

## Fiche informative sur les organismes de quarantaine

**Arabis mosaic nepovirus****IDENTITE**

**Nom:** Arabis mosaic nepovirus

**Synonyme:** Raspberry yellow dwarf virus  
Rhubarb mosaic virus

**Classement taxonomique:** Virus: Comoviridae: *Nepovirus*

**Noms communs:** ArMV (acronyme)  
arabis mosaic (anglais)

**Code informatique OEPP:** ARMXXX.

**Désignation Annexe UE:** II/A2

**PLANTES-HOTES**

ArMV a une large gamme de plantes-hôtes, dont plusieurs importantes plantes cultivées. Parmi 28 familles de dicotylédones, 93 espèces ont été infectées par inoculation mécanique (Schmelzer, 1963). Dans une étude sur les hôtes alternatifs des virus du houblon, sur 152 espèces testées, 33 ont réagi positivement au test ELISA (Eppler, 1989).

Les plantes-hôtes principales sont fraisier, houblon, *Vitis* spp., framboisier (*Rubus idaeus*), *Rheum* spp. et *Sambucus nigra*.

Le virus a été signalé également sur betterave sucrière, céleri, *Gladiolus*, raifort et laitue. De nombreuses autres espèces sauvages et cultivées ont été signalées comme plantes-hôtes. Toutes ces plantes-hôtes cultivées et de nombreuses plantes-hôtes sauvages sont présentes dans la région OEPP.

**REPARTITION GEOGRAPHIQUE**

**OEPP:** Allemagne, Belgique, Bulgarie, Chypre (signalé mais non établi), Danemark, Finlande, France, Hongrie, Irlande, Italie, Luxembourg, Norvège, Pays-Bas, Pologne, République de Moldova, République tchèque, Roumanie, Royaume-Uni, Russie (européenne, Extrême-Orient), Slovaquie, Suède, Suisse, Turquie, Ukraine, Yougoslavie.

**Asie:** Japon, Kazakhstan, Russie (Extrême-Orient), Turquie.

**Afrique:** Afrique du Sud.

**Amérique du Nord:** Canada (British Columbia, Nova Scotia, Ontario, Québec).

**Océanie:** Australie (Tasmania, Victoria), Nouvelle-Zélande.

**UE:** présent.

**BIOLOGIE**

Sur la base des antisérums polyclonaux, toutes les souches d'ArMV sont proches entre elles, et apparentées aussi au grapevine fanleaf nepovirus (GVFLV). La parenté entre ces deux virus (pas seulement sérologique) a donné lieu à la supposition qu'ils auraient la même origine, et même que le GVFLV serait à l'origine d'ArMV (Hewitt, 1985). La découverte

récente d'une capacité de protection croisée entre ces deux virus (Huss *et al.*, 1989) conforte cette théorie.

Malgré leur étroite similitude sérologique, les souches d'ArMV peuvent différer par leur gamme d'hôtes, l'expression des symptômes et leur transmissibilité par les nématodes. Des preuves supplémentaires ont récemment été données pour ArMV sur *Rubus* (Jones *et al.*, 1989), tandis que sa souche houblon (ArMV-H) est connue pour avoir une gamme d'hôtes très étroite en comparaison d'autres souches.

Plusieurs nématodes dorylaïmides, de la famille des Longidoridae, ont été supposés être vecteurs d'ArMV, mais *Xiphinema diversicaudatum* est le seul pour lequel les preuves soient considérées adéquates (Trudgill *et al.*, 1983). Bien qu'il y ait des différences dans la capacité du nématode à transmettre les différentes souches, dans la plupart des cas la transmission est efficace. Une fois que les nématodes ont acquis le virus en se nourrissant des racines d'une plante malade, ils gardent un pouvoir infectieux 15 mois environ dans un sol dépourvu de plantes-hôtes. Le virus n'est pas transmis au cours des mues du nématode et la femelle ne le transmet pas à sa descendance.

Le moyen le plus efficace de dissémination est la propagation par voie végétative du matériel végétal. Les végétaux infectés dans une culture sont soit répartis au hasard, soit groupés, ou encore une combinaison des deux se produit. La répartition au hasard peut s'expliquer par l'utilisation de matériel végétal infecté partiellement. La répartition groupée indique, soit une répartition irrégulière des nématodes infectieux, soit des populations devenues infectieuses par l'introduction de virus à travers du matériel partiellement infecté.

La transmission par les semences est fréquente et a été rencontrée chez au moins 15 espèces appartenant à 12 familles avec quasiment 100% de la descendance infectée (Murant, 1970). Mais ce type de dissémination est d'importance négligeable pour les cultures propagées végétativement, telles que houblon, vigne, etc.

La dissémination d'ArMV par contact entre plantes dans les champs semble très rare si jamais elle existe. Il existe quelques preuves de dissémination par le pollen chez le houblon (Eppler, 1983), mais il n'a pas encore été démontré que des plantes saines puissent être infectées par du pollen virosé.

Dans la végétation naturelle, la dissémination se fait d'abord par les semences et deuxièmement, sur de courtes distances, par des nématodes (McNamara, 1980).

## DETECTION ET IDENTIFICATION

### Symptômes

Les symptômes les plus fréquents induits par ArMV sont des marbrures et des tachetures des feuilles, des rabougrissements et plusieurs types de déformations, entre autres des étiations. Les symptômes varient suivant la plante-hôte, mais aussi suivant l'isolat du virus, le cultivar, la saison et l'année. De nombreuses infections par ArMV sont latentes et les plantes ne manifestent pas de symptômes.

### Morphologie

ArMV possède un génome bipartite avec deux catégories d'ARN de poids moléculaire 2,4 et  $1,4 \times 10^6$ . Les particules virales sont isométriques et d'environ 30 nm de diamètre. Elles sédimentent en trois groupes: T (53 S), M (93 S) et B (126 S). La capsid est monoprotéique et d'un poids moléculaire de  $54 \times 10^3$  (Murant, 1981; Francki *et al.*, 1985).

### Méthodes de détection et d'inspection

Plusieurs plantes indicatrices herbacées réagissent avec des symptômes typiques: *Chenopodium quinoa* et *C. amaranticolor* développent des lésions locales chlorotiques suivies de tachetures systémiques (Murant, 1970). *Cucumis sativus* peut réagir par des lésions locales chlorotiques sur les cotylédons infectés et par un renforcement de la coloration par bandes de part et d'autre des nervures (vein banding) ou par des taches

jaunes. *Phaseolus vulgaris* peut réagir par des lésions chlorotiques locales, une nécrose systémique et des distorsions; *Petunia hybrida* peut réagir par des lésions chlorotiques locales ou par des petits anneaux nécrotiques et un anneau systémique et des arabesques ou par un éclaircissement des nervures. Cependant, toutes les souches n'induisent pas ces symptômes caractéristiques aussi clairement ni à chaque infection (p. ex. la souche houblon, ArMV-H). D'autre part, ArMV est fréquemment associé à d'autres pathogènes, dont très souvent le strawberry latent ringspot nepovirus (SLRV) qui possède le même nématode vecteur et qui induit des symptômes semblables (OEPP/CABI, 1996). Une identification sérologique est donc plus fiable.

Le test ELISA est très utilisé pour le dépistage, en utilisant des IgG provenant d'antisérums polyclonaux. Il existe aussi des anticorps monoclonaux (Tirry & Welvaert, 1989). L'un des clones semble être spécifique d'un isolat d'ArMV-H provenant d'un plant de houblon belge atteint de la maladie de la "tête d'ortie" (nettlehead). Un autre clone a permis de détecter les 11 isolats d'ArMV de différentes espèces testées jusqu'à aujourd'hui. L'ArMV allemand, ou au moins certains de ses isolats, ne peut être détecté avec les anticorps monoclonaux spécifiques d'ArMV-H. Mais des différences entre les souches peuvent être détectées grâce à la procédure ELISA F(ab')<sub>2</sub> de Barbara & Clark (1982) (Adams *et al.*, 1987).

On peut détecter ArMV au microscope électronique et même dans le nématode lui-même, en utilisant la méthode ISEM. Cette méthode est au moins 1000 fois plus sensible que les méthodes de microscopie électronique conventionnelles (Roberts & Brown, 1980). La décoration avec des anticorps est aussi fréquemment utilisée pour distinguer ArMV d'autres népovirus.

On peut distinguer les isolats britanniques d'ArMV-H possédant des acides nucléiques satellites supplémentaires par une électrophorèse sur gel de polyacrylamide d'ARN viral (Davies & Clark; 1983, 1989).

Enfin, ArMV peut aussi être détecté par des sondes d'ADNc dans des tests d'hybridation, développées dans deux laboratoires au moins (Jelkmann *et al.*, 1988; Steinkellner *et al.*, 1989).

## MOYENS DE DEPLACEMENT ET DE DISPERSION

ArMV n'est transmis par son nématode vecteur que sur de courtes distances. Dans les échanges internationaux, seul le mouvement de plants infectés serait important. Les plantes-hôtes importantes ne sont pas transportées sous la forme de semences.

## NUISIBILITE

### Impact économique

Les maladies provoquées par ArMV sont souvent d'un caractère local et/ou spécifique à la culture, mais peuvent avoir un effet dévastateur quand elles surviennent. Fraisiers et framboisiers peuvent être sévèrement atteints et le virus peut même provoquer la mort de plants atteints chez certains cultivars. Certains cultivars subissent des maladies distinctes: mosaïque et frisée jaune du fraisier, jaunisse nanisante du framboisier. Ces maladies ont eu une importance économique dans le Sud du Royaume-Uni autrefois mais se rencontrent rarement aujourd'hui.

Au Royaume-Uni le virus est associé à plusieurs maladies du houblon telles que la "tête d'ortie", la "déchirure et taches jaunes des feuilles" (severe split leaf blotch), la "tige nue" (bare bine, visible uniquement en début de saison) et la "chlorose déformante" (chlorotic disease) qui peut mener à une diminution de rendement importante. La "tête d'ortie" se rencontre aussi dans les régions productrices de houblon de Belgique et Tchécoslovaquie. Chez les houblons allemands ni symptômes ni dégâts n'ont été observés bien que le virus ait

été trouvé dans certaines régions productrices jusque dans 40% des plants testés. Une étude des cultivars du houblon cultivés dans le Sud de l'Allemagne montre qu'aucun ne semble avoir de résistance à ArMV.

Chez le cerisier, des associations entre ArMV et prune dwarf ilarvirus ou prunus necrotic ringspot ilarvirus induisent la maladie européenne de la "feuille râpeuse" (European rasp leaf).

### Lutte

Une mesure de base pour la lutte contre ArMV est la fourniture de matériel végétal indemne en complément à un schéma de certification strict. Mais dans les endroits où sont présentes des populations de nématodes vecteurs infectieux, l'utilisation de plants indemnes sans la prise d'autres mesures est sans effet: la fumigation des sols et/ou une jachère d'au moins un an semblent être de bonnes mesures supplémentaires pour limiter la dissémination de la maladie. Pour le houblon, ceci a été étudié par Thresh & Ormerod (1989).

Chez certaines espèces, comme *Phlox paniculata*, on signale des cultivars résistants (Lisovskaya, 1989). Donc, si la plante a une importance économique et si le virus se transmet par ses semences, il peut être intéressant d'effectuer une sélection pour la résistance.

### Risque phytosanitaire

ArMV revêt une importance de quarantaine pour la NAPPO. Il n'est pas un organisme de quarantaine de l'OEPP car il est largement répandu dans la région, il se transmet par les semences et il est facilement transmissible par son vecteur.

## MESURES PHYTOSANITAIRES

Le matériel de plantation doit provenir uniquement d'un schéma de certification. Toute trace de sol doit être éliminée pour empêcher la translocation de nématodes vecteurs.

## BIBLIOGRAPHIE

- Adams, A.N.; Barbara, D.J.; Davies, D.L. (1987) The etiology of hop chlorotic disease. *Annals of Applied Biology* **111**, 365-371.
- Barbara, D.J.; Clark, M.F. (1982) A simple indirect ELISA using F(ab')<sub>2</sub> fragments of immunoglobulin. *Journal of General Virology* **58**, 315-322.
- Davies, D.L.; Clark, M.F. (1983) A satellite nucleic acid of arabis mosaic virus associated with hop nettlehead disease. *Annals of Applied Biology* **103**, 439-448.
- Davies, D.L.; Clark, M.F. (1989) The detection and occurrence of additional nucleic acid species associated with hop isolates of arabis mosaic virus. In: *Proceedings of the International Workshop on Hop Virus Diseases, Rauischholzhausen 1988* (Ed. by Eppler, A.), pp. 61-68. Deutsche Phytomedizinische Gesellschaft, Ulmer Verlag, Stuttgart, Allemagne.
- Eppler, A. (1983) Transmission of hop viruses and the role of wild and escaped hops as sources of virus spread. *Mededelingen van de Faculteit Landbouwwetenschappen Rijksuniversiteit Gent* **48**, 883-892.
- Eppler, A. (1989) [Ecologie des virus du houblon et de leurs vecteurs]. *Habilitationsschrift, Fachbereich Agrarwissenschaften der Justus-Liebig-Universität, Giessen* 155 pp.
- Francki, R.I.B.; Milne R.G.; Hatta, T. (1985) *Atlas of plant viruses*. Vol. II, pp. 23-38. CRC Press, Boca Raton, Etats-Unis.
- Hewitt, W.B. (1985) From virus-like to virus diseases of grapevines: some unresolved problems including immunity and ideas for researching them. *Phytopathologia Mediterranea* **24**, 1-7.
- Huss, B.; Walter, B.; Fuchs, M. (1989) Cross-protection between arabis mosaic virus and grapevine fanleaf virus isolates in *Chenopodium quinoa*. *Annals of Applied Biology* **114**, 45-60.
- Jelkmann, W.; Maiss, E.; Breyel, M.E.; Casper, R. (1988) Production and use of cDNA clones from arabis mosaic virus. *Annals of Applied Biology* **113**, 483-491.

- Jones, A.T.; Mitchell, M.J.; Brown, D.J.F. (1989) Infectibility of some new raspberry cultivars with arabis mosaic and raspberry ringspot viruses and further evidence for variation in British isolates of these two nepoviruses. *Annals of Applied Biology* **115**, 57-69.
- Lisovskaya, A.V. (1989) [Variégation des pétales chez les cultivars de *Phlox paniculata* dans le dendrarium de l'Institut Polytechnique Mari]. *Byulleten' Glavnogo Botanicheskogo Sada* **153**, 74-76.
- McNamara, D.G. (1980) The spread of arabis mosaic virus through non-cultivated vegetation. *Plant Pathology* **29**, 173-176.
- Murant, A.F. (1970) Arabis mosaic virus. *CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses* No. 16. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, Royaume-Uni.
- Murant, A.F. (1981) Nepoviruses. In: *Plant virus infections* (Ed. by Kurstak, E.), pp. 197-238. Elsevier/North Holland Biomedical Press, Amsterdam, Pays-Bas.
- OEPP/CABI (1996) Strawberry latent ringspot nepovirus. In: *Organismes de Quarantaine Pour l'Europe*. 2ème édition CAB International, Wallingford, Royaume-Uni.
- Roberts, I.M.; Brown, D.J.F. (1980) Detection of six nepoviruses in their nematode vectors by immunosorbent electron microscopy. *Annals of Applied Biology* **96**, 187-192.
- Schmelzer, (1963) [Investigations sur les virus des plantes ligneuses ornementales et sauvages. 2e Partie. Virus de Forsythia, Lonicera, Ligustrum et Laburnum]. *Phytopathologische Zeitschrift* **46**, 105-138.
- Steinkellner, H.; Himmler, G.; Laimer, M.; Mattanovich, D.; Bisztray, G.; Katinger, H. (1989) Construction of cDNA of arabis mosaic virus and its use for diagnosis. *Mitteilungen Klosterneuburg, Rebe und Wein, Obstbau und Fruchteverwertung* **39**, 242-246.
- Thresh, J.M.; Ormerod, P. (1989) Arabis mosaic virus in English hop plantings. In: *Proceedings of the International Workshop on Hop Virus Diseases, Rauschholzhausen 1988* (Ed. by Eppler, A.), pp. 43-54. Deutsche Phytomedizinische Gesellschaft, Ulmer Verlag, Stuttgart, Allemagne.
- Tirry, L.; Welvaert, W. (1989) Differentiation of the hop strain from other arabis mosaic virus isolates by polyclonal and monoclonal antibodies. In: *Proceedings of the International Workshop on Hop Virus Diseases, Rauschholzhausen 1988* (Ed. by Eppler, A.), pp. 55-60. Deutsche Phytomedizinische Gesellschaft, Ulmer Verlag, Stuttgart, Allemagne.
- Trudgill, D.L.; Brown, D.J.F.; McNamara, D.G. (1983) Methods and criteria for assessing the transmission of plant viruses by longidorid nematodes. *Revue de Nématologie* **6**, 133-141.