

Jean DUBERN

**LE VIRUS DES TACHES
OCELLEES DE L'ARACHIDE :
UN NOUVEAU POTYVIRUS**



OFFICE DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE ET TECHNIQUE OUTRE-MER

CENTRE D'ADIPODOUMÉ - CÔTE D'IVOIRE

B.P.V 51 - ABIDJAN



JUILLET 1977

OFFICE DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE ET TECHNIQUE OUTRE-MER
CENTRE D'ADIPODOUME

Laboratoire de Virologie

Le Virus des Taches Ocellées de l'Arachide,
un nouveau potyvirus.

par

J. DUBERN

RESUME

Une maladie provoquant des taches ocellées sur l'Arachide a été décrite. Elle est transmise par voie mécanique et par insectes. Elle infecte plusieurs espèces de Solanac. et se multiplie très facilement dans *Arachis hypogaea* et dans *Physalis floridana*. La transmission par puceron est réalisée de manière non persistante mais très efficacement. Le pouvoir infectieux du virus est perdu après chauffage à 44°C pendant 10 mn. Une méthode de purification est décrite. Les particules virales sont de type filamenteux et mesurent 755 ± 25 nm de longueur et 12,5 nm de diamètre environ. Le virus n'est pas apparenté sérologiquement au virus Y de la Pomme de terre ; cependant il est fortement relié au virus de la Marbrure du Piment et faiblement à d'autres virus tropicaux du groupe des Potyvirus. Par contre aucune relation sérologique n'a été obtenue avec le virus de la Marbrure de l'Arachide. Cette maladie est donc provoquée par un nouveau virus, appelé virus des Taches Ocellées de l'Arachide. Ce virus appartient au groupe des Potyvirus et a pour cryptogramme : */* : */ (6) : E/E : S/Ap.

INTRODUCTION

Une maladie présentant une symptomatologie particulière a été observée en 1976, près de Korhogo, dans le nord de la Côte d'Ivoire, sur des Arachides (*Arachis hypogaea* L.). Les feuilles de la variété locale observée montre des taches ocellées : spots vert foncé entourés d'anneaux chlorotiques. Ces spots sont parfois déformés et forment des taches digitées, parallèles aux nervures. La taille des feuilles et des plantes n'est pas réduite et la floraison ne semble pas perturbée. Seul un léger retard de croissance a été noté.

Ces symptômes semblent différents de ceux qui ont déjà été observés sur l'Arachide, quoi que des taches annulaires aient déjà été décrites sur cette plante ; cependant la couleur très foncée du centre de la tache et la forme même de celle-ci sont différentes. Il ne paraît pas y avoir identité entre les symptômes observés et ceux qui sont provoqués par la maladie des Taches Annulaires de l'Arachide (Groundnut Ringspot Virus : Klessner, 1966 ; Kuhn and al., 1964), la maladie des Taches Chlorotiques (Groundnut Chlorotic Spot Virus : Haragopal and Nayudu, 1971), la maladie des Marbrures Annulaires (Groundnut Ring Mottle Virus : Sharma, 1966), la Mosaïque (Groundnut Mosaic Virus : Nariani et Dhingra, 1963), la Marbrure (Peanut Mottle Virus : Bock, 1973 ; Kuhn, 1965) et le rabougrissement (Peanut Clump Virus : Thouvenel et col., 1976).

Le rapport présenté décrit la rangée d'hôtes, la purification et quelques propriétés de ce nouveau virus appelé virus des taches ocellées de l'Arachide (Groundnut Eyespot Virus = GEV).

MATERIEL ET METHODES

Virus. L'inoculum initial est formé par des plantes infectées récoltées en champ dans le Nord de la Côte d'Ivoire, entre Korhogo et Napiéolédougou.

Conditions de croissance. Toutes les plantes testées sont produites en serre munie de moustiquaire et de voiles de Tergal à l'abri des insectes. Elles sont obtenues par semis en sol stérilisé et à des températures variant de 28 à 35°C pendant le jour. Les plantes subissent les conditions climatiques de la Côte d'Ivoire : humidité relative voisine de 95% et éclairement diurne pratiquement constant de 12 h. Seules quelques espèces introduites de contrées tempérées, tels les *Chenopodium quinoa* et *Ch. amaranticolor* reçoivent un éclairage supplémentaire de 4 h.

Transmission mécanique. L'inoculum est préparé par broyage de feuilles infectées d'Arachide, *Arachis hypogaea* L. variété Te3, fournie par l'I.R.H.O., en tampon phosphate de potassium 0,01 M (4 ml/g de tissu frais), à pH 7,3, et contenant du diéthylidithiocarbamate de sodium (0,01 M) et de la bentonite magnésinée (12,5 mg/ml) préparée préalablement selon la technique de Dunn et Hitchborn (1965). L'extrait brut ainsi obtenu est frotté sur les feuilles préalablement saupoudrées de carborindum. Toutes les plantes testées sont utilisées en pleine croissance, lorsqu'elles sont très jeunes. Les Arachides sont utilisées à l'âge de dix jours, au stade 3 feuilles.

Essais d'infectivité. Aucun hôte produisant des lésions locales n'a été trouvé, de sorte que les contrôles de pouvoir infectieux ont obligatoirement été effectués avec des hôtes systémiques: *Arachis hypogaea* variété Te3 dans le cas des inoculations de contrôle et dans l'étude des propriétés de l'extrait brut, *Arachis hypogaea* ou *Physalis floridana* dans le cas des études de purification du virus.

Etude des propriétés "in vitro" de l'extrait brut. La procédure habituelle, telle qu'elle a été décrite par Bos, Hagedorn et Quantz (1960), a été utilisée. De jeunes feuilles d'Arachides inoculées depuis au moins trois semaines sont utilisées comme source de virus. Le point de dilution limite est déterminé en effectuant des dilutions en série dans du tampon phosphate 0,01 M à pH 7,3. Le point d'inactivation thermique est déterminé en immergeant des tubes en verre contenant chacun 2 ml d'extrait brut, dans des bains thermocatalés à des températures déterminées pendant 10 minutes, puis en les plaçant dans de la glace pour les refroidir juste avant l'inoculation. La stabilité du pouvoir infectieux de l'extrait brut est testée à la température ambiante du laboratoire, soit 25°C ; elle est contrôlée d'heure en heure immédiatement après le broyage des feuilles infectées. La résistance du pouvoir infectieux à la dessiccation est étudiée sur des feuilles déshydratées dans des boîtes étanches en présence de gel de silice.

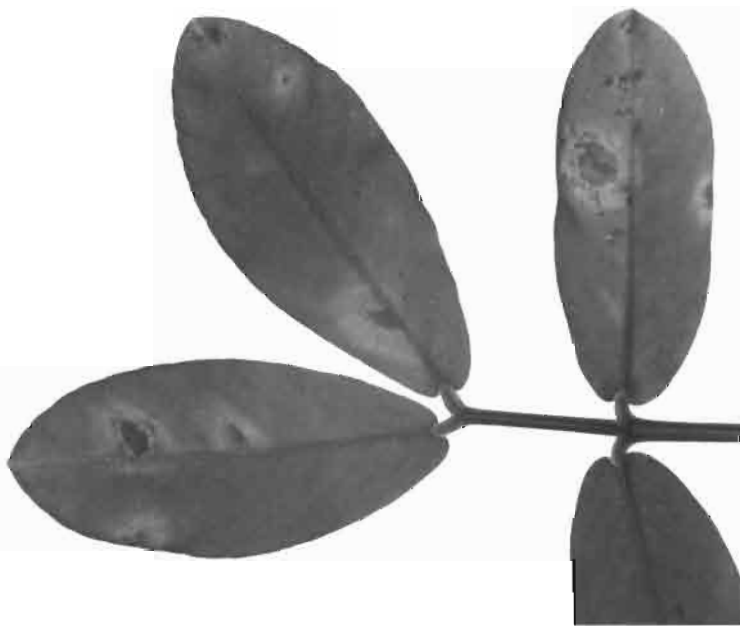
Transmission par puceron. La transmission par puceron a été étudiée avec *Aphis craccivora* Koch. élevés sur Arachide en salle climatisée. Les adultes et les larves aptères de dernier stade larvaire sont mises à jeuner pendant 1 à 3 heures, puis reçoivent un repas d'acquisition de 30-60 secondes sur des Arachides malades, et un repas d'inoculation de 24 heures sur Arachides saines. L'étude de la période de rétention a été abordée ; après un repas d'acquisition de 60 secondes, des pucerons sont déposés sur *Vigna sinensis* sains, pendant des temps déterminés. Ils sont ensuite transférés sur des plantules saines d'Arachide et tués 24 h. plus tard. Dans chaque expérience, les pucerons sont utilisés par groupe de 5 individus.

Centrifugations. Les centrifugations à hautes vitesses sont effectuées dans une centrifugeuse Beckman L-50. Une centrifugeuse réfrigérée Sorvall RC-2B est utilisée pour les centrifugations lentes. Les centrifugations en gradient de densité (5-40% saccharose en tampon borate 0,05 M, à pH 8,5) sont effectuées en tubes de nitrate de cellulose 3x1 pouce, à 51 000 g pendant 150 mn dans un rotor Beckman SW 25-1. Après centrifugation, les tubes sont percés à leur base et leur contenu récolté en 50 fractions. La densité optique de chaque fraction est estimée, après dilution en tampon borate, à 260 nm à l'aide d'un spectrophotomètre Zeiss PMQ II.

Microscopie électronique. Les préparations virales ont été examinées à l'aide d'un microscope électronique Philips EM 300 après coloration à l'acétate d'uranyle 1%. Pour obtenir les dimensions des particules, du virus de la Mosaïque du Tabac a été ajouté à quelques préparations au moment de leur dépôt sur les grilles carbonées.



G.E.V. sur Arachide :
taches chlorotiques sur
la première feuille
néoformée.



Symptôme habituel des
taches ocellées sur
Arachide.



"Line pattern" sur
feuille âgée
d'Arachide.

Sérologie. Un antisérum contre le virus des Taches Ocellées de l'Arachide a été préparé par injection intramusculaire de lapins avec des préparations purifiées et émulsionnées avec de l'adjuvant Incomplet de Freund. Quatre injections ont été effectuées une par semaine pendant un mois. Le sérum est stocké à 4°C après addition d'un même volume de glycérol.

La réaction de microprécipitation sous huile de paraffine, en boîte de Pétri a été employée (Van Slogteren, 1954). Du sérum normal de lapin et des extraits de plantes saines ont été testés pour contrôle. Les formations des agglutinations sont observées au microscope binoculaire Zeiss, après incubation à température ambiante, au bout de 1h, 3h, 6h et 12h. Les préparations de virus purifié ont été testées contre les sérums de divers virus de l'Arachide et de divers virus du groupe des potyvirus (Brandes and Berck, 1965) : virus des Taches Annulaires de la Passiflore (Passionfruit Ringspot Virus, De Wijs, 1974), virus de la Marbrure du Piment (Pepper Veinal Mottle Virus, De Wijs, 1973), virus de la Mosaïque du Panicum (Guinea Grass Mosaic Virus, Thouvenel and al., 1976), virus du Nanisme de l'Arachide (Peanut Stunt Virus, Mink, 1973), virus Y de la Pomme de Terre (Potato Virus Y), virus de la Mosaïque de la Jusquiame (Henbane Mosaic Virus), virus X de la Pomme de Terre (Potato Virus X), virus Colombien du Datura (Columbia Datura Virus ; Kahn and Bartels, 1968), virus de la Marbrure de l'Arachide (Peanut Mottle Virus, Bock, 1973 ; Kuhn 1965), et virus du Rabougrissement de l'Arachide (Peanut Clump Virus, Thouvenel et col., 1976).

RESULTATS

Rangée d'hôtes et Symptomatologie

44 espèces de plantes parmi 6 familles ont été testées. La maladie n'a pas toujours été recouverte à partir des plantes infectées ; cependant des inoculations répétées ont conduit aux mêmes résultats.

Symptomatologie sur *Arachis hypogaea* variété Te3. L'évolution de la maladie a été notée uniquement sur cette variété. Environ 5 jours après l'inoculation, de petits spots jaunes de 0,5 mm de diamètre apparaissent sur la jeune feuille terminale ; ces spots s'élargissent jusqu'à atteindre 2 mm de diamètre et deviennent seulement chlorotiques. Puis sur les feuilles suivantes nouvellement apparues se dessinent des taches ocellées caractéristiques : centre vert très foncé entouré d'une couronne chlorotique incluant elle même un anneau vert. Souvent des taches digitées se forment sur les folioles, mais toujours avec un centre vert foncé. Ces taches ocellées peuvent avoir de 2 à 20 mm de diamètre et couvrir la surface entière d'une foliole.

Ces symptômes apparaissent constamment sur les feuilles dès leur formation, et deux mois après l'inoculation, les plantes présentent encore des symptômes nets de maladie. Aucune réduction notable de la taille des feuilles et des plantes n'a été observée et les plantes fleurissent et portent des graines comme les plantes saines conservées dans des conditions identiques. Cependant par des températures supérieures à 32°C, les symptômes deviennent moins accusés.

Plantes sensibles à partir desquelles la maladie a été recouvrée.

Léguminosae. *Arachis hypogaea* Te3 : spots chlorotiques, cinq jours après inoculation ; taches ocellées huit jours après inoculation. Ces symptômes persistent et deviennent très importants lorsque la plante vieillit.

Solanaceae. *Lycopersicon esculentum* variété Marmande : marbrure quinze jours après inoculation. *Physalis floridana* : marbrure cinq jours après inoculation. *Physalis alkekengi* : spots chlorotiques suivis d'anneaux chlorotiques. *Petunia rosea* : mosaïque et nanisme. *Petunia nana-compacta* : mosaïque et nanisme. *Nicotiana clevelandii* : marbrure et nanisme très fort.

Aizoaceae. *Tetragonia expansa* : spots jaunes puis taches annulaires.

Chenopodiaceae. *Beta vulgaris* : sans symptôme.

Scrofulariaceae. *Torenia fournieri* : taches annulaires très pâles. *Anthirrinum majus* : marbrure et nanisme très fort.

Plantes sensibles à partir desquelles la maladie n'a pu être recouvrée.

Leguminosae. *Centrosema pubescens* : marbrure. *Crotalaria striata* : marbrure. *Soja max.* : Anneaux nécrotiques six jours après inoculation. *Pisum sativum* : lésions locales nécrotiques. *Psophocarpus tetragonolobus*, lésions locales nécrotiques.

Plantes non sensibles.

Chenopodiaceae. *Chenopodium amaranticolor*, *Ch. quinoa*, *Ch. murale*.

Leguminosae. *Canavalia ensiformis*, *Cassia occidentalis*, *Cassia obtusifolia*, *Crotalaria juncea*, *C. atropurpurea*, *C. usuramoensis*, *C. pallida*, *Desmodium polycarpum*, *Dolichos jacquini*, *Medicago sativa*, *Melilotus alba*, *Phaseolus lathyroides*, *Phaseolus mungo*, *Ph. vulgaris* variété Bountiful et variété Triomphe de Farcy, *Stylosanthes gracilis*, *Kennedia* sp., *Vigna sinensis* variété Black Eye, *Trifolium repens*, *Vicia faba*, *Clitoria ternatea*.

Solanaceae. *Datura stramonium*, *D. metel*, *Nicotiana glutinosa*, *N. megalosyphon*, *N. paniculata*, *N. rustica*, *N. tabacum* (variétés White Burley, Samsun NN et Xanthi), *N. tomentosa*, *N. texana*, *N. clevelandii* x *N. glutinosa* variété Christie, *Capsicum annum*, *Capsicum frutescens*.

Malvaceae. *Hibiscus esculentus*, *Gossypium hirsutum*.

Compositae : *Zinnia elegans*.

Propriétés de l'extrait brut.

Point de dilution limite. Le pouvoir infectieux de l'extrait brut est fortement diminué après dilution à 10^{-2} et surtout à 10^{-3} . Aucun symptôme n'apparaît plus après dilution de l'extrait à 10^{-4} .

Point de thermoinactivation. Le pouvoir infectieux de l'extrait brut d'Arachide malade est très réduit après chauffage à 42°C pendant 10 minutes ; il devient nul après 10 minutes à 44°C .

Résistance à la dessiccation. Les feuilles d'Arachide déshydratées perdent leur pouvoir infectieux. Il ne semble pas possible de conserver le virus en feuilles deshydratées.

Longévité à température ambiante. Le pouvoir infectieux est perdu au bout de 3 heures à la température ambiante.

Effet de la congélation. Le pouvoir décroît lentement dans les feuilles congelées à -20°C . Au bout d'un mois de congélation, le pouvoir infectieux est réduit de un tiers. Après dix congélations répétées, l'extrait brut est encore infectieux.

Effet du pH. Le pouvoir infectieux de l'extrait brut dépend du pH. A pH 5,0, à pH 9,0 et entre ces deux valeurs, le pouvoir infectieux est préservé ; à pH 4,5 et à pH 9,5, l'extrait brut n'est plus infectieux. Le pouvoir infectieux est le plus élevé pour un pH situé entre 7,5 et 8,5.

Transmission par puceron

Après un repas d'acquisition de 30 à 60 secondes, la maladie est transmise. Deux semaines après inoculation, les résultats sont les suivants, pour trois expériences (nombre de plantes infectées/nombre de plantes inoculées) : 3/5, 23/36 et 20/24. En utilisant la formule de Swenson (1967), il a été calculé que 17, 19 et 30% des pucerons transmettent la maladie. *Aphis craccivora* est donc un excellent vecteur de la maladie. Cependant, les études de rétention de la maladie dans l'insecte ont montré qu'*A. craccivora* garde la maladie pendant 10 heures mais pas plus longtemps. Après un repas intermédiaire de 12 heures sur *Vigna sinensis*, aucun puceron n'a infecté des Arachides.

Purification

Le virus des Taches Ocellées de l'Arachide a été purifié à partir d'Arachide de la variété Te3. Les feuilles fraîchement récoltées sont broyées pendant une minute dans un "Waring Blendor" dans du tampon phosphate de potassium 0,5 M à pH 8,2 (4 x ml de tampon pour 1 x g de feuilles), additionné de bisulfite de sodium x 1% et d'urée 1 M. L'urée est nécessaire pour éviter l'aggrégation des particules virales et favoriser leur mise en suspension (Damirdagh and Shepherd, 1970). Le broyat est filtré sur un voile de Tergal puis clarifié par centrifugation à basse vitesse (7000 g pendant 20 mn). Par la suite, l'extrait est clarifié par addition de chloroforme (10%) ; l'émulsion formée avec le chloroforme est cassée par centrifugation à 7000 g pendant 20 mn. La phase aqueuse est additionnée de 5% de Triton X-100 pour briser les derniers fragments de chloroplastes ; 30 mn après cette addition,

la phase aqueuse est ultracentrifugée (105000 g, 150 minutes) (van Oosten, 1972). Les culots sont remis en suspension dans du tampon phosphate de potassium 0,05M, pH 8,2, contenant de l'urée 1M et du bisulfite de sodium. L'urée est encore à ce stade indispensable pour la remise en suspension des culots de virus. Dans un second cycle de centrifugations, le virus est sédimenté sur un lit de saccharose (20% en tampon borate de sodium 0,05 M, pH 8,2). Puis le virus est purifié par centrifugation en gradient de saccharose 10-40% en tampon borate 0,05 M pH 8,2. Une bande virale très peu opalescente est observée à 20-24 mm du ménisque après 2h 30 mn de centrifugation. Le rendement en virus, calculé sur les quantités récoltées dans les gradients de saccharose et en utilisant le coefficient d'extinction OD_{260}^{1cm} du Tobacco Etch Virus, dont la morphologie est identique (Purcifull, 1966), est de 25 à 40 mg de virus par kg de feuilles broyées. Les bandes opalescentes du gradient de saccharose sont ultracentrifugées et les culots de virus remis en suspension dans du tampon borate 0,01 M, pH 8,2. Ces suspensions virales sont caractérisées par le spectre d'absorption en lumière ultraviolette suivant : maximum à 260-262 nm, minimum à 245 nm, max./min. de 1,10-1,15, rapport OD_{260}/OD_{280} de 1,22-1,24. Ce dernier rapport correspond à une nucléoprotéine contenant 5,5 à 6,5% d'acide nucléique (Layne, 1957).

Les phénomènes d'aggrégation qui interviennent constamment pendant la purification peuvent être en partie diminués par l'addition de détergent Triton X-100 0,1% dans le tampon borate, au moment des remises en suspension des culots de virus. Le rendement final en virus est alors doublé ; cependant, la purification est moins bonne.

Une autre méthode d'extraction a été utilisée : la concentration par addition de polyéthylène-glycol 20 000 au lieu de la sédimentation par ultracentrifugation (Albretchova and Klir, 1970). Le système de purification qui suit reste le même : centrifugation en gradient de saccharose 10-40%. Cette méthode permet de traiter des quantités importantes de feuilles mais conduit à un rendement très inférieur.

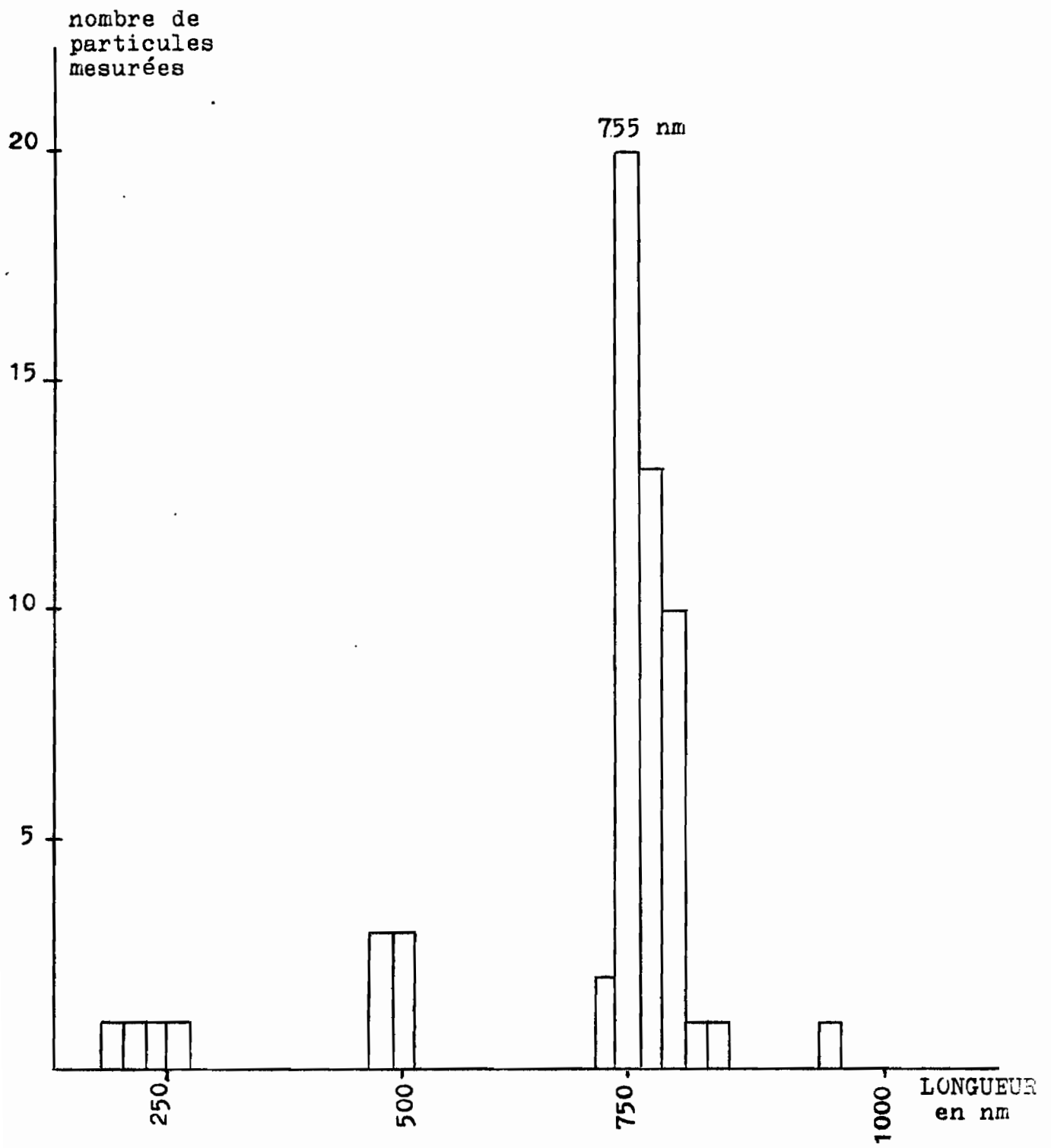
Microscopie électronique

Des particules filamenteuses ont été observées dans les extraits bruts et dans les préparations purifiées par centrifugation en gradient de saccharose. La longueur moyenne de la particule virale est de 755 ± 25 nm, et le diamètre moyen de 12,5 nm. Sur 106 particules mesurées, 84 ont une longueur comprise entre 740 et 770 nm, ce qui montre une très grande homogénéité de la longueur des particules virales.

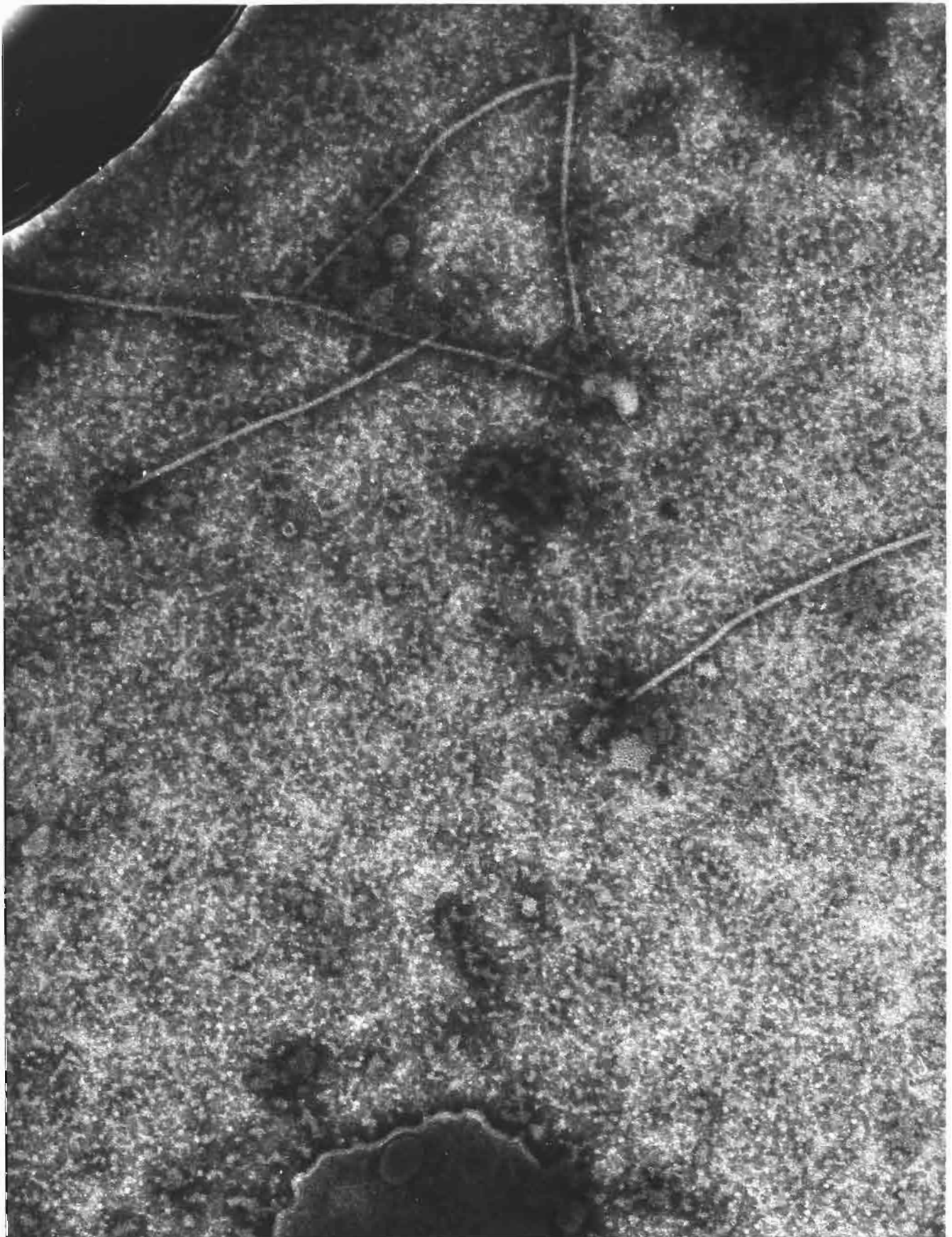
Sérologie

Le sérum homologue, après absorption avec de l'extrait clarifié de plante saine, réagit avec le virus des Taches Ocellées (GEV) jusqu'à une dilution de 1/1024.

Aucune réaction n'a été observée entre le GEV et les antisérums des virus suivants (titre homologue entre parenthèses) : Tobacco Mosaic Virus (2048), Potato Virus X (512), Potato Virus A (4096), Potato Virus Y (2048), Tobacco Etch Virus (512), Henbane Mosaic Virus (4096), Columbia Datura Virus (2048), Peanut Mottle



Histogramme des longueurs des particules de G E V.



Observation de particules virales en microscope
électronique (G = 125 000)

Virus - Americain (128), Peanut Mottle Virus - Africain (128), Peanut Clump Virus, Peanut Stunt Virus (64).

Le virus GEV purifié réagit fortement avec l'antisérum de Pepper Veinal Mottle Virus jusqu'à une dilution de 1/1024. Il réagit faiblement avec l'antisérum de Passionfruit Ringspot Virus jusqu'à la dilution de 1/32 et avec l'antisérum de Guinea Grass Mosaic Virus jusqu'à la dilution de 1/128.

DISCUSSION

Physalis florida est un bon hôte pour la multiplication du virus ; cependant, il ne peut être utilisé comme plante diagnostique car il est infecté par un très grand nombre de virus qui provoquent des symptômes très voisins, tel le Virus de la Mosaïque du Tabac. Cette plante constitue cependant certainement l'un des principaux hôtes naturels de la maladie. Pour les mêmes raisons, ni *Tetragonia expansa*, ni *Petunia* sp. , qui sont aussi d'excellents hôtes, ne peuvent être utilisés comme plantes diagnostiques.

Soja max, qui réagit à l'infection par des lésions locales, est peut-être une bonne plante de diagnostic ; il n'a cependant pas été possible de récupérer la maladie à partir de cette plante, ce qui n'a pas permis de la retenir.

Le Tableau 1 indique les maladies à virus qui infectent l'Arachide et montre ainsi qu'aucune d'elles ne peut être considérée comme identique à la Maladie des Taches Ocellées.

Il faut cependant considérer que la plupart de ces maladies n'ont été l'objet que d'études très partielles. Certaines maladies ne semblent pas très différentes : Groundnut Ringspot Virus - South Africa, Groundnut Veinbanding Virus, et Peanut Mottle Virus. Mais le Groundnut Ringspot Virus produit une symptomatologie différentes (aspect différent, symptômes non-persistants), rangée d'hôtes différente et très mauvaise transmission par puceron ; le virus n'a été ni isolé, ni observé. Le Groundnut Veinbanding Virus possède aussi une rangée d'hôtes et une symptomatologie différentes ; de plus *Aphis craccivora* qui est un vecteur efficace requiert un repas d'acquisition beaucoup plus long de 5 mn au lieu de 30-60 secondes. Ces deux maladies peuvent donc être considérées comme différentes. Bien que le Peanut Mottle Virus puisse aussi produire des taches annulaires sur les feuilles d'Arachide, sa rangée d'hôtes et les propriétés de l'extrait brut sont très différentes ; en outre aucune relation sérologique n'a été observée. Cette dernière maladie est donc aussi très probablement différente.

GEV est apparenté sérologiquement au Guinea Grass Mosaic Virus, au Passionfruit Ringspot Virus et au Pepper Veinal Mottle Virus. Aucun de ces virus n'infecte l'Arachide ; en outre, ils ont des rangées d'hôtes et des propriétés biologiques différentes ; les caractéristiques de la transmission par puceron diffèrent également.

Cependant des travaux comparatifs effectués avec ces divers virus, il résulte que GEV appartient au groupe des Potyvirus.

CONCLUSION

De l'étude présentée dans ce rapport, il résulte que la Maladie des Taches Ocellées de l'Arachide est provoquée par un virus nouveau, qui n'a pas encore été décrit. Ce virus a été appelé Virus des Taches Ocellées de l'Arachide (Groundnut Eyespot Virus = GEV) ; il est caractérisé par le cryptogramme (Gibbs, 1969) suivant */* : */ (6) : E/E : S/Ap. Ce virus est apparenté aux Potyvirus, mais non au Virus Y de la Pomme de Terre. Il semble former avec le Virus de la Mosaïque du Panicum, le Virus des Taches Annulaires de la Passiflore et le Virus de la Marbrure du Piment un sous groupe de virus tropicaux dans le groupe des Potyvirus.

Tableau 1 . Comparaison du GEV avec d'autres virus infectant l'Arachide.

| Virus | Références | Symptômes | Hôtes | Transmissions | | Propriétés <i>in vitro</i> | Morphologie |
|-----------------------|---------------------------|-----------|-------|---------------|-------------|----------------------------|-------------|
| | | | | Mécanique | par aphides | | |
| Groundnut eyespot | | + | + | + | + | + | + |
| G. chlorotic spot | Haragopal, Nayudu, 1971 | + | - | + | o | - | o |
| G. ringspot, America | Kuhn and al. 1964 | + | - | - | - | o | o |
| G. ringspot, Africa | Klessner, 1966 | + | - | + | + | o | o |
| G. veinbanding | Klessner, 1967 | - | - | + | + | o | o |
| G. green rosette | Klessner, 1968 | - | - | - | ++ | o | o |
| G. chlorotic rosette | Okusanya, Watson, 1966 | - | - | + | ++ | - | - |
| G. latent | Bock and al. 1968 | - | - | + | - | - | + |
| G. ring mottle | Sharma, 1966 | + | - | - | - | o | o |
| G. mosaic, India | Nariani and Dhingra, 1963 | - | - | - | - | o | o |
| G. mosaic, Java | Bergman, 1956 | - | - | - | - | o | o |
| G. bunchy top | Sharma, 1966 | - | - | - | - | o | o |
| G. chlorosis | Sharma, 1966 | - | - | + | ++ | o | o |
| G. witches broom | Bergman, 1956 | - | - | - | - | o | o |
| G. marginal chlorosis | Van Velsen 1961 | - | - | - | o | o | o |
| Peanut stunt | Mink, 1973 | - | - | + | + | - | - |
| P. mottle, America | Kuhn, 1965 | + | - | + | + | - | + |
| P. mottle, Africa | Bock, 1973 | + | - | + | + | - | + |
| P. clump | Thouvenel and al., 1976 | + | - | + | - | - | - |
| Tomato spotted wilt | Helms, 1961 | + | - | + | - | + | - |
| Tobacco mosaic | Niazi, 1973 | - | - | + | - | - | - |
| Okra mosaic | Givord and Hirth, 1973 | - | - | + | - | - | - |
| Compea mild mottle | Brunt, Kenten 1974 | + | - | + | - | - | - |

+ indique la même propriété ; - indique des propriétés différentes et o l'absence de connaissance. Pour "symptômes", + indique seulement des taches annulaires ou assez semblables ; ++ signifie une transmission persistante par puceron.

REFERENCES

- ALBRETCHOVA, L. & KLIR, O. (1970). Precipitation of S, M, X and Y potato viruses by polyethyleneglycols with different molucular weights. Biologia Plantarum 12, 31-40.
- BERGMAN, B. H. H. (1956). Het mosaiek I en de keksenbezemziekte van de aardnoot (*Arachis hypogaea* L.) in West Java en hun vector, de jasside *Orosius argentatus* (Evans). Tijdschr. PIZiekt 62, 291-304.
- BOCK, K.R. (1973). Peanut mottle virus in East Africa. Annals of Applied Biology 74, 171-179.
- BOCK, K.R., PERRY, J., WAIDI, E.N., AMBETSA, T. & MWATHI G.K., (1968). Record of Research for the period 1 st January to 31 December 1968. Annual Report 1968. East African Agriculture and Forest Research Organization, 183 pp.
- BOS, L., HAGEDORN, D.J. & QUANTZ, L. (1960). Suggested procedures for international identification of legume viruses. Tijdschrift overplantenziekten 66, 328-343.
- BRANDES, J. & BERCKS, (1965). Gross morphology and serology as a basis for classification of elongated plant viruses. Advances in Virus Research 11, 1-24.
- BRUNT, A.A. & KENTEN, R.H., (1974). Cowpea mild mottle. CMI/AAB. Descriptions of Plant Viruses n° 140.
- DAMIRDAGH, I.S. & SHEPHERD, R.J. (1960). Purification of the tobacco etch and other viruses of the potato virus Y group. Phytopathology 60, 132-142.
- DE WIJS, J.J. (1973). Pepper veinal mottle virus in Ivory Coast. Netherland Journal of Plant Pathology 79, 189-193.
- DE WIJS, J.J. (1974). A virus causing ringspot of *Passiflora edulis* in the Ivory Coast. Annals of Applied Biology 77, 33-40.
- GIBBS, A. (1969). Plant virus classification. Advances in Virus Research 14, 263-328.
- HARAGOPAL, T. & NAYUDU, M.V. (1971). A new sap transmissible groundnut chlorotic spot virus. Phytopathologische Zeitschrift 71, 33-41.
- HELMS, K., GRYLLS, N.E. & PURSS, G.S. (1961). Peanut plants in Queensland infected with tomato spotted wilt virus. Australian Journal of Agricultural Research 12, 239-246.
- KAHN, R.P. & BARTELS R. (1968). The columbla *Datura* virus, a new virus in the potata virus Y group. Phytopathology 58, 587-592.
- KLESSER, P.J. (1966). Groundnut ringspot virus, a new sap transmissible virus of *Arachis hypogaea* and *A. monticola*. South African Journal of Agricultural Science 9, 711-720.

- KLESSER, P.J. (1967). A veinbanding virus of groundnuts, *Arachis hypogaea* L.. South African Journal of Agricultural Science 10, 515-528.
- KLESSER, P.J. (1968). Green rosette virus of groundnuts in South Africa. South African Journal of Agricultural Science 11, 77-86.
- KUHN, C.W., AMMONS, R.O. & SOWELL G. (1964). A ringspot disease of peanuts. Plant Disease Reporter 48, 729-732.
- KUHN, C.W. (1965). Symptomatology, host range and effect on yield of a seed-transmitted virus. Phytopathology 55, 880.
- LAYNE, E. (1957). Spectrophotometric and turbidimetric methods for measuring proteins. In Methods in enzymology 3, 447-454, Ed. N.O. Kaplan, New York, Academic Press.
- MINK, G.I. (1973). Peanut stunt virus. C.M.I./A.A.B.-Descriptions of Plant Viruses n° 92, 4 pp.
- NARIANI, T.K. & DHINGRA; K.L. (1963). A mosaic disease of groundnut (*Arachis hypogaea* L.). Indian Journal of Agricultural Science 33, 25-27.
- NIAZI, F.R., CHANDRA, K.J. & PRADESH N. (1973). A new strain of TMV infecting sunnhemp. Indian Phytopathology 36, 115-121.
- OKUSANYA, B.M.A. & WATSON, M.A. (1966). Host range, and some properties of groundnut rosette virus. Annals of Applied Biology 58, 377-387.
- PURCIFULL, D.E. (1966). Some properties of tobacco etch virus and its alkaline degradation products. Virology 28, 8-14.
- SHARMA, D.C. (1966). Studies on "bunchy top", "chlorosis" and "ring mottle" virus diseases of groundnut (*Arachis hypogaea* L.). Phytopathologische Zeitschrift 57, 127-137.
- SWENSON, K.G. (1967). Plant virus transmission by insects. In : Methods in Virology 1, 267-307. Academic Press, New York.
- THOUVENEL, J.C., DOLLET, M. & FAUQUET C., (1976). Some properties of peanut clump, a newly discovered virus. Annals of Applied Biology 84, 311-320.
- THOUVENEL, J.C., GIVORD, L. & PFEIFFER, P. (1976). Guinea grass mosaic virus, a new member of the potato virus Y group. Phytopathology 66, 954-957.
- VAN OOSTEN, H.J. (1972). Purification of plum pox (sharka) virus with the use of Triton-X-100. Netherlands Journal of Plant Pathology 78, 33-44.
- VAN SLOGTEREN, D.H.M. (1954). Serological microreactions with plant viruses under paraffin oil. Proceedings of the 2nd Conference on Potato Virus Diseases, Lisse-Wageningen, pp. 51-54.
- VAN VELSEN, R.J. (1961). Marginal chlorosis, a seed-borne virus of *Arachis hypogaea* variety Schwarz 21 in New Guinea, Papua and New Guinea Agricultural Journal 14, 38-40.