmission par les larves d'insectes s'est révélée possible, aussi bien par les larves de 1er stade que par les autres. En outre, la transmission transstadiale, c'est à dire dans l'insecte d'un stade à un autre, est réalisée puisque les adultes néoformés transmettent la maladie acquise à l'état de larve de 4ème stade. Ces faits sont très fréquents pour les maladies à virus transmises de manière persistante.

La transmission ovarienne a été examinée. Dans aucun cas, la maladie n'a été transmise. Ce type de transmission a été réalisé par la plupart des grands groupes d'insectes (Smith, 1967), mais n'a pas été observé de façon certaine chez les Aleyrodés. Dans de nombreux cas où ce type de transmission est réalisé, le pourcentage de transmission (nombre d'oeufs transmettant la maladie) est très faible. Il se peut donc que le nombre d'oeufs ou de larves de 1er stade néoformées utilisés ait été trop faible. Cependant la comparaison effectuée entre les tableaux 7 et 8 montre que les larves de 1er stade transmettent la maladie quoiqu'avec un taux faible (7 %) : 150 larves ont permis d'infecter 2 plantes ; le tableau 8 indique qu'avec 362 larves de 1er stade, aucune plante malade n'a été obtenue.

Il apparaît donc que l'agent pathogène de la Mosaïque du Manioc en Afrique est transmis par *Bemisia tabaci* Genn., que les relations entre la plante-hôte et le vecteur sont du type persistant, que la transmission n'est pas effectuée par les oeufs mais par les larves. Hormis les transmissions par greffe et par insecte, aucun autre type de transmission n'a pu être réalisé. En outre les essais de transmission croisés de la Mosaïque du Manioc avec d'autres affections montrent que cette maladie est différente de la Mosaïque du Cotonnier, du "Leaf curl", du Gombo et du Tabac.

Tableau 10 - Liste des plantes testées

AIZOACÉES

Tetragonia expansa b

ANACARDIACÉES

Sondias mombin b

AMARANTHACÉES

Amaranthus caudatus b

Celosia caudatus b

Gomphrena globosa b m

AMARYLLIDACÉES

Allium cepa b

APOCYNACÉES

Rauvolfia vomitoria b

Tabernaemontana amsonia b

Vinca rosea b

ARACÉES

Anchomonas difformis b

CARICACÉES

Carica papaya b

CHENOPODIACÉES

Chenopodium album b

C. amaranticolor b m

C. hybridum b

C. quinoa b m

COMMELINACÉES

Commelina capitata b

C. nudiflora b m

Palisota hirsuta b

COMPOSÉES

Aster almelus b m

A. alpinus b

A. altaicus b

A. cordifolius b

A. dumosus b

A. grandiflorus b

A. lanceolatus b

A. linosyris b

A. novae-angliae b

A. patens b

A. pyrenaeus b

A. rotundifolius b

A. salicifolius b

A. sibiricus b

CUCURBITACÉES

Cucurbita pepo b c

Cucumis melo b c m

Lagenaria siceraria b

Luffa aegyptica b

Luffa acutangula b

Momordica balsamina b

Momordica charantia b

CONVOLVULACÉES

Cuscuta arvensis b

C. campestris b

C. epithymum b

C. europaea b

C. gronovii b

C. lupuliformis b

C. macroura b

C. scandens b

C. subinclusa b

DIOSCOREACÉES

Dioscorea allata b c

D. batatas b

D. bulbifera b

D. compositae b

D. esculenta b

D. floribunda b

D. rotundata b

D. spiculiflora b

D. tulipifera b

EUPHORBIACÉES

Croton lobata b

Euphorbia amygdaloides b

E. biumbellata b

E. chamaesyce b

E. cyparissias b

E. dentata b

E. exigua b

E. falcata b

E. heterophylla b

E. hirta b

E. humifusa b

E. lathyris b

E. marginata b

E. myrsinites b

E. nartini b

E. nutans b

E. peplus b

E. platyphyllus b

E. polychroma b

E. preslii b

E. segetalis b

E. seguirina b

COMPOSÉES

<i>Calendula officinalis</i>	b
<i>Calliopsis tinctoria</i>	b
<i>Callistephus chinensis</i>	b m
<i>Cosmos bipinnatus</i>	b
<i>Cosmos sulphurus</i>	b
<i>Helianthus annuus</i>	b
<i>Zinnia elegans</i>	b m

EUPHORBIACÉES

<i>Manihot dichotoma</i>	B m
<i>M. flabellifolia</i>	B m
<i>M. glaziovii</i>	B c m
<i>M. melanobasis</i>	B m
<i>M. palmata</i>	B m
<i>M. saricola</i>	B m
<i>M. utilissima</i>	B c m
<i>Mercurialis annua</i>	b
<i>Micrococca mercurialis</i>	b
<i>Phyllanthus amarus</i>	b m
<i>P. nururi</i>	b
<i>P. urunaria</i>	b
<i>Ricinus communis</i>	b m
<i>Sapium nerematospermum</i>	b

IMPOMEACÉES

<i>Ipomea batatas</i>	b
<i>I. pes-caprae</i>	b
<i>I. stolonifera</i>	b

LABIACÉES

<i>Leonotis nepetifolia</i> var. <i>africana</i>	b
--	---

LEGUMINEUSES

<i>Arachis hypogaea</i>	b c
<i>Cajanus cajan</i>	b
<i>Canavalia ensiformis</i>	b
<i>Cassia occidentalis</i>	b
<i>C. tora</i>	b
<i>Centrosema plumieri</i>	b
<i>C. pubescens</i>	b
<i>Crotalaria juncea</i>	b c m
<i>C. longithyra</i>	b
<i>C. striata</i>	b
<i>C. usaramoensis</i>	b
<i>Glycine max</i>	b
<i>Lupinus vulgaris</i>	b
<i>Melilotus alba</i>	b
<i>Phaseolus lathyroides</i>	b
<i>P. mungo mungo</i>	b
<i>P. populina</i>	b m
<i>P. vulgaris</i>	b m
<i>P. sativum</i>	b
<i>Stylosanthes gracilis</i>	b
<i>S. juncea</i>	b
<i>Trifolium fragiferum</i>	b
<i>T. incarnatum</i>	b

EUPHORBIACÉES

<i>Euphorbia terracina</i>	b
<i>E. wulfenii</i>	b
<i>Hevea brasiliensis</i>	b
<i>Jatropha agansis</i>	b
<i>J. gossypiifolia</i>	b m

MALVACÉES

<i>Abutilon indicum</i>	b
<i>Althea rosea</i>	b
<i>Hibiscus cannabinus</i>	b
<i>H. esculentus</i>	b c m
<i>H. rosa-sinensis</i>	b
<i>Gossypium barbadense</i>	b m
<i>G. hirsutum</i>	b c
<i>Lavatera eretica</i>	b
<i>Malvastrum coromandelianum</i>	b
<i>Sida acutifolia</i>	b
<i>S. cordifolia</i>	b
<i>Urena lobata</i>	b
<i>Wissadula cretica</i>	b

MORACÉES

<i>Humulus japonicus</i>	b
<i>H. lupulus</i>	b

OMBELLIFÈRES

<i>Apium graveolens</i>	b
<i>Daucus carota</i>	b

PASSIFLORACÉES

<i>Passiflora edulis</i>	b c
<i>P. foetida</i>	b
<i>P. quadrangularis</i>	b c

PLANTAGINACÉES

<i>Plantago amplexicaulis</i>	b
<i>P. lanceolatus</i>	b
<i>P. major</i>	b
<i>P. maritima</i>	b
<i>P. media</i>	b

SAPINDACÉES

<i>Paulinia primata</i>	b
-------------------------	---

SAPOTACÉES

<i>Chrysophyllum</i> sp.	b
--------------------------	---

SCROFULARIACÉES

<i>Scoparia dulcis</i>	b
<i>Torenia fournieri</i>	b

LÉGUMINEUSES

<i>Trifolium montanum</i>	b
<i>T. pratense</i>	b
<i>T. repens</i>	b
<i>Vicia faba</i>	b
<i>Vigna sinensis</i> Ramshorn	b c m
<i>V. sinensis</i> Black eye	b m
<i>V. racemosa</i>	b m
<i>V. unguiculata</i>	b m
<i>Voanzea subterranea</i>	b

LYTHRACÉES

<i>Lagerstroemia</i> sp.	b
--------------------------	---

SOLANACÉES

<i>Nicotiana tabaci</i> White Burley	b m
<i>N. tabaci</i> Xanthi	b m
<i>Solanum kotobi</i>	b
<i>S. nigrum</i>	b

RUBIACÉES

<i>Coffea arabica</i>	b
<i>C. rustica</i>	b

STERCULARIACÉES

<i>Theobroma cacao</i>	b
------------------------	---

TILIACÉES

<i>Triumfetta rhomboidea</i>	b
------------------------------	---

TROPAEOLACÉES

<i>Tropaeolum majus</i>	b
-------------------------	---

SOLANACÉES

<i>Capsicum annuum</i>	b c
<i>C. frutescens</i>	b c
<i>Datura ferox</i>	b
<i>D. inermis</i>	b
<i>D. metel</i>	b
<i>D. stramonium</i>	b m
<i>D. tatula</i>	b
<i>Lycopersicon esculentum</i>	b
<i>Petunia nana-compacta</i>	b
<i>P. violacea</i>	b c
<i>Physalis alkekingsiae</i>	b c
<i>P. floridana</i>	b c m
<i>Nicotiana clevelandii</i>	b
<i>N. glutinosa</i>	b m
<i>N. megalosiphon</i>	b
<i>N. rustica</i>	b
<i>N. sylvestris</i>	b m
<i>N. tabaci</i> Judy Pride	b m
<i>N. tabaci</i> Samsun	b c m

- b = transmission par *Bemisia tabaci* Genn., résultat négatif
- B = transmission par *Bemisia tabaci* Genn., résultat positif
- c = transmission par Cuscute, résultat négatif
- m = transmission mécanique, résultat négatif

Seules ne sont citées que les plantes pour lesquelles le contrôle a pu être effectué.

REFERENCES

- ALAGIANAGALINGAM M.N. and RAMAKRISHNAN K. - 1966. Cassava mosaic in India. S. Indian Hort., 14 (1-4), 71-72.
- AZAB A.K., MEGAHED M.M. and EL-MISRAWI H.D. - 1970. On the range of host plants of *Bemisia tabaci* (Genn). Bull. Soc. entom. Egypte, LIV, 319-326.
- AZAB A.K., MEGAHED M.M. and EL-MISRAWI H.D. - 1971. On the biology of *Bemisia tabaci* (Genn.). Bull. Soc. entom. Egypte, LV, 305-315.
- BINCK F.A. - 1973. Nouvelle contribution à l'étude de la Mosaïque du Cotonnier au Tchad. Coton et Fibres Tropicales XXIII (3), 365-378.
- BONDAR G. - 1924. O "mosaic" provocado pelo Thysanoptero *Euthrips manihotis* sp. n. Characas e quinteas, 30, 215-218.
- BRUNT A.A. - 1963. A note on a virus disease of *Riciodendron heudelotii* (Euphorbiaceae) in Ghana. Trop. agric. Trin., 40 (4), 325-327.
- CHANT S.R. - 1957. Annual Report of the Department of Agricultural Research, Federation of Nigeria, for the year 1955-1956, 23 pp.
- CHANT S.R. - 1958. Studies on the transmission of cassava mosaic virus by *Bemisia* spp. (Aleyrodidae). Ann. Appl. Biol. 46, 210-215.
- CHANT S.R. and GOTTERILL G.S. - 1958. Annual Report on the Department of Agricultural Research, Federation of Nigeria, for the year 1956-1957, 48 pp.
- CHINA W.E. - 1930. A new species of *Erythroneura* (Homoptera, Jassotidea) injurious to cassava in East Africa. Bull. ent. Res. 21, p. 267.
- COHIC F. - 1968. Contribution à l'étude des Aleurodes africains. 4ème note Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Biol., n° 6, Juin 1968.
- COSTA A.S. and KITAJIMA E.W. - 1972. Cassava Common Mosaic Virus. C.M.I./A.A.B. Descriptions of Plant Viruses n° 90.

- DEIGHTON F.C. - 1932. Mycological work. Annual Report of the Agricultural Department, Sierra Leone, for the year 1931, 20-25.
- DUBERN J. - 1973.a. Rapport de Mission. Mission Lab. Virus Pl. Inst. Bot. Strasbourg, 1-31 mai 1973. Rapp. O.R.S.T.O.M. multigr. 16 pp.
- DUBERN J. - 1973.b. Transmission of an infectious agent related with the African Cassava Mosaic Disease to *Capsicum annum* and *Capsicum frutescens*. Abstracts of Papers. 2nd International Congress of Plant Pathology, Minneapolis, Minnesota, Sept. 5-12, 1973, 0247.
- GIDDINGS N.J. - 1939. A small cage for insect vectors used in plant inoculations. Phytopathology 29, 649-650.
- GREENWAY P.J. 1944. E. Afr. agric. J. 10, p. 34.
- HEDIN L. - 1931. Culture du Manioc en Côte d'Ivoire : observations complémentaires sur la mosaïque. Rev. Bot. Appl. 11, p. 558.
- HUTCHINSON J.B., KNIGHT R.L. and PEARSON E.O. - 1950. Response of cotton to leaf-curl disease. J. Genet. 50, 100-111.
- KITAJIMA E.W. and COSTA A.S. 1964. Elongated particles found associated with cassava brown streak. East African Agricultural and Forestry Journal, 30, p. 28-30.
- KUFFERATH H. et GHESQUIERE J. - 1932. La mosaïque du Manioc. C.R. Soc. Biol. belge, 109, p. 1146.
- LEFEVRE P. - 1935. Quelques considérations sur la mosaïque du Manioc. Bull. agric. Congo belge, 26 (4), 442-447.
- MARAMOROSCH K. Whiteflies as virus vectors. In "Viruses, Vectors and Vegetations", K. Maramorosch ed., 1969.
- MOUND L.A. - 1963. Host-correlated variation in *Bemisia tabaci* Genn. (Homoptera, Aleyrodidae). Proc. R. ent. soc. London (A) 38, (10-12), 171-180.
- NAIR N.G. and NENE Y.L. - 1973. Studies on the yellow mosaic of urd bean (*Phaseolus mungo* L.) caused by mung bean yellow mosaic virus. II. Virus-vector relationship. Indian J. Farm Sci., 1 : 62-70.

- OLIVARES F.M. JR., CRUZ A.A. DE LA, and SALISI L. - 1972. Progress report on whitefly transmission of tobacco leaf curl virus to vegetable and weeds. Philippine Phytopathology 8, (1/2), 21-29.
- PASCALET M. - 1932. La mosaïque ou lèpre du Manioc. Agron. Colon. 21, 117-131.
- POLLARD D.S. - 1955. Feeding habits of the whitefly, *Bemisia tabaci* Genn. Ann. appl. Biol. XLII, 664-671.
- PRUTHI H.S. and SAMUEL C.K. - 1937. Entomological investigations on the leaf-curl disease of tobacco in North Bihar. Indian J. agric. Sci., VII, 659-670.
- PYNAERT L. - 1951. "Le Manioc", Publications de la Direction de l'Agriculture, Bruxelles, 2ème Ed.
- RATHY P.S. and NENE Y.L. - 1974. Sex of *Bemisia tabaci* Genn. in relation to the transmission of Mung Bean Yellow Mosaic Virus. Acta Notanica Indica 2, 74-76.
- RUSSEL L.M. - 1957. Bull. Brooklyn ent. Soc., 52, p. 122-123. Synonyms of *Bemisia tabaci* (Gennadius).
- SHEFFIELD F.M.L. and KULKARNI H.Y. - 1965. Annual Report East African Agriculture and Forestry Research Organization, for the year 1964, 147 pp.
- SMITH K.M.
- STANER P. - 1931. La mosaïque des feuilles du Manioc. Bull. agric. Congo belge, XXII (1), p. 75-80.
- STOREY H.H. - 1930. Plant Pathology. Second Annual Report East African Agricultural Research Station, Amani, 1929-1930.
- STOREY H.H. and NICHOLS R.F.W. - 1938. Studies on the mosaic disease of Cassava. Ann. Appl. Biol. 25, 790-806.
- STOREY H.H. - 1937. Plant Pathology. Annual Report East African Agricultural Research Station, Amani, 1936-1937, p. 17-20.
- STOREY H.H. - 1938. Plant Pathology. Annual Report East African Agricultural Research Station, Amani, 1937-1938, p. 9-13.

VAVILOV N.I. - 1935. Theoretical bases of plant breeding.

WARBURG O. - 1894. Die Kulturpflanzen usambaras.
Mitt. dtsh. Schutzgeb. 7, p. 131.

WILLIAMS T.L. - 1940. Progress made in the production of
varieties of Cassava resistant to mosaic disease.
Pap. Third W. Afric. agric. Conf., 1938, Gold
Coast Sect. I, p. 45-60.

ZIMMERMANN A. - 1906. Die Kräuselkrankheit des Maniok.
Pflanzer 2, p. 145.