

Capítulo 25

Plum pox virus (PPV) (Potyviridae: Potyvirus)

MÁRCIO MARTINELLO SANCHES, FERNANDA RAUSCH FERNANDES

Identificação da praga

Nome científico:

- *Plum pox virus* (PPV).

Posição taxonômica

- **Família:** *Potyviridae*.
- **Gênero:** *Potyvirus*.

Sinonímias

- *Annulus pruni*.
- *Prunus virus 7*.
- *Sharka virus*.

Hospedeiros

Cichorium sp., *Cirsium arvense*, *Clematis* sp., *Convolvulus arvensis*, *Euonymus europaeus*, *Juglans regia*, *Ligustrum vulgare*, *Prunus americana*, *Prunus andersonii*, *Prunus angustifolia*, *Prunus armeniaca*, *Prunus avium*, *Prunus besseyi*, *Prunus blireana*, *Prunus cerasifera*, *Prunus cerasus*, *Prunus cistena*, *Prunus davidiana*, *Prunus domestica*, *Prunus dulcis*, *Prunus emarginata*, *Prunus fruticosa*, *Prunus glandulosa*, *Prunus hortulana*, *Prunus humilis*, *Prunus ilicifolia*, *Prunus incam*, *Prunus incisa*, *Prunus japonica*, *Prunus laurocerasus*, *Prunus lyonii*, *Prunus maackii*, *Prunus mahaleb*, *Prunus marianna*, *Prunus maritima*, *Prunus mexicana*, *Prunus mume*, *Prunus nigra*, *Prunus padus*, *Prunus pensylvanica*, *Prunus persica*, *Prunus pumila*, *Prunus salicina*, *Prunus sargentii*, *Prunus serotina*, *Prunus serrulata*, *Prunus spinosa*, *Prunus subhirtella*, *Prunus tenella*, *Prunus tomentosa*, *Prunus triloba*, *Prunus virginiana*, *Prunus yedoensis*, *Rorippa sylvestris*, *Solanum nigrum*, *Sonchus* sp., *Taraxacum officinale*, *Trifolium* sp. (Garcia et al., 2014; Damsteegt et al., 2007; Cabi, 2017).

Distribuição geográfica da praga

- **Europa:** Albânia, Alemanha, Áustria, Bélgica, Bielorrússia, Bósnia-Herzegovina, Bulgária, Chipre, Croácia, Dinamarca, Eslováquia, Eslovênia, Espanha, Finlândia, França, Grécia, Holanda, Hungria, Itália, Letônia, Lituânia, Luxemburgo, Moldávia, Montenegro, Noruega, Polônia, Portugal, Reino Unido, República Checa, Romênia, Rússia, Sérvia, Suíça, Ucrânia.
- **América:** Argentina, Canadá, Chile, Estados Unidos, México.
- **Ásia:** Cazaquistão, China, Coreia, Índia, Irã, Israel, Japão, Jordânia, Paquistão, Síria, Turquia.
- **África:** Egito e Tunísia (Cabi, 2017; Loera-Muro et al., 2017) (Figura 1).

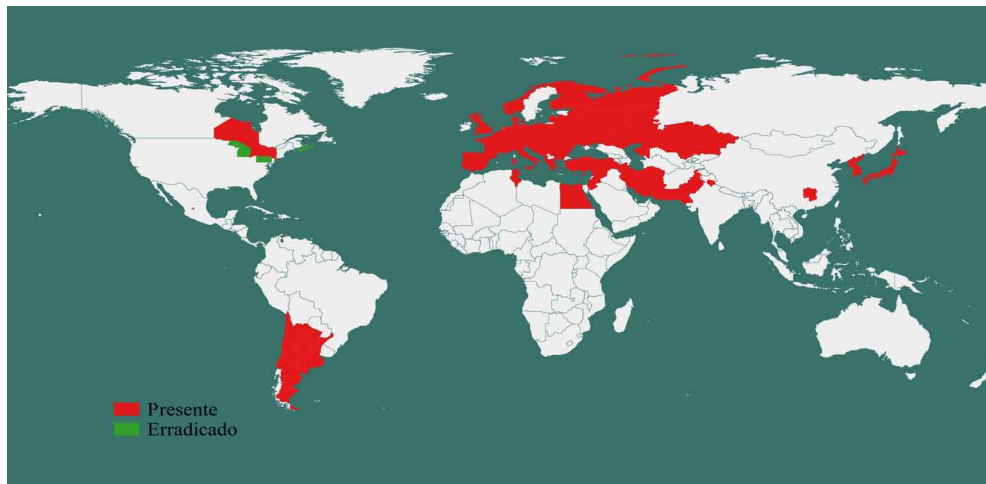


Figura 1. Distribuição geográfica de *Plum pox virus* (PPV).

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

O *Plum pox virus* possui partículas alongadas e flexuosas ao microscópio eletrônico de transmissão, com tamanho de 725-760 nm por 20 nm. As partículas não apresentam envelope, sendo constituídas de ácido nucleico (RNA sentido positivo) ligado covalentemente à proteína VPg e capa proteica. Na planta infectada o vírus pode ser encontrado em brotações jovens, folhas, raízes, botões florais, flores, frutos e caules (Glasa; Candresse, 2005; Garcia et al., 2014).

Estratégias reprodutivas da praga

As plantas de *Prunus* são a principal fonte de inóculo. O vírus é transmitido a partir de plantas infectadas por enxertia ou por afídeos vetores de maneira não-persistente. Os principais vetores são *Aphis spiraeicola*, *Hyalopterus pruni* e *Myzus persicae* (Cambra et al., 2006a; Gildow et al., 2004; Labonne; Dallot, 2006). A distribuição do vírus na planta é considerada muito irregular (Cabi, 2017). Há relatos da transmissão do vírus por sementes de damasco, pêsego e ameixa (Németh; Kolber, 1982;

1983). No entanto, Pasquini e Barba (2006) não encontraram evidência de transmissão por sementes em *Prunus*.

Tipo de dispersão

A disseminação a longa distância ocorre através de material de propagação infectado, principalmente estacas e mudas. A introdução do material de propagação infectado é seguida da disseminação natural e local por afídeos (Garcia et al., 2014). O número de plantas que serão infectadas no pomar é diretamente relacionado ao número de afídeos alados. Estes afídeos provam folhas de plantas infectadas e em seguida voam para outras plantas do pomar, transmitindo o vírus. Alguns vetores como *P. humuli* podem transmitir até 3 horas após a aquisição do vírus (Krczal; Kunze, 1972). O padrão de dispersão pode ser diferente de acordo com a combinação da estirpe do vírus e da espécie ou cultivar do hospedeiro. Em alguns casos, como na França, foi observado que 90% das plantas doentes estavam a 200 metros das primeiras infecções, mas disseminação natural a mais de 600 metros da fonte inicial também foi registrada (Labonne; Dallot, 2006). Infecções com um padrão inicial completamente randômico e posteriormente com uma distribuição uniforme no pomar também foram relatadas (Varveri, 2006).

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas.

O principal mecanismo de sobrevivência é no interior dos tecidos das plantas hospedeiras. O vírus pode permanecer em latência por muitos meses após a inoculação em um hospedeiro e a infecção sistêmica em hospedeiros lenhosos pode levar anos para ocorrer (Eppo, 1983). No afídeo vetor o período de sobrevivência é curto, por se tratar de transmissão não-circulativa e não-persistente. Não há transmissão para a progênie e após a aquisição do vírus pelo vetor o vírus permanece infectivo por cerca de uma hora no vetor (Sharco, 2017).

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

As condições são as mais adequadas ao desenvolvimento dos hospedeiros e vetores. De acordo com Cabi (2017), o clima mais adequado é o

temperado/mesotermal com temperatura média no mês mais frio entre 0 °C e 18 °C. As temperaturas médias máximas no mês mais quente entre 30 °C e 40 °C. O regime ideal de chuvas é uniforme, com no máximo dois meses com pluviosidade inferior a 40 mm e limite máximo de 900 mm de chuva ao ano.

Adaptabilidade: plasticidade

O vírus apresenta oito estirpes (An, T, M, Rec, D, EA, W, W3174, C, CR) (Garcia et al., 2014) os quais são claramente distinguíveis sob a perspectiva sorológica e molecular, porém as diferenças de patogenicidade, gama de hospedeiro e epidemiologia entre essas estirpes ainda não estão totalmente esclarecidas.

Sintomas, sinais e danos

Os sintomas de PPV podem ocorrer nas folhas, ramos, tronco, pétalas, frutos e caroços. Eles são geralmente distintos em folhas na época da brotação e inclui descoloração suave verde-clara, manchas cloróticas, anéis ou faixas, clareamento de nervuras, amarelecimento e deformação foliar. Sintomas em flores podem ocorrer nas pétalas (descoloração). Frutos infectados apresentam manchas cloróticas, anéis levemente amarelados ou padrões de riscas. Frutos também podem se tornar deformados ou de tamanho irregular e podem desenvolver áreas marrons ou necróticas sob os anéis. Plantas de ameixa europeia e damasco podem apresentar queda prematura dos frutos, enquanto que ameixeira japonesa e pessegueiros apresentam anéis nos frutos. Os caroços de damasco infectados apresentam típicos anéis pálidos ou manchas. Plantas de cereja apresentam frutos irregulares e queda prematura de frutos. Algumas hospedeiras, como amêndoas podem não apresentar sintomas (Garcia et al., 2014). Os sintomas também podem ser variáveis de acordo com a época do ano e das cultivares e estirpes do vírus. Algumas cultivares podem apresentar perdas de 100% (Kegler; Hartmann, 1998; Németh, 1994). Os frutos, quando produzidos, apresentam baixo teor de açúcar e são inviáveis comercialmente. Os custos diretos causados por perdas de produção foram estimados em 5,4 bilhões de euros ao longo de 30 anos na Europa e de 126 milhões de euros ao longo de 20 anos no Japão. Os custos para gerenciamento da doença em todo o mundo durante 30 anos foram estimados em 10 bilhões de euros, excluindo-se os custos de perdas indiretas com comércio (Cambra et al., 2006b).

Métodos de controle

As medidas de exclusão são as principais para áreas onde o vírus ainda não ocorre. Estas incluem a inspeção rigorosa e/ou regulamentação do material importado (quarentena). Nas regiões onde a doença ocorre, uma série de medidas de controle são sugeridas. Estas incluem a produção de mudas com certificação; inspeção anual de pomares e viveiros; erradicação de plantas doentes dos pomares; controle de populações de afídeos, especialmente na época de revoada, visando diminuir a taxa de progresso da doença; utilização de material com resistência ao vírus (Cabi, 2017; Sharco, 2017). Poucas fontes de resistência natural ao PPV têm sido encontradas em *Prunus* para o melhoramento convencional. Alguns materiais obtidos via engenharia genética tem apresentado resultados promissores de resistência ao PPV (Garcia et al., 2014).

Métodos de produção de material propagativo

Na Europa, as seguintes medidas são recomendadas: produção de mudas livre de vírus deve ser garantida pela indexação das plantas-mães e pela seleção de enxertos e porta-enxertos isentos de vírus. Os produtores comerciais e viveiristas devem comercializar apenas mudas com certificação de ausência de vírus. Os pomares e viveiros devem ser anualmente inspecionados e regularmente testados para presença de PPV (Sharco, 2017). A utilização de ápices caulinares após intenso subcultivo *in vitro* não foi suficiente para eliminação de PPV em plantas de ameixa (Mainardi et al., 1992). Também não houve sucesso na eliminação de PPV após cultivo *in vitro* de damasco (Hauptmanová; Polák, 2011), porém os autores observaram sucesso após tratamento com ribavirin no cultivo *in vitro* de plantas de ameixa e damasco. Knapp et al. (1995) relataram sucesso no tratamento com termoterapia aliada à cultura de meristema *in vitro* para eliminação de PPV em damasco.

Processo pós-colheita/transformação primária

Não se aplica.

Condicionamento e transporte

A EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization) recomenda que todo o material importado (exceto sementes) seja proveniente de campos sujeitos à inspeção durante a estação de crescimento. Se o vírus está presente no país exportador, essa inspeção também deve englobar áreas próximas ao campo, e o material deve ser derivado de plantas-mães testadas (Eppo, 1990).

Vias de ingresso

A dispersão ocorre através do transporte de partes de plantas infectadas ou por meio de várias espécies de afídeos vetores (*Aphis craccivora*, *Aphis fabae*, *Aphis gossypii*, *Aphis hederae*, *Aphis spiraeicola*, *Brachycaudus cardui*, *Brachycaudus helichrysi*, *Brachycaudus persicae*, *Hyalopterus pruni*, *Metopolophium dirhodum*, *Myzus persicae*, *Myzus varians*, *Phorodon humuli*, *Rhopalosiphum padi*) (Gildow et al., 2004; Glasa; Candresse, 2005; Cabi, 2017). A transmissão é do tipo não-persistente. Os afídeos podem adquirir o vírus a partir de folhas infectadas, flores ou frutos em períodos de tempo muito curtos (segundos a minutos) e podem transmiti-lo a novas plantas em poucos minutos. Não existe um período latente no inseto. A doença ocorre aleatoriamente nos pomares. Após 2-3 anos (possivelmente mais cedo em pomares de pêssegos), a infecção começa a se espalhar a partir das primeiras plantas infectadas (Llácer et al., 1986). A transmissão via enxerto pode contribuir significativamente para a disseminação do vírus em áreas infectadas se o material a ser utilizado não for certificado. A disseminação do vírus entre áreas ou países ocorre mais frequentemente em material de plantio não certificado (Diekmann; Putter, 1996).

O PPV já foi detectado no tegumento de sementes e em cotilédones, mas os tecidos embrionários e plântulas oriundas dessas sementes germinadas nunca apresentaram sintomas e os testes de ELISA e PCR foram negativos. Dessa forma, nenhum isolado de PPV reconhecido foi transmitido por sementes, de modo que a transmissão vertical (de plantas infectadas para a sua progênie) não ocorre (Pasquini; Barba, 2006).

Inspeção e detecção

A Eppo (2004) disponibiliza um protocolo de diagnóstico padrão para PPV. Cambra et al. (2006a) e Olmos et al. (2006) revisaram os métodos sorológicos e moleculares desenvolvidos para a detecção e caracterização de PPV.

A detecção de PPV pode ser realizada por meio de testes biológicos, sorológicos ou moleculares; já a identificação requer um teste sorológico ou molecular (por exemplo, durante o diagnóstico de rotina da praga amplamente estabelecida em um país). Nos casos em que a organização de proteção de plantas de um país ou região requer confiança adicional na identificação do PPV (por exemplo, detecção em uma área onde o vírus não é conhecido ou detecção em uma remessa originária de um país onde a praga é declarada ausente), outros testes podem ser requeridos. Quando a identificação inicial for feita usando um método molecular, os testes subsequentes devem usar técnicas sorológicas e vice-versa. Testes adicionais também podem ser feitos para identificar a estirpe de PPV presente utilizando-se testes sorológicos com anticorpos monoclonais ou RT-PCR seguido de sequenciamento. Em todos os casos, os controles positivos e negativos devem ser incluídos nos testes. A decisão de testar plantas individuais ou múltiplas depende da concentração viral nas plantas e do nível de confiança exigido pela autoridade nacional competente.

A seleção de amostra apropriada para análise é crítica para a detecção de PPV. A amostragem deve levar em consideração a biologia viral e as condições climáticas locais, em particular aquelas durante a estação de crescimento. Se houver sintomas típicos, devem ser coletadas flores, folhas ou frutos que apresentem sintomas. Em plantas assintomáticas, as amostras devem ser retiradas de brotos de pelo menos um ano, com folhas maduras ou folhas totalmente expandidas localizadas no meio de cada um dos ramos principais (a detecção não é confiável em rebentos com menos de um ano de idade). As amostras devem ser coletadas de, pelo menos, quatro locais diferentes (por exemplo, quatro ramos ou quatro folhas) em cada planta. Isso é crítico por causa da distribuição desigual do PPV. O material vegetal deve, de preferência, ser coletado a partir das partes internas do dossel da árvore. Na primavera, as amostras podem ser flores, brotos com folhas ou frutos totalmente expandidos. No verão e no outono, as folhas maduras e a pele

de frutos maduros coletados do campo de locais de armazenamento podem ser usadas para análise. Flores, folhas, rebentos e pele de frutos podem ser armazenados a 4 °C por não mais de 10 dias antes do processamento para a análise. Os frutos podem ser armazenados durante um mês a 4 °C antes do processamento.

As principais plantas indicadoras utilizadas para indexação PPV são mudas de *P. cerasifera* cv. GF31, *P. persica* cv. GF305, *P. persica* × *P. davidiana* cv. Nemaguard, ou *P. tomentosa*. As ilustrações de sintomas causados por PPV em plantas indicadoras podem ser encontradas em Damsteegt et al. (1997, 2007) e Gentit (2006). O método é amplamente utilizado nos esquemas de certificação e é considerado um método sensível de detecção. No entanto, não é um teste rápido (o desenvolvimento de sintomas requer várias semanas após a inoculação), só pode ser usado para testar o broto, requer instalações dedicadas, como estufa com temperatura controlada, e os sintomas observados podem ser confundidos com os de outros agentes transmissíveis por enxertia. Além disso, existem variantes do vírus que não induzem sintomas e, portanto, não são detectáveis em plantas indicadoras. ELISA é altamente recomendado para a análise de uma grande número de amostras sendo o TAS-ELISA (triple-antibody sandwich) com o anticorpo monoclonal 5B-IVIA indicado para a detecção de todas as estirpes de PPV com confiabilidade, especificidade e sensibilidade (Cambra et al., 2006a). O sistema convencional DAS-ELISA (double-antibody sandwich) deve ser aplicado utilizando kits baseados no anticorpo monoclonal específico 5B-IVIA ou anticorpos policlonais que demonstraram detectar todas as cepas de PPV sem reagir de forma cruzada com outros vírus ou material vegetal sadio (Cambra et al., 2006a; Capote et al., 2009). As técnicas sorológicas são utilizadas especialmente para testes em grande escala. No entanto, os métodos moleculares, são mais sensíveis do que técnicas sorológicas. A RT-PCR para a detecção de PPV pode ser realizada com os oligonucleotídeos de Wetzel et al. (1991), que foram desenvolvidos a partir de isolados mediterrâneos (Chipre, Egito, França, Grécia, Espanha e Turquia). Já o método de Levy e Hadidi (1994) foi avaliado utilizando-se isolados de PPV provenientes do Egito, França, Alemanha, Grécia, Hungria, Itália, Espanha e Romênia. Outros métodos têm sido desenvolvidos para análises de RT-PCR simples ou multiplex (James et al., 2003; Mavrodieva; Levy, 2004). O uso de RT-PCR em tempo real (RT-qPCR) evita a necessidade de qualquer processamento pós-amplificação

(por exemplo, eletroforese em gel) e, portanto, é mais rápido com menos oportunidades de contaminação do que a PCR convencional. RT-qPCR pode ser utilizada nos sistemas TaqMan ou SYBR Green I. Dois métodos baseados em TaqMan foram descritos para a detecção universal de PPV (Schneider et al., 2004; Olmos et al., 2004, 2006).

Situação regulatória no mundo

O PPV é uma praga quarentenária A2 pela EPPO (Eppo, 1983, 1990, 2004). Também é uma praga regulamentada pelo IAPSC (Inter-African Phytosanitary Council) e NAPPO (North American Plant Protection Organization) (Foster; Hadidi, 1998; Thompson, 1998). Na região da EPPO, apresenta um grande risco para damascos (*Prunus armeniaca*), ameixas e pêssegos (*Prunus persica*) em muitos países onde a praga ainda está ausente ou com distribuição muito localizada (Diekmann; Putter, 1996). Além disso, sua presença em um país cria dificuldades para a exportação de material de plantio certificado. Foi preparado um procedimento de quarentena da EPPO para PPV (Eppo, 1992). Németh (1994), Kegler e Hartmann (1998) e Nemchinov et al. (1998) analisaram a importância da sharka na produção europeia de frutos de caroço. Sharka é particularmente grave nas áreas frutíferas da Europa Central e Oriental. Durante a última década, tem se espalhado progressivamente para alguns países do Mediterrâneo, como o Egito (Wetzel et al., 1991, Mazyad et al., 1992), Espanha (Llácer et al., 1985) e Portugal (Louro; Monte Corvo, 1986). Também foi relatada no Chile (Herrera et al., 1998) e recentemente, Loera-Muro et al. (2017) fizeram o primeiro relato do PPV no México em pêra.

Antecedentes de intercepções

O PPV é ocasionalmente interceptado em plantas frutíferas importadas para os EUA provenientes da Europa Oriental (Waterworth, 1994). As anteras contaminadas com PPV podem potencialmente desempenhar um papel na disseminação do vírus em nível nacional e internacional (Levy et al., 1995), uma vez que o vírus está presente nesses órgãos. No entanto, esta possibilidade nunca foi documentada na prática. Recentemente o PPV foi interceptado no Brasil (Rezende et al., 2016).

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

Embora seja difícil controlar a disseminação em uma determinada área por causa dos afídeos vetores, a disseminação a longa distância pode ser controlada por meio de medidas quarentenárias rigorosas e uso de mudas provenientes de viveiros certificados. O movimento do material vegetal propagativo infectado é a principal maneira pela qual o PPV é disseminado a longas distâncias. A transmissão por enxertia pode contribuir significativamente para a disseminação viral se o material de plantio a ser utilizado não for certificado. O maior impacto causado pelo PPV é econômico. A infecção viral pode levar a perdas consideráveis de produtividade, atingindo 83%-100% em variedades altamente suscetíveis. Pêssegos produzidos no Chile e comercializados em Piracicaba (SP) com sintomas característicos de 'sharka' foram encontrados por pesquisadores da ESALQ/USP em abril de 2014. Uma série de análises foi realizada e chegou-se à conclusão que os frutos estavam infectados com o PPV, sendo que o relato foi publicado na edição de fevereiro de 2016 da revista *Plant Disease* (Rezende et al., 2016). Segundo os autores, a possibilidade de transmissão de PPV para plantas de *Prunus* a partir destes frutos infectados é baixa, mas existe, especialmente através do afídeo *Myzus persicae*. A norma que trata da importação de frutas de caroço *in natura*, tais como pêssego, ameixa, cereja, damasco e nectarina oriundos da Argentina, Chile, Espanha, EUA, Irã, Israel, Itália, Portugal e Turquia (IN 17/2016) foi atualizada pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) em 17/2/2017 (IN 5/2017).

Referências

- CABI. **Plum pox virus**. In: *Invasive Species Compendium*. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 28 set. 2018.
- CAMBRA, M.; CAPOTE, N.; CAMBRA, M. A.; LLÁCER, G.; BOTELLA, P.; LÓPEZ-QUÍLEZ, A. Epidemiology of sharka disease in Spain. **EPPO Bulletin**, v. 36, p. 271–275, 2006a.
- CAMBRA, M.; CAPOTE, N.; MYRTA, A.; LLÁCER, G. *Plum pox virus* and the estimated costs associated with sharka disease. **EPPO Bulletin**, v. 36, p. 202–204, 2006b.
- CAPOTE, N.; BERTOLINI, E.; OLMOS, A.; VIDAL, E.; MARTÍNEZ, M. C.; CAMBRA, M. . Direct sample preparation methods for detection of *Plum pox virus* by real-time RT-PCR. **International Microbiology**, v. 12, p. 1-6, 2009.

DAMSTEEGT, V. D.; SCORZA, R.; STONE, A. L.; SCHNEIDER, W. L.; WEBB, K.; DEMUTH, M.; GILDOW, F. E. *Prunus* host range of Plum pox virus (PPV) in the United States by aphid and graft inoculation. **Plant Disease**, v. 91, n. 1, p. 18-23, 2007.

DAMSTEEGT, V. D.; WATERWORTH, H. E.; MINK, G. I.; HOWELL, W. E.; LEVY, L. . *Prunus tomentosa* as a diagnostic host for detection of *Plum pox virus* and other *Prunus* viruses. **Plant Disease**, v. 81, p. 329–332, 1997.

DIEKMANN, M.; PUTTER, C. A. J. **Stone Fruits**. Rome: FAO/IPGRI technical guidelines for the safe movement of germplasm, 1996. 111 p. (n. 16).

EPPO. Data sheets on quarantine organisms. **EPPO Bulletin**, v. 13, n. 1, 1983.

EPPO. **Specific quarantine requirements**. Paris, France: European and Mediterranean Plant Protection Organization, 1990. (EPPO Technical Documents, 1008).

EPPO. Certification schemes. Virus free or virus tested fruit trees and rootstocks. Part III – Testing methods for viruses of fruit trees present in the EPPO region. **EPPO Bulletin**, v. 22, p. 265-275, 1992.

EPPO. Standard PM 7/32 Plum pox potyvirus. **EPPO Bulletin**, v. 34, p. 247-256. 2004.

FOSTER, J. A.; HADIDI, A. Exclusion of plant viruses. In: HADIDI, A.; KHETARPAL, R. K.; KOGANEZAWA, H. (Ed.). **Plant Virus Disease Control**. St Paul, Minnesota, USA: APS Press, 1998. p. 208-229.

GARCIA, J. A.; GLASA, M.; CAMBRA, M.; CANDRESSE, T. *Plum pox virus* and sharka: a model potyvirus and a major disease. **Molecular Plant Pathology**, v. 15, n. 3, p.226-241, 2014.

GENTIT, P. Detection of *Plum pox virus*: biological methods. **EPPO Bulletin**, v. 36, p. 251–253, 2006.

GILDOW, F.; DAMSTEEGT, V.; STONE, A.; SCHNEIDER, W.; LUSTER, D.; LEVY, L. Plum pox in North America: identification of aphid vectors and a potential role for fruit in virus spread. **Phytopathology**, v. 94, p. 868–874, 2004.

GLASA, M.; CANDRESSE, T. **Plum pox virus**. AAB Descriptions of Plant Viruses, No. 410. UK: Association of Applied Biologists, 2005. Disponível em: <<http://www.dpvweb.net/dpv/showdpv.php?dpvno=410>>. Acesso em: 11 set. 2017.

HAUPTMANOVÁ, A.; POLÁK, J. The elimination of Plum pox virus in plum cv. Bluefree and apricot cv. Hanita by chemotherapy of in vitro cultures. **Horticultural Science**, Prague, v. 38, p. 49–53, 2011.

HERRERA, G.; SEPULVEDA, P.; MADARIAGA, M. Survey of sharka disease (plum pox virus) on stone fruit trees in Chile. **Acta Horticulturae**, v. 472, p.393-399, 1998.

JAMES, D.; VARGA, A.; THOMPSON, D.; HAYES, S. Detection of a new and unusual isolate of Plum pox virus in plum (*Prunus domestica*). **Plant Disease**, v. 87, n. 9, p. 1119-1124, 2003.

KEGLER, H.; HARTMANN, W. Present status of controlling conventional strains of plum pox virus. In: HADIDI, A.; KHETARPAL, R. K.; KOGANEZAWA, H. (Ed.). **Plant Virus Disease Control**. St Paul, Minnesota, USA: APS Press, 1998. p. 616-628.

KNAPP, E.; HANZER, V.; WEISS, H.; DA CAMARA MACHADO, A.; WEISS, B.; WANG, Q.; KATINGER, H.; DA CAMARA MACHADO, M. L. New aspects of virus elimination in fruit trees. **Acta Horticulturae**, v. 386, p. 409-418, 1995.

KRCZAL, H.; KUNZE, L. Investigations on the transmission of the sharka virus by aphids. **Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem**, v. 144, p.71-83, 1972.

LABONNE, G.; DALLOT, S. Epidemiology of sharka disease in France. **EPPO Bulletin**, v. 36, p. 267–270, 2006.

LLÁCER, G.; CAMBRA, M.; LAVINA, A. Detection of plum pox virus in Spain. **EPPO Bulletin**, v. 15, n. 3, p. 325-329, 1985.

LLÁCER, G.; CAMBRA, M.; LAVINA, M.; ARAMBURA, J. Investigation on plum pox (sharka) virus in Spain. **Acta Horticulturae**, v. 193, p. 155-158, 1986.

LEVY, L.; HADIDI, A. A simple and rapid method for processing tissue infected with plum pox potyvirus for use with specific 3'non-coding region RT-PCR assays. **EPPO Bulletin**, v. 24, p. 595–604, 1994.

LEVY, L.; HADIDI, A.; KELBER, M., TOKES, G.; NEMETH, M. 3' Non-coding region RT-PCR detection and molecular hybridization of *Plum pox virus* in anthers of infected stone fruit. **Acta Horticulturae**, v. 386, p.331-339, 1995.

LOERA-MURO, A.; GUTIERREZ-CAMPOS, R.; DELGADO, M.; HERNANDEZ-CAMACHO, S.; HOLGUIN-PEÑA, R. J. Identification of *Plum pox virus* causing sharka disease on peach (*Prunus persicae* L.) in Mexico. **Canadian Journal of Plant Pathology**, v. 39, p. 83-86, 2017.

LOURO, D.; MONTE CORVO, L. Occurrence of sharka in Portugal. **Acta Horticulturae**, v. 193, p. 183-187, 1986.

MAINARDI, M.; GILLI, G.; TRIOLO, E.; TRIOLO, R. **Advances in Horticultural Science**, v. 6, n. 4, p. 173-175, 1992.

MAVRODIEVA, V. A.; LEVY, L. Real-time RT-PCR of PPV with R.A.P.I.D. a field-hardened PCR unit for in-field detection. **Acta Horticulturae**, v. 657, p. 141-147, 2004.

MAZYAD, H. M.; NAKHLA, M. K.; ABO ELELA, A.; EL HAMMADY, M. H. Occurrence of plum pox (sharka) virus on stone fruit trees in Egypt. **Acta Horticulturae**, v. 309, p. 119-124, 1992.

NEMCHINOV, L.; HADIDI, A.; KELBER, M.; NEMETH, M. Molecular evidence for the occurrence of plum pox virus cherry subgroup in Hungary. **Acta Horticulturae**, v. 472, p. 503-508, 1998.

NEMETH, M. History and importance of plum pox in stone-fruit production. **Bulletin OEPP**, v. 24, n. 3, p. 525-536, 1994.

NÉMETH, M; KOLBER, M. Additional evidence on seed transmission of plum pox virus in apricot, peach and plum proved by ELISA. **Acta Horticulturae**, v. 130, p. 293-299, 1982.

NÉMETH, M; KOLBER, M. Additional evidence on seed transmission of plum pox virus in apricot, peach and plum proved by ELISA. **Acta Horticulturae**, v. 130, p. 253, 1983.

OLMOS, A.; BERTOLINI, E.; GIL, M.; CAMBRA, M. Real-time RT-PCR for quantitative detection of Plum pox virus. **Acta Horticulturae**, v. 657, p. 149-153, 2004.

OLMOS, A.; CAPOTE, N.; CANDRESSE, T. Detection and characterization of Plum pox virus: molecular methods. **Bulletin OEPP**, v. 36, p. 262-266, 2006.

PASQUINI, G.; BARBA, M. The question of seed transmission of plum pox virus. **Bulletin OEPP**, v. 36, p. 287-292, 2006.

REZENDE, J. A. M.; CAMELO, V. M.; KITAJIMA, E. W. First Report on Detection of Plum pox virus in Imported Peach Fruits in Brazil. **Plant Disease**, v. 100, n. 4, p. 869, 2016.

SCHNEIDER, W. L.; SHERMAN, D. J.; STONE, A. L.; DAMSTEEGT, V. D.; FREDERICK, R.D. Specific detection and quantification of Plum pox virus by real-time fluorescent reverse transcription-PCR. **Journal of Virological Methods**, v. 120, p. 97-105, 2004.

SHARCO project. **Plum Pox Virus (Sharka) on stone fruits leaflet**. Disponível em: <<http://www.sharco.eu/Accueil/The-SharCo-Project>>. Acesso em: 11 set. 2017.

THOMPSON, D. A. The role of NAPPO in fruit crop virus testing and certification. **Acta Horticulturae**, v. 472, p. 747-750, 1998.

VARVERI, C. Epidemiology of *Plum pox virus* strain M in Greece. **EPPO Bulletin**, v. 36, p. 276-278, 2006.

WATERWORTH, H. E. Viruses detected in stone fruit germplasm entering the United States. **HortScience**, v. 8, n. 29, p. 917, 1994.

WETZEL, T.; CANDRESSE, T.; RAVELONANDRO, M.; DUNEZ, J. A polymerase chain reaction assay adapted to plum pox potyvirus detection. **Journal of Virological Methods**, v. 3, n. 33, p.355-365, 1991.