

Fiche informative sur les organismes de quarantaine

Bemisia tabaci**IDENTITE****Nom:** *Bemisia tabaci* (Gennadius)**Synonymes:** *Bemisia gossypiperda* Misra & Lamba*Bemisia longispina* Priesner & Hosny*Bemisia nigeriensis* Corbett**Classement taxonomique:** Hemiptera: Homoptera: Aleyrodidae**Noms communs:** Cotton whitefly, sweet potato whitefly, tobacco whitefly (anglais)

Mosquita blanca del tabaco (espagnol)

Aleurode du cotonnier, aleurode de la patate douce (français)

Notes sur la taxonomie et la nomenclature: le genre *Bemisia* comprend 37 espèces, on pense qu'il est originaire d'Asie (Mound & Halsey, 1978). *B. tabaci*, probablement d'origine indienne (Fishpool & Burban, 1994), a été décrite sous de nombreux noms avant que sa variabilité morphologique ne soit reconnue. Pour avoir tous les synonymes consulter Mound & Halsey (1978). On a maintenant identifié trois groupes distincts de *B. tabaci* en comparant les sous unités ribosomiques 16S mitochondriales. Ce sont les groupes: (a) Nouveau Monde, (b) Inde/Soudan, (c) reste de l'Ancien Monde (Frohlich & Brown, 1994).

Au milieu des années 1980, un nouveau biotype de *B. tabaci*, le biotype B, a été signalé pour la première fois (Brown *et al.*, 1995b). Communément appelé 'silverleaf whitefly' (aleurode des feuilles argentées) ou souche poinsettia, le biotype B s'est révélé très polyphage et au moins deux fois plus fécond que les souches précédemment signalées et a été présenté comme une espèce séparée, *B. argentifolii* (Bellows *et al.*, 1994). Le biotype B est capable d'entraîner des affections phytotoxiques chez certaines espèces végétales, par exemple la 'silverleaf' (argenteure des feuilles) chez la courge (*Cucurbita* sp.) qui est une méthode d'identification irréfutable (Bedford *et al.*, 1992, 1994a). Un profil enzymatique non spécifique des estérases est utile pour l'identification (Brown *et al.*, 1995a), mais pas infaillible (Byrne *et al.*, 1995).

Les caractères morphologiques décrits par les auteurs sont cependant fortement discutables et sont actuellement en cours d'examen (Rosell *et al.*, en préparation). Comme exemple des problèmes rencontrés, on peut remarquer que l'on sait maintenant que la présence ou l'absence de soies sur le 'puparium' est déterminée par le caractère glabre ou velu de la plante-hôte (Bedford *et al.*, 1994a), cependant l'absence d'une courte soie antérieure submarginale sur le puparium du quatrième stade larvaire a été décrit comme l'un des critères morphologiques caractéristiques de la souche appelée *B. argentifolii*. Aucune des populations de l'Ancien Monde de *B. tabaci* étudiées à ce jour ne peut être distinguée de la dénommée *B. argentifolii* ni par ce critère ni par aucun autre critère morphologique, bien que ces populations de l'Ancien Monde n'entraînent pas d'affections phytotoxiques et ne présentent pas le profil des estérases du biotype B. On peut enfin remarquer que divers biotypes (jusqu'à K) ont été décrits (Brown *et al.*, 1995), ce qui renforce l'hypothèse d'un complexe d'espèces plutôt que celle d'un certain nombre d'espèces distinctes comme *B. argentifolii*.

Code informatique Bayer: BEMITA

Liste A2 OEPP: n° 178

Désignation Annexe UE: I/A1 (populations non européennes); I/B (populations européennes)

PLANTES-HOTES

Jusqu'à récemment, *B. tabaci* n'était connue que comme ravageur de cultures de plein champ de pays tropicaux et subtropicaux: manioc (*Manihot esculenta*), cotonnier (*Gossypium*), patate douce (*Ipomoea batatas*), tabac (*Nicotiana*), et tomate (*Lycopersicon esculentum*). Dans une zone géographique donnée, sa gamme de plantes-hôtes était relativement restreinte, mais la gamme complète sur toutes les zones s'étendait à 300 espèces végétales appartenant à 63 familles (Mound & Halsey, 1978). Avec le développement du biotype B fortement polyphage, *B. tabaci* est devenue un ravageur des cultures de serre dans de nombreuses parties du monde, surtout sur courgette (*Cucurbita pepo*), concombre (*Cucumis sativus*), *Hibiscus*, *Gerbera*, *Gloxinia*, laitue (*Lactuca sativa*), poinsettia (*Euphorbia pulcherrima*) poivron (*Capsicum*) et tomate (*Lycopersicon esculentum*). *B. tabaci* se déplace facilement d'une espèce-hôte à une autre et l'on estime actuellement qu'elle possède une gamme de plantes-hôtes d'environ 600 espèces (Asteraceae, Brassicaceae, Convolvulaceae, Cucurbitaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Malvaceae, Solanaceae, etc.).

REPARTITION GEOGRAPHIQUE

OEPP: présente et très répandue en plein champ en Algérie, Chypre, Espagne (y compris les Iles Canaries), sud de la France, Grèce, Israël, Italie (y compris la Sardaigne et la Sicile), Malte, Libye, Maroc, Portugal (répartition locale sur le continent), Slovaquie, Turquie et Ukraine; répartition restreinte et limitée presque exclusivement aux cultures de serre en Allemagne, Autriche, Belgique, Danemark, centre et nord de la France, Hongrie, Malte, Norvège, Pays-Bas, Pologne, République tchèque, Russie, Suède, Suisse, Tunisie et Ukraine. En Allemagne, Danemark et Pays-Bas, des programmes d'éradication sont en cours. Des attaques ont aussi eu lieu en Finlande, Irlande et au Royaume-Uni mais elles ont été éradiquées avec succès. La présence du biotype B a été confirmée à Chypre, Espagne, sud de la France (Villeveille & Lecoq, 1992), Israël, Italie et dans des infestations en serre du nord de l'Europe (par exemple aux Pays-Bas), mais la localisation du biotype B dans la région OEPP n'est pas entièrement établie.

Asie: Afghanistan, Arabie saoudite, Azerbaïdjan, Bhoutan, Chine (Fujian, Guangdong, Hainan, Sichuan, Shaanxi, Yunnan, Zhejiang), Chypre, Georgie, Hong-kong, Israël, Inde (Andhra Pradesh, Assam, Bihar, Delhi, Emirats arabes unis, Gujarat, Haryana, Jammu and Kashmir, Kerala, Karnataka, Maharashtra, Meghalaya, Madhya Pradesh, Orissa, Punjab, Rajasthan, Tamil Nadu, Uttar Pradesh, West Bengal), Indonésie (Java, Sulawesi, Sumatra), Iran, Iraq, Japon (Honshu, Shikoku), Jordanie, Koweït, Liban, Malaisie (péninsule, Sarawak), Myanmar, Népal, Oman, Ouzbékistan, Pakistan, Philippines, Sri Lanka, Syrie, Taïwan, Thaïlande, Turquie, Turkménistan, Viet Nam, Yémen. Le biotype B a été signalé à Chypre, Inde, Israël, Japon et Yémen.

Afrique: Afrique du Sud, Algérie, Angola, Burkina Faso, Cameroun, Cap-Vert, Côte d'Ivoire, Egypte, Ethiopie, Gambie, Ghana, Guinée, Guinée équatoriale, Kenya, Libye, Madagascar, Malawi, Maurice, Maroc, Mozambique, Nigéria, Ouganda, République centrafricaine, Réunion, Rwanda, Sénégal, Sierra Leone, Somalie, Soudan, Tchad, Togo, Tunisie, Tanzanie, Zaïre, Zimbabwe. Le biotype B est présent en Afrique du Sud et en Egypte.

Amérique du Nord: Bermudes, Canada (sous serre: Alberta, British Columbia, New Brunswick, Nova Scotia, Ontario, Québec), Etats-Unis (en extérieur dans les états du Sud, sinon sous serre: Arizona, California, Florida, Georgia, Hawaii, Maryland, New York, Pennsylvania, Texas), Mexique. La présence du biotype B a été confirmée aux Etats-Unis (états du sud, Hawaii, New York) et au Mexique.

Amérique Centrale et Caraïbes: Antigua-et-Barbuda, Barbade, Belize, Costa Rica, Cuba, Dominique, El Salvador, Guadeloupe, Guatemala, Haïti, Honduras, Jamaïque, Martinique, Nicaragua, Panama, Porto Rico, République dominicaine, Trinité-et-Tobago. Le biotype B a été signalé en Amérique Centrale et dans le bassin des Caraïbes.

Amérique du Sud: Argentine, Brésil (Bahia, Paraná, Rio Grande do Sul, São Paulo), Colombie, Paraguay, Venezuela. Le biotype B est présent au Brésil.

Océanie: Australie (New South Wales, Queensland, Victoria, Western Australia), Fiji, Iles Mariannes du Nord, Iles Salomon, Micronésie, Nouvelle-Zélande, Papouasie-Nouvelle-Guinée, Samoa, Tuvalu. Le biotype B est présent en Australie.

UE: présente.

Carte de répartition: voir CIE (1986, n° 284) et IAPSC (1985, n° 188).

BIOLOGIE

Les oeufs sont pondus en groupes circulaires sur la face inférieure des feuilles, l'extrémité la plus large étant en contact avec la surface foliaire et le grand axe perpendiculaire à la feuille. Ils sont attachés par un pédicelle inséré dans une fente étroite faite par la femelle dans les tissus foliaires et non dans les stomates, comme le font de nombreux autres aleurodides. Les oeufs récemment pondus sont blanchâtres et virent progressivement au marron. L'éclosion a lieu après 5-9 jours à 30°C mais, comme pour diverses vitesses de développement, cette durée varie beaucoup en fonction de la plante-hôte, de l'espèce et de l'humidité.

A l'éclosion le premier stade larvaire mobile est aplati, ovale, et ressemble à une cochenille. Le premier stade est le seul stade larvaire mobile. Les larves se déplacent de l'oeuf vers un site de nutrition approprié sur la face inférieure d'une feuille où elles perdent leurs pattes au cours de la mue qui suit et deviennent sessiles. Elles ne se déplacent donc plus lors des autres stades larvaires. Les trois premiers stades larvaires durent chacun 2-4 jours (ceci peut toutefois varier avec la température). Le quatrième stade larvaire appelé 'puparium' fait 0,7 mm et dure environ 6 jours; c'est au cours de ce stade qu'a lieu la métamorphose vers l'adulte.

L'adulte sort de l'enveloppe du puparium par une déchirure en forme de T et étend ses ailes pendant quelques minutes avant de commencer à se poudrer avec une sécrétion cireuse de glandes de l'abdomen. L'accouplement commence 12-20 h après l'apparition des adultes et se produit plusieurs fois au cours de la vie de l'adulte. La longévité d'une femelle peut atteindre 60 jours. Celle du mâle est généralement beaucoup plus courte: entre 9 et 17 jours. Chaque femelle pond jusqu'à 160 oeufs au cours de sa vie mais on a observé que le biotype B pondait deux fois plus d'oeufs; chaque groupe d'oeufs est pondu en arc de cercle autour de la femelle. Il peut y avoir de onze à quinze générations par année.

DETECTION ET IDENTIFICATION

Symptômes

Les feuilles des plantes atteintes présentent de nombreuses taches chlorotiques, elles peuvent aussi se couvrir de miellat et de fumagine (voir le paragraphe 'Nuisibilité'). Une courbure, un jaunissement et des mosaïques foliaires ou un jaunissement des nervures peuvent indiquer la présence de virus transmis par l'aleurode et des réactions de phytotoxicité comme un blanchissement marqué des feuilles de la courgette ou du melon

traduisent l'infestation par le biotype B de *B. tabaci*, les stades immatures étant responsables de ces symptômes (Costa *et al.* 1993). Un examen attentif de la face inférieure des feuilles va révéler les petites écailles larvaires jaunes ou blanches, et dans le cas d'infestations importantes, lorsque l'on secoue une plante, les aleurodes adultes s'envolent en nuée et se posent rapidement à nouveau. Ces symptômes ne diffèrent pas sensiblement de ceux de *Trialeurodes vaporariorum*, l'aleurode des serres qui est fréquent dans toute l'Europe.

Morphologie

Oeuf

Piriforme, présence d'une hampe pédicellaire à sa base, longueur d'environ 0,2 mm.

'Puparium'

Plat, d'une forme ovale irrégulière, d'une longueur de 0,7 mm de long. Sur les feuilles glabres les 'pupariums' ne portent pas de soies dorsales, mais sur feuilles velues, ils portent de 2 à 8 longues soies dorsales.

Adulte

Environ 1 mm de long, le mâle étant légèrement plus petit que la femelle. Le corps et les deux paires d'ailes sont recouverts d'une sécrétion poudreuse, cireuse, blanche à légèrement jaunâtre. La différenciation des espèces est difficile au niveau des adultes même si un examen attentif de la morphologie de l'oeil des adultes révèle souvent des différences dans la disposition des ommatidies entre les espèces. Cependant, les ailes de *B. tabaci* sont au repos plus fortement collées au corps que celles de *Trialeurodes vaporariorum* qui est plus grand et d'un aspect plus triangulaire.

Le quatrième stade/puparium est utilisé pour différencier les ravageurs de serres *B. tabaci* et *T. vaporariorum*. Celui de *T. vaporariorum* est de forme ovoïde régulière, à côtés droits en vue latérale et dans la majorité des cas à 12 grandes soies cireuses; celui de *B. tabaci* a une forme ovale irrégulière comme une crêpe, à côtés obliques et à soies plus courtes et plus fines. Le nombre de soies développées varie avec la morphologie de la plante-hôte, cependant les deux soies caudales sont toujours rigides et presque toujours aussi longues que l'orifice vasiforme. La longueur des soies caudales peut être utilisées pour identifier certaines espèces de *Bemisia*.

Pour plus de détails sur l'identification de *B. tabaci* consulter Martin (1987).

MOYENS DE DEPLACEMENT ET DE DISPERSION

La capacité de vol des adultes de *B. tabaci* est assez limitée, mais en raison de leur petite taille, une fois qu'ils sont en l'air ils peuvent être transportés sur de longues distances par le vent. Tous les stades de l'insecte peuvent être transportés sur du matériel de plantation et des fleurs coupées de plantes-hôtes. Le commerce international de la poinsettia est tenu pour avoir été l'un des principaux modes de dissémination du biotype B de *B. tabaci* dans la région OEPP.

NUISIBILITE

Impact économique

B. tabaci était connue comme ravageur peu important du coton et d'autres cultures tropicales ou semi-tropicales dans les zones à climats chauds et jusqu'à récemment la lutte insecticide a été facile et efficace. Toutefois, dans les états du sud des Etats-Unis en 1991, on a estimé qu'elle avait provoqué des pertes combinées de 500 millions d'USD aux cultures maraichères d'hiver (Perring *et al.*, 1993) en raison des dégâts dus à la nutrition et à la transmission de virus végétaux. C'est aussi un grave ravageur des serres en Amérique du Nord et en Europe.

La nutrition des adultes et des larves provoque l'apparition de taches chlorotiques à la surface des feuilles. Selon le niveau d'infestation, ces taches peuvent fusionner jusqu'à ce que toute la feuille soit jaune à l'exception de la zone immédiatement adjacente aux nervures. Ces feuilles chutent ultérieurement. Le miellat résultant de l'alimentation des larves recouvre la surface foliaire et peut entraîner une réduction du potentiel photosynthétique, en présence de fumagine. Le miellat peut aussi défigurer les fleurs et, dans le cas du cotonnier, peut entraîner des problèmes dans le traitement des fibres. Lors d'attaques importantes, la taille de la plante, le nombre des entre-noeuds ainsi que le rendement en qualité et en quantité peuvent être réduits (par exemple chez le cotonnier). Les larves du biotype B de *B. tabaci* sont particulières, par leur capacité à entraîner des réactions de phytotoxicité chez de nombreuses plantes et cultures. Ces réactions comprennent un blanchissement des feuilles de la courgette, des tiges blanches chez la citrouille, des rayures blanches des cultures de Brassica à feuilles, une maturation inégale des tomates, une réduction de croissance, un jaunissement et un blanchiment des tiges chez la laitue et *Brassica campestris* ainsi qu'un jaunissement des nervures de la carotte et de *Lonicera* (Bedford *et al.*, 1994a, 1994b).

B. tabaci est le vecteur de plus de 60 virus végétaux des genres *Geminivirus*, *Closterovirus*, *Nepovirus*, *Carlavirus*, *Potyvirus* et d'un virus à ADN en forme de bâtonnet (Markham *et al.*, 1994). Les geminivirus sont de loin les plus importants pour l'agriculture, ils provoquent des pertes de rendement de 20 à 100% (Brown & Bird, 1992). Les geminivirus entraînent l'apparition de symptômes divers comme des mosaïques jaunes, le jaunissement des nervures, l'enroulement des feuilles, le rabougrissement et l'épaississement des nervures. Actuellement, un million d'hectares de coton sont décimés au Pakistan par le cotton leaf curl bigeminivirus (CoLCV) (Mansoor *et al.*, 1993), et des cultures vivrières africaines importantes comme le manioc sont touchés par des geminivirus comme le cassava African mosaic bigeminivirus (ACMV). Les cultures de tomate dans le monde entier sont particulièrement sensibles à de nombreux geminivirus différents et, dans la majorité des cas, elles présentent des symptômes d'enroulement de feuilles jaunies. La majorité des épidémies dans l'Ancien Monde est attribuée au tomato yellow leaf curl bigeminivirus (TYLCV) mais elles sont aussi peut-être causées par d'autres geminivirus. TYLCV a aussi été récemment signalé dans le Nouveau Monde mais plusieurs autres geminivirus de la tomate exclusivement américains ont maintenant été décrits, par exemple tomato mottle geminivirus (OEPP/CABI, 1996). Les bigeminivirus tobacco leaf curl (TLCV), watermelon chlorotic stunt (WCSV), squash leaf curl (SLCV) et bean golden mosaic (BGMV) ont aussi provoqué de graves pertes de rendement chez leurs plantes-hôtes respectives. On a aussi montré que des infections mixtes se produisaient. Plusieurs de ces virus sont maintenant des organismes de quarantaine pour la région OEPP (par exemple les geminivirus bean golden mosaic, squash leaf curl, tomato mottle, et le lettuce infectious yellows closterovirus, qui figurent sur la liste A1 de l'OEPP; tomato yellow leaf curl geminivirus, qui figure sur la liste A2 de l'OEPP (OEPP/CABI, 1996).

L'apparition du biotype B de *B. tabaci*, avec sa capacité à s'alimenter sur de nombreuses plantes-hôtes différentes, permet aux virus transmis par cet aleurode d'infecter de nouvelles espèces végétales. On a montré que ceci s'était déjà passé en Amérique.

Il existe trois geminivirus européens. On a montré que deux d'entre eux ne sont plus transmissibles par *B. tabaci*: tobacco leaf curl bigeminivirus et abutilon mosaic bigeminivirus, vraisemblablement à la suite de la multiplication végétative de leurs plantes-hôtes ornementales (Bedford *et al.*, 1994a). Le dernier est le tomato yellow leaf curl bigeminivirus facilement transmissible qui entraîne de graves pertes pour les producteurs de tomate en Espagne et en Italie. Il existe une possibilité que des espèces adventices indigènes puissent servir de réservoir à ce virus et à d'autres geminivirus encore à identifier en Europe. On signale actuellement qu'un closterovirus transmis par *B. tabaci*, et

récemment identifié, provoque de sérieux dégâts aux cultures de concombres en Italie et de melons en Espagne (E. Cerezo, communication personnelle).

Lutte

Jusqu'à récemment, *B. tabaci*, était facilement contrôlé par des traitements insecticides en plein champ comme en serre. Cependant, on rencontre maintenant des problèmes de lutte sur de nombreuses cultures dans le monde entier, dus à des résistances aux insecticides et à la fécondité accrue du biotype B. Il semble qu'aucun traitement particulier ne peut être utilisé à long terme contre ce ravageur et que l'association d'un certain nombre d'agents de lutte doit être mise en oeuvre pour obtenir un niveau de contrôle efficace (programme de lutte intégrée). Chaque zone où il y a des problèmes avec *B. tabaci* nécessite une évaluation particulière et l'établissement d'un programme spécifique approprié de lutte biologique. Par exemple, l'utilisation d'uniquement des agents de lutte biologique, comme *Encarsia formosa* et *Verticillium lecanii*, même si elle est modérément efficace (Nedstam, 1992), ne peut jamais abaisser l'infestation à un niveau qui arrête la transmission virale. L'utilisation de cultures résistantes doit être étudiée. D'autres méthodes de lutte mettant en oeuvre une rupture du cycle plante-hôte - virus - vecteur sont actuellement à l'étude.

Risque phytosanitaire

L'OEPP (OEPP/EPPO, 1989) a inclus *B. tabaci* sur sa liste d'organismes de quarantaine A2, il en est de même pour la CPPC. La principale menace pour la région OEPP concerne les serres dans les pays du nord, et principalement le biotype B (même s'il est difficile en pratique de le confirmer dans des cas particuliers). Depuis son introduction récente dans plusieurs de ces pays, le ravageur s'est révélé particulièrement difficile à combattre en raison de sa polyphagie, de sa résistance à de nombreux insecticides et de sa rupture de programmes de lutte biologique (Della Giustina *et al.*, 1989). Très peu de pays restent indemnes de *B. tabaci*, ce qui illustre la difficulté à empêcher son déplacement lors d'échanges internationaux. En outre, il est probable que ce ravageur est déjà présent, mais non signalé, dans d'autres pays du sud de l'Europe. De plus, le biotype B remplace peut-être maintenant d'autres biotypes sur des cultures d'extérieur dans le sud de l'Europe et peut causer des problèmes encore plus graves.

MESURES PHYTOSANITAIRES

En raison de la difficulté à détecter une infestation faible dans une cargaison, il vaut mieux s'assurer que le lieu de production est indemne du ravageur (OEPP/EPPO, 1990). Une attention particulière doit être portée aux cargaisons venant de pays où l'on trouve certains virus transmissibles par *B. tabaci* et qui figurent maintenant sur les listes de quarantaine A1 et A2.

BIBLIOGRAPHIE

- Bedford, I.D.; Briddon, R.W.; Markham, P.G.; Brown, J.K.; Rosell, R.C. (1992) *Bemisia tabaci* - biotype characterisation and the threat of this whitefly species to agriculture. *Proceedings 1992 British Crop Protection Conference - Pests and Diseases* **3**, 1235-1240.
- Bedford, I.D.; Briddon, R.W.; Brown, J.K.; Rosell, R.C.; Markham, P.G. (1994a) Geminivirus transmission and biological characterisation of *Bemisia tabaci* (Gennadius) biotypes from different geographic regions. *Annals of Applied Biology* **125**, 311-325.
- Bedford, I.D.; Pinner, M.; Liu, S.; Markham, P.G. (1994b) *Bemisia tabaci* - potential infestation, phytotoxicity and virus transmission within European agriculture. *Proceedings 1994 British Crop Protection Conference - Pests and Diseases* **2**, 911-916.
- Bellows, T.S.; Perring, T.M.; Gill, R.J.; Headrick, D.H. (1994) Description of a species of *Bemisia* (Homoptera: Aleyrodidae). *Annals of the Entomological Society of America* **87**, 195-206.

- Brown, J.K.; Bird, J. (1992) Whitefly-transmitted geminiviruses and associated disorders in the Americas and the Caribbean Basin. *Plant Disease* **76**, 220-225.
- Brown, J.K.; Coats, S.A.; Bedford, I.D.; Markham, P.G.; Bird, J.; Frohlich, D.R. (1995a) Characterization and distribution of esterase electromorphs in the whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae). *Biochemical Genetics* **33**, 205-214.
- Brown, J.K.; Frohlich, D.R.; Rosell, R.C. (1995b) The sweetpotato or silverleaf whiteflies. Biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex. *Annual Review of Entomology* **40**, 511-534.
- Byrne, F. J.; Bedford, I. D.; Devonshire, A. L.; Markham, P. G. (1995) Esterase variation and squash silverleaf induction in "B" biotype *Bemisia tabaci* (Homoptera; Aleyrodidae). *Bulletin of Entomological Research* **85**, 175-179.
- CIE (1986) *Distribution Maps of Pests, Series A* No. 284. CAB International, Wallingford, Royaume-Uni.
- Costa, H.S.; Ullman, D.E.; Johnson, M.W.; Tabashnik, B.E. (1993) Squash silverleaf symptoms induced by immature, but not adult, *Bemisia tabaci*. *Phytopathology*, **83**, 763-766.
- Della Giustina, W.; Martinez, M.; Bertaux, F. (1989) *Bemisia tabaci*: le nouvel ennemi des cultures sous serres en Europe. *Phytoma* No. 406, 48-52.
- Fishpool, L.D.C.; Burban, C. (1994) *Bemisia tabaci* the whitefly vector of African cassava mosaic geminivirus. *Tropical Science* **34**, 55-72.
- Frohlich, D.R.; Brown, J.K. (1994) Mitochondrial 16S ribosomal subunit as a molecular marker in *Bemisia tabaci* and implications for population variability. *Bemisia Newsletter* **8**, 3.
- IAPSC (1985) *Distribution Maps of Major Crop Pests and Diseases in Africa* No. 188. Inter-African Phytosanitary Council, Yaoundé, Cameroon.
- Mansoor, S.; Bedford, I.; Pinner, M.; Stanley, J.; Markham, P. (1993) A whitefly-transmitted geminivirus associated with cotton leaf curl disease in Pakistan. *Pakistan Journal of Botany* **25**, 105-107.
- Markham, P.G.; Bedford, I.D.; Liu, S.; Pinner, M.S. (1994) The transmission of geminiviruses by *Bemisia tabaci*. *Pesticide Science* **42**, 123-128.
- Martin, J.H. (1987) An identification guide to common whitefly pest species of the world (Homoptera, Aleyrodidae). *Tropical Pest Management* **33**, 298-322.
- Mound, L.A.; Halsey, S.H. (1978) *Whiteflies of the world, a systematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data*. British Museum (Natural History), London, Royaume-Uni.
- Nedstam, B. (1992) Report on biological control of pests in Swedish pot plant production. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* **22**, 417-420.
- OEPP/CABI (1996). Bean golden mosaic bigeminivirus; Lettuce infectious yellows closterovirus; Squash leaf curl geminivirus; Tomato mottle geminivirus; Tomato yellow leaf curl bigeminivirus. In: *Organismes de Quarantaine Pour l'Europe*. 2ème édition. CAB International, Wallingford, Royaume-Uni.
- OEPP/EPPO (1989) Data sheets on quarantine organisms No. 178, *Bemisia tabaci*. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* **19**, 733-737.
- OEPP/EPPO (1990) Exigneces spécifiques de quarantaine. *Document technique de l'OEPP* n° 1008.
- Perring, T.M.; Cooper, A.D.; Rodriguez, R.J.; Farrar, C.A.; Bellows, T.S. (1993) Identification of a whitefly species by genomic and behavioural studies. *Science* **259**, 74-77.
- Villeveille, M.; Lecoq, H. (1992) L'argenture de la courgette - Une maladie nouvelle en France, liée à un aleurode. *Phytoma - La Défense des Végétaux*, n° 440, 35-36.