

Fiche informative sur les organismes de quarantaine

Cherry leafroll nepovirus chez les *Rubus*

IDENTITE

Nom: Cherry leaf roll nepovirus

Classement taxonomique: Virus: Comoviridae: *Nepovirus*

Noms communs: CLRV (acronyme)

Il n'y a pas de nom de maladie spécifique utilisé pour l'infection chez les
Rubus

Code informatique OEPP: CRLRXX

Liste A2 OEPP: n° 148

Désignation Annexe UE: II/A1

PLANTES-HOTES

CLRV se rencontre fréquemment sur des espèces ligneuses à travers toute l'Europe, la Russie et l'Amérique du Nord (Jones, 1985), mais pas chez les *Rubus* dans la région OEPP.

REPARTITION GEOGRAPHIQUE

OEPP: vaste répartition mais chez les *Rubus*, signalé uniquement chez quelques individus de *R. procerus* dans le sud de l'Angleterre (Royaume Uni) (Cropley & Tomlinson, 1971; Ormerod, 1972; 1975). Signalé également récemment chez des *Rubus* sauvages en République tchèque (EPPO Reporting Service, 512/14; FAO, 1991). Non observé chez *R. idaeus*.

Océanie: signalé chez les *Rubus* uniquement chez *R. idaeus* en Nouvelle-Zélande (Jones & Wood, 1978). Bien que peu d'analyses comparatives aient été réalisées, la souche de framboisier semble différer par ses propriétés *in vitro* des autres souches déjà décrites.

UE: présent.

BIOLOGIE

On connaît de nombreuses souches provenant de plantes-hôtes autres que des *Rubus* (Jones, 1985); presque toutes ces souches peuvent être différenciées les unes des autres sérologiquement (Jones & Murrant, 1971; Jones, 1976). CLRV de *R. procerus* peut être différenciée sérologiquement de la majorité des autres souches (Jones, 1976) mais il n'y a pas eu d'analyse avec un isolat de *R. idaeus*.

A la différence de nombreux nepovirus, CLRV ne semble pas être transmis par des nématodes du sol (Jones *et al.*, 1981) contrairement aux affirmations antérieures (Fritzsche & Kegler, 1964; Flegg, 1969), il n'est pas non plus fréquent sur des espèces herbacées infestées naturellement. Il se transmet par les semences chez de nombreuses plantes-hôtes naturelles et expérimentales, souvent dans une forte proportion (Murrant, 1983; Jones, 1985) mais il n'y a pas eu d'analyse chez les *Rubus*. Il a été prouvé que des souches de noyer (*Juglans regia*) et de bouleau (*Betula*) se transmettaient aux plantes pollinisées par le pollen

(Mircetich *et al.*, 1980; Cooper *et al.*, 1984); mais il n'y a pas eu d'essais réalisés pour savoir si ce mode de transmission avait lieu chez les *Rubus*. Le virus se transmet très facilement par inoculation mécanique de sève à une vaste gamme d'espèces herbacées (Jones, 1985).

DETECTION ET IDENTIFICATION

Symptômes

Rubus procerus, infecté de manière naturelle, présente une marbrure chlorotique et des taches linéaires, un rabougrissement et une mortalité des plantes (Cropley & Tomlinson, 1971; Ormerod, 1972; 1975). Chez *R. idaeus*, les plantes sont souvent rabougriées mais seules les feuilles des cannes fructifères présentent des symptômes très nets; beaucoup de ces feuilles sont petites et déformées, quelques unes présentent des taches linéaires, une marbrure prononcée ou des taches annulaires chlorotiques (Jones & Wood, 1978).

Morphologie

Les particules isométriques de plusieurs souches de CLRNV ont été particulièrement étudiées et leurs propriétés se sont montrées être celles des népovirus (Jones, 1985).

Méthodes de détection et d'inspection

Les symptômes provoqués par CLRNV chez les *Rubus* et de nombreuses plantes herbacées ressemblent à ceux que provoquent plusieurs virus transmis par des nématodes. CLRNV ne peut donc être identifié de manière certaine que par des tests sérologiques. Comme CLRNV présente une large gamme de variants sérologiques, on doit utiliser des antisérums contre différentes souches du virus. Des méthodes d'inspection sont aussi présentées dans OEPP/EPPO (1991).

MOYENS DE DEPLACEMENT ET DE DISPERSION

N'ayant pas de vecteur naturel, CLRNV n'est disséminé effectivement que par l'homme lors du transport de plantes ou de semences infectées, ou par le pollen. La transmission par le pollen à partir de plants de *Rubus* importés constituerait le mode effectif d'établissement de CLRNV sur cette culture dans la région OEPP.

NUISIBILITE

Impact économique

CLRNV est largement répandu sur framboisier en Nouvelle-Zélande, où il est lié à une grave maladie dans certaines zones (Jones & Wood, 1978). Si l'isolat de framboisier se transmet par le pollen vers les plantes matures, comme cela semble être le cas pour d'autres souches de CLRNV, il possède un potentiel de dissémination rapide.

Lutte

Le mode de transmission par le pollen de CLRNV rend difficile la lutte contre sa dissémination dans les cultures, à moins de cultiver des plantes immunes ou résistantes. Du matériel de plantation sain devrait être utilisé, en se basant, par exemple, sur le schéma de certification d'absence de virus chez *Rubus* mis au point par l'OEPP/EPPO (1994).

Risque phytosanitaire

La liste de quarantaine A2 de l'OEPP comprend trois virus de *Rubus* transmis par le pollen (OEPP/EPPO, 1986). Parmi ceux-ci, CLRNV comme apple mosaic ilarvirus (OEPP/CABI, 1996a) est largement répandu en Europe mais on l'y observe rarement chez les *Rubus*. Les *Rubus* européennes peuvent donc probablement devenir infectées par CLRNV par transmission de pollen infecté de *Rubus* venant d'autres régions que l'OEPP. Black

raspberry latent ilarvirus, le troisième virus concerné, ne se rencontre pas du tout dans la région OEPP (OEPP/CABI, 1996b).

CLRV, à la différence des deux autres virus, entraîne de sérieux dégâts chez les *Rubus*. Cependant la décision de le considérer comme organisme de quarantaine est surtout due au désir de certains pays de l'OEPP de produire et conserver des *Rubus* indemnes de virus. Ceci pourrait être probablement réalisé de manière aussi satisfaisante par l'utilisation d'une certification normale, en suivant par exemple une adaptation du schéma proposé par l'OEPP/EPPO (1994). Le fait que CLRV se rencontre occasionnellement chez les *Rubus* en Europe tend à diminuer la justification de le traiter en tant qu'organisme de quarantaine A2. On peut aussi remarquer que la transmission de CLRV par le pollen chez *Rubus* est hypothétique, basée sur une analogie avec d'autres souches du virus (voir le paragraphe Biologie).

MESURES PHYTOSANITAIRES

Les plants de *Rubus* provenant de pays où CLRV est présent chez les *Rubus* devraient être issus d'un schéma de certification fiable où l'on a particulièrement fait attention à empêcher une réinfection par du pollen. Les méthodes standard d'élimination des virus peuvent être utilisées pour CLRV pour un matériel de base de *Rubus*.

BIBLIOGRAPHIE

- Cooper, J.I.; Massalski, P.R.; Edwards, M.L. (1984) Cherry leaf roll virus in the female gametophyte and seed of birch and its relevance to vertical virus transmission. *Annals of Applied Biology* **105**, 55-64.
- Cropley, R.; Tomlinson, J.A. (1971) Cherry leaf roll virus. *CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses* No. 80. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, Royaume-Uni.
- FAO (1991) Outbreaks and new records. Czechoslovakia. Cherry leaf roll nepovirus newly recorded in *Rubus* in Czechoslovakia. *FAO Plant Protection Bulletin* **39**, 183-184.
- Flegg, J.J.M. (1969) Tests with potential nematode vectors of cherry leaf roll virus. In: *Report of East Malling Research Station for 1968*, p. 115.
- Fritzsche, R.; Kegler, H. (1964) [Transmission de cherry leaf-roll virus par des nématodes]. *Naturwissenschaften* **51**, 299.
- Jones, A.T. (1976) Serological specificity of different isolates of cherry leaf roll virus from different natural hosts. *Poljoprivredna Znanstvena Smotra* **39**, 527-532.
- Jones, A.T. (1985) Cherry leaf roll virus. *CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses* No. 306. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, Royaume-Uni.
- Jones, A.T.; McElroy, F.D.; Brown, D.J.F. (1981) Tests for transmission of cherry leaf roll virus using *Longidorus*, *Paralongidorus* and *Xiphinema* nematodes. *Annals of Applied Biology* **99**, 143-150.
- Jones, A.T.; Murant, A.F. (1971) Serological relationship between cherry leaf roll, elm mosaic and golden elderberry viruses. *Annals of Applied Biology* **69**, 11-15.
- Jones, A.T.; Wood, G.A. (1978) The occurrence of cherry leaf roll virus in red raspberry in New Zealand. *Plant Disease Reporter* **62**, 835-838.
- Mircetich, S.M.; Sanborn, R.R.; Ramos, D.E. (1980) Natural spread, graft-transmission and possible etiology of walnut blackline disease. *Phytopathology* **70**, 962-969.
- Murant, A.F. (1983) Seed and pollen transmission of nematode-borne viruses. *Seed Science and Technology* **11**, 973-987.
- OEPP/CABI (1996a) Apple mosaic ilarvirus chez les *Rubus*. In: *Organismes de Quarantaine Pour l'Europe*. 2ème édition. CAB International, Wallingford, Royaume-Uni.
- OEPP/CABI (1996b) Black raspberry latent ilarvirus. In: *Organismes de Quarantaine Pour l'Europe*. 2ème édition. CAB International, Wallingford, Royaume-Uni.
- OEPP/EPPO (1986) Fiches informatives sur les organismes de quarantaine Nos 147-149, Virus transmis par le pollen chez les *Rubus*. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* **16**, 47-54.

- OEPP/EPPO (1991) Méthode de quarantaine n° 31, Virus des *Rubus*: méthodes d'inspection et de test. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* **21**, 241-244.
- OEPP/EPPO (1994) Schéma de certification n° 10, certification sanitaire des *Rubus*. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* **24**, 865-874.
- Ormerod, P.J. (1972) Blackberry. In: *Report of East Malling Research Station for 1971*, p. 127.
- Ormerod, P.J. (1975) Virus of blackberry. In: *Report of East Malling Research Station for 1974*, p. 124.