

**SECRETARIA DE AGRICULTURA E ABASTECIMENTO DO ESTADO DE SÃO
PAULO
AGÊNCIA PAULISTA DE TECNOLOGIA DOS AGRONEGÓCIOS
INSTITUTO BIOLÓGICO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM SANIDADE, SEGURANÇA ALIMENTAR E
AMBIENTAL NO AGRONEGÓCIO**

**ESTRUTURA POPULACIONAL DA AFIDOFAUNA E SUA INFLUÊNCIA NA
EPIDEMIOLOGIA DOS VÍRUS DE BRÁSSICAS**

CATIA JACIRA MARTINS DE MOURA

Tese apresentada para obtenção do título de doutora em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio. Área de concentração: Segurança Alimentar e Sanidade no Agroecossistema.

SÃO PAULO
2024

CATIA JACIRA MARTINS DE MOURA

**ESTRUTURA POPULACIONAL DA AFIDOFAUNA E SUA INFLUÊNCIA NA
EPIDEMIOLOGIA DOS VÍRUS DE BRÁSSICAS**

Tese apresentada para obtenção do título de doutora em
Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no
Agronegócio.

Área de concentração: Segurança Alimentar e Sanidade
no Agroecossistema.

Orientador: Prof. Dr. Marcelo Eiras

Coorientador: Dr. Alexandre L. R. Chaves

SÃO PAULO
2024

Eu, CATIA JACIRA MARTINS DE MOURA, autorizo o Instituto Biológico (IB-APTA), da Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, a disponibilizar gratuitamente e sem ressarcimento dos direitos autorais, o presente trabalho acadêmico, de minha autoria, no portal, biblioteca digital, catálogo eletrônico, repositório institucional ou qualquer outra plataforma eletrônica do IB para fins de leitura, estudo, pesquisa e/ou impressão pela Internet desde que citada a fonte. Declaro também que os dados contidos nesta dissertação/ tese são inéditos e autênticos, portanto, sem fraudes e/ou derivações de plágio e que tenho pleno conhecimento do Código de Ética e dos Procedimentos referentes à proteção da integridade científica do Instituto Biológico.

Assinatura:



Data: 19/11/2024

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo
Núcleo de Informação e Documentação – IB

Moura, Cátia Jacira Martins de.

Estrutura populacional da afidofauna e sua influência na epidemiologia dos vírus de brássicas. / Cátia Jacira Martins de Moura - São Paulo, 2024. 213 p.
doi: 10.31368/PGSSAAA.2024T.CM04

Tese (Doutorado). Instituto Biológico (São Paulo). Programa de Pós-Graduação.

Área de concentração: Segurança Alimentar e Sanidade no Agroecossistema.
Linha de pesquisa: Manejo integrado de pragas e doenças em ambientes rurais e urbanos.

Orientador: Marcelo Eiras

Coorientador: Alexandre Levi Rodrigues Chaves

Versão do título para o inglês: Population structure of aphids and its influence on the epidemiology of viruses infecting brassicas.

1. Aphididae 2. Epidemiologia de paisagem 3. Flutuação populacional 4. Afidofauna I. Moura, Cátia Jacira Martins de II. Eiras, Marcelo III. Instituto Biológico (São Paulo) IV. Título.

IB/Bibl./2024/04

FOLHA DE APROVAÇÃO

Nome: Catia Jacira Martins de Moura

Título: Estrutura populacional da afidofauna e sua influência na epidemiologia dos vírus de brássicas

Tese apresentada ao Programa de Pós-graduação em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio do Instituto Biológico, Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, da Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo para a obtenção do título de Doutora em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio.

Aprovada em: 19/11/2024

Banca Examinadora:

Prof. Dr. Marcelo Eiras

Julgamento: APROVADA

Instituição: Instituto Biológico

Assinatura: _____

Dra. Rubia Molina

Julgamento: Aprovado

Instituição: Instituto Agronômico do Paraná

Assinatura: _____

Dra. Leilaine Karam Rodrigues

Julgamento: APROVADO

Instituição: Bjo Insumos Nativa

Assinatura: Leilaine Karam Rodrigues

Dr. Miguel Francisco Souza Filho

Julgamento: APROVADA

Instituição: Instituto Biológico

Assinatura: _____

Dr. Mário Eidi Sato

Julgamento: APROVADA

Instituição: Instituto Biológico

Assinatura: _____

AGRADECIMENTOS

Ao Prof. Dr. Marcelo Eiras, pela orientação, oportunidade, pelos ensinamentos, paciência e auxílio durante o desenvolvimento desta tese.

Ao Dr. Alexandre Levi Rodrigues Chaves pelos ensinamentos, orientação, apoio, paciência, e pelo auxílio na condução dos experimentos.

Ao Dr. Márcio Pereira, Professor do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de São Paulo, *campus* São Roque, por participar das visitas aos campos e pelas orientações na área de entomologia.

Ao senhor Hiro Harano e ao senhor Jorge Ito, produtores de hortaliças, por disponibilizarem suas áreas de produção para a instalação dos experimentos desta tese.

Ao Dr. Ricardo Harakava do Instituto Biológico pelo auxílio nas análises moleculares.

Aos pesquisadores e colegas do Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia (LFF) do Instituto Biológico, Dra. Addolorata Colariccio, Dra. Ligia Maria Lembo Duarte, Dra. Maria Amélia Vaz Alexandre, Dra. Agatha Mota de Oliveira, à bióloga Alyne de Fátima Ramos e à estudante de agronomia Anna Caroline Salum Claro do Nascimento pela convivência, amizade, ensinamentos e colaboração na execução das atividades desenvolvidas no laboratório.

Aos membros das bancas de qualificação e defesa desta tese: Dra. Rubia Molina, Dra. Leilane Karam Rodrigues, Dr. Miguel Francisco Souza Filho e Dr. Mário Eidi Sato pelas excelentes sugestões apontadas no desenvolvimento deste trabalho. Um agradecimento especial à Dra. Leilane pelo auxílio na formatação, ajustes e melhoria da qualidade das figuras apresentadas nesta tese.

À Dra. Elisa Aiko Miyasato, pela amizade, viagens, trocas de conhecimento, pelo incentivo e por acreditar na minha capacidade.

Aos professores do Programa de Pós-Graduação (PPG) em “Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio” do Instituto Biológico, por proporcionaram experiências de aprendizado na área acadêmica.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001. Agradecemos também à CAPES pela bolsa de doutorado (cota do PPG).

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pelo auxílio financeiro (Proc. 2014/22594-2, 2015/50076-9, 2018/17287-4, 2017/50334-3, 2017/18910-4, 2019/06853-1) que permitiu a realização deste trabalho.

À minha filha Nicolle e à minha mãe Eurípia, por estarem sempre presentes em todos os momentos da minha vida, compartilhando das minhas alegrias e angústias.

RESUMO

MOURA, Catia Jacira Martins de. **Estrutura populacional da afidofauna e sua influência na epidemiologia dos vírus de brássicas**. 2024. 213 f. Tese (Doutorado em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio) – Instituto Biológico, Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, São Paulo, 2024.

Os vírus mais importantes que infectam brássicas são transmitidos por afídeos (Hemiptera: Aphididae). No entanto, há carência de informações referentes à ecologia e epidemiologia desses fitopatógenos, considerando os diferentes aspectos envolvidos nas interações vírus/vetor/hospedeiro/ambiente. Nesse contexto, os objetivos deste trabalho foram: (i) monitorar e identificar, durante três anos consecutivos, a composição e dinâmica populacional das espécies de afídeos colonizadoras e migratórias em duas áreas de cultivo intensivo de brássicas no cinturão verde de São Paulo; e (ii) estabelecer as correlações que pudessem favorecer a manutenção da pressão de inóculo, a transmissão e dispersão dos vírus transmitidos de modo não persistente, para se propor estratégias de manejo e controle das viroses e de seus afídeos vetores. Avaliou-se o papel de espécies de brássicas cultivadas e da vegetação espontânea como reservatórios de vírus transmitidos de modo não circulativo (cauliflower mosaic virus, CaMV; cole latent virus, CoLV; turnip mosaic virus, TuMV). Os vírus não foram detectados nas espécies e variedades de brássicas cultivadas. Entretanto, plantas da vegetação espontânea, especialmente a nabiça (*Raphanus sativus*) comportaram-se como reservatórios importantes do CaMV e TuMV nas duas áreas monitoradas. Nas estimativas absolutas, praticamente as mesmas espécies de afídeos foram identificadas nas duas áreas monitoradas. A nabiça e a mostarda-selvagem (*Brassica rapa*) foram as brássicas da vegetação espontânea mais abundantes, desempenhando um papel fundamental na manutenção das fontes de inóculo dos vírus de brássicas e atuando como hospedeiras de três espécies de afídeos vetores. Nas estimativas relativas, as espécies de afídeos identificadas também foram semelhantes nas duas áreas monitoradas. As maiores revoadas de afídeos foram registradas na primavera e no verão, e as menores revoadas foram observadas no outono. A diversidade de espécies de afídeos foi baixa, tanto para a abundância absoluta quanto para a abundância relativa, nas duas áreas avaliadas. A pluviosidade e a temperatura interferiram nas revoadas da afidofauna, mas tiveram pouco efeito na formação de colônias. A primavera foi considerada a estação chave para as tomadas de decisão visando ao controle das viroses. Nessa época do ano, os fatores ambientais potencializam a transmissão dos vírus por afídeos de modo não persistente (via picadas de prova) e favorecem as formações de colônias, tanto em plantas cultivadas quanto em plantas da vegetação espontânea.

PALAVRAS-CHAVE: Aphididae; Epidemiologia de Paisagem; Flutuação populacional; Afidofauna.

ABSTRACT

MOURA, Catia Jacira Martins de. **Population structure of aphids and its influence on the epidemiology of viruses infecting brassicas**. 2024. 213 f. (Doutorado em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio) – Instituto Biológico, Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, São Paulo, 2024.

The most important viruses that infect brassicas are transmitted by aphids (Hemiptera: Aphididae). However, there is a lack of information regarding the ecology and epidemiology of these phytopathogens, considering aspects involved in virus/vector/host/environment interactions. The aim of this study was: (i) to monitor and identify, for three consecutive years, the composition and population dynamics of colonizing and migratory aphid species in two areas of intensive cultivation of brassicas in the green belt of São Paulo; and (ii) to establish correlations that may favor the maintenance of inoculum pressure, and the transmission and dispersion of viruses transmitted in a non-circulative manner, in order to define management and control strategies for the viruses and their aphid vectors. The role of cultivated brassica species and weeds as reservoirs of non-circulatively transmitted viruses (cauliflower mosaic virus, CaMV; cole latent virus, CoLV; turnip mosaic virus, TuMV) was evaluated. No viruses were detected in cultivated brassica species. Wild radish (*Raphanus sativus*) had an important role as reservoir of CaMV and TuMV in both monitored areas. In the absolute estimation analysis, practically the same aphid species were identified in both monitored areas. Wild radish and wild mustard (*Brassica rapa*) were the most abundant brassica weeds in both monitored areas, playing a key role in maintaining the inoculum sources of brassica viruses and acting as hosts for three aphid vector species. In the relative estimation analysis, the aphid species identified were similar in both monitored areas. It was found that the largest aphid swarms were recorded in spring and summer, and the smallest swarms were observed in autumn. The diversity of aphid species was low, both for absolute abundance and relative abundance. Rainfall and temperature interfered with aphid swarms in both areas, but apparently had little effect on colony formation. Spring was considered the key season for decision-making aimed at controlling viruses. At this time of year, environmental factors enhance the transmission of viruses by aphids in a non-persistent manner and favor the formation of colonies, both in cultivated plants and in weeds.

KEYWORDS: Aphididae; Landscape Epidemiology; Population fluctuation; Aphids.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Classificação taxonômica da ordem Hemiptera, com suas respectivas subordens. Destaque para a família Aphididae, que reúne os ‘pulgões’ pertencentes à subfamília Aphidinae, incluindo as espécies de afídeos vetores de vírus abordados nesta tese	24
Figura 2 – Escala de tempo referente ao surgimento e evolução dos afídeos na Terra.....	26
Figura 3 – Polimorfismo (características, estruturas, cores e apêndices) das formas áptera e alada dos afídeos	28
Figura 4 – Classificação proposta por Harris (1979) dos modos de transmissão dos vírus de plantas por insetos vetores	36
Figura 5 – Esquema multifatorial das inter-relações planta-patógeno-vetor-ambiente que ocorrem no agroecossistema proposto por Islam et al. (2020) e adaptado para as doenças de plantas causadas por vírus	40
Figura 6 – Representação esquemática da complexidade das interações ambiente/hospedeiras/vetor/vírus no agroecossistema, considerando a paisagem, o clima, os efeitos antropogênicos, as práticas agrônômicas, a gestão e controle de pragas e doenças, a implantação de resistência do hospedeiro e doenças em comunidades de plantas selvagens, incluindo plantas daninhas, e a presença ou não de plantas hospedeiras secundárias	50
Figura 7 – Representação hipotética da dispersão primária (de fora para dentro, quando os afídeos virulíferos adentram a área de cultivo e realizam a transmissão, introduzindo o vírus na área cultivada) e dispersão secundária (transmissão do vírus na área cultivada) em um campo de produção de brássicas	57
Figura 8 – Localização geográfica dos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna onde foram realizados os monitoramentos da afidofauna em áreas de produção intensiva de brássicas olerícolas	78
Figura 9 – (A) Imagem obtida via satélite referente à característica topográfica do município de Biritiba Mirim, (B) Imagem aérea da propriedade monitorada em Biritiba Mirim, localizada nas margens do Rio Tietê, (C) Imagem panorâmica da propriedade monitorada em Biritiba Mirim, (D) Imagem obtida via satélite referente à característica topográfica do município de Ibiúna, (E) Imagem panorâmica da propriedade monitorada em Ibiúna	80
Figura 10 – Armadilhas utilizadas para capturas de afídeos nos campos de produção intensiva de brássicas localizadas em Biritiba Mirim e Ibiúna. Cartelas amarelas adesivas (A, B, C), Armadilhas amarelas de água do tipo “Moericke” (D, E, F).....	86
Figura 11 – Esquema representativo da disposição das armadilhas amarelas adesivas e de Moericke nos campos experimentais (A); campo de produção de brássicas situado em Biritiba Mirim (B); campo de produção intensiva de brássicas situado em Ibiúna (C).	87

Figura 12 – Transectos fixos estabelecidos nas áreas de produção de brássicas localizadas nos municípios de Biritiba Mirim (A) e Ibiúna (B). Setas em vermelho indicam os transectos.	88
Figura 13 – Representação esquemática da morfologia de um afídeo alado com destaque para algumas das partes mais utilizadas para a identificação em nível de espécie. Nos retângulos coloridos estão representadas parte dos exemplos das características de algumas formas de cauda e suas cerdas, antena, asa, sífúnculo, rostró, inserção de antenas (frente da cabeça) e esclerotização.....	90
Figura 14 – Colônias de afídeos observadas em suas hospedeiras nos campos comerciais de brássicas: <i>Aphis fabae solanella</i> em maria-pretinha (<i>Solanum americanum</i>) (A); <i>Brevicoryne brassicae</i> em brócolis (<i>Brassica oleracea</i> cv. <i>italica</i>) (B); <i>Hyperomyzus lactucae</i> em <i>Sonchus oleraceus</i> (C); <i>Brevicoryne brassicae</i> em mostarda-selvagem (<i>Brassica rapa</i>) (D).	109
Figura 15 – Mapas de calor das abundâncias absoluta e relativa da afidofauna de Biritiba Mirim em áreas de cultivos de brássicas monitoradas, nas quatro estações do ano, em 2019, 2020 e 2021	119
Figura 16 – Mapas de calor das abundâncias absoluta e relativa da afidofauna de Ibiúna em áreas de cultivos de brássicas monitoradas, nas quatro estações do ano, em 2019, 2020 e 2021	120
Figura 17 – Índices de Pearson (r) obtidos da abundância absoluta relativos às influências da pluviosidade (mm) e temperatura (°C) sobre a afidofauna registrada em Biritiba Mirim nos três anos de avaliação (2019, 2020, 2021).	123
Figura 18 – Índices de Pearson (r) obtidos da abundância absoluta relativos às influências da pluviosidade (mm) e temperatura (°C) sobre a afidofauna registrada em Ibiúna nos três anos de avaliação (2019, 2020, 2021)	124
Figura 19 – Índices de Pearson (r) obtidos da abundância relativa, referentes às influências da pluviosidade (mm) e temperatura (°C) sobre a afidofauna registrada em Biritiba Mirim nos três anos de avaliação (2019, 2020, 2021)	126
Figura 20 – Índices de Pearson (r) obtidos da abundância relativa, referentes às influências da pluviosidade (mm) e temperatura (°C) sobre a afidofauna registrada em Ibiúna nos três anos de avaliação (2019, 2020, 2021)	127
Figura 21 – Dendrogramas referentes às avaliações das estimativas absolutas e relativas da afidofauna nas áreas avaliadas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna, em 2019. Os retângulos coloridos indicam: vermelho = espécie de afídeo classificada como comum; azul escuro = espécie de afídeo classificada como intermediária; verde escuro = espécie de afídeo classificada como rara; P= espécie polífaga; O= espécie oligófaga. As épocas do ano estão indicadas em círculos nas cores amarelo (verão), laranja (outono), azul claro (inverno) e verde claro (primavera).....	134
Figura 22 – Dendrogramas referentes às avaliações das estimativas absolutas e relativas da afidofauna nas áreas avaliadas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna, em 2020. Os retângulos coloridos indicam:	

vermelho = espécie de afídeo classificada como comum; azul escuro = espécie de afídeo classificada como intermediária; verde escuro = espécie de afídeo classificada como rara; P= espécie polífaga; O= espécie oligófaga. As épocas do ano estão indicadas em círculos nas cores amarelo (verão), laranja (outono), azul claro (inverno) e verde claro (primavera).....136

Figura 23 – Dendrogramas referentes às avaliações das estimativas absolutas e relativas da afidofauna nas áreas avaliadas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna, em 2021 Os retângulos coloridos indicam: vermelho = espécie de afídeo classificada como comum; azul escuro = espécie de afídeo classificada como intermediária; verde escuro = espécie de afídeo classificada como rara; P= espécie polífaga; O= espécie oligófaga. As épocas do ano estão indicadas em círculos nas cores amarelo (verão), laranja (outono), azul claro (inverno) e verde claro (primavera).....137

Figura 24 – Associação das revoadas da afidofauna e das plantas hospedeiras do cauliflower mosaic virus (CaMV), cole latent virus (CoLV) e turnip mosaic virus (TuMV) nas áreas monitoradas de Biritiba Mirim nos três anos de avaliação (2019, 2020 e 2021), nas quatro estações: V= verão; O= outono; I= inverno; P= primavera.....139

Figura 25 – Associação das revoadas da afidofauna e das plantas hospedeiras do cauliflower mosaic virus (CaMV), cole latent virus (CoLV) e turnip mosaic virus (TuMV) nas áreas monitoradas de Ibiúna nos três anos de avaliação (2019, 2020 e 2021) nas quatro estações: V= verão; O= outono; I= inverno; P= primavera.140

Figura 26 – Representação esquemática dos resultados das observações de campo e dos desafios de plantas de nabiça (*Raphanus sativus*) e mostarda-selvagem (*Brassica rapa*) às inoculações mecânicas do cauliflower mosaic virus (CaMV) e turnip mosaic virus (TuMV). No centro, observam-se plantas de nabiça coabitando com mostarda-selvagem em um dos canteiros de brócolis no município de Ibiúna. À esquerda, observam-se sintomas de mosaico (reproduzidos após inoculação mecânica) em plantas de nabiça infectadas pelo CaMV e TuMV. À direita, lesões necróticas locais (possível reação de hipersensibilidade) em folha de mostarda-selvagem inoculada com o TuMV147

Figura 27 – Modelo que resume os resultados obtidos nesta tese em cultivos comerciais de brássicas, durante três anos de monitoramento. A partir de um reservatório (fonte de inóculo primário), que pode ser uma espécie de brássica da vegetação espontânea (*Raphanus sativus*, ou *Brassica rapa*) que esteja infectada, afídeos alados polípagos, generalistas (*Myzus persicae*) e/ou oligófagos, especialistas (*Brevicoryne brassicae* ou *Lipaphis erizyme*) adquirem o vírus por picadas de prova e alçam voo para se alimentarem em outras brássicas cultivadas, transmitindo o vírus por picadas de prova (transmissão primária). Os afídeos especialistas podem colonizar essas plantas e os generalistas simplesmente visitam as plantas e novamente voam, buscando novas hospedeiras. Os afídeos virulíferos fazem a transmissão secundária de brássicas cultivadas para outras brássicas cultivadas, que constituem o inóculo secundário, e podem transmitir o vírus

para brássicas da vegetação espontânea, que também passam a servir de reservatório e fonte de inóculo (primário e secundário) para as brássicas cultivadas e outras brássicas da vegetação espontânea. As setas amarelas correspondem à colonização das brássicas por afídeos, normalmente, especialistas (*B. brassicae*, *L. eryzime*). As setas vermelhas indicam as possibilidades de transmissão dos vírus (e, em alguns casos, a colonização dos afídeos especialistas) entre as fontes de inóculo. As setas azuis indicam que a transmissão e a colonização são potencializadas na primavera, época em que as condições de temperatura e pluviosidade favorecem os afídeos e as plantas espontâneas (reservatórios). O restante do ciclo (setas vermelhas e amarelas) ocorrem durante todo o ano.173

LISTA DE QUADROS

Quadro 1 – Endossimbiontes facultativos e obrigatórios presentes nos afídeos e suas funções.....	30
Quadro 2 – Híbridos de couve-chinesa e brócolis desafiados nos testes biológicos de inoculação com isolados de CaMV, CoLV e TuMV	84
Quadro 3 – Classificação Geral das espécies de afídeos de acordo com a combinação dos índices de ocorrência e dominância.....	92

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Número de espécies de afídeos pertencentes à Super Família Aphidoidea catalogadas no Brasil	33
Tabela 2 – Escala de diversidade de espécies estabelecida para o Índice de Shannon (H').....	93
Tabela 3 – Valores de correlação linear considerados nas análises de Coeficiente de Pearson (r).....	94
Tabela 4 – Estimativa absoluta da afidofauna coletada em Biritiba Mirim, em 2019.....	99
Tabela 5 – Estimativa absoluta da afidofauna coletada em Ibiúna, em 2019.....	100
Tabela 6 – Estimativa absoluta da afidofauna coletada em Biritiba Mirim, em 2020.....	101
Tabela 7 – Estimativa absoluta da afidofauna coletada em Ibiúna, em 2020.....	103
Tabela 8 – Estimativa absoluta da afidofauna coletada em Biritiba Mirim, em 2021.....	104
Tabela 9 – Estimativa absoluta da afidofauna coletada em Ibiúna, em 2021.....	107
Tabela 10 – Estimativa relativa da afidofauna coletada em Biritiba Mirim, em 2019.....	111
Tabela 11 – Estimativa relativa da afidofauna coletada em Ibiúna, em 2019.....	112
Tabela 12 – Estimativa relativa da afidofauna coletada em Biritiba Mirim, em 2020.....	113
Tabela 13 – Estimativa relativa da afidofauna coletada em Ibiúna, em 2020.....	114
Tabela 14 – Estimativa relativa da afidofauna coletada em Biritiba Mirim, em 2021.....	115
Tabela 15 – Estimativa relativa da afidofauna coletada em Ibiúna, em 2021.....	116
Tabela 16 – Classificação geral referente às estimativas absoluta e relativa da afidofauna em Biritiba Mirim durante três anos de avaliação nas quatro estações do ano	129
Tabela 17 – Classificação geral referente às estimativas absoluta e relativa da afidofauna em Ibiúna durante três anos de avaliação nas quatro estações do ano	130
Tabela 18 – Avaliação da abundância absoluta (plantas hospedeiras) por meio da obtenção de índices ecológicos e da classificação geral da afidofauna em duas áreas de produção de brássicas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna nos anos de 2019, 2020 e 2021	131
Tabela 19 – Avaliação da abundância relativa (armadilha de água de Moericke) por meio da obtenção de índices ecológicos e da classificação geral da afidofauna em duas áreas de produção de brássicas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna nos anos de 2019, 2020 e 2021.....	132
Tabela 20 – Probabilidade de transmissão por um único afídeo (P).....	142
Tabela 21 – Índice de pressão vetorial (IPV) de três espécies de afídeos alados capturados em monitoramentos realizados em Biritiba Mirim nos anos de 2019, 2020 e 2021	144
Tabela 22 – Índice de pressão vetorial (IPV) de três espécies de afídeos alados capturados em monitoramentos realizados em Ibiúna nos anos de 2019, 2020 e 2021	145

Tabela 23 – Suscetibilidade das espécies de brássicas da vegetação espontânea registradas nas áreas de cultivo intensivo dos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna frente aos ensaios de inoculação mecânica com isolados de CaMV, CoLV e TuMV147

Tabela 24 – Comportamento das variedades de brássicas cultivadas nas áreas de produção intensiva localizadas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna frente aos testes de inoculação mecânica com isolados do CaMV, CoLV e TuMV148

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	18
2	OBJETIVOS	21
2.1	OBJETIVO GERAL.....	21
2.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	21
3	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	23
3.1	AFÍDEOS: INSETOS DE CLIMA TEMPERADO QUE SE ADAPTARAM ÀS CONDIÇÕES TROPICAIS	23
3.1.1	Origem, características morfológicas e classificação taxonômica	23
3.1.2	Aspectos da biologia dos afídeos	30
3.2	AFÍDEOS COMO VETORES DE VÍRUS.....	35
3.3	IMPORTÂNCIA DA EPIDEMIOLOGIA DOS VÍRUS DE PLANTAS NA ESTRUTURA E DINÂMICA DAS POPULAÇÕES DE AFÍDEOS.....	39
3.3.1	Estudos da epidemiologia de vírus transmitidos por afídeos no Brasil	52
3.3.2	O papel das plantas não cultivadas na epidemiologia de vírus de plantas	53
3.4	EPIDEMIOLOGIA DE PAISAGEM: ABORDAGENS DINÂMICAS PARA CONHECER AS INTER-RELAÇÕES ASSOCIADAS COM A DISSEMINAÇÃO DAS DOENÇAS.....	54
3.4	OS VÍRUS DE PLANTAS E SUAS INTER-RELAÇÕES NO AGROECOSSISTEMA.....	59
3.4.1	Os vírus no agroecossistema	59
3.5	VÍRUS DESCRITOS EM BRASSICACEAE.....	62
3.5.1	Cauliflower mosaic virus (CaMV): um pararetrovírus de plantas	63
3.5.2	Cole latent virus (CoLV) e cole mild mosaic virus (CoMMV): os carlavírus de brássicas	65
3.5.3	Turnip mosaic virus (TuMV)	67
3.5.4	Turnip yellows virus: um desafio novo para os cultivos de brássicas no Brasil	70
3.6	ORIGEM, CARACTERÍSTICAS GERAIS E IMPORTÂNCIA ECONÔMICA DAS PRINCIPAIS ESPÉCIES DE BRÁSSICAS OLERÍCOLAS	71
3.6.1	Brássicas: características gerais e origem	73
3.6.2	Importância econômica e social das brássicas	74
4	MATERIAL E MÉTODOS	78
4.1	LOCALIZAÇÃO DAS ÁREAS DE ESTUDO	78

4.2	CARACTERIZAÇÃO DAS ÁREAS DE ESTUDO.....	79
4.3	AMOSTRAGENS VEGETAIS	80
4.4	DETECÇÃO E IDENTIFICAÇÃO SOROLÓGICA DOS VÍRUS.....	81
4.5	AVALIAÇÃO DAS ESPÉCIES DE BRÁSSICAS DA VEGETAÇÃO ESPONTÂNEA COMO RESERVATÓRIOS DO CaMV, CoLV e TuMV	82
4.6	AVALIAÇÃO DO COMPORTAMENTO DAS BRÁSSICAS CULTIVADAS À INFECÇÃO PELO CaMV, CoLV e TuMV	84
4.7	CAPTURE DAS ESPÉCIES DE AFÍDEOS	84
4.7.1	Estimativa da “Abundância Relativa” da afidofauna.....	85
4.7.2	Estimativa da “Abundância Absoluta” da afidofauna.....	88
4.8	IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES DE AFÍDEOS	89
4.9	DADOS METEOROLÓGICOS	91
4.10	ANÁLISES DA AFIDOFAUNA (DESCRIÇÃO E ASSOCIAÇÃO COM O AMBIENTE)	91
4.10.1	Índice de ocorrência, dominância e classificação geral da afidofauna	91
4.10.2	Índice de Shannon (H')	92
4.10.3	Índice de Simpson (D)	93
4.10.4	Coefficiente de Sorensen (S)	93
4.10.5	Correlação de Pearson (r)	94
4.10.6	Agrupamento das espécies de afídeos	95
4.10.7	Determinação dos pontos de concentração da afidofauna	95
4.10.8	Probabilidade de transmissão por um único afídeo (P)	95
4.10.9	Índice de pressão vetorial (IPV)	96
5	RESULTADOS	97
5.1	ESTIMATIVA DA ABUNDÂNCIA ABSOLUTA DA AFIDOFAUNA.....	97
5.2	ESTIMATIVA DA ABUNDÂNCIA RELATIVA DA AFIDOFAUNA	109
5.3	MAPAS DE CALOR DA AFIDOFAUNA.....	117
5.4	ÍNDICE DE SHANNON	118
5.5	ÍNDICE DE SIMPSON	121
5.6	ÍNDICE DE SORENSEN (S)	121
5.7	ÍNDICE DE PEARSON (R).....	122
5.8	CLASSIFICAÇÃO GERAL	128
5.9	ANÁLISE DE AGRUPAMENTO (PAST) DAS ESPÉCIES DE AFÍDEOS.....	133

5.10	MONITORAMENTO DA AFIDOFAUNA E SUA ASSOCIAÇÃO COM OS RESPECTIVOS RESERVATÓRIOS DOS PRINCIPAIS VÍRUS QUE OCORREM EM BRÁSSICAS.....	138
5.11	PROBABILIDADE DE TRANSMISSÃO POR UMA ÚNICA ESPÉCIE DE AFÍDEO.....	141
5.12	ÍNDICE DE PRESSÃO VETORIAL (<i>IPV</i>).....	142
5.13	DESAFIOS DAS PLANTAS DA VEGETAÇÃO ESPONTÂNEA COMO RESERVATÓRIOS DOS PRINCIPAIS VIRUS DE BRÁSSICAS.....	146
5.14	DESAFIOS DAS VARIEDADES DE BRÁSSICAS CULTIVADAS COM OS PRINCIPAIS VIRUS DE BRÁSSICAS.....	148
6	DISCUSSÃO	149
6.1	FATORES ABIÓTICOS E SUA INFLUÊNCIA NA AFIDOFAUNA ASSOCIADA À TRANSMISSÃO DE VÍRUS DE BRÁSSICAS: OS EFEITOS DA PLUVIOSIDADE E TEMPERATURA	149
6.2	FATORES BIÓTICOS E SUA INFLUÊNCIA NA AFIDOFAUNA ASSOCIADA À TRANSMISSÃO DE VÍRUS DE BRÁSSICAS	157
6.3	O PAPEL DAS PLANTAS ESPONTÂNEAS NA EPIDEMIOLOGIA DOS VÍRUS DE BRÁSSICAS	158
6.3	ANÁLISES DA AFIDOFAUNA E SUA ASSOCIAÇÃO COM A EPIDEMIOLOGIA DOS VÍRUS DE BRÁSSICAS.....	165
7	CONCLUSÕES	175
	REFERÊNCIAS.....	178

1 INTRODUÇÃO

As viroses representam um desafio aos cultivos das brássicas, principalmente devido à dificuldade de controle, uma vez que não há cultivares com resistência durável e os vírus economicamente mais importantes que infectam brássicas são transmitidos por afídeos (Hemiptera: Aphididae), eficientes agentes de dispersão das viroses (JONES & NAIDU, 2019; FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021; NELLIST et al., 2022; CHAVES et al., 2023). Além disso, os afídeos (vetores e não vetores) são favorecidos devido ao desequilíbrio ecológico (perda da biodiversidade) causado pela prática da monocultura intensiva, aplicação descontrolada de inseticidas e herbicidas não seletivos, que influenciam na dinâmica da composição florística, incluindo tanto as hospedeiras dos vírus e dos próprios afídeos vetores, quanto as hospedeiras da artropodofauna composta de inimigos naturais (predadores) dos afídeos (ILHARCO, 1992).

Há, portanto, carência de informações referentes à ecologia e epidemiologia dos vírus que infectam brássicas, considerando diferentes aspectos envolvidos nas interações vírus/vetor/hospedeiro/ambiente, que permitam preconizar formas efetivas de manejo e controle, a fim de diminuir os riscos de epidemias e consequentes prejuízos para os agricultores (REISEN, 2010; DÁDER et al., 2017; EIGENBRODE et al., 2018a; FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021). Nesse contexto, é importante conhecer a diversidade dos vírus, de seus vetores e das plantas hospedeiras associadas a eles (LOMBARDI et al., 2023). Portanto, a identificação dos isolados virais que infectam brássicas, bem como a caracterização das interações (e correlações) desses patógenos com as plantas hospedeiras associadas à dinâmica populacional dos afídeos vetores são fundamentais para o estabelecimento de medidas adequadas de manejo e controle tanto das viroses como das populações dos afídeos vetores. Além disso, para a compreensão dos aspectos envolvidos nas dinâmicas populacionais dos afídeos vetores, é importante correlacionar fatores do ambiente como temperatura e pluviosidade, que interferem nas revoadas dos afídeos, diretamente associadas à incidência de viroses, e podem ocasionar quebra de resistência conferida por genes específicos (GARCÊZ et al., 2015; RODRIGUES et al., 2016; JEGER, 2020).

As paisagens agrícolas são caracterizadas por habitats com alto grau de heterogeneidade e fragmentação, estando sujeitas a influências temporais e espaciais típicas dos processos ecológicos (PLANTEGENEST et al., 2007). Estudos voltados a essa vertente são denominados de epidemiologia de paisagem (*landscape epidemiology*), e visam à aplicação de

conceitos e abordagens referentes à dinâmica dos patógenos e suas interações com hospedeiros e vetores. Embora haja uma forte influência da paisagem agrícola na disseminação de doenças de plantas, estudos com esse propósito ainda recebem pouca atenção dos fitopatologistas, principalmente por serem complexos, envolvendo a heterogeneidade, dinâmica, estrutura populacional e dispersão do(s) patógeno(s) e sua influência na evolução e estabelecimento da(s) doença(s) (PLANTEGENEST et al., 2007). É importante levar em consideração uma série de ferramentas analíticas para projetar o manejo de pragas e doenças nas diferentes escalas (regional, nacional e global), avaliando a paisagem agrícola (e ecológica) e as características dos campos de produção. Essas ferramentas incluem modelos para prever a distribuição geográfica, a sazonalidade e a dinâmica populacional em escalas espaciais e temporais (SUTHERST et al., 2011).

Há ainda poucos estudos sobre os vírus que infectam brássicas em condições de clima tropical e subtropical. No Brasil, até 2021, eram recorrentes os relatos de três vírus em brássicas: o turnip mosaic virus (TuMV, *Potyvirus*, *Potyviridae*) (RODRIGUES et al., 2021); o cauliflower mosaic virus (CaMV, *Caulimovirus*, *Caulimoviridae*) (RODRIGUES et al., 2019); e o cole latent virus (CoLV, *Carlavirus*, *Betaflexiviridae*) (OLIVEIRA et al., 2022).

Nos últimos anos, porém, o grupo do Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia, Centro de Pesquisa de Sanidade Vegetal do Instituto Biológico (IB), caracterizou um carlavírus novo infectando couve-de-folha, denominado cole mild mosaic virus, CoMMV (*Carlavirus*, *Betaflexiviridae*) (OLIVEIRA et al., 2022), e relatou, pela primeira vez no Brasil, a ocorrência de isolados do turnip yellows virus, TuYV (*Polerovirus*, *Solemoviridae*) em cultivos de repolho nos Estados do Paraná e São Paulo (GREER et al., 2021). Além disso, o grupo do IB realizou um trabalho extenso de caracterização biológica e molecular de isolados do TuMV e observou que, além de uma elevada diversidade genética, os isolados brasileiros desse vírus tiveram, provavelmente, uma origem europeia (RODRIGUES et al., 2021). Em 2019, o grupo do IB relatou também a primeira ocorrência do CaMV em nabiça (*Raphanus sativus*) no Brasil (RODRIGUES et al., 2019), reforçando a importância dessa espécie de planta da vegetação espontânea na epidemiologia dos vírus de brássicas. A nabiça além do CaMV, é hospedeira do TuMV e de algumas espécies de afídeos vetores (CHAVES et al., 2023).

Vale ressaltar que os principais vírus relatados em brássicas, no Brasil, são transmitidos por afídeos: (i) de modo não circulativo, não persistente (CoLV, CoMMV e TuMV); (ii) de modo não circulativo não persistente ou semipersistente, “bimodal” (CaMV); e (iii) de modo

circulativo, persistente, não propagativo (TuYV) (EIGENBRODE et al., 2018a). Isso confirma a importância desses insetos na epidemiologia dos vírus de brássicas (CHAVES et al., 2023). Entretanto, embora os cultivos de brássicas ocupem cerca de 50% da área total destinada ao cultivo de olerícolas folhosas do Estado de São Paulo (MELO et al., 2019), ainda são pouco conhecidos os aspectos epidemiológicos das interações dos afídeos vetores na dispersão dos principais vírus (CaMV, CoLV, CoMMV, TuMV e TuYV) que ocorrem nessas culturas, principalmente em áreas de cultivos intensivos, bem como o papel das plantas da vegetação espontânea na manutenção da pressão de inóculo e de colônias de afídeos no campo.

Portanto, com o objetivo de avançar no conhecimento das interações ecológicas e epidemiológicas dos afídeos e dos vírus que infectam brássicas, duas áreas de cultivos intensivos dessas hortaliças, no cinturão verde de São Paulo, foram monitoradas por três anos consecutivos. Armadilhas amarelas adesivas e de água (Moericke) foram instaladas, para se conhecer a composição e a dinâmica populacional das espécies de afídeos colonizadoras e migratórias predominantes nessas áreas. Análises ecológicas e epidemiológicas descritivas foram realizadas, a fim de se entender aspectos da epidemiologia de paisagem dessas áreas. Correlações foram avaliadas entre fatores do ambiente (temperatura e pluviosidade), composição florística (vegetação espontânea e espécies de brássicas cultivadas) e a diversidade da afidofauna local associadas à possível manutenção do inóculo, transmissão e dispersão dos vírus transmitidos de modo não persistente. Espera-se, com os resultados obtidos nesta tese, poder avançar nas estratégias de manejo e controle das viroses e de seus afídeos vetores, com o objetivo de estudar as viroses dos cultivos de brássicas no Brasil.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

O presente trabalho teve como objetivo monitorar e identificar, durante três anos consecutivos (2019 a 2021), a composição e a dinâmica populacional das espécies de afídeos colonizadoras e migratórias predominantes da afidofauna em duas áreas de cultivo intensivo de brássicas situadas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna, cinturão verde de São Paulo. Com o auxílio de análises ecológicas e epidemiológicas descritivas, esta tese teve também o objetivo de estabelecer, envolvendo aspectos da epidemiologia de paisagem das áreas monitoradas, as correlações entre fatores do ambiente (temperatura e pluviosidade), composição florística (vegetação espontânea e espécies de brássicas cultivadas) e a diversidade da afidofauna local, que podem favorecer a manutenção da pressão de inóculo, a transmissão e dispersão de vírus transmitidos de modo não persistente. Espera-se, com os resultados desta tese, que se possa propor um calendário de plantio e estratégias de manejo e controle das viroses e de seus afídeos vetores, visando assegurar a qualidade fitossanitária das brássicas cultivadas no Brasil, garantindo meios para uma produção mais sustentável.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Este estudo apresenta os seguintes objetivos específicos:

- estabelecer, em duas áreas de produção intensiva de brássicas, situadas no cinturão verde de São Paulo, o perfil migratório da afidofauna local, a partir de abordagens da estimativa relativa obtida por meio de capturas de afídeos alados em armadilhas amarelas adesivas e de água do tipo “Moericke”;
- identificar e quantificar, nas áreas monitoradas, o perfil da afidofauna local, por meio de estimativas absolutas, obtidas a partir do levantamento das espécies de afídeos formadores de colônias em plantas cultivadas e da vegetação espontânea coletadas em transectos fixos estabelecidos às margens dos canteiros de brássicas;
- monitorar a dispersão de três vírus transmitidos de modo não persistente (CaMV, CoLV e TuMV) em plantas da vegetação espontânea e de brássicas

cultivadas, e correlacionar a sua incidência com os dados da afidofauna obtidos nas abordagens de estimativa relativa e absoluta;

- avaliar o potencial das espécies da vegetação espontânea e brássicas cultivadas, comuns nas áreas monitoradas, como potenciais reservatórios de três vírus transmitidos de modo não persistente: CaMV, CoLV e TuMV;
- estabelecer as possíveis interações patógeno/hospedeiro/vetor/ambiente em diferentes estações do ano nas duas áreas de cultivo de brássicas;
- definir o panorama da epidemiologia de paisagem das áreas destinadas ao cultivo intensivo de brássicas no cinturão verde de São Paulo e propor estratégias para minimizar os efeitos de vírus transmitidos por afídeos vetores.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 AFÍDEOS: INSETOS DE CLIMA TEMPERADO QUE SE ADAPTARAM ÀS CONDIÇÕES TROPICAIS

3.1.1 Origem, características morfológicas e classificação taxonômica

A etimologia da palavra afídeo advém de *aphis* (do latim: afídeos), e foi cunhada pelo botânico sueco Carolus Linnaeus, em 1758, sendo que sua inspiração para essa denominação permanece obscura. No entanto, estudiosos sugerem haver uma conexão com o grego antigo *apheidēs* (ἀφειδής: impiedoso) em referência à sua voracidade e rápida reprodução, de ἀ- (a: não) + *φείδομαι* (*phéidomai*: poupar, ser econômico, ser misericordioso) e, em última análise, do proto-indo-europeu *b^heyd* (dividir) (THE AMERICAN HERITAGE DICTIONARY OF THE ENGLISH LANGUAGE, 2016).

Os afídeos pertencem à ordem Hemiptera, subordem Sternorrhyncha; superfamília Aphidoidea (JAYASINGHE et al., 2022). Cerca de 5.200 espécies de afídeos já foram descritas no mundo, sendo estas pertencentes à superfamília Aphidoidea, que é constituída por três famílias: Phylloxeridae, Adelgidae e Aphididae. A família Aphididae (denominada como o grupo dos 'afídeos verdadeiros') é a maior e mais importante com 510 gêneros e 5.083 espécies descritas. Coloquialmente, os afídeos são chamados de 'piolho-das-plantas' nos Estados Unidos, 'mosca-verde/mosca-negra' no Reino Unido e 'pulgão' no Brasil. Os membros das famílias Phylloxeridae e Adelgidae, embora intimamente relacionados, não são considerados 'afídeos verdadeiros' e possuem, respectivamente, apenas 66 e 51 espécies descritas (REMAUDIÈRE & REMAUDIÈRE, 1997) (Figura 1).

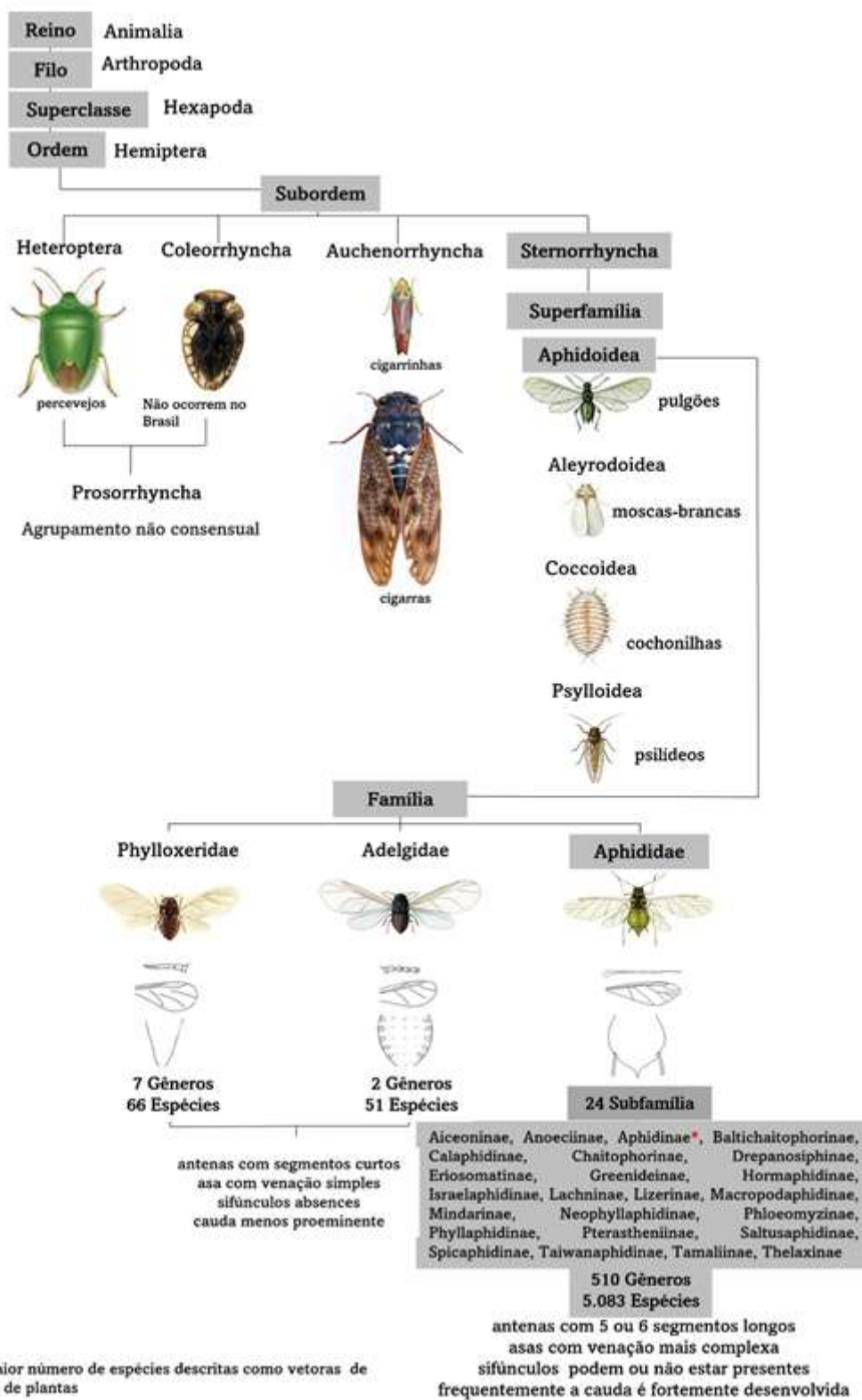


Figura 1 – Classificação taxonômica da ordem Hemiptera, com suas respectivas subordens. Destaque para a família Aphididae, que reúne os ‘pulgões’ pertencentes à subfamília Aphidinae, incluindo as espécies de afídeos vetores de vírus abordados nesta tese

Fonte: o autor.

Provas paleontológicas evidenciam que as primeiras espécies de afídeos surgiram na Era Paleozoica, Período Carbonífero, há cerca de 280 milhões de anos, e que se alimentavam de gimnospermas primitivas como as Cordaitales (ancestrais das atuais coníferas) e Cycadophyta (ancestral das cicás) (VON DOHLEN, 1995). Porém, em fósseis preservados em âmbar, observou-se que o exemplar de afídeo mais primitivo já catalogado pertencia à espécie *Triassoaphis cubitus*, que habitou a Terra na Era Mesozoica, Período Triássico (há cerca de 248 milhões de anos) (PECCOUD et al., 2010; SZWEDO & NEL, 2011). Esses fósseis foram encontrados na Espanha (HEIE & PEÑALVER, 1999), Quirguistão (SHCHERBAKOV & WEGIEREK, 1991), Alemanha (BRAUCKMANN & SCHLÜTER, 1993) e França (SZWEDO & NEL, 2011).

No entanto, a explosão da diversidade de espécies de afídeos deve ter iniciado a partir do surgimento das angiospermas, no Período Cretáceo Inferior, há 140-160 milhões de anos e, posteriormente, com a radiação desse grupo de plantas ocorrida no Período Paleógeno há 65-23 milhões de anos, fato que propiciou a adaptação desses insetos a diversas espécies de plantas (PECCOUD et al., 2010) (Figura 2). Gêneros de afídeos pertencentes às famílias Pemphigidae, Mindaridae e Drepanosiphidae, provavelmente, foram os pioneiros quanto à diversificação da herbivoria, exclusivamente a partir de espécies de coníferas (SZWEDO & NEL, 2011). Entretanto, a maior parte das famílias de afídeos primitivos desapareceu durante o período denominado “Extinção do Cretáceo-Paleógeno (K-Pg)”, anteriormente designado de “Extinção do Cretáceo-Terciário (K-T)”, evento que causou enorme impacto na biodiversidade terrestre, vitimando grande parte dos seres vivos, incluindo os grandes répteis (PECCOUD et al., 2010).

Os afídeos primitivos não possuíam características morfológicas como as observadas atualmente. Órgãos como a cauda e os sifúnculos se desenvolveram a partir do Período Cretáceo (PECCOUD et al., 2010; SZWEDO & NEL, 2011). Os afídeos atuais possuem tamanho médio de 2 a 3 mm, e formato que varia de oval a fusiforme (SILVA et al., 2004).

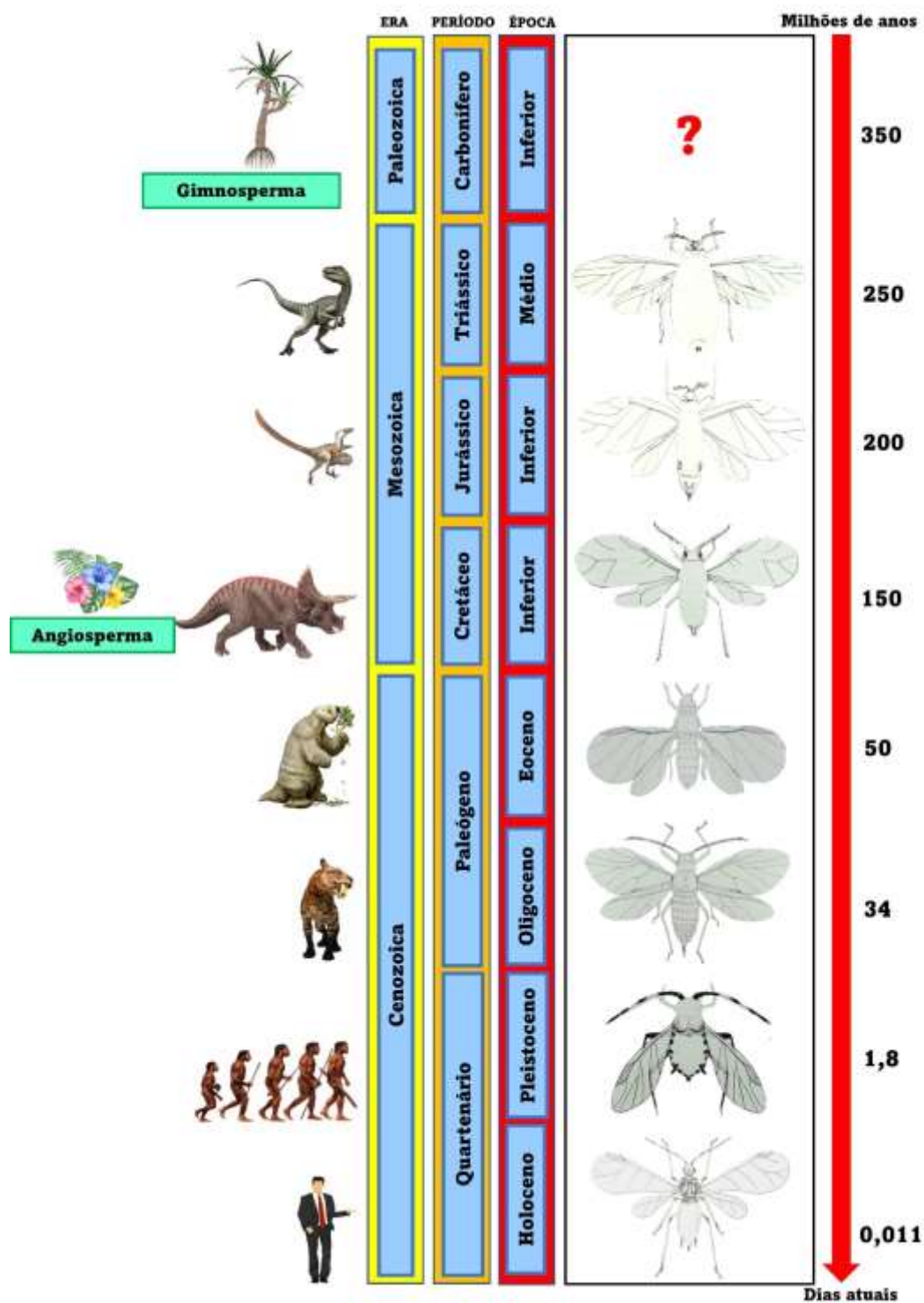


Figura 2 – Escala de tempo referente ao surgimento e evolução dos afídeos na Terra.

Fonte: o autor.

Os afídeos são polimórficos, com indivíduos alados especializados na dispersão e outros sem asas especializados na reprodução. Os indivíduos ápteros não possuem distinção perceptível entre cabeça, tórax e abdômen como observado nas formas aladas (RAFAEL et al., 2012; 2024).

De forma geral, os afídeos possuem cabeça opistognata com rostro sugador, com quatro estiletos perfurantes que emergem da parte posterior da cabeça e antenas com três a seis artículos, alguns com cerdas sensoriais (rinárias).

O protórax é bem desenvolvido com pernas ambulatoriais com uma ou duas garras tarsais. Nos indivíduos alados, há dois pares de asas com apenas uma nervura quitinosa longitudinal proeminente, sendo o par anterior mais desenvolvido e o posterior reduzido, semelhantes aos balancins dos dípteros, sendo estes unidos por cerdas longas e arqueadas (hamuli) (ILHARCO, 1992).

O abdômen é composto de oito segmentos com apêndices variáveis de acordo com a família e gênero. O quinto segmento possui duas estruturas tubulares dorsais dispostas nas laterais esquerda e direita denominadas sifúnculos ou cornículas, que são responsáveis pela: (i) produção de uma cera rica em triglicérides, que confere defesa ao ataque de predadores; e (ii) eliminação do excesso de seiva ingerida durante o processo de alimentação na planta hospedeira (GALLO et al., 2002). O último segmento abdominal é diferenciado por uma cauda ou codícula, que possui forma variável de acordo com as famílias e gêneros (RAFAEL et al., 2024) (Figura 3).

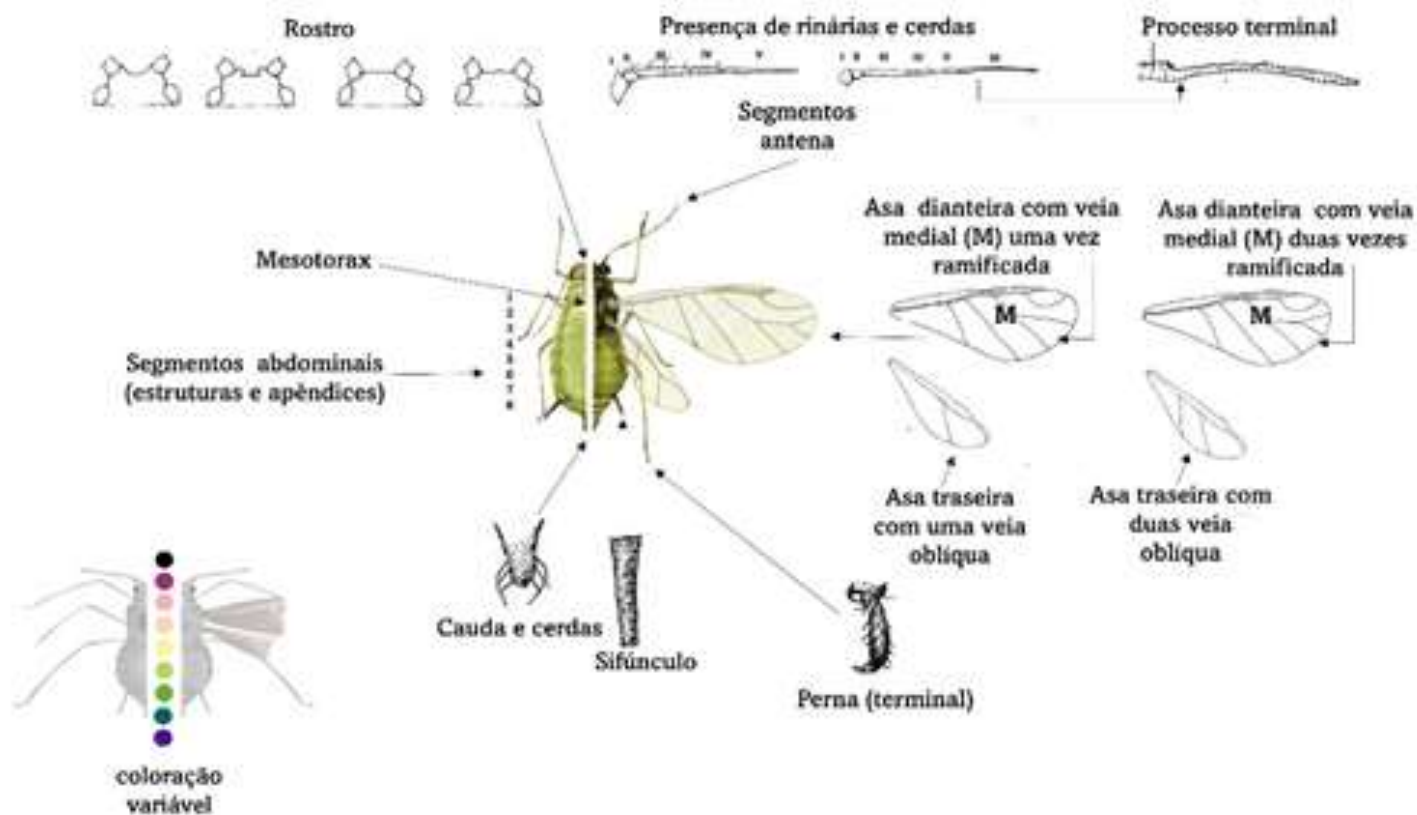


Figura 3 – Polimorfismo (características, estruturas, cores e apêndices) das formas áptera e alada dos afídeos
Fonte: o autor.

Os afídeos apresentam, normalmente, coloração uniforme. Entretanto, há espécimes de uma mesma espécie que podem apresentar variações de cor, de castanho, cinza, amarela, verde, vermelha ou preto, sendo que algumas partes do abdômen e tórax podem variar de castanho a negro, devido à decomposição de células mortas, que irão tornar a cutícula do seu exoesqueleto mais rígida e, conseqüentemente, mais escura (CASTELO-BRANCO, 1998; ILHARCO, 1992). A coloração do corpo dos afídeos é dependente das características ecológicas, biológicas e fisiológicas que, frequentemente, estão relacionadas ao reconhecimento de espécies, seleção sexual e mimetismo (TILMON, 2008). Os principais pigmentos que promovem as cores do corpo dos afídeos pertencem a dois grupos: (i) carotenoides como b-caroteno, licopeno e toruleno, que promovem as nuances de amarelo ao vermelho (CARLETTO et al., 2009); e (ii) quinonas policíclicas e seus glicosídeos, chamados de afinas ou afininas, além de outras pigmentações mais complexas que induzem a coloração que varia entre o azul e o esverdeado (LOZIER et al., 2008).

Ecologicamente, durante os períodos de primavera e verão, muitas espécies de afídeos produzem fêmeas partenogênicas da mesma cor (PECCOUD et al., 2010). No entanto, há uma série de exceções a esse padrão de coloração. Formas verdes de *Macrosiphum avenae* (pulgão-da-espiga) produzem, frequentemente, descendentes marrom-avermelhados, sendo o inverso também recorrente (TSUCHIDA, 2016). Fêmeas vivíparas de diferentes espécies pertencentes ao gênero *Uroleucon* são geralmente avermelhadas, contudo, podem produzir machos verdes sob condições de inverno. O mesmo fenômeno também é observado em fêmeas vivíparas verdes pertencentes aos gêneros *Macrosiphum*, *Sitobion* e *Acyrtosiphon* que, em determinadas condições de temperatura, podem produzir machos avermelhados. Por sua vez, formas vermelhas de *M. persicae* e *A. pisum* exibem níveis de fecundidade mais elevados do que suas formas verdes sob condições de inverno (RHODA et al., 2013). Espécies que migram sazonalmente para diferentes plantas hospedeiras também podem apresentar diferentes colorações do corpo, principalmente no inverno e verão (TSUCHIDA, 2016). Afídeos da espécie *Acyrtosiphon pisum* (pulgão-da-ervilha) podem apresentar coloração verde, que é determinada geneticamente, ou vermelha que está ligada às variações fenotípicas (PECCOUD et al., 2010).

Estudos ecológicos demonstraram que coleópteros predadores (joaninhas) tendem a consumir mais espécimes de *A. pisum* vermelhos em plantas verdes (JERMY, 1984). Vespas parasitoides, preferencialmente, atacam os espécimes verdes (WINKLER & MITTER, 2008). Em outros estudos, demonstrou-se que o genoma de *A. pisum* contém vários genes que regulam a síntese de carotenoides. Um dos genes está envolvido na síntese de pigmentos vermelhos e sua presença ou ausência regula a indução da cor vermelha ou verde (REMAUDIÈRE & REMAUDIÈRE, 1997). Observou-se que um endossimbionte facultativo do gênero *Rickettsiella* foi responsável pela indução de variações fenotípicas como a alteração da coloração de populações naturais de *A. pisum* (POLIN et al., 2015). Estima-se que as interações simbióticas tenham começado entre 160 e 280 milhões de anos atrás e, desde então, a coevolução com seus hospedeiros permitiu estabelecer um mutualismo de longo prazo (FUKATSU, 1994). Com relação aos afídeos, há um complexo endossimbiontes facultativos e obrigatórios que interagem e exercem funções distintas (BAUMANN, 2005, GUO et al., 2017). Até o momento, dez endossimbiontes benéficos e maléficos, associados aos afídeos, foram estudados (Quadro 1).

Endossimbionte	Característica	Função
	Facultativo	
<i>Serratia symbiotica</i>		Resistência a choque térmico Resistência a parasitoides Suplementação de nutrientes
<i>Hamiltonella defensa</i>		Resistência a parasitoides Resistência a choque térmico Aumento da massa corporal Aumento da fecundidade Diminuição da longevidade Diminuição do comportamento defensivo
<i>Regiella insecticola</i>		Resistência a fungos Resistência a parasitoides Aumenta a aptidão pela planta hospedeira Indução de variações fenotípicas
<i>Rickettsia</i>		Resistência a choque térmico Resistência a fungos Diminuição da aptidão a planta hospedeira
<i>Rickettsiella</i>		Mudança da cor do corpo Resistência aos fungos
PAXS		Resistência a parasitoides Resistência a choque térmico Resistência aos fungos
<i>Spiroplasma</i>		Resistência a fungos Diminuição do crescimento Diminuição da reprodução Diminuição da longevidade
<i>Wolbachia</i>		Auxilia na reprodução assexual Suplementação da nutrição
<i>Arsenophonus</i>		Especialização à planta hospedeira
	Obrigatório	
<i>Buchnera aphidicola</i>		Suplementação de aminiácidos Transmissão de vírus persistente

Quadro 1 – Endossimbiontes facultativos e obrigatórios presentes nos afídeos e suas funções

Fonte: o autor.

3.1.2 Aspectos da biologia dos afídeos

Os afídeos são fitófagos, com aparelho bucal sugador, não sociais, mas formam colônias constituídas por indivíduos adultos (alados e ápteros) e ninfas em estágios diferentes de desenvolvimento que colonizam, preferencialmente, as zonas vegetativas de crescimento como as

brotações e folhas novas e reprodutivas como as hastes florais (BLACKMAN & EASTOP, 2016). A indução de formas aladas está associada à superlotação das colônias e à senescência das plantas hospedeiras (KUMAR, 2019).

A dispersão, juntamente com a reprodução, que pode ser sexuada e/ou partenogenética com a produção de fêmeas partenogenéticas (ovíparas e vivíparas), dependendo da condição ambiental, é um dos pontos-chave do ciclo biológico dos afídeos (MINKS & HARREWIJN, 1987). Pleydell et al. (2018), em estudos desenvolvidos para avaliar as distâncias e distribuição de voo de afídeos, relataram que cerca de 50% das espécies avaliadas apresentaram uma autonomia de voo de 90 metros em média, sendo que somente 10% dos indivíduos realizaram voos acima de um quilômetro. Voos de alcances maiores são realizados com o auxílio de correntes de vento, fato que, do ponto de vista epidemiológico, tornam os afídeos importantes vetores e disseminadores de vírus em médias e longas distâncias (RIBBANDS, 1963; FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021).

Os afídeos alados, durante os voos de reconhecimento, precisam identificar as plantas hospedeiras em meio a uma diversidade de outras espécies de plantas, utilizando estímulos visuais, táteis, olfativos e gustativos (QUIROZ & NIEMEYER, 1998). Estímulos visuais e olfativos guiam os afídeos até as plantas hospedeiras, pois os olhos compostos dos indivíduos alados são diferenciados quando comparados aos ápteros. No entanto, ainda não foi determinada qual a diferença da percepção visual entre as duas formas (ISHIKAWA & MIURA, 2007; FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021). Indivíduos alados possuem rinárias secundárias (estruturas sensoriais olfativas dispostas longitudinalmente nos artigos), que detectam compostos voláteis provenientes de rotas metabólicas primárias, emitidos por espécies de plantas hospedeiras e não hospedeiras. Os afídeos ápteros possuem rinárias primárias, que detectam apenas odores de plantas hospedeiras (CHEN et al., 2019).

O aparelho bucal dos afídeos é do tipo sugador, com estiletos adaptados para penetrações ativas nos espaços inter e intracelulares, cujas funções são, respectivamente, realizar a degustação do conteúdo celular (picadas de prova) e ingestão da seiva do floema (alimentação) (DIXON, 2009). Ao pousar em uma planta, os afídeos realizam o reconhecimento inicial da hospedeira, com o auxílio de quimiorreceptores e mecanorreceptores (sensilas) localizados, respectivamente, nas antenas e lábio (uma das peças que compõem o aparelho bucal) (FERERES & MORENO, 2009). Nesta fase, as características físico-químicas da superfície das folhas como

ceras epicuticulares, exsudatos de tricomas, textura, odor e cor influenciarão a permanência ou não do afídeo na planta (POWELL et al., 2006). Em seguida, caso o afídeo permaneça na planta, serão realizadas as picadas de prova em períodos curtos (normalmente, menos de um minuto), em células da epiderme e parênquima (mesófilo) das folhas. O conteúdo celular, ao entrar em contato com as papilas sensoriais, desencadeará o reconhecimento definitivo da planta como potencial hospedeira. Caso não ocorra o reconhecimento, o afídeo recolherá os estiletes e abandonará a planta, realizando voos curtos para o reconhecimento de outra planta que possa ser sua hospedeira, com características favoráveis para a alimentação e colonização (FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021). O reconhecimento definitivo da planta hospedeira ocorre quando o afídeo contorna as estruturas constitutivas e aleloquímicas de defesa das plantas, que podem interferir no processo de ingestão da seiva das células do floema, rica em açúcares e aminoácidos (CHESNAIS et al, 2019; FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021).

Com relação à herbivoria, as espécies de afídeos podem ser monocíclicas, quando não alternam de hospedeiro, ou heterocíclicas, quando há alternância de hospedeiros (WILLIAMS et al., 2007). Quanto ao hábito alimentar, podem ser subdivididas em: (i) monófagas, quando se alimentam de plantas de uma mesma família botânica; (ii) polífagas, quando se alimentam de plantas de diferentes famílias; e (iii) oligófagas, quando apresentam um número reduzido de hospedeiras (ILHARCO, 1992).

Após o estabelecimento da colônia, os afídeos podem realizar dois tipos de movimentos: dispersão e migração. A dispersão é realizada por ninfas e formas ápteras, que se deslocam entre plantas vizinhas, colonizando raízes, folhas, caule e hastes florais, sendo encontrados raramente em flores e frutos (ILHARCO, 1992). Esse movimento pode ser desencadeado pela liberação de feromônios de alarme, que indicam a presença de inimigos naturais, ou por reconhecimento gustativo que sinalizam condições de desnutrição ou senescência da planta hospedeira (ROBERT, 1987). Sob condições de temperatura e umidade desfavoráveis, ou devido à senescência da planta que a colônia se estabeleceu, será estimulada a indução de formas aladas, que iniciarão a migração para outra(s) planta(s) e, conseqüentemente, infestações em novas áreas (DIXON, 1977; EASTOP, 1977; DIXON & KINDLMANN, 1990).

Há uma maior diversidade e abundância de espécies de afídeos em regiões de clima temperado. Nas regiões tropicais, ao contrário, a afidofauna é composta, em sua maioria, de espécies exóticas originárias de climas amenos e que se adaptaram a regimes climáticos

caracterizados por períodos longos de temperaturas elevadas (DIXON et al., 1987; BLACKMAN & EASTOP, 2000; CUNHA, 2017). Os afídeos se especializaram em colonizar novos ambientes com extrema facilidade e rapidez, graças à sua alta capacidade de reprodução por meio da partenogênese (D'ACIER, 2010). Soma-se a essa condição o fato de os afídeos serem eficientes invasores de áreas novas, devido à sua agressividade com relação à competição por recursos naturais disponíveis (AZEVEDO et al., 2010).

No Brasil, estão registradas apenas 3% das espécies de afídeos catalogadas no mundo (SOUSA-SILVA & ILHARCO, 1995), sendo cerca de 153 espécies pertencentes à Super Família Aphidoidea (Tabela 1).

Tabela 1 – Número de espécies de afídeos pertencentes à Super Família Aphidoidea catalogadas no Brasil

Famílias	Número de espécies
Adelgidae	1
Anoeciidae	-
Aphididae	107
Callaphididae	-
Chaitophoridae	-
Drepanosiphidae	19
Greenideidae	3
Hormaphididae	4
Lachnidae	9
Mindaridae	-
Pemphigidae	8
Phloeomyzidae	-
Phylloxeridae	2
Theaxidae	-

Fonte: Rafael et al. (2024).

A invasão de espécies exóticas afeta todos os ecossistemas, principalmente os tropicais, que detêm a maior parcela da biodiversidade do planeta e acabam sendo os mais vulneráveis. No Brasil, a situação não é diferente, e as espécies exóticas são facilmente observadas inclusive em centros urbanos, podendo ser encontradas até mesmo em Unidades de Conservação (UCs) (LEÃO et al., 2011). Os primeiros insetos exóticos relatados no Brasil são datados do início do século XIX (DELARIVA & AGOSTINHO, 1999), sendo que o primeiro relato de uma espécie exótica de afídeo [*Phylloxera vastatrix* (POTEL, 1893), sinonímia de *Daktulosphaira vitifoliae*]

foi feito no final do século XIX (CUNHA & SOUSA-SILVA, 2015). A partir do início do século XX, as ocorrências de afídeos exóticos passaram a ser documentadas com maior frequência, e o número de espécies aumentou a cada ano. Um exemplo pode ser observado por meio de dados compilados por Moreira (1925) que, na década de 1920, mencionava a ocorrência de 16 espécies de afídeos exóticos com distribuição cosmopolita. Esse autor observou também que espécies genuinamente brasileiras seriam apenas: *Cerataphis brasiliensis*, *Brasilaphis bondari*, *Idiopterus brasiliensis* (sinonímia de *Picturaphis brasiliensis*) e *Geoica floccosa*, (sinonímia de *Geopemphigus floccosus*). De acordo com o Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil, a fauna afidológica do país se limita ao registro de 165 espécies, das quais 84% foram introduzidas (CUNHA & SOUSA-SILVA, 2015).

A baixa diversidade de espécies de afídeos nos trópicos está relacionada à baixa eficiência desses insetos em localizar seu hospedeiro em um ecossistema complexo, composto de uma rica gama de espécies de plantas (DIXON et al., 1987; LAZZAROTTO & LAZZARI, 2005). Assim, por serem especialistas, algumas espécies de afídeos se tornaram pragas em áreas onde prevalece a prática da monocultura intensiva (HEIE, 1994; DIXON & KINDLMANN, 1990).

Além disso, os afídeos são altamente prolíferos, podendo se reproduzir tanto de forma sexuada quanto assexuada (uma fêmea produz em média 40-100 proles durante seu ciclo de vida). A partenogênese dos afídeos advém de uma adaptação evolutiva, que permitiu a exploração das espécies de plantas hospedeiras típicas de clima temperado, que possuem períodos curtos de desenvolvimento e permanência no campo (BLACKMAN & EASTOP, 2016). Condição distinta dos trópicos onde os afídeos, esporadicamente, se reproduzem de forma sexuada. Assim, a reprodução assexuada, prevalente nas regiões tropicais, combinada com períodos curtos entre gerações, permitem que os afídeos atinjam rapidamente altas densidades populacionais (NALAM et al., 2019). Outro trunfo dos afídeos é a sua capacidade de desenvolvimento hemimetábolo, ou seja, as ninfas se assemelham às formas adultas e atingem a maturidade por meio de metamorfose incompleta composta de quatro ínstar, sendo que a partir do terceiro ínstar é possível observar a indução de adultos alados com a formação das tecas alares (asas não funcionais) (ILHARCO, 1992). Condições abióticas como oscilações de temperatura e pluviosidade, associadas às condições bióticas relacionadas ao estado nutricional e senescência das plantas hospedeiras, também podem influenciar o aumento ou decréscimo das populações de afídeos (ROBERT, 1987; LAZZARI & LAZZAROTTO, 2005).

As características descritas acima, peculiares da biologia dos afídeos, aliadas aos monocultivos intensivos com base genética restrita, e o uso irracional de inseticidas, os tornaram pragas importantes, extremamente adaptadas aos agroecossistemas (FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021). Além de pragas, os afídeos são eficientes vetores de mais de 70% dos vírus de plantas conhecidos (HOGENHOUT et al., 2008), assunto que é tema central desta tese e será abordado em detalhes a seguir.

3.2 AFÍDEOS COMO VETORES DE VÍRUS

Durante o processo de alimentação, os afídeos podem causar danos diretos às plantas devido à ingestão contínua de seiva e à secreção de saliva tóxica composta de enzimas digestivas (KUMAR, 2019). Essa ação pode provocar a morte das plantas ou gerar algum tipo de dano, principalmente quando expelem um líquido açucarado (*honeydew*) pelo sifúnculo que, ao ser depositado sobre as folhas, favorece o desenvolvimento de fungos de coloração escura (fumagina), que reduzem a área de fotossíntese e de respiração da planta afetada (SOUSA-SILVA & ILHARCO, 1995).

Afídeos de distintas espécies, quando não controlados adequadamente, podem atingir populações elevadas e assumir a condição de praga agrícola, causando danos com consequentes perdas, que podem chegar, anualmente, a 700.000 toneladas nos cultivos de milho, 850.000 toneladas de batata, e 2.000.000 de toneladas de beterraba, no continente europeu (DEDRYVER, RALEC; FABRE, 2010). Esses insetos, porém, assumem uma importância ainda maior quando associados à transmissão de vírus, que podem causar sintomas severos e, consequentemente, quebra de produção de culturas de importância econômica (AUAD et al., 2002). Neste caso, um único inseto pode visitar diversas plantas e transmitir um ou mais vírus (CUNHA, 2017). Aproximadamente, 200 espécies de afídeos são capazes de transmitir mais de 70% dos vírus descritos em plantas (ILHARCO, 1992; NAULT, 2007; BLACKMAN & EASTOP, 2007; HOGENHOUT et al., 2008; CANTO et al., 2009; JONES, 2014).

Atualmente, há 328 vírus, pertencentes a 38 gêneros, que são transmitidos por afídeos (PETERS et al., 2024). A transmissão dos vírus por afídeos ocorre durante o processo de alimentação desses insetos nas plantas hospedeiras (ou não hospedeiras). Os estágios exploratórios dos afídeos envolvem, inicialmente, a inserção dos estiletes (sondagem), mesmo que brevemente,

nas células da epiderme e do mesófilo (denominadas picadas de prova) e posterior fixação dos estiletes no floema para a ingestão da seiva elaborada, caso a planta seja palatável (DÁDER et al., 2017). Durante esses processos, frações de saliva gelatinosa são injetadas pelo afídeo nos espaços intercelulares e nas perfurações intracelulares, durante a ingestão e egestão do conteúdo celular das células da epiderme e parênquima, momento no qual as partículas virais (vírions) podem ser adquiridas pelo inseto ou transmitidas para a planta (NG & ZHOU, 2015; NG & WALKER, 2016; DÁDER et al, 2017).

Os modos de transmissão dos vírus de plantas são classificados de acordo com os hábitos de alimentação dos afídeos, que regulam os períodos de aquisição, retenção e transmissão das partículas virais e rotas do vírus no interior do seu corpo (WATSON & HEALY, 1953; KENNEDY et al., 1962; PIRONE & BLANC, 1996). A classificação aceita, atualmente, foi proposta por Harris (1979) e divide os modos de transmissão em: circulativo (propagativo e não propagativo) e não circulativo (semipersistente e não persistente) (NAULT, 2007; BRAGARD et al., 2013; WHITFIELD et al., 2015; DÁDER et al., 2017; ZHOU et al., 2018) (Figura 4).

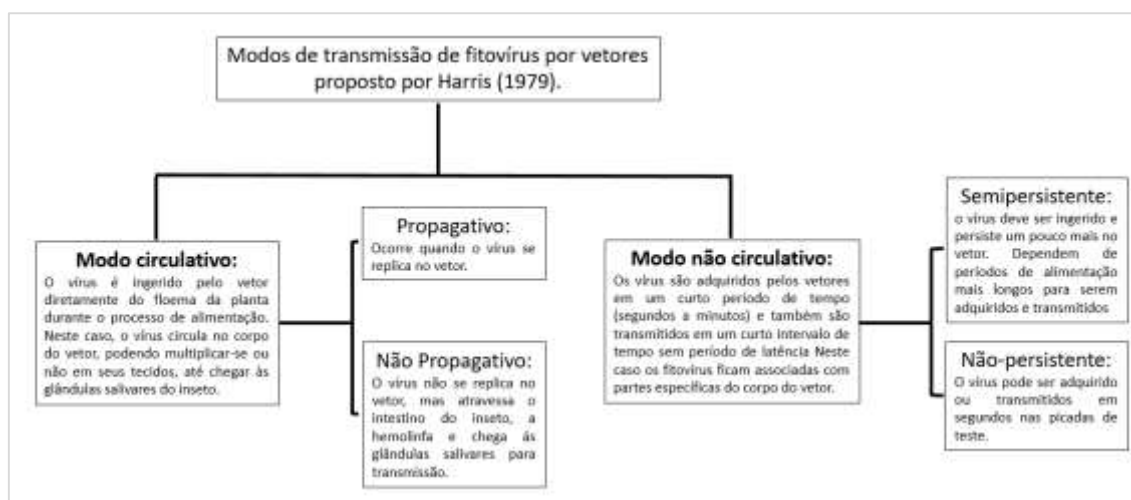


Figura 4 – Classificação proposta por Harris (1979) dos modos de transmissão dos vírus de plantas por insetos vetores
Fonte: o autor.

Na transmissão circulativa, as partículas virais são ingeridas no floema durante o processo de alimentação dos afídeos. Após serem adquiridas, as partículas virais circulam no corpo do vetor (o vírus pode ou não se replicar nas células do inseto), até chegar às glândulas salivares, quando então serão transmitidas (WHITFIELD et al., 2015). Durante o período de circulação no interior do vetor, as partículas virais devem vencer o primeiro obstáculo, que consiste em atravessar

as células do intestino para atingir a hemocele. Essa transposição é mediada pela bactéria endossimbionte obrigatória *Buchnera aphidicola* que, além de auxiliar o processo circulativo do vírus no interior do corpo do afídeo, também é uma fonte de complementação de aminoácidos essenciais que não são obtidos a partir da alimentação no floema das plantas (SHIGENOBU et al., 2000). Posteriormente, as partículas virais devem atravessar a segunda barreira no interior do corpo do inseto, atingindo as células das glândulas salivares acessórias e dutos salivares. Este tipo de interação vírus-vetor é bastante específica e necessita de períodos longos de aquisição e inoculação (horas/dias), com períodos de latência variando de horas a dias (NG & PERRY, 2004; BRAGARD et al., 2013; DÁDER et al., 2017; EIGENBRODE et al., 2018a). Ao atingirem o canal salivar, as partículas virais podem, então, ser inoculadas em uma planta hospedeira por meio do processo de alimentação/salivação (BRAULT et al., 2010; DÁDER et al., 2017; EIGENBRODE et al., 2018a).

É importante ressaltar que neste modo de transmissão os afídeos devem colonizar a planta hospedeira (BRAGARD et al., 2013). Assim, vírus transmitidos de modo circulativo precisam de uma fase longa de ingestão de seiva, seguida por um período de latência (FERERES & MORENO, 2009; MULOT et al., 2018; FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021). A transmissão circulativa propagativa se caracteriza pela replicação do vírus no corpo do vetor, enquanto na transmissão circulativa não propagativa, o vírus somente circula e não se replica no vetor (BRAGARD et al., 2013, DIETZGEN et al., 2016; DÁDER et al., 2017; EIGENBRODE et al., 2018a).

Os vírus transmitidos de modo não circulativo, não persistente, são adquiridos durante um período mais curto (segundos a minutos), ou seja, durante as picadas de prova, não havendo período de latência (HULL, 2014; WHITFIELD et al., 2015; EIGENBRODE et al., 2018a). Neste caso, os vírus se acoplam de uma maneira mais “frouxa” em sítios específicos localizados nas células da porção distal da parede interna dos estiletos (região denominada “ponta do estilete” ou *acrostyle*, em inglês) (LIANG & GAO, 2017; WEBSTER et al., 2017; 2018), por meio de interações com proteínas virais não estruturais (por exemplo, a HC-Pro dos potyvírus) ou estruturais (capa proteica dos carlavírus) (DÁDER et al., 2017; EIGENBRODE et al., 2018a). Portanto, os vírus transmitidos de modo não persistente são adquiridos e transmitidos durante as picadas de prova, quando os afídeos alongam os estiletos para atingir as células do mesófilo, ainda na etapa de reconhecimento (sondagens) da hospedeira (DÁDER et al., 2012).

No modo de transmissão semipersistente, a aquisição e a transmissão das partículas virais ocorrem em períodos mais prolongados de alimentação (horas), uma vez que, geralmente, as partículas virais estão associadas ao floema (FERERES & MORENO, 2009; MULOT et al., 2018; FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021). O vírus é retido no vetor por várias horas, após a aquisição, mas não requer período de latência para a transmissão. As partículas virais, que não circulam no vetor (MARTIN et al., 1997), se ligam a receptores localizados na cutícula do cibário por meio de uma proteína específica da capa proteica do vírus, podendo estar associadas também a proteínas virais não estruturais (P2 e P3 dos caulimovírus) (NG & FALK, 2006).

Na transmissão não persistente, há duas estratégias de interação vírus-vetor denominadas: (i) capsidial; e (ii) componente auxiliar. Na interação denominada capsidial, o vírion por meio da proteína da capa interage diretamente com a cutícula do canal estiletar do vetor (BRAULT et al., 2010; WEBSTER et al., 2018). Na estratégia que utiliza um componente auxiliar, o reconhecimento para a fixação da partícula viral ao estilete não é direto, mas sim intermediado por uma ou mais proteínas auxiliares codificadas pelo vírus (*helper component*) (VALLI et al., 2018). Um exemplo deste tipo de interação ocorre entre o CaMV e o afídeo vetor, que é intermediada pelas proteínas P2 e P3 (RODRIGUEZ et al., 2014). A proteína P2 do CaMV interage com a P3, ancorada na capa proteica viral e no sítio de ligação do estilete do afídeo (PLISSON et al., 2005; HOH et al., 2010, BLANC et al., 2014). Os potyvírus também codificam uma proteína auxiliar, componente auxiliar da proteinase (HC-Pro), que facilita a retenção das partículas virais à porção distal do estilete (VALLI et al., 2018). Essa proteína atua fazendo uma ponte entre a capa proteica do potyvírus e uma proteína (receptor) do estilete (GOVIER & KASSANIS, 1974; BLANC et al., 1998; DOMBROVSKY et al., 2007; SEO et al., 2010; DIETZGEN et al., 2016; VALLI et al., 2018). Dessa forma, a transmissão dos potyvírus pode ser considerada um evento multitrófico, dependente das interações entre as populações do vírus, dos afídeos vetores e de fatores das plantas hospedeiras (GADHAVE et al., 2020). Há duas estratégias com as quais os potyvírus parecem incrementar a capacidade de sua transmissão e disseminação pelos afídeos vetores: (i) “dispersão rápida – baixa nutrição”, baseada na rápida atração e dispersão dos afídeos de plantas menos nutritivas infectadas por potyvirus; e (ii) “dispersão lenta – alta nutrição”, com base no aumento da retenção dos insetos em plantas altamente nutritivas infectadas por potyvírus, facilitando o desenvolvimento rápido das asas e, subsequentemente, aumentando a propagação do vírus, que é efetivamente realizada pelos indivíduos alados (GADHAVE et al., 2020).

Vale ressaltar que no modo de transmissão não persistente não há necessidade de colonização da planta pelos afídeos para que ocorra a transmissão e, portanto, o controle químico direcionado aos afídeos vetores é, geralmente, pouco eficiente para evitar a transmissão dos vírus (ZERBINI & MACIEL-ZAMBOLIM, 2000; CHAVES et al., 2006).

3.3 IMPORTÂNCIA DA EPIDEMIOLOGIA DOS VÍRUS DE PLANTAS NA ESTRUTURA E DINÂMICA DAS POPULAÇÕES DE AFÍDEOS

A estrutura e dinâmica da afidofauna de uma determinada área não pode ser determinada considerando apenas a influência de fatores abióticos como pluviosidade, umidade e temperatura (JEGER, 2020). Um dos paradigmas da fitopatologia, com referência ao estabelecimento de uma doença no campo, deve considerar as interações entre um hospedeiro suscetível, um patógeno virulento e um ambiente favorável, formando, assim, o clássico triângulo da doença (JEGER, 2020). Entretanto, tal conceito é geralmente abordado de forma estática, sendo necessário reconhecer que essas interações são mais dinâmicas e que cada um dos três elementos pode afetar um ao outro indiretamente (GARBELOTTO & GONTHIER, 2017). No caso dos vírus de plantas transmitidos por vetores a complexidade atinge um nível ainda maior, devendo-se levar em consideração múltiplos fatores envolvidos nas interações vírus-planta-vetor, sob influência do ambiente (Figura 5) (ISLAM et al., 2020).

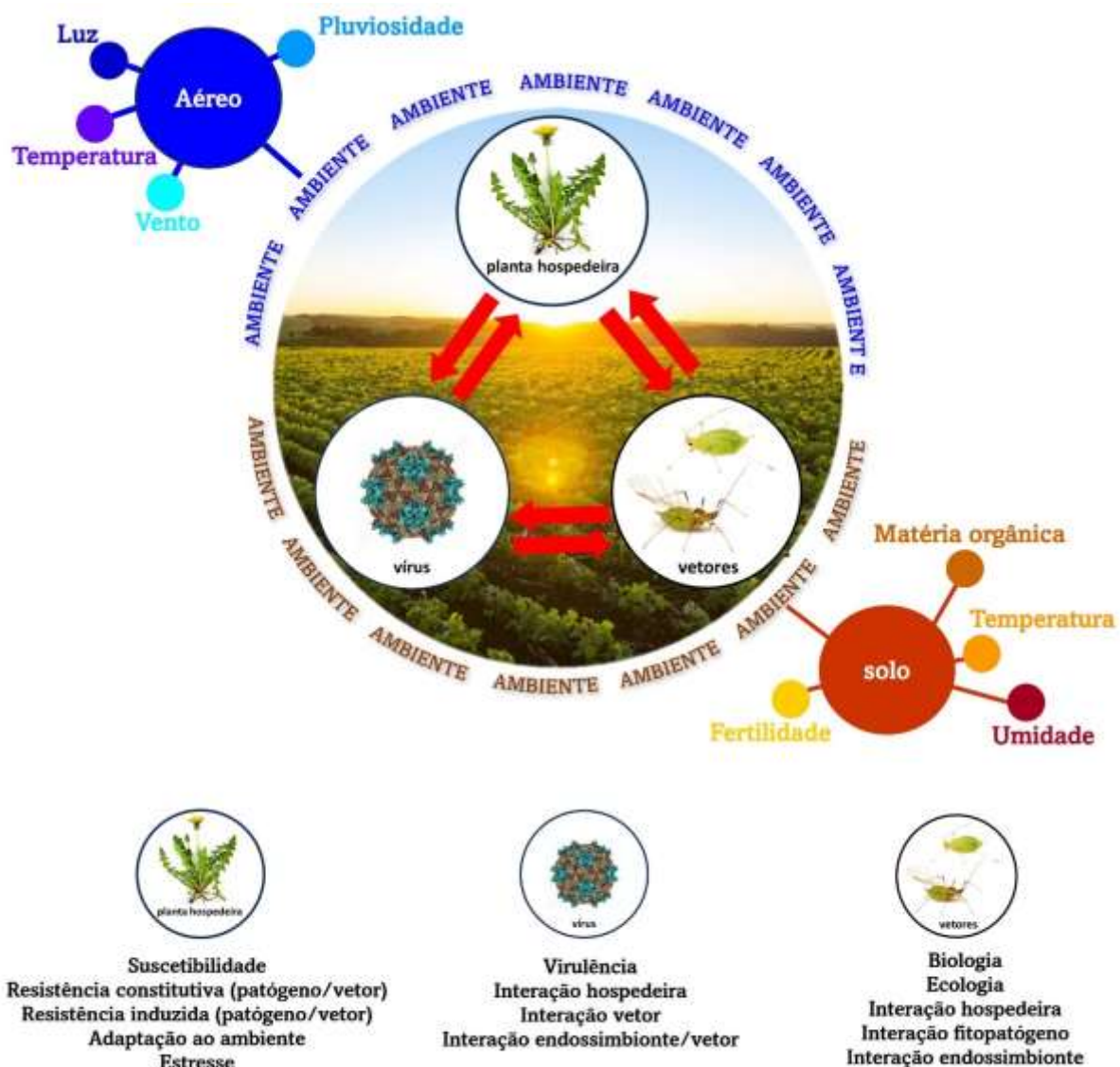


Figura 5 – Esquema multifatorial das inter-relações planta-patógeno-vetor-ambiente que ocorrem no agroecossistema proposto por Islam et al. (2020) e adaptado para as doenças de plantas causadas por vírus
Fonte: o autor.

Dessa forma, é necessário entender como hospedeiro, vírus e vetor afetam um ao outro, levando-se em consideração as interações associadas à paisagem, mudanças climáticas, efeitos antropogênicos, práticas agronômicas, gestão e controle de pragas e doenças, implantação de resistência do hospedeiro e doenças em comunidades de plantas selvagens, incluindo plantas daninhas e a presença ou não de plantas hospedeiras secundárias (DUFFUS, 1971; GUTIÉRREZ et al., 2013; GARBELOTTO & GONTHIER, 2017; ISLAM et al., 2020; JEGER, 2020; RAY & CASTEEL, 2022).

Com relação à planta hospedeira, as espécies de afídeos podem ser classificadas como: (i) “residentes”, que em condições favoráveis, passam a maior parte de sua vida no mesmo indivíduo, normalmente em uma mesma espécie de planta hospedeira; ou (ii) “transitórios”, os quais pousam e sondam várias plantas no mesmo dia (FERERES & MORENO, 2009). Embora os afídeos transitórios sejam comumente considerados os principais vetores dos vírus transmitidos de modo não persistente, os afídeos residentes também podem transmitir eficientemente os vírus de modo não persistente quando são induzidos a mudar de hospedeiro, por exemplo, em resposta à superpopulação ou a mudanças no conteúdo de nutrientes da planta (MÜLLER et al., 2001).

Para contextualizar a complexidade dessas inter-relações, vale lembrar que os vírus podem induzir a planta infectada a produzir compostos de rotas metabólicas primárias e outras substâncias, além de alterar os níveis de cálcio, capazes de atrair ou repelir seus respectivos insetos vetores, a fim de garantir sua dispersão no campo (EIGENBRODE et al., 2002; GHOSH et al., 2016; DUARTE et al., 2020; CARR et al., 2020; FINGU-MABOLAN & FRANCIS, 2021; THEN et al., 2021), alterando a qualidade nutricional e palatabilidade da planta (CARMO-SOUSA et al., 2016; GADHAVE et al., 2019). Além de atrativos para o vetor, tais compostos podem promover o aumento da população do vetor e a indução de formas aladas responsáveis pela dispersão dos vírus em longas distâncias (VAN MUNSTER et al., 2017; FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021).

Trabalhos realizados desde meados do século XX já apontavam para os efeitos das plantas infectadas por vírus sobre os afídeos vetores, tais como: (i) maior fecundidade; (ii) maior longevidade; (iii) taxa de crescimento mais rápida; e (iv) aumento da produção de formas aladas (KENNEDY, 1951; BAKER, 1960; GILDOW, 1980; HODGSON, 1981). Esses fatores levam ao aumento da propagação do vírus no ambiente. Porém, nas últimas duas décadas, alguns grupos de pesquisa têm se debruçado para demonstrar que os vírus de plantas são capazes de manipular aspectos da fisiologia da planta hospedeira, interferindo na: (i) modulação da composição de aminoácidos da seiva do hospedeiro; (ii) sinalização molecular e vias associadas aos mecanismos de defesa das plantas; (iii) liberação de compostos voláteis atraentes aos afídeos (ver detalhes mais adiante); (iv) severidade dos sintomas de amarelecimento das folhas, favorecendo a atração, crescimento, reprodução e colonização da planta hospedeira pelos insetos vetores (FERERES & MORENO, 2009; BOSQUE-PÉREZ & EIGENBRODE, 2011; MAUCK et al., 2019; VAN MUNSTER, 2020). Ingwell et al. (2012) sugeriram a "hipótese de manipulação de vetores" (*vector manipulation hypothesis*) para explicar a evolução das estratégias de alguns vírus de plantas como

uma maneira de aumentar sua disseminação para novos hospedeiros. O mesmo grupo da professora Nilsa Bosque-Pérez e do professor Sanford Eigenbrode, da Universidade de Idaho, EUA, já havia demonstrado que o barley yellow dwarf virus (BYDV, *Solemoviridae*) em trigo, e o potato leafroll virus (PLRV, *Polerovirus*) em batata inglesa (*Solanum tuberosum*) foram capazes de induzir alterações no comportamento de seleção de hospedeiros de seus respectivos vetores, *Rhopalosiphum padi* e *Myzus persicae*, além de observarem também que as plantas infectadas sofreram alterações nos perfis de compostos orgânicos voláteis associados à fixação de afídeos vetores não virulíferos (EIGENBRODE et al., 2002; JIMÉNEZ-MARTÍNEZ et al., 2004; MEDINA ORTEGA et al., 2009; NGUMBI et al., 2007; WERNER et al., 2009).

Os vírus de plantas, portanto, parecem ser capazes de manipular as interações hospedeiro-vetor, com alterações na emissão de compostos orgânicos voláteis e no acúmulo de nutrientes e compostos de defesa pela planta hospedeira (MAUCK et al., 2010; 2018; 2019; CARMO-SOUSA et al., 2014; 2016; DONNELLY et al., 2019; VAN MUNSTER, 2020). Essas alterações nas reações bioquímicas induzidas por vírus podem influenciar no comportamento de migração, estabelecimento na hospedeira e alimentação dos afídeos, com consequências epidemiológicas (CARR et al., 2020; ZIEGLER-GRAFF, 2020). Em um trabalho muito elegante e surpreendente, publicado na *Nature Communications*, Porrás et al. (2020) observaram que infecções pelo BYDV podem alterar o fenótipo da hospedeira (cevada, *Hordeum vulgare*) e do seu afídeo vetor (*Rhopalosiphum padi*), induzindo um aumento da temperatura da superfície das plantas hospedeiras infectadas (em uma média de 2°C), ao mesmo tempo em que aumenta a tolerância à temperatura pelo afídeo vetor em até 8°C. O interessante é que essa associação afeta diretamente a epidemiologia desse patossistema, permitindo que os afídeos possam se alimentar nas partes mais altas e quentes da planta, tornando-os mais competitivos com outras espécies de afídeos vetores, o que leva a uma expansão de nichos ecológicos (posição na planta hospedeira) do inseto vetor e vantagens para a transmissão e consequente disseminação do vírus (PORRAS et al., 2020). No início da década de 2010, demonstrou-se que o tomato spotted wilt virus (TSWV, *Orthotospovirus*), um vírus transmitido de modo circulativo propagativo, também pode alterar o comportamento alimentar do tripses vetor (*Frankliniella occidentalis*), uma vez que os tripses infectados (neste caso, o vírus infecta o inseto vetor) se alimentaram com uma frequência três vezes maior do que insetos não infectados, aumentando a probabilidade de inoculação do vírus (STAFFORD et al., 2011).

Os vírus transmitidos de modo não persistente parecem afetar a planta hospedeira em um tipo de manipulação denominado de “atrair e desencorajar” (*attract-and-deter*) os afídeos vetores. Em alguns casos, porém, esses vírus podem tornar as plantas mais suscetíveis à infestação por afídeos, por torná-las mais nutritivas em um fenótipo denominado “reter” (*retain*) (DONNELLY et al., 2019; GADHAVE et al., 2019). O vírus, ao induzir o fenótipo “atrair e desencorajar”, propiciará que sua própria disseminação seja mais rápida, mesmo havendo uma menor reprodução dos afídeos e uma maior exposição desses insetos a predadores, uma vez que os afídeos não irão colonizar a hospedeira, o que implicará uma menor densidade populacional desses insetos. O fenótipo “reter”, que leva a um aumento da qualidade nutricional ou redução da resistência da planta à colonização, encoraja os afídeos a colonizarem, se reproduzirem e formarem colônias densas, que darão origem a indivíduos alados, com consequente aumento da dispersão do vírus a distâncias maiores. Esse incremento na transmissão do vírus pode ser mais lento no fenótipo “reter”, mas parece ser mais eficiente para iniciar novas epidemias (DONNELLY et al., 2019). Portanto, pode-se prever dois fenótipos (induzidos por vírus) em plantas infectadas: (i) mais suscetíveis aos afídeos; e (ii) mais resistentes a estresses ambientais. Essas plantas poderão atuar como progenitoras para gerações subsequentes de plantas suscetíveis a vírus, bem como locais para a disseminação de afídeos virulíferos para o início de novas epidemias (CARR et al., 2020).

Observou-se, em experimentos realizados com begomovírus e moscas-brancas (modo de transmissão circulativo não propagativo), que o fenótipo “reter” da planta infectada pode beneficiar os vetores, o que caracteriza um exemplo de mutualismo (interação ecológica com benefício para ambos), em que o vírus “retribui” uma condição benéfica ao seu vetor, fornecendo plantas hospedeiras (infectadas) nas quais o crescimento e a fecundidade do vetor serão melhores (LUAN et al., 2013). Esse tipo de interação mutualística também foi observado como resultado da suscetibilidade induzida por vírus transmitidos de modo não persistente (WESTWOOD et al., 2013). Plantas hospedeiras infectadas por vírus que promovem condições para uma melhor reprodução dos afídeos também fornecem refúgio, permitindo aos afídeos sobreviverem em condições adversas. Além disso, muitos vírus geram uma maior resiliência ao frio e à seca em suas hospedeiras, beneficiando o desempenho dos vetores em plantas infectadas por vírus [para uma revisão, ver Carr (2017) e Roossinck (2019)].

O cucumber mosaic virus (CMV, *Cucumovirus*) parece também ser capaz de manipular seu hospedeiro (pepino, *Cucumis sativus*), tanto para atrair como para repelir (ou

desencorajar a permanência na planta) os afídeos vetores (*Aphis gossypii* e *Myzus persicae*), beneficiando sua própria transmissão. Por um lado, a infecção induz a emissão pela planta hospedeira de níveis elevados de compostos orgânicos voláteis (*volatile organic compounds*, VOCs) que atraem os afídeos. Por outro lado, o vírus induz também a síntese de compostos antialimentares no tecido vegetal (antixenose), que repelem os afídeos. Com isso, em função do CMV ser transmitido de modo não persistente, os afídeos atraídos pelos VOCs fazem picadas de prova (segundos a minutos), que garantem a aquisição e/ou transmissão do vírus, sendo subsequentemente repelidos pelos compostos antixenóticos (MAUCK et al., 2010; CARMO-SOUSA et al., 2014).

A infecção por vírus pode gerar resistência à permanência dos afídeos, muitas vezes acompanhada da emissão de compostos voláteis supostamente atraentes, e que podem fazer com que o afídeo faça penetrações exploratórias (picadas de prova), mas sem se estabelecer. No entanto, em outros hospedeiros, a infecção viral pode tornar as plantas mais suscetíveis à colonização por afídeos (TUNGADI et al., 2020). Acredita-se que a indução de resistência à colonização por afídeos pode estimular a transmissão de vírus que são transmitidos de modo não persistente, enquanto a indução da suscetibilidade à colonização pode retardar a transmissão. Estudos recentes sugerem que ambos os efeitos induzidos por vírus podem contribuir para o desenvolvimento epidêmico em diferentes escalas. Esses processos envolvem interações complexas entre proteínas virais específicas e fatores do hospedeiro, resultando na manipulação ou supressão das redes imunológicas da planta [revisões sobre este assunto podem ser consultadas em Mauck et al. (2019), Carr et al. (2020), Ziegler-Graff (2020) e Van Munster (2020)].

Aumentos nas taxas de transmissão do CaMV e TuMV se devem a mudanças no estado fisiológico da planta hospedeira, que poderiam desencadear um efeito no comportamento do vírus. Esse conceito, “comportamento de percepção do vírus” (*perceptive viral behaviour*), foi demonstrado para alguns vírus de plantas transmitidos de modo não circulativo (CaMV, PVY e TuMV), trazendo a noção de que os vírus podem “perceber” a atividade alimentar dos afídeos, bem como situações de estresse abiótico, com uma imediata e reversível capacidade de produzir formas transmissíveis ou provocar uma realocação do vírus na célula. A reação predispõe a planta infectada à aquisição e transmissão mais eficientes pelos afídeos vetores. Esse fenômeno foi designado de “ativação da transmissão” (*Transmission Activation*, TA) e pode ser desencadeado

por estresses abióticos, como tratamentos com CO₂ (DRUCKER & THEN, 2015; VAN MUNSTER et al., 2017; BERTHELOT et al., 2019).

Outro aspecto de interesse epidemiológico diz respeito à disseminação de vírus de plantas, que tem correlação com o número de visitas que os afídeos vetores fazem por planta por dia. Portanto, o aumento no número de afídeos alados que se alimentam de plantas infectadas por vírus é um fator importante na epidemiologia (MADDEN et al., 2000; ROZO-LOPEZ & PARKER, 2023).

Curiosamente, vírus de plantas pertencentes a diferentes gêneros e famílias, que apresentam distintos modos de transmissão, evoluíram para manipular a formação de asas de seus afídeos vetores, por meio de alterações na qualidade da planta hospedeira para a sua própria alimentação, e/ou interferindo na síntese de VOCs em interações diretas com vias metabólicas que promovem a formação das asas dos afídeos (JAYASINGHE et al., 2021; MAUCK et al., 2010). Alguns vírus de plantas transmitidos por afídeos têm a capacidade de induzir (por meio do processo infeccioso) alteração da coloração do tecido foliar infectado para um verde mais claro ou amarelo, coloração que normalmente atrai mais afídeos alados (HODGE & POWELL, 2008). Além disso, plantas infectadas, devido a alterações no metabolismo secundário, passam a emitir mais VOCs com efeitos atrativos, aumentando a colonização por afídeos alados que são mais sensíveis aos VOCs do que os afídeos ápteros (ZHANG et al., 2021; SAFARI MURHUBUBA et al., 2021). Alguns vírus, porém, evoluíram para repelir afídeos alados, reduzindo a qualidade da planta hospedeira (SHI et al., 2016) e/ou modificando as vias de defesas das plantas (ácido salicílico e ácido jasmônico) contra herbivoria (WU & YE, 2020). Em alguns potyvírus (transmitidos de modo não persistente) e polerovírus (transmitidos de modo persistente) há o efeito contrário, em que esses vírus promovem um incremento da qualidade da planta hospedeira, prolongando a alimentação dos afídeos após a infecção (BOQUEL et al., 2010; GRAY & BANERJEE, 1999; NG & PERRY, 2004), o que pode estar associado a uma alteração nas concentrações de aminoácidos, açúcares e proteínas da planta (ALEXANDER & CÍLIA, 2016), bem como nos processos de defesa (BOSQUE-PEREZ & EIGENBRODE, 2011; MAUCK et al., 2012; CAMPBELL et al., 1986; HOWE & JANDER, 2008; CASTEEL et al., 2014). Afídeos que se alimentam de plantas infectadas pelo TuMV (potyvírus transmitido por picadas de prova) têm maior fecundidade, condição que, devido ao aumento da população e consequente superlotação, pode induzir à formação de asas. Plantas infectadas pelo TuYV, polerovírus transmitido de modo persistente, podem ter uma

redução da expressão de genes implicados na biossíntese do ácido salicílico, afetando a capacidade de defesa da planta, com consequente benefício para o vírus e seu afídeo vetor (CHESNAIS et al., 2022).

O cucumber mosaic virus (CMV), um vírus transmitido por afídeos de modo não persistente, muitas vezes está associado a um RNA satélite (Y-sat), que responde pela indução de sintomas amarelos brilhantes nas plantas infectadas, atraindo mais afídeos alados (SHIMURA et al., 2011). Jayasinghe et al. (2021) observaram que ninfas de *Myzus persicae* alimentadas em plantas com amarelecimento, infectadas pelo CMV (contendo o Y-sat), tiveram um maior desenvolvimento das asas. Demonstrou-se que a indução de asas foi resultado da complementaridade de sequência entre um piwi-RNA (piRNA) derivado do Y-sat e um microRNA (miRNA) do afídeo (miR-9b) que regula a expressão de genes para a formação de asas (SHANG et al., 2020).

Vale ressaltar que não só vírus que infectam plantas estão associados à indução de asas. O *Dysaphis plantaginea densovirus* (DplDV1, subfamília *Densovirinae*, família *Parvoviridae*), um vírus que infecta afídeos, também está associado à indução da formação de asas (RYABOV et al., 2009).

Recentemente, em uma excelente revisão de literatura, Rozo-Lopez & Parker (2023) discutiram as vantagens adaptativas da indução de indivíduos alados pelos vírus de plantas, tanto para os próprios afídeos como para os vírus que infectam as plantas. A manipulação (viral) da indução de asas parece ser vantajosa tanto para os afídeos na condição de vetores de vírus de plantas (RAY & CASTEEL, 2022) como na condição de hospedeiros (infectados) de vírus de insetos (RYABOV et al., 2009). Porém, ainda há um vasto campo para percorrer a fim de se conhecer o real papel desses vírus na biologia, epidemiologia e evolução da proporção de descendentes alados e a importância das interações moleculares na indução de asas (ROZO-LOPEZ & PARKER, 2023). Nos últimos anos, diferentes grupos de pesquisa têm demonstrado que os vírus se beneficiam da manipulação do comportamento dos afídeos alados, incluindo a indução da formação de asas. Vírus transmitidos de modo não persistente como potyvírus e cucumovírus parecem ser beneficiados quando atraem os afídeos e imediatamente os repelem. Neste caso, como os afídeos se tornam rapidamente virulíferos, e transmitem os vírus em um curto período de tempo, acredita-se que as taxas de transmissão também aumentem (CARR et al., 2018; MAUCK, 2016). Em contraste, uma incompatibilidade não adaptativa nas interações vírus-vetor-hospedeiro é observada quando vírus

transmitidos de modo não persistente estimulam os afídeos para uma alimentação mais prolongada na planta infectada, presumindo-se que essa estratégia pode ter um efeito de inibição da transmissão (MAUCK et al., 2014).

Alguns estudos envolvendo modelos matemáticos, no entanto, mostraram que vírus transmitidos de modo não persistente que afetam a alimentação dos afídeos alados podem levar a uma diminuição no tamanho da população desse vetor, com epidemias mais limitadas. Porém, parece óbvio que, ao contrário, facilitando a reprodução e o desenvolvimento de afídeos alados, haveria uma maior disseminação do(s) vírus com consequentes epidemias em escalas maiores (DONNELLY et al., 2019).

É importante ressaltar que, tanto no ambiente natural como nos agroecossistemas, os insetos vetores de vírus (e de outros fitopatógenos) interagem com indivíduos de outras espécies em associações ecológicas que incluem predação, mutualismo e competição, o que pode afetar diretamente as populações desses vetores e, indiretamente, a transmissão dos vírus fitopatogênicos (LEE et al., 2023). Essas interações podem alterar a abundância e o comportamento dos vetores, incluindo a redução da capacidade de movimento entre hospedeiros e a preferência por determinado hospedeiro (DIXON & AGARWALA, 1999; POETHKE et al., 2010; VIDAL & MURPHY, 2017). Embora os predadores (mantendo uma relação predador-presas) normalmente ajam reduzindo as populações dos vetores (presas), há também um efeito, que deve ser levado em consideração, de acelerar a transmissão dos fitopatógenos, em função do aumento do movimento do vetor impulsionado pela presença do predador (SEABLOOM et al., 2015).

Para os afídeos, assim como para os demais hemípteros vetores de vírus fitopatogênicos (NAULT, 1997; NG & PERRY, 2004), algumas características específicas são determinantes tanto na propagação do vírus como nas taxas de transmissão (FERERES & MORENO, 2009; SISTERTON, 2009). As taxas reprodutivas dos afídeos estão diretamente associadas às taxas de transmissão de muitos vírus, havendo uma correlação positiva, uma vez que o aumento da população dos afídeos leva a um aumento da abundância de potenciais indivíduos vetores. A capacidade de dispersão dos vetores entre hospedeiros também está associada com as taxas de transmissão, pois a maioria dos vírus transmitidos por vetores depende quase que exclusivamente dos vetores para se moverem entre hospedeiros (NG & FALK, 2006). Em diferentes patossistemas, alterações no movimento dos vetores geram mais impacto nas taxas de transmissão do(s) vírus do que na abundância dos vetores. Isso porque o movimento nem sempre

está associado a um aumento da transmissão do vírus. Quando o vetor passa mais tempo se movimentando, a duração dos períodos de alimentação pode ser menor e, conseqüentemente, as taxas de transmissão podem ser reduzidas. Vírus transmitidos de modo não persistente, por permanecerem por pouco tempo nos estiletes dos afídeos e serem adquiridos e transmitidos por picadas de prova, parecem se beneficiar da rápida dispersão de vetores entre hospedeiros infectados (CROWDER et al., 2019). Um movimento mais intenso entre hospedeiros pode resultar em aumento nas taxas de transmissão, mesmo que a duração do tempo de alimentação diminua. Isso vale para vírus transmitidos por picada de prova como os carlavírus, cucumovírus e potyvírus, diferentemente do que ocorre na transmissão persistente, que requer períodos de alimentação prolongados (WHITFIELD et al., 2015). Nesse caso, os vírus transmitidos de modo persistente, como os polerovírus, se beneficiam tanto de períodos de alimentação mais longos como do aumento das taxas reprodutivas do vetor (MAUCK et al., 2012). Um movimento maior entre hospedeiros tem o efeito de retardar as taxas de transmissão do vírus, resultando em uma diminuição no tempo de alimentação do vetor (CROWDER et al., 2019). Entretanto, deve-se levar em consideração que os vírus parecem ter a capacidade de alterar o comportamento e a fisiologia do vetor em benefício próprio, aumentando sua transmissão e incrementando sua propagação (INGWELL et al., 2012; CASTEEL et al., 2014; EIGENBRODE et al., 2018a).

Há poucos trabalhos abordando a resposta dos insetos vetores à predação com influência na transmissão de vírus por meio da redução do tempo de alimentação, reprodução e no aumento ou diminuição do movimento entre hospedeiros (BELLIURE et al., 2011; FAN et al., 2017; THOLT et al., 2018). Recentemente, Lee et al. (2022) demonstraram que as joaninhas (*ladybird*), como insetos predadores, ao mesmo tempo que promoveram uma redução da abundância de afídeos vetores, levaram a um aumento da transmissão do pea enation mosaic virus (um vírus transmitido por afídeos de modo circulativo não propagativo), provavelmente, em função do aumento do movimento do afídeo vetor (presa) entre hospedeiros.

Com relação à ação de competidores não vetores, estudos da associação com a transmissão de vírus fitopatogênicos em sistemas naturais também são limitados (LEE et al., 2023). Sabe-se que a herbivoria exercida por espécies concorrentes pode afetar os locais de alimentação e o comportamento alimentar de insetos vetores com influência na transmissão dos vírus (INBAR & GERLING, 2008; CHISHOLM et al., 2019; CLARK et al., 2019).

Estudos envolvendo a transmissão do potato virus Y (PVY), transmitido de modo não persistente por diferentes espécies de vetores, revelaram que os afídeos que não colonizam plantas de batata (*Solanum tuberosum*) foram mais importantes na transmissão do que o *Myzus persicae*, uma espécie de afídeo que coloniza essa hospedeira (GALIMBERTI et al., 2020). Os autores observaram que os afídeos que não colonizam a batata, ou seja, somente visitam a planta e fazem picadas de prova, foram mais importantes como vetores no início da estação de crescimento das plantas, indicando que para prevenir surtos desse vírus as medidas de controle dos afídeos vetores devem ser adotadas preferivelmente antes da expressão dos sintomas (GALIMBERTI et al., 2020). Steinger et al. (2015) já haviam observado que surtos de PVY ocorreram na ausência de afídeos, sugerindo uma participação importante e decisiva dos afídeos vetores que não colonizam a cultura. Os parâmetros de movimento observados para *M. persicae* foram baseados apenas em estimativas para o voo de indivíduos alados, formas que são produzidas com pouca frequência durante o ano, principalmente devido à variação na competição intraespecífica ou predação (VAN MUNSTER, 2020; VAN EMDEN et al., 1969). Acredita-se, porém, que para os vírus transmitidos de modo não persistente, os afídeos ápteros também desempenham um papel importante por meio do movimento desses insetos entre plantas vizinhas (LOXDALE et al., 1993; VIALATTE et al., 2007).

A presença de parasitoides e inimigos naturais também pode causar um efeito expressivo no comportamento das populações dos afídeos, induzindo a produção de feromônios de alarme e otimizando a dispersão dos vírus (JEGER et al., 2011). A própria composição temporal e espacial das populações de plantas hospedeiras, tanto dos vírus quanto dos seus respectivos vetores, pode alterar a dinâmica de dispersão da(s) virose(s) no campo (MOORE et al., 2011; CLAFLIN et al., 2017; CARR et al., 2020; JEGER, 2020). A expansão agrícola, por exemplo, pode causar um maior deslocamento dos vetores no campo, aumentando a transmissão e a prevalência das viroses (MOORE; BORER; HOSSEINI, 2010; FINKE, 2012).

No caso dos afídeos, em que muitas espécies além de serem importantes pragas agrícolas também são vetoras de vírus, a expansão das áreas de cultivo pode interferir positivamente na abundância e riqueza de espécies. Como as espécies de afídeos vetores possuem eficiências de transmissão distintas, as interações vírus-afídeo vetor podem influenciar a prevalência da doença no campo (MELLO et al. 2011; CLAFLIN et al., 2017). A complexidade, nesse caso, atinge um nível ainda maior, devendo-se levar em consideração múltiplos fatores

envolvidos nas interações vírus-planta hospedeira cultivada, vírus-planta hospedeira não cultivada, vírus-vetor, vetor-planta cultivada (que pode ou não ser hospedeira) e vetor-planta não cultivada (que também pode ou não ser hospedeira), todos sofrendo influência de fatores abióticos, além de outros fatores bióticos (Figura 6).

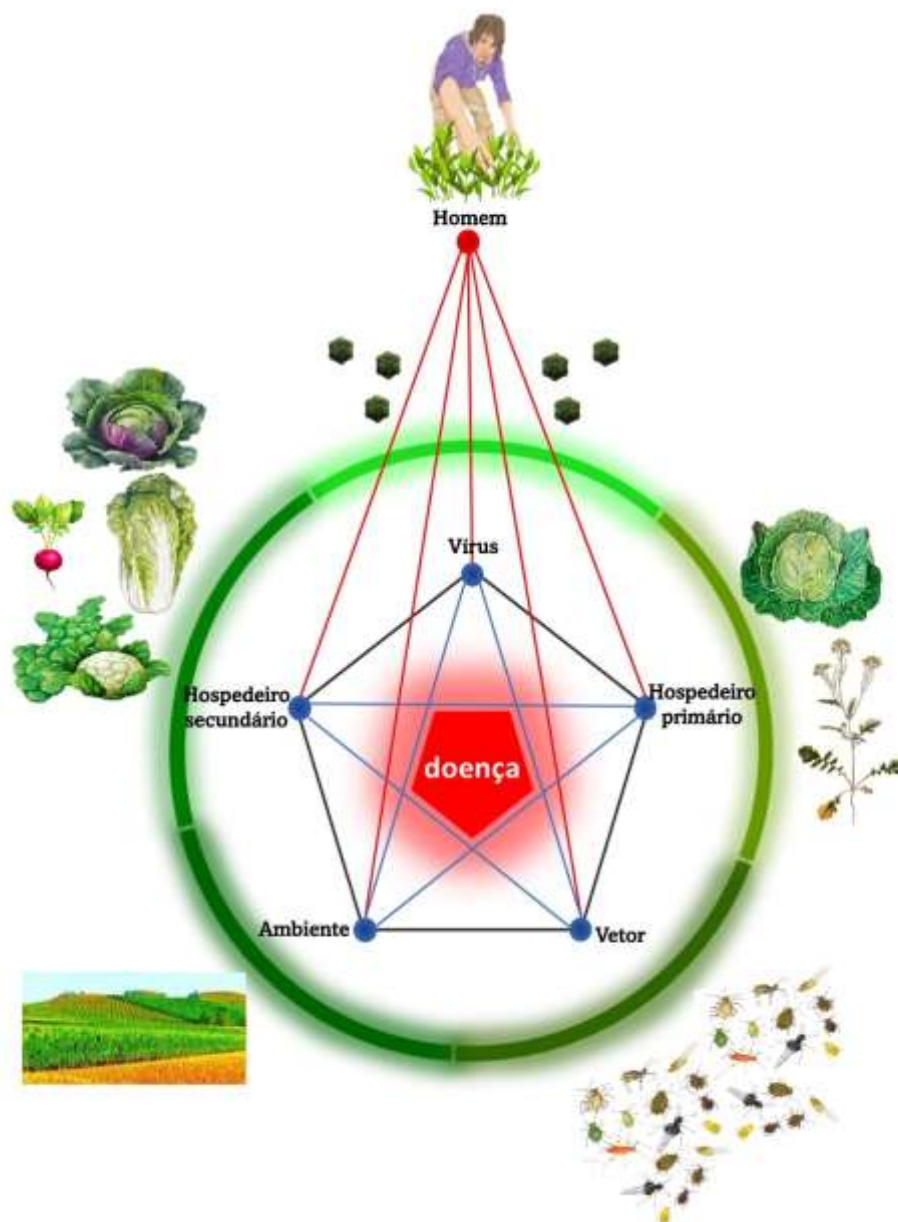


Figura 6 – Representação esquemática da complexidade das interações ambiente/hospedeiras/vetor/vírus no agroecossistema, considerando a paisagem, o clima, os efeitos antropogênicos, as práticas agronômicas, a gestão e controle de pragas e doenças, a implantação de resistência do hospedeiro e doenças em comunidades de plantas selvagens, incluindo plantas daninhas, e a presença ou não de plantas hospedeiras secundárias

Fonte: O autor.

Os vírus de plantas são onipresentes, podendo infectar espécies de importância para agricultura, assim como hospedeiras selvagens. Alguns vírus possuem gama de hospedeiras restrita a poucas espécies de plantas, enquanto outros são capazes de infectar um número muito grande de hospedeiras, de diferentes famílias botânicas, sendo considerados “generalistas”. Parece evidente, portanto, que os vírus generalistas, como por exemplo o TuMV, têm um potencial maior para se disseminar para novos hospedeiros, podendo atingir áreas novas de cultivo, além de terem a capacidade de invadir novos habitats, infectando hospedeiras silvestres (ROOSSINCK & GARCÍA-ARENAL, 2015). Ainda há, no entanto, poucos estudos sobre aspectos ecológicos dos vírus de plantas associados a espécies de plantas silvestres (LEFEUVRE et al., 2019; HASIOW-JAROSZEWSKA et al., 2021). Para o manejo das viroses, é importante determinar – e, se possível, monitorar – as espécies (e estirpes) de vírus que estão presentes nos campos de cultivos, bem como conhecer quais fatores determinam sua prevalência (MOYA-RUIZ et al., 2023; RABADÁN et al., 2023). Portanto, programas efetivos de monitoramento e vigilância fitossanitária devem ser acompanhados por meio de métodos apropriados de diagnóstico (PALLÁS et al., 1998; CHAVES, 2012). Além disso, como abordado anteriormente, as associações multifatoriais envolvendo ambiente (temperatura, pluviosidade, vento), vírus (e suas estirpes), hospedeiro principal (e suas variedades), hospedeiro(s) alternativo(s), vetor e as práticas agrícolas (ação do homem) (Figura 6), são responsáveis pela prevalência de uma determinada virose (ANDERSON et al., 2004; JONES, 2009; 2014).

No agroecossistema, além do monitoramento constante dos vírus, é importante conhecer também o comportamento das populações dos afídeos vetores e das plantas hospedeiras (dos afídeos e dos vírus). A incidência e prevalência dos vírus transmitidos por afídeos estão diretamente associadas à abundância desses insetos e à eficiência de transmissão, juntamente com as populações de plantas que atuam como hospedeiras alternativas (*reservoir*) e as próprias hospedeiras cultivadas (VALVERDE et al., 2020; RABADÁN et al., 2023). Além disso, alterações espaço-temporais nas populações dos vírus podem ocorrer em função das características inerentes ao agroecossistema, que envolvem as populações geneticamente uniformes das hospedeiras principais, cultivadas de modo adensado, gerando alterações na distribuição dos vetores, com consequente alteração na diversidade viral (CANTO et al., 2009; FERERES & MORENO, 2009; MCDONALD & STUKENBROCK, 2016). O comportamento do vetor e a ocorrência de infecções

mistas também influenciam a transmissão e a disseminação de vírus de plantas (CANTO et al., 2009; MORENO & LÓPEZ-MOYA, 2020).

3.3.1 Estudos da epidemiologia de vírus transmitidos por afídeos no Brasil

Durante um período de registros recorrentes de altas incidências do lettuce mosaic virus (LMV, *Potyvirus*), no início dos anos 2000, em monitoramentos realizados em três áreas de produção intensiva de alface, situadas nos Polos Regionais Agrícolas do Leste Paulista e do Vale do Paraíba (Estado de São Paulo), constatou-se que, embora houvesse uma baixa diversidade da afidofauna, a incidência do LMV estava relacionada aos picos de voo e à alternância de comunidades de afídeos polípagos formadas principalmente por espécies pertencentes ao gênero *Aphis* (*Aphis gossypii*, *A. fabae*) (CHAVES et al., 2006). Por ser um vírus transmitido de maneira não circulativa (não persistente), e cujo manejo visando ao controle dos afídeos vetores não é eficiente, esforços conjuntos envolvendo melhoramento genético para a obtenção de variedades/híbridos de alface resistentes associados à fiscalização fitossanitária intensiva de sementes certificadas isentas de LMV possibilitaram o controle da incidência do vírus no campo (PAVAN et al., 2008).

Garcêz et al. (2015) avaliaram, em um pomar de maracujá-azedo (*Passiflora edulis*), diferentes aspectos da epidemiologia do cowpea aphid-borne mosaic virus (CABMV, *Potyvirus*), incluindo a dinâmica populacional de espécies de afídeos vetores (diversidade e agrupamento populacional) e a incidência e distribuição espacial e temporal do vírus. Utilizando armadilhas amarelas adesivas e de água (Moericke), os autores monitoraram, durante 18 meses, a afidofauna e a incidência do CABMV, associando dados de temperatura e pluviosidade. As espécies de afídeos formaram dois agrupamentos distintos, um dos quais caracterizado por espécies polípagas, que apresentaram alto potencial de disseminação do CABMV. Além disso, foram identificadas 14 espécies de afídeos, com predominância do gênero *Aphis*. A menor abundância e diversidade de espécies de afídeos não interferiram negativamente na epidemiologia do CABMV, e indivíduos do gênero *Aphis*, particularmente *Aphis fabae solanella* e *A. gossypii*, foram considerados cruciais na disseminação do CABMV em pomares de maracujazeiro no leste do Estado de São Paulo (GARCÊZ et al., 2015). Rodrigues et al. (2016) avaliaram a composição da afidofauna vetora e sua influência na disseminação do CABMV em um pomar comercial de maracujá no Vale do Ribeira,

Estado de São Paulo, implantado com mudas baixas (30 cm de altura) e avançadas (80 cm de altura). Os autores observaram que as características agroecológicas da região influenciaram negativamente a população de afídeos, enquanto a dinâmica populacional e as revoadas desses insetos não foram afetadas pela chuva, temperatura e estação do ano.

No entanto, quando considerados em conjunto, esses fatores influenciaram negativamente as populações locais de afídeos, com uma menor abundância e diversidade de espécies, sendo *Aphis gossypii* a espécie mais constante e abundante. Apesar do vírus ter sido introduzido simultaneamente nas plantas oriundas de mudas baixas e avançadas, observou-se um maior período de latência do vírus nas plantas oriundas de mudas avançadas, resultando na expressão tardia dos sintomas (RODRIGUES et al., 2016). Em um experimento realizado em um pomar de maracujá no Estado do Paraná, observou-se que, no início da epidemia, o padrão de distribuição do CABMV foi aleatório, sendo que os afídeos vetores (*Aphis gossypii*, *A. fabae solanella*, *Toxoptera citricida*, *Uroleucon ambrosiae* e *U. sonchi*) foram responsáveis pela dispersão inicial do CABMV em pontos diferentes do pomar, transmitindo o vírus e tornando as plantas infectadas fontes para as infecções secundárias, caracterizando um padrão agregado de distribuição da doença. Os autores concluíram que a erradicação de hospedeiras alternativas no exterior do pomar pode ser uma estratégia de manejo do CABMV (KOTSUBO et al., 2021).

3.3.2 O papel das plantas não cultivadas na epidemiologia de vírus de plantas

As infecções por vírus têm sido negligenciadas nas populações de plantas silvestres, principalmente porque na maioria das vezes não há expressão de sintomas aparentes (REMOLD, 2002; TUGUME et al., 2008; PRENDEVILLE et al., 2012). A maioria dos trabalhos se concentra nas espécies de plantas cultivadas, sendo que ainda há poucos estudos abordando ecologia de vírus em populações de plantas selvagens (COOPER & JONES, 2006; FUNAYAMA et al., 2001; SEABLOOM et al., 2009). Em um desses estudos, observou-se que a exclusão de longo prazo de grandes herbívoros vertebrados afetou a prevalência de dois vírus que infectam cereais de inverno (*barley and cereal yellow dwarf viruses*) transmitidos por afídeos em pastagens da Califórnia, EUA (BORER et al., 2009). Os vírus podem também afetar a dinâmica das comunidades de plantas silvestres, interferindo no desenvolvimento e na reprodução das plantas (FUNAYAMA et al., 2001; THURSTON et al., 2001; PRENDEVILLE et al., 2012).

Recentemente, infecções pelo TuMV foram avaliadas em *Hesperis matronalis*, uma espécie ruderal de Brassicaceae selvagem de ciclo bianual, que se encontra amplamente disseminada em uma faixa biogeográfica em torno de campos de produção agrícola do Estado de Nova York, EUA (LOMBARDI et al., 2023). Os autores avaliaram a prevalência do vírus em diferentes tipos de paisagem, e o efeito do ambiente em relação à resposta dessa hospedeira ao TuMV. Por meio de ELISA, sequenciamento de próxima geração e inoculações experimentais, observou-se que a prevalência do TuMV varia entre as populações de hospedeiras, mas é maior nas áreas agrícolas, e que há uma considerável variabilidade com relação à suscetibilidade de *H. matronalis* ao vírus, com evidências de haver tolerância genética à infecção por TuMV (LOMBARDI et al., 2023).

Em outra abordagem, a correlação da evolução da gama de hospedeiros selvagens e fatores ecológicos foi avaliada para diferentes tobamovírus (vírus que não são transmitidos por vetores) em comunidades de plantas em quatro habitats de um ecossistema heterogêneo (ZAMFIR et al., 2023). Os autores, por meio de sequenciamento de próxima geração, concluíram que os hospedeiros de cada vírus pertenciam a famílias taxonomicamente distantes, sugerindo que não houve restrições filogenéticas para o sucesso na colonização de cada hospedeiro associado à adaptação de cada vírus, e que os tobamovírus podem ser considerados patógenos generalistas. Além disso, os vírus analisados nesse trabalho apresentaram baixa diversidade genética sem relação com o habitat e com a taxonomia da hospedeira, indicando que a plasticidade fenotípica auxiliaria genótipos virais a infectar novos hospedeiros sem a necessidade de evolução adaptativa. Os resultados contrariam suposições de que os vírus transmitidos por contato seriam mais abundantes em plantas cultivadas do que nas comunidades de plantas selvagens (ZAMFIR et al., 2023).

3.4 EPIDEMIOLOGIA DE PAISAGEM: ABORDAGENS DINÂMICAS PARA CONHECER AS INTER-RELAÇÕES ASSOCIADAS COM A DISSEMINAÇÃO DAS DOENÇAS

A probabilidade de disseminação entre hospedeiros é mais evidente para os vírus que possuem ampla gama de hospedeiras e que são transmitidos de modo não persistente (POWER & MITCHELL, 2004). Além disso, há evidências de que a simplificação da paisagem, ou seja, a transformação ocorrida em áreas com forte interferência humana como os agroecossistemas,

aumenta a probabilidade de surgimento de doenças virais, principalmente devido às inter-relações entre as hospedeiras silvestres e as espécies cultivadas (ROOSSINCK & GARCIA-ARENAL, 2015). A agricultura moderna deve levar em consideração os princípios que regem os ecossistemas naturais, tendo como foco o aumento da produtividade de modo sustentável, reduzindo os impactos ambientais (TILMAN, 1999). Nesse sentido, a epidemiologia de paisagem (*landscape epidemiology*) tem como base os conceitos ecológicos associados à dinâmica dos patógenos e suas interações com hospedeiros e vetores, levando em consideração o tempo e o espaço. A epidemiologia de paisagem visa à identificação de fatores que influenciam a propagação espacial de doenças entre subpopulações de hospedeiros. No caso de paisagens agrícolas, que apresentam elevado grau de heterogeneidade e fragmentação, deve-se levar em consideração as influências temporais e espaciais dos processos ecológicos que interferem nas dinâmicas e estruturas populacionais dos patógenos (e dos seus vetores), na evolução e no estabelecimento da(s) doença(s). Os estudos envolvendo epidemiologia de paisagem auxiliam a identificar características dos agroecossistemas que podem ser riscos potenciais para o estabelecimento das doenças, por meio do desenho de táticas de proteção de cultivos e da própria gestão da estrutura da paisagem nos sistemas agrícolas, priorizando as estratégias de manejo e controle preventivos (TURNER, 2005; PLANTEGENEST et al., 2007; MEENTEMEYER et al., 2012).

As inter-relações entre fatores do ambiente, o hospedeiro e os movimentos do patógeno (dependentes ou não de vetores), e os padrões subsequentes de densidade, mobilidade e contato constituem o que se denomina paisagem epidemiológica, que conecta o ambiente às áreas onde as transmissões ocorrem. Como as previsões climáticas que afetam o ambiente são cada vez mais acessíveis e assertivas, pode-se vincular a transmissão do patógeno diretamente ao meio ambiente. Atributos do ambiente local fortalecem as previsões epidemiológicas, possibilitando generalizações mesmo quando as diferenças geográficas locais e os dados climáticos não estão disponíveis. A mobilidade do patógeno e os fatores do meio ambiente moldam o manejo de doenças, envolvendo eventos associados a ondas epidêmicas e às taxas de transmissão locais relacionadas a características ambientais particulares (MANLOVE et al., 2022).

Outro aspecto que deve ser levado em consideração é o “estilo de vida” do patógeno, da(s) hospedeira(s) e dos vetores, envolvendo características como: (i) taxa de crescimento; (ii) idade de maturidade reprodutiva; e (iii) longevidade. Em ecologia, as espécies que têm taxas de crescimento e reprodução mais lentas e maior longevidade são classificadas como estrategistas “K”. Ao

contrário, os estrategistas “r” seguem um estilo de vida acelerado, com uma longevidade menor, mas com taxas elevadas de crescimento e reprodução. A habilidade de um patógeno em colonizar novos hospedeiros, sua propagação/distribuição espacial, e sua capacidade de sobrevivência podem refletir no seu estilo de vida (VAN DIJK et al., 2022).

Na ecologia de paisagem, a dispersão e os efeitos da estrutura espacial da paisagem são dependentes da capacidade de dispersão do organismo em estudo. Além disso, a conectividade da paisagem, definida como o grau em que uma paisagem facilita ou impede o movimento de organismos entre fontes de recursos (corredores e barreiras), tem um papel-chave na dispersão dos organismos (TISCHENDORF & FAHRING, 2000). A incidência de uma determinada doença, por exemplo, poderá também ser diretamente afetada pelo grau de conectividade entre as populações de hospedeiras suscetíveis (THRALL & BURDON, 1997). No caso dos vírus de plantas transmitidos por vetores aéreos (afídeos, moscas-brancas e cigarrinhas), qualquer característica da paisagem que influencia o movimento do ar pode afetar o voo do vetor e, conseqüentemente, a dispersão do vírus (NODA & KIRITANI, 1989).

O emprego de bordadura e plantas como quebra-vento, uma prática agrônômica amplamente disseminada, além de reduzir a incidência do vento nas plantas cultivadas, pode fazer com que a maior parte dos insetos vetores se restrinjam ao quebra-vento e às plantas vizinhas, reduzindo o potencial de dispersão primária (de fora para dentro) e secundária do patógeno (MARROU et al., 1979; QUIOT et al., 1979; DAMICONE et al., 2007) (Figura 7). Assim como vales, áreas de floresta com populações pequenas de hospedeiros e pequenas áreas cultivadas podem agir como barreiras para a disseminação de vírus (e seus vetores) (TRAORE et al., 2005), corredores e faixas contínuas, que conectam manchas de habitats não contíguas, podem facilitar a propagação da doença (TISCHENDORF & FAHRING, 2000).



Figura 7 – Representação hipotética da dispersão primária (de fora para dentro, quando os afídeos virulíferos adentram a área de cultivo e realizam a transmissão, introduzindo o vírus na área cultivada) e dispersão secundária (transmissão do vírus na área cultivada) em um campo de produção de brássicas

Fonte: o autor.

Dallot et al. (2004) observaram que o efeito de bordadura, devido à fragmentação da paisagem, pode expor os patógenos e favorecer a propagação de doenças. Os autores, ao estudarem a epidemiologia do plum pox virus (PPV, *Potyvirus*) em pomares de pessegueiro, observaram que blocos grandes de plantas foram menos vulneráveis e, conseqüentemente, as plantas localizadas no centro do pomar tiveram menor risco de infecção por vírus trazidos (por afídeos vetores) de pomares adjacentes. A diversidade genética com o cultivo de diferentes variedades simultaneamente, na mesma área, também constitui uma importante fonte de heterogeneidade, influenciando a dinâmica da doença, de modo a diluir o inóculo (de determinadas raças patogênicas) devido à maior distância entre plantas com o mesmo genótipo (ZHU et al., 2000). Fereres (2020) observou que culturas utilizadas como barreiras atuaram como 'sumidouros' naturais para dois vírus (potato virus Y, PVY, *Potyvirus*; cucumber mosaic virus, CMV, *Cucumovirus*) transmitidos de modo não persistente (por picadas de prova).

Cabe ressaltar que não houve redução do número de afídeos que pousaram na cultura-alvo – no caso a pimenta (*Capsicum* sp.) –, mas houve reduções significativas na propagação do vírus e conseqüente aumento no rendimento. O autor ressaltou que a eficácia dessa

estratégia depende do padrão de propagação do vírus (monocíclico ou policíclico), da altura da cultura empregada como barreira, principalmente nos períodos de maior risco de infecção, e a extensão da competição entre a barreira e a cultura protegida. Além disso, a espécie escolhida como barreira não deve ser hospedeira de pragas ou patógenos capazes de causar danos à cultura protegida (FERERES, 2000).

Os reservatórios (*reservoir*), nas epidemias de vírus de plantas, são as principais fontes de inóculo primário (de fora para dentro). Posteriormente, a epidemia é impulsionada pelo inóculo secundário (DUFFUS, 1971). Os reservatórios constituem populações de um ou mais organismos epidemiologicamente conectadas, que envolvem as hospedeiras alternativas (plantas daninhas ou da vegetação espontânea), nas quais o vírus pode ser mantido, fornecendo fonte de infecção para as plantas-alvo (REISEN, 2010). Os reservatórios de patógenos (e de seus vetores) desempenham um papel-chave na epidemiologia, constituindo um dos elementos associados à estabilidade da paisagem. Hospedeiras alternativas, principalmente espécies de ciclo longo, que permanecem mais tempo no campo, fornecem refúgio para patógenos, principalmente nos intervalos de cultivo ou mesmo quando as condições para a propagação da doença são desfavoráveis (HENRY & DEDRYVER, 1991). As características da paisagem também podem afetar a estrutura e o funcionamento das populações de patógenos (e de seus vetores), influenciando na ecologia e evolução e, conseqüentemente, na probabilidade de emergência ou reemergência de epidemias. Além disso, a diversidade genética do patógeno é diretamente influenciada pela gama de espécies hospedeiras disponíveis para colonização, determinada também pela composição da paisagem. As populações de um determinado patógeno que colonizam hospedeiras alternativas atuam como fontes de diversidade genética para as populações que irão se desenvolver no hospedeiro principal (planta cultivada), o que favorece o aumento da variabilidade genética e, conseqüentemente, a probabilidade do surgimento de cepas virulentas (LEONARD & SZABO, 2005; GÉRARD et al., 2006).

O conceito de hospedeiras amplificadoras (*amplifier hosts*), recentemente relacionado às doenças de plantas (BERGAMIN FILHO et al., 2020), deve-se à importância e relevância de algumas espécies de hospedeiras alternativas (que podem também ser espécies cultivadas de importância econômica) de vírus transmitidos por vetores aéreos. Essas hospedeiras amplificadoras apresentam três características principais, que as tornam elementos-chave na epidemiologia das viroses: (i) são, frequentemente, assintomáticas; (ii) ocorrem em densidades

elevadas nas proximidades das áreas cultivadas; e (iii) são hospedeiras tanto do(s) vírus quanto do(s) vetor(es). A importância epidemiológica reside no papel dessas hospedeiras amplificadoras em impulsionar as infecções para a ocorrência de epidemias, que dependerá de alguns fatores inerentes à hospedeira (cultivar e estágio fenológico), ao isolado viral (severidade e diversidade genética), e a sincronia entre o início e fim das lavouras envolvidas no ciclo da doença (BERGAMIN FILHO et al., 2020).

3.4 OS VÍRUS DE PLANTAS E SUAS INTER-RELAÇÕES NO AGROECOSSISTEMA

3.4.1. Os vírus no agroecossistema

Os processos naturais dos ecossistemas nos quais as populações do(s) hospedeiro(s), do(s) patógeno(s) e dos vetores estão inseridas, integram os principais esforços para a compreensão das epidemias. Deve-se, porém, considerar fatores múltiplos envolvidos, incluindo a diversidade de espécies e as interações evolutivas (mutações, fluxo gênico, deriva genética e seleção) e ecológicas (tamanho, densidade e conectividade das populações), além dos distúrbios antrópicos e fatores ambientais, todos ocorrendo isolada ou simultaneamente em diferentes escalas (MCLEISH et al. 2020). Fatores abióticos, incluindo variações anormais de temperatura e índices pluviométricos acima ou abaixo (estresse hídrico) do esperado, além de desequilíbrio nutricional, monocultivos intensivos e aplicação excessiva de agroquímicos, associados a fatores bióticos [pragas (insetos e ácaros) e fitopatógenos (bactérias, fitoplasmas, fungos, nematoides, vírus e viroides)] de um agroecossistema, respondem por danos e consequentes quebras da produção em diversos segmentos agrícolas e, consequentemente, prejuízos ao produtor e à economia regional e/ou nacional (PLANTEGENEST et al., 2007).

Os vírus representam quase 50% dos patógenos responsáveis por doenças de plantas emergentes e reemergentes do mundo, tanto da vegetação natural (nativa) como das plantas cultivadas (JONES, 2009; 2014; SASTRY & ZITTER, 2014; JONES & NAIDU, 2019). Estima-se que as viroses sejam responsáveis por 10 a 15% das perdas anuais do rendimento global das espécies cultivadas (MAHY & VAN REGENMORTEL, 2009; EIRAS et al., 2018), causando prejuízos que ultrapassam os US\$ 30 bilhões em safras por todo o mundo (YVON et al., 2017; MARTÍN-HERNÁNDEZ & PICÓ, 2021; FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021).

Atualmente, há mais de 2.100 espécies de vírus de plantas aceitas pelo ICTV (WALKER et al., 2022). Sabe-se que vírus pertencentes a pelo menos 25 famílias infectam plantas de interesse agrícola no mundo todo (HE & KRAINER, 2020; MEHETRE et al., 2021; TATINENI & HEIN, 2023). No Brasil, há mais de 200 vírus, pertencentes a 22 famílias, que foram descritos ou relatados em espécies invasoras ou cultivadas pertencentes aos segmentos de olericultura, fruticultura, ornamentais e grandes culturas (KITAJIMA, 2020).

Os vírus de plantas são parasitas intracelulares obrigatórios, constituídos por um ácido nucleico (RNA ou DNA) envolto por uma capa proteica (CP) (HULL, 2014; DÁDER et al., 2017; FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021). Necessitam das células hospedeiras vivas para iniciar e completar o ciclo infeccioso, utilizando a maquinaria celular, que inclui a tradução das proteínas virais, a replicação de seu material genético, e os movimentos intra, intercelular (célula a célula) e sistêmico (via floema), que permitem que o vírus colonize diferentes tecidos da planta hospedeira. Além disso, o sucesso da colonização dependerá de interações moleculares vírus-hospedeira, que desencadeiam respostas relacionadas à patogênese, silenciamento e defesa do hospedeiro, induzindo (ou não) sintomas (SCHOLTHOF et al., 2011; HULL, 2014; PEREIRA-CARVALHO, 2015; EIRAS et al., 2018; TATINENI & HEIN, 2023).

Nos ambientes agrícolas, os vírus podem se disseminar entre plantas de várias formas: (i) enxertia; (ii) ferramentas de corte contaminadas durante procedimentos como poda, enxertia e desbastes; (iii) estacas, bulbos, tubérculos e rizomas infectados; (iv) sementes contaminadas (superficialmente) ou infectadas (vírus presente no embrião); e (v) no caso de vírus com elevada estabilidade no ambiente extracelular, até mesmo durante o manuseio de plantas com as mãos contaminadas (COSTA, 1998; BRAULT et al., 2010; RODRIGUES, 2014; MEHETRE et al., 2021). Entretanto, a maioria dos vírus de plantas possui vetores associados à sua transmissão (ver detalhes no item 3.2 desta tese) (HARRIS et al., 2001; BRAULT et al., 2010; BRAGARD et al., 2013).

Uma vez no interior das células e tecidos da hospedeira, os vírus podem (ou não) induzir sintomas macroscópicos como alterações na forma e coloração de folhas, flores, sementes, frutos, caules e raízes, além de afetar o desenvolvimento da planta. Podem induzir também alterações no interior das células (sintomas internos), incluindo a formação de cristais, desagregação de organelas, malformação dos cloroplastos, formação de vesículas, corpos de inclusão, entre outros (SEO et al., 2018; MEHETRE et al., 2021). A expressão dos sintomas

também pode variar de acordo com: (i) a espécie da planta; (ii) o estágio de desenvolvimento e fisiologia da planta hospedeira no momento da infecção; (iii) a duração da infecção; (iv) a associação com outros vírus ou outros fitopatógenos; (v) as condições do ambiente, entre outros (WU et al., 2020). Nem todos os vírus causam sintomas visíveis nas plantas hospedeiras, mas mesmo assim podem levar a alterações no metabolismo, podendo causar redução da produção agrícola (EIRAS et al., 2018). Estima-se que de 10 a 15% das perdas da produção agrícola global sejam causadas por viroses (MAHY & VAN REGENMORTEL, 2009).

A diversidade genética das populações de vírus geradas em um hospedeiro (um indivíduo) depende das dinâmicas intrínsecas à ocorrência de variabilidade (mutações, recombinações e rearranjos) associadas às interações vírus-hospedeiro, sendo que as populações de um determinado vírus poderão alcançar novos hospedeiros e novas áreas, propiciando o aumentando da sua incidência (ELENA et al., 2014). O movimento dos vírus deve ser encarado como um dos principais desafios para o seu sucesso no meio ambiente, por meio da superação de barreiras físicas e moleculares, que vão desde o movimento intercelular (célula a célula), entre tecidos (via floema), entre hospedeiros, até atingir o nível de comunidade ecológica, quando o vírus se estabelece no ambiente (MCLEISH et al., 2021). As plantas hospedeiras, por outro lado, tentam se defender das infecções virais. Porém, os vírus contra-atacam, utilizando diferentes estratégias que envolvem mecanismos moleculares como a síntese de proteínas supressoras de silenciamento (CARR et al., 2019), e interações que resultam em mudanças na síntese de compostos químicos, alterando as comunidades hospedeiras, atraindo vetores para a sua disseminação (DONNELLY et al., 2019). Elena et al. (2014) relacionaram três fases para a emergência de um vírus. A primeira fase envolve a transmissão a partir de um hospedeiro reservatório para outro hospedeiro, que pode ser ou não da mesma espécie. Essa transmissão, atingindo hospedeiros em áreas novas, pode resultar em uma nova associação ecológica, com pressões de seleção distintas. Em seguida, deve ocorrer a adaptação do vírus ao novo hospedeiro e ao novo ambiente, de modo a possibilitar que novas transmissões possam ocorrer. E, por último, nessa nova associação ecológica, deve haver uma otimização da transmissão entre hospedeiros. Isso deve ocorrer por meio de mudanças na epidemiologia do vírus, o que implica alterações nos membros da comunidade, além do próprio reservatório do vírus, outros hospedeiros, vetores e o ambiente em que a mudança ocorre (ELENA et al., 2014), interferindo nas interações dos hospedeiros com o meio ambiente, em aspectos

evolutivos das populações de vírus, hospedeiros e vetores, e na estabilidade do ecossistema (FRENCH & HOLMES, 2020).

Essas associações, ao longo do tempo, que culminam com a adaptação do vírus no ambiente, são frutos da coevolução entre vírus, hospedeiro e vetor. De acordo com Lovisolo et al. (2003), os eventos mais importantes na coevolução dos vírus com seus hospedeiros e seus vetores foram: (i) as últimas cinco grandes extinções; (ii) a divisão dos supercontinentes (pós-Pangea); e (iii) as atividades e interferências dos seres humanos. A interferência humana teve impacto importante na diversificação da vida na Terra e, principalmente, na coevolução dos vírus com seus hospedeiros e vetores. Na ausência de fósseis convencionais, as evidências da evolução dos vírus são relacionadas à evolução dos hospedeiros e dos vetores, em estruturas celulares e por meio de análises moleculares (LOVISOLO et al., 2003).

O conhecimento sobre a distribuição dos vírus na natureza está relacionado, principalmente, às doenças de humanos, animais e de plantas de interesse econômico, que parece ser somente a ponta do *iceberg* do que se conhece da virosfera. Ainda pouco se conhece dos vírus de plantas inferiores, vírus de invertebrados não artrópodes e vírus de muitas espécies de vertebrados e de plantas silvestres. A virosfera vai muito além dos vírus que impactam diretamente os seres humanos (LEFEUVRE et al., 2019).

3.5 VÍRUS DESCRITOS EM BRASSICACEAE

A lista dos vírus que infectam espécies de Brassicaceae inclui membros de diferentes gêneros, com biologia, modos de transmissão e aspectos epidemiológicos distintos; beet western yellows virus, BWYV (*Polerovirus*); brassica napus RNA virus 1, BnRV1 (*Waikavirus*); brocolis necrotic yellow nucleorhabdovirus, BNYV (*Nucleorhabdovirus*); cauliflower mosaic virus, CaMV (*Caulimovirus*); cole latent virus, CoLV (*Carlavirus*); cole mild mosaic virus, CoMMV (*Carlavirus*); cucumber mosaic virus, CMV (*Cucumovirus*); radish mosaic virus, RaMV (*Comovirus*); ribgrass mosaic virus, RMV (*Tobamovirus*); tobacco necrosis virus (TNV, *Alphanecrovirus*); tomato chlorosis virus, ToCV (*Crinivirus*); turnip crinkle virus, TuCV (*Carmovirus*); turnip mosaic virus, TuMV (*Potyvirus*); turnip yellow mosaic virus, TYMV (*Tymovirus*); turnip yellows virus, TuYV (*Polerovirus*) (KITAJIMA, 2020; OLIVEIRA et al., 2022; CHAVES et al., 2023; PARK; HAHN, 2019; RODRIGUES, 2019; RODRIGUES et al.,

2019; 2021; SHATTUCK, 1992). Dentre os vírus citados acima, destacam-se o CaMV, o TuMV e o TuYV, por causarem danos e consequentes prejuízos em cultivos de brássicas olerícolas (SHATTUCK, 1992; STEVENS, MCGRANN & CLARK, 2008; RODRIGUES et al., 2021; BRUCKNER et al., 2023) e, principalmente, porque ocorrem no Brasil (GREER et al., 2021; KITAJIMA, 2020; RODRIGUES et al., 2019; 2021). Os carlavírus CoLV e CoMMV também estão presentes no Brasil, principalmente em cultivos de couve-de-folha, couve-flor e raiz-forte (*Armoracia rusticana*) e, até o momento, foram descritos somente nos Estados de Alagoas, Bahia, Distrito Federal, Minas Gerais, Rio Grande do Sul e São Paulo, sem, porém, causarem danos significativos (BELINTANI et al., 2002; MELLO et al., 1987; EIRAS et al., 2008; OLIVEIRA et al., 2022).

A seguir, os principais vírus que infectam brássicas olerícolas no Brasil, que são transmitidos de modo não circulativo (CaMV, CoLV, CoMMV e TuMV) serão apresentados quanto à sua classificação, além de aspectos relacionados à biologia (replicação e transmissão) e epidemiologia.

3.5.1 Cauliflower mosaic virus (CaMV): um pararetrovírus de plantas

O CaMV é um vírus pertencente à espécie *Caulimovirus tessellobrassicae*, gênero *Caulimovirus*, família *Caulimoviridae*, ordem *Ortervirales*, classe *Revtraviricetes*, filo *Artverviricota*, reino *Pararnavirae*, domínio *Riboviria* (ICTV, 2023). A família *Caulimoviridae*, atualmente, é composta por 11 gêneros (*Badnavirus*, *Caulimovirus*, *Cavemovirus*, *Dioscovirus*, *Petuvirus*, *Rosadnavirus*, *Ruflodivirus*, *Solendovirus*, *Soymovirus*, *Tungrovirus* e *Vaccinivirus*), que abrigam um total de 105 espécies (TEYCHENEY et al., 2020; ICTV, 2024; <https://talk.ictvonline.org/taxonomy>). No caso do CaMV, as partículas virais possuem morfologia isométrica e não apresentam envelope. O CaMV tem o genoma constituído por uma molécula de DNA de fita dupla (dsDNA) circular (com descontinuidades e pequenas regiões com fitas triplas de DNA) com cerca de 8.000 pares de bases (BAK & EMERSON, 2020; TEYCHENEY et al., 2020).

O CaMV é também classificado como um pararetrovírus (HOHN, 2013; SCHOELZ et al., 2016). Isso se deve à sua replicação, que além de contar com a participação de uma RNA polimerase do hospedeiro, que transcreve RNAs virais no núcleo da célula infectada a partir do

molde de dsDNA viral, tem também uma etapa realizada no citoplasma da célula hospedeira, em áreas denominadas de viroplasma ou “fábricas de vírus” (SCHOELZ; LEISNER, 2017). Essa etapa citoplasmática da replicação é realizada por meio de transcrição reversa, papel desempenhado pela replicase viral (uma transcriptase reversa com atividade de RNase H), ou seja, uma DNA polimerase dependente de RNA, que retrotranscreve o DNA viral utilizando como molde transcritos virais, e que, em seguida, digere parte da molécula do RNA viral utilizado como molde (HAAS et al., 2002). Isso implica um processo único de replicação realizado em distintos compartimentos celulares: núcleo, citoplasma e viroplasma. A replicação do CaMV tem início após a penetração da partícula viral na célula hospedeira, que em seguida sofre perda da CP, e o DNA do vírus migra para o núcleo (o DNA do CaMV é encontrado nos núcleos das células infectadas como um minicromossomo), onde o seu componente genético é transcrito pelos promotores virais P19S e P35S em dois RNAs mensageiros (mRNAs 19S e 35S), os quais são direcionados para o citoplasma. O mRNA 19S codifica a proteína P6, que forma a matriz proteica do viroplasma, onde ocorre a tradução das proteínas virais (HARRIES et al., 2009; ANGEL et al., 2013 ; RODRIGUEZ et al., 2014 ; SCHOELZ et al., 2016; SCHOELZ; LEISNER, 2017; BAK; EMERSON, 2020), enquanto o mRNA 35S codifica outras proteínas virais: (i) P1 (movimento célula a célula); (ii) P2 e P3 (componentes auxiliares relacionados à transmissão por afídeos); (iii) P4 (proteína capsidial, CP); (iv) P5 (transcriptase reversa com atividade de RNase H) (DIXON et al., 1986; WURCH et al., 1990; BAK; EMERSON, 2020).

Algumas estirpes do CaMV são capazes de infectar, experimentalmente, plantas do gênero *Datura* e *Nicotiana* (Solanaceae), mas a gama de hospedeiros, normalmente, se restringe a espécies de Brassicaceae, podendo causar prejuízos de 20 a 50%, especialmente em casos de coinfeções com o TuMV (SHEPHERD, 1981; SUTIC et al., 1999; SPENCE et al., 2007; LI et al., 2019; BAK; EMERSON, 2020). As plantas infectadas podem apresentar uma menor produção de flores e, conseqüentemente, de sementes. Nas folhas, o vírus pode induzir sintomas de clorose, mosaico, clareamento das nervuras e atrofia (SUTIC et al., 1999).

Os afídeos são os principais responsáveis pela dispersão do CaMV no campo. A transmissão é realizada de modo não circulativo, podendo ser não persistente ou semipersistente, ou seja, bimodal (para mais detalhes, ver item 3.2). Experimentalmente, o CaMV pode ser transmitido por inoculação mecânica. Não há relatos ou confirmação da transmissão do vírus por sementes (YASAKA et al., 2014).

No Brasil, relatos da ocorrência de isolados de CaMV foram feitos tanto em brássicas cultivadas [brócolis, couve-flor, couve-de-folha (*B. oleracea*), canola (*B. napus*), couve-chinesa (*B. rapa* ssp. *pekinensis*), goivo (*Matthiola incana*), agrião (*Nasturtium officinale*)], como em brássicas da vegetação espontânea [mostarda-branca (*Sinapsis alba*) e nabiça (*Raphanus sativus*)] (RODRIGUES et al., 2019; KITAJIMA, 2020). Uma atenção especial deve ser dada à nabiça, planta daninha que está frequentemente associada com brássicas cultivadas, atuando como fonte de inóculo (*reservoir*) de isolados do CaMV e do TuMV (RODRIGUES et al., 2019; 2021), além de ser hospedeira para colônias de algumas espécies de afídeos vetores (ver mais adiante nos resultados desta tese). A nabiça, portanto, parece desempenhar um papel muito importante na epidemiologia desses vírus em áreas de cultivos de brássicas em condições subtropicais e tropicais (RODRIGUES et al., 2019). Além da nabiça, nesta tese, outras espécies de brássicas da vegetação espontânea também foram confirmadas (experimentalmente) como hospedeiras potenciais de vírus transmitidos de modo não circulativo, assim como hospedeiras para a manutenção de colônias de afídeos vetores. Além de espécies de brássicas, outras espécies da vegetação espontânea parecem ter papel importante na epidemiologia dos vírus de brássicas, principalmente como hospedeiras de colônias de afídeos (ver mais adiante no item resultados).

3.5.2 Cole latent virus (CoLV) e cole mild mosaic virus (CoMMV): os carlavírus de brássicas

O cole latent virus (CoLV), relatado pela primeira vez no Brasil, em couve-de-folha no Estado de São Paulo (KITAJIMA et al., 1970; BELINTANI; GASPAR, 2003), é classificado, atualmente, como pertencente à espécie *Carlavirus latensbrassicae*, gênero *Carlavirus*, subfamília *Quinvirinae*, família *Betaflexiviridae*, ordem *Tymovirales*, classe *Alsuviricetes*, filo *Kitrinoviricota*, reino *Orthornavirae*, domínio *Riboviria* (ICTV, 2023; SIDDELL et al., 2019; SILVA et al., 2022). A família *Betaflexiviridae* é composta de duas subfamílias e 15 gêneros que, juntos, somam 128 espécies descritas. Somente o gênero *Carlavirus* abriga 74 espécies (ICTV, 2024; <https://talk.ictvonline.org/taxonomy>). O carlavírus cole mild mosaic virus (CoMMV) foi identificado e caracterizado, mais recentemente, pelo grupo do Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia do Instituto Biológico (OLIVEIRA et al., 2022) e, de acordo com os critérios

estabelecidos pelo Comitê Internacional de Taxonomia de Vírus (ICTV) (SILVA et al., 2022), foi incluído como pertencente à espécie *Carlavirus oleraceae*.

O CoLV e o CoMMV possuem partículas alongadas e flexuosas com 610 a 700 nm de comprimento e 12 a 15 nm de diâmetro. O genoma dos carlavírus é constituído por um RNA linear de fita simples e senso positivo (ssRNA+), com tamanho que oscila entre 7,4 e 8,9 Kb, e replicação citoplasmática típica da maioria dos vírus de ssRNA+, que se utilizam de uma RNA polimerase viral (dependente de RNA, RdRp) e da maquinaria de tradução celular (IGORI et al., 2016; ZANARDO et al., 2017). As sequências completas dos genomas de isolados do CoLV e do CoMMV foram obtidas recentemente (OLIVEIRA et al., 2022), o que confirmou uma organização genômica típica dos carlavírus, com um único RNA genômico com 8,3 Kb, poliadenilado no terminal 3'. Possuem seis fases abertas de leitura (ORF): (i) ORF 1, que codifica a replicase viral, uma proteína com 223 kDa que possui domínios de metiltansferase (Mtr), protease do tipo papaína (*papain-like protease*, P-pro), helicase (Hel) e RNA polimerase dependente de RNA (RdRp); (ii) ORF 2, 3 e 4, que formam o triplo bloco gênico (TGB), e codificam as proteínas de movimento (MP) do vírus; (iii) ORF 5, que codifica a capa proteica (CP) do vírus; e (iv) a ORF 6, que codifica uma proteína rica em cisteína, com motivos de ligação a RNA (*RNA binding protein*, RBP), associada à supressão de silenciamento gênico. As ORFs do terminal 3' são traduzidas por dois RNAs subgenômicos (sgRNA) de 1,3 kb e 2,6 kb. O CoLV e o CoMMV, assim como muitos outros carlavírus, induzem inclusões típicas, denominadas “agregados do tipo cabeleira”, no citoplasma das células infectadas (OLIVEIRA et al., 2022).

A transmissão do CoLV e do CoMMV é realizada por afídeos de modo não persistente (durante as picadas de prova), sendo que apenas três espécies (*Brevicoryne brassicae*, *Lipaphis erysimi* e *Myzus persicae*), que ocorrem com frequência em áreas de cultivo de brássicas, foram relatadas como potenciais vetores. Experimentalmente, esses vírus são transmitidos por inoculação mecânica para espécies (e variedades) de brássicas, além de poucas espécies de *Amaranthaceae* e *Solanaceae*. O CoLV e o CoMMV, embora possuam a mesma gama (restrita) de hospedeiros e induzam sintomas similares, isolados de CoMMV, normalmente, causam sintomas mais severos. Em couve-de-folha e couve-flor, o CoLV e o CoMMV podem induzir o clareamento de nervuras e mosaico, sintomas normalmente brandos, quase imperceptíveis. As infecções por esses vírus, nessas hospedeiras, também podem transcorrer sem a indução de qualquer tipo de sintoma (latência) e, conseqüentemente, não causar danos que levem a perdas econômicas.

Nicotiana megalosiphon (Solanaceae) tem sido uma alternativa interessante como hospedeira experimental desses vírus, por expressar sintomas sistêmicos de mosaico e deformação foliar (OLIVEIRA et al., 2022).

As brássicas infectadas por esses carlavírus, frequentemente, não expressam sintomas perceptíveis, propiciando a manutenção da pressão de inóculo no campo, o que favorece uma maior dispersão dos vírus pelos afídeos vetores. Além disso, infecções mistas desses carlavírus com o CaMV e o TuMV têm sido confirmadas em cultivos de brássicas, no Brasil, mas não se sabe se há efeitos sinérgicos ou antagônicos referentes à severidade dos sintomas (RODRIGUES, 2019; OLIVEIRA et al., 2022).

Portanto, é importante ressaltar que embora tenha havido, nos últimos anos, avanços significativos no conhecimento desses fitopatógenos, aspectos epidemiológicos como a transmissão por afídeos e o papel das plantas da vegetação espontânea, bem como a sua importância nos cultivos de brássicas, ainda são desconhecidos para esses carlavírus.

3.5.3 Turnip mosaic virus (TuMV)

O TuMV é classificado, de acordo com o ICTV, como pertencente à espécie *Potyvirus rapae*, gênero *Potyvirus*, família *Potyviridae*, ordem *Patatavirales*, classe *Stelpaviricetes*, filo *Pisuviricota*, reino *Orthornavirae*, domínio *Riboviria*. A família *Potyviridae* é composta de 249 espécies, distribuídas em 12 gêneros: *Arepavirus*, *Bevemovirus*, *Brambyvirus*, *Bymovirus*, *Celavirus*, *Ipomovirus*, *Macluravirus*, *Poacevirus*, *Potyvirus*, *Roymovirus*, *Rymovirus*, *Tritimovirus* (ICTV, 2024; <https://talk.ictvonline.org/taxonomy>). O TuMV, assim como os demais membros da família *Potyviridae*, possui genoma constituído por um ssRNA+, com cerca de 10 Kb, com o terminal 5' ligado covalentemente a uma proteína viral (VPg) e o terminal 3' poliadenilado. As partículas do TuMV são alongadas e fluxuosas, com 700 a 900 nm de comprimento e 11 a 15 nm de diâmetro. O RNA genômico possui uma ORF maior, flanqueada por duas regiões não traduzidas, que codifica uma poliproteína (345 kDa), a qual é clivada, dando origem às proteínas virais (P1, HC-Pro, P3, 6K1, CI, 6K2, VPg, Pro, NIb e CP). Além da ORF maior, há uma ORF menor, que codifica uma proteína (P3N-PIPO) de 25 kDa. A replicação ocorre exclusivamente no citoplasma das células infectadas, em vesículas do retículo endoplasmático. O TuMV, assim como outros potyvírus, induz alterações intracelulares características observadas somente ao microscópio

eletrônico de transmissão, como a formação de inclusões do tipo cata-ventos, agregados laminares e túbulos no citoplasma das células infectadas (GADHAVE et al., 2020; GIBBS et al., 2020; RODRIGUES et al., 2021; NELLIST et al., 2022).

Ao contrário do CaMV, do CoLV e do CoMMV, o TuMV possui uma ampla gama de hospedeiras, sendo relatado em mais de 300 espécies de plantas pertencentes a 43 famílias, incluindo Amaranthaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Cucurbitaceae, Fabaceae, Orchidaceae e Solanaceae (TOMLINSON, 1970; WALSH et al., 2002; ZHENG et al., 2017; NELLIST et al., 2022). O TuMV, além do hedge mustard mosaic virus (HMMV), são os únicos potyvírus que infectam brássicas (TSARMPOPOULOS et al., 2022). O TuMV possui um amplo espectro de hospedeiras, incluindo Brassicaceae cultivadas e invasoras, sendo considerado um fitopatógeno economicamente importante, principalmente em países do hemisfério Norte (HU et al., 2019; NELLIST et al., 2022). No Brasil, perdas de mais de 60% da produção, devido a infecções pelo TuMV, foram observadas em couve-chinesa, no Estado de São Paulo, com sintomas severos de mosaico, deformação foliar e pontos necróticos (RODRIGUES et al., 2015). Em cultivos comerciais de raiz-forte, também no Estado de São Paulo, além da indução de anéis cloróticos e mosaico foliar, o TuMV tem sido responsável pela redução do sistema radicular que, indiretamente, interfere no volume de matéria-prima necessária para a extração de peroxidase em escala industrial (EIRAS et al., 2007).

Os sintomas foliares mais comuns induzidos pelo TuMV, em brássicas, são: clareamento de nervuras, mosaico, bolhas, mosaico acompanhando as nervuras (*vein banding*), distorção, manchas, anéis e pontos cloróticos e necróticos. O vírus pode comprometer a formação da cabeça em plantas de repolho, além de redução do tamanho das inflorescências em brócolis e couve-flor. Pode interferir diretamente na concentração de antocianina das pétalas, induzindo quebra de coloração, estrias e manchas nas flores. Isolados severos podem induzir nanismo, necrose, má formação do meristema e, ocasionalmente, a morte da planta. O TuMV pode induzir descoloração e necrose de raízes, levando a planta à morte. Muitas vezes, porém, as infecções transcorrem de maneira assintomática, o que pode facilitar a manutenção e dispersão do vírus nos campos de produção, principalmente devido ao papel dos afídeos vetores (RODRIGUES et al., 2021; NELLIST et al., 2022).

No campo, a transmissão do TuMV pode ser realizada por mais de 80 espécies de afídeos de modo não persistente. Porém, o controle da dispersão do vírus dirigido ao vetor é

ineficaz, uma vez que a aquisição e a transmissão das partículas virais ocorrem em períodos curtos, antes que o efeito do princípio ativo do inseticida surta efeito (SEVIK, 2016). Soma-se a esse fato a ampla gama de hospedeiras do vírus e o grande número de espécies de afídeos vetores (HUGHES et al., 2002).

Análises filogenéticas sugerem que o TuMV divergiu, há cerca de um milênio, de um vírus de orquídeas selvagens europeias (OHSHIMA et al., 2002; NGUYEN et al., 2013; YASAKA et al., 2017; GIBBS et al., 2020). Posteriormente, disseminou-se para espécies de brássicas selvagens e cultivadas do Mediterrâneo e para outras regiões do planeta (NGUYEN et al., 2013; YASAKA et al., 2017). Mais recentemente, análises filogenéticas e históricas sugerem que o TuMV se disseminou de oeste para leste da Eurásia, por volta do século 17, seguindo a rota da seda (KAWAKUBO et al., 2021). Da Europa, o TuMV seguiu para a Ásia Menor, Leste Asiático, Oceania e Américas (TOMIMURA et al., 2004; TOMITAKA; OHSHIMA, 2006; TOMITAKA et al., 2007; KORKMAZ et al., 2008; YASAKA et al., 2015 e 2017; KAWAKUBO et al., 2021).

O primeiro relato da ocorrência do TuMV foi feito na França, em 1862, causando sintomas de quebra da coloração das flores de goivo (*Matthiola incana*, Brassicaceae), sendo que, entre as décadas de 1920 e 1940, houve um grande número de relatos do TuMV em diversas partes do mundo (JENNER et al., 2002). No Brasil, o TuMV foi relatado pela primeira vez, no início da década de 1970, em plantações comerciais de couve-de-folha no Estado de São Paulo (COSTA et al., 1972). Atualmente, esse vírus tem uma distribuição mundial, em regiões de clima temperado, subtropical e tropical (RODRIGUES et al., 2021; NELLIST et al., 2022).

Posteriormente, outros relatos do TuMV foram feitos em brássicas cultivadas e da vegetação espontânea em regiões produtoras dos Estados de São Paulo, Minas Gerais, Espírito Santo, Rio de Janeiro, Paraná e Distrito Federal (COSTA et al., 1972; DE ÁVILA et al., 1980; KITAJIMA et al., 1984; LIMA et al., 1984; COLARICCIO et al., 2000; BOARI et al., 2002; COSTA et al., 2010; RODRIGUES et al., 2021). Além dos relatos em brássicas, a ocorrência do TuMV foi relatada em outras hortaliças de importância econômica: alface (*Lactuca sativa*, Asteraceae) (RIBEIRO-JUNIOR et al., 2018a), acelga (*Beta vulgaris*, Amaranthaceae) (RIBEIRO-JUNIOR et al., 2018b) e espinafre (*Spinacia oleracea*, Aizoaceae) (LIMA et al., 1984).

Os isolados de TuMV, devido à elevada variabilidade genética, são classificados em 12 patotipos, de acordo com as reações de linhagens de *B. napus* (Rape S6, Rape R4, Swede 165 e

Swede S1), que possuem diferentes genes de resistência para cada patotipo, quando inoculadas mecanicamente com diferentes isolados do vírus (JENNER & WALSH, 1996). Com essa classificação, observou-se que 78% dos isolados de TuMV, que ocorriam no mundo, pertenciam aos patotipos 1, 3 ou 4. No Brasil, constatou-se a ocorrência exclusiva do patotipo 1 (RODRIGUES et al., 2021). Os isolados de TuMV também têm sido agrupados em linhagens filogenéticas: basal-B (subgrupos basal-B1 e basal-B2), basal-BR, Asian-BR, world-B (subgrupos world-B1, world-B2 e world-B3), Iranian (subgrupos Iranian-1 e Iranian-2) e OM (YASAKA et al., 2017). Com base nessa classificação, verificou-se que os isolados brasileiros de TuMV se agruparam nos clados world-B (subgrupos world-B2 e world-B3) e basal-BR, sendo que neste último houve a formação um clado composto exclusivamente de isolados brasileiros (*Brazilian subgroup*) (RODRIGUES et al., 2021). Mais recentemente, um novo potyvírus, HMMV, fortemente relacionado com o TuMV, foi identificado em mostarda (*Sisymbrium officinale*) e nabiça (*Raphanus sativus*) na França (TSARMPOPOULOS et al., 2022), o que levantou novas questões acerca dos aspectos evolutivos do TuMV, sugerindo possíveis alternativas para a transição do estilo de vida ancestral, adaptado às monocotiledôneas, para um estilo de vida atual, adaptado às Brassicaceae.

3.5.4 Turnip yellows virus: um desafio novo para os cultivos de brássicas no Brasil

Recentemente, no Brasil, isolados do turnip yellows virus (TuYV) foram identificados em áreas de cultivo de repolho nos Estados do Paraná e São Paulo (GREER et al., 2021). O TuYV pertence à espécie *Polerovirus TUYV*, gênero *Polerovirus*, família *Solemoviridae*, ordem *Sobelivirales*, classe *Pisoniviricetes*, filo *Pisuviricota*, reino *Orthornavirae*, domínio *Riboviria* (<https://talk.ictvonline.org/>). Possui partículas isométricas com cerca de 25 nm de diâmetro, e genoma constituído por uma molécula de ssRNA+ com cerca de 5,5 Kb. Seu genoma possui seis ORFs, que traduzem as proteínas virais: P0, associada à supressão de silenciamento de RNA; P1 e P2, associadas à replicação; P3a, responsável pelo movimento sistêmico; P3, proteína principal da cápside viral, requerida para a infecção, movimento e transmissão por afídeos; P4, proteína de movimento; P5, proteína menor da cápside (relacionada à indução de sintomas); e P6, proteína de função desconhecida.

As partículas do TuYV ficam restritas às células do floema, e sua transmissão é realizada por afídeos de modo circulativo não propagativo, ou seja, o vírus circula, mas não se

replica no corpo do vetor (FILARDO et al., 2021). Diversas espécies de afídeos já foram descritas como vetores do TuYV, sendo *Myzus persicae* considerada a espécie mais importante com eficiência de transmissão que pode ultrapassar os 70%. O vírus não é transmitido mecanicamente e tampouco através das sementes (CONGDON et al., 2019). Na Europa, há relatos do TuYV causando quebras de produção de mais de 46% em plantações de canola e mais de 65% em outras espécies e variedades de brássicas olerícolas, principalmente brócolis, couve-flor e repolho. Neste último, além de induzir sintomas foliares, o TuYV foi responsável por reduções de 15 a 20% do peso médio da cabeça (WALSH et al., 2011). No Brasil, devido à detecção recente da ocorrência do TuYV, ainda não é possível mensurar o seu potencial em causar danos e consequentes perdas econômicas em cultivos de brássicas (GREER et al., 2021).

3.6 ORIGEM, CARACTERÍSTICAS GERAIS E IMPORTÂNCIA ECONÔMICA DAS PRINCIPAIS ESPÉCIES DE BRÁSSICAS OLERÍCOLAS

O termo “olericultura” é originário do latim (*olus* = hortaliça; *colere* = cultivar) e se refere ao cultivo de espécies vegetais que apresentam consistência herbácea, geralmente de ciclo curto, que necessitam de tratamentos culturais intensivos, e cujas partes comestíveis são utilizadas diretamente na alimentação humana sem exigir industrialização prévia (BARBIERI & STUMPF, 2008). Atualmente, as espécies olerícolas e suas respectivas cultivares e variedades seguem as diretrizes preconizadas pelo sistema agrícola moderno, que prioriza: (i) a conservação da agrobiodiversidade; (ii) a manutenção da qualidade dos alimentos, preservando suas fontes de fibras, vitaminas, sais minerais e antioxidantes, essenciais para a prevenção da subnutrição e de doenças crônicas. Por ser uma fonte de alimento com alta qualidade biológica e relativamente barata, o consumo de olerícolas tem aumentado e, conseqüentemente, elevando o valor do produto final. Além disso, em função da demanda crescente por esses produtos, e com a possibilidade de ciclos sucessivos de cultivos, o abastecimento do mercado nacional é garantido durante todo o ano, gerando uma maior rentabilidade e retorno financeiro mais rápido para os produtores, mesmo em pequenas áreas (HALBERSTADT, 2017).

No Brasil, em um levantamento concluído em 2018 e realizado em 24 áreas de cultivo de frutíferas e olerícolas, constatou-se que a produção média de uma propriedade foi de 30 a 80 toneladas de alimento/ha/ano, com a participação de cerca de 3,3 milhões de produtores que

geraram 13 milhões de empregos diretos (ANUÁRIO BRASILEIRO DE HORTI&FRUTI, 2019). De acordo com esse levantamento, considerando-se as inúmeras cadeias produtivas e seus diversos elos, os segmentos das frutíferas e olerícolas movimentaram, respectivamente, cifras superiores a R\$ 40 e 60 bilhões/ano. Somente a cadeia de produção de olerícolas proporcionou a criação de cerca de 7 milhões de empregos (CENÁRIO HORTIFRUTI BRASIL, 2018). Para otimizar a produção e a competitividade do setor, investimentos em infraestrutura e tecnologia devem ser constantes, pois o cultivo de olerícolas depende de tratamentos culturais intensivos, que demandam mão de obra durante todo o ciclo de produção. Essa dependência de mão de obra constante está também diretamente relacionada à influência das condições ambientais no desenvolvimento das culturas e no manejo e controle de fitopatógenos e pragas (HALBERSTADT, 2017).

Dentre os segmentos da agricultura, as olerícolas estão, provavelmente, entre as mais vulneráveis à ação de fatores bióticos (fitopatógenos e pragas), especialmente quando submetidas a condições de temperatura e umidade desfavoráveis, o que, invariavelmente, leva à obtenção de um produto (bulbos, tubérculos, ramas, folhas, flores e frutos) de menor qualidade (tamanho, peso e coloração inadequada) e menor vida de prateleira (*shelf life*). Para os produtores, além do reflexo no volume e qualidade do produto comercializado, os valores de venda para o mercado também podem ser afetados (OLIVEIRA, 2018).

O segmento das olerícolas é composto, principalmente, de espécies cultivadas das famílias Alliaceae (alho, cebola), Amaranthaceae (beterraba, acelga), Apiaceae (cenoura, coentro, salsa), Asteraceae (alface, escarola), Brassicaceae (brócolis, couve-de-folha, couve-flor, rabanete, repolho, rúcula), Cucurbitaceae (abóbora, abobrinha-de-moita, melancia, melão) e Solanaceae (batata, berinjela, jiló, pimenta, pimentão, tomate) (FILGUEIRA, 2008). Brassicaceae, objeto desta tese, abrange o maior número de espécies cultivadas de importância econômica, englobando olerícolas alimentícias, oleaginosas, ornamentais, além de espécies (*Raphanus* spp.) que são utilizadas como adubação verde e para melhoria da estrutura do solo (MELO et al., 2019; JABEEN, 2020).

No Brasil, as brássicas (denominação genérica às espécies de Brassicaceae) ocupam destaque na olericultura do centro-sul brasileiro (FILGUEIRA, 2013), principalmente na economia do Sul de Minas Gerais, cinturão-verde de São Paulo e região metropolitana de Curitiba (MELO et al., 2017; 2019). O Estado de São Paulo é um dos principais produtores de brássicas olerícolas do Brasil, com destaque para *Brassica oleracea* [variedades *acephala* (couve-de-folha), *botrytis*

(couve-flor), *capitata* (repolho) e *italica* (brócolis)] e *Brassica rapa subsp. pekinensis* (couve-chinesa). As áreas de maior produção, no Estado de São Paulo, estão concentradas nos municípios de Mogi das Cruzes, Biritiba Mirim, Sorocaba, Itapetininga, Itapeva, Campinas, Jaboticabal, São João da Boa Vista, Catanduva e Araçatuba (MELO et al., 2017; 2019).

O cultivo das brássicas também desempenha uma função social relevante, principalmente para pequenos produtores, incluindo a agricultura familiar e a agricultura urbana e periurbana, uma vez que demanda áreas pequenas de cultivo e um menor investimento inicial, gerando empregos diretos devido à necessidade de mão de obra intensiva, desde a introdução da cultura no campo, nos tratos culturais, na colheita, até à industrialização, seja na produção de produtos minimamente processados/higienizados ou congelados (VILELA & HENZ, 2000; MACHADO & MACHADO, 2002; AGRIANUAL, 2017). Entretanto, os produtores enfrentam dificuldades devido à competitividade, escoamento da produção, manutenção das características agronômicas, além da qualidade fitossanitária necessária para atender às demandas dos novos canais de comercialização, uma vez que há poucas alternativas de manejo e controle de pragas e doenças de brássicas, além de poucos agroquímicos (fungicidas e inseticidas) certificados para olerícolas disponíveis no mercado (MELO et al., 2019).

3.6.1 Brássicas: características gerais e origem

Brassicaceae (ex Cruciferae) é composta de aproximadamente 400 gêneros e mais de 4000 espécies (MELO et al., 2019). No Brasil, as brássicas possuem distribuição cosmopolita e são representadas por sete gêneros nativos e 18 gêneros introduzidos (SOUZA & LORENZI, 2019). A maioria das espécies possui porte herbáceo com ciclos anuais ou bianuais (CENTENO et al., 2015). Possuem caule ereto; folhas alternadas simples ou compostas, grossas, mas não carnudas; flores hermafroditas com pétalas em formato de cruz, sépalas eretas e corola composta de quatro pétalas unguiculadas (forma de unha), seis estames, ovário súpero sobre um ginóforo com dois carpelos. As flores se agrupam em inflorescências formando cachos ou corimbo e após a polinização originam frutos denominados síliqua (SOUZA & LORENZI, 2019; CHENG; WU; WANG et al., 2014).

Há séculos, as brássicas são fontes de alimento, fornecendo raízes, folhas e flores para o consumo humano e animal, sementes para fins industriais como a extração de óleo e raíz

para a obtenção de peroxidase, bem como cobertura para adubação e reestruturação de solos degradados (SHYAM et al. 2012).

Brassicaceae tem como centro de origem a costa norte do Mediterrâneo e Ásia (FILGUEIRA, 2008). Mabry et al. (2021), analisando sequências de RNA de 14 cultivares e nove espécies selvagens de brássicas, concluíram que *Brassica cretica*, endêmica do mar Egeu (Região do Mediterrâneo Oriental), é o ancestral vivo mais próximo das variedades atuais de *B. oleracea* cultivadas. De acordo com Snogerup et al. (1990) e Song et al. (1990), *B. cretica* teria sido introduzida em outras regiões do planeta de forma espontânea. Atualmente, essa espécie ancestral de *B. oleracea* ainda ocorre na costa oeste da Turquia, de onde foi difundida para outras regiões do mundo a partir do comércio praticado pelas primeiras civilizações mediterrâneas (DIXON, 2006). Snogerup et al. (1990) acreditavam que populações selvagens de *B. oleracea*, existentes na Inglaterra, constituíam a base das cultivares modernas. Entretanto, hipóteses mais recentes sugerem que linhagens de *B. cretica* foram cruciais no surgimento e domesticação das variedades de *B. oleracea* e que, por sua vez, podem ser revertidas para o estado selvagem (MABRY et al., 2021).

3.6.2 Importância econômica e social das brássicas

Atualmente, as brássicas fornecem a maior diversidade de HF produzidas pelo homem, sendo a maioria derivada do gênero *Brassica* (MELO et al., 2019). Além de ricas em fibras, as brássicas são fontes de minerais como cálcio, ferro, fósforo, além de vitaminas A e C, e possuem teores baixos de gorduras, colesterol, sódio e calorias (FILGUEIRA, 2008; RESENDE et al., 2011). O rendimento elevado em áreas pequenas e o rápido retorno financeiro contribuíram para o crescimento exponencial dessas olerícolas nas últimas décadas (MELO et al., 2017; 2019). Observou-se que, somente em 2019, a produção mundial de variedades de *Brassica oleracea* superou os 70 milhões de toneladas (MABRY et al., 2021). As brássicas também se destacam na olericultura do Brasil, sendo produzidas principalmente na região centro-sul (FILGUEIRA, 2013). Segundo a edição 2024 do Anuário Brasileiro do Horti & Fruti, a produção de repolho no Estado de São Paulo em 2023 foi de cerca de 175.500 toneladas, gerando mais de US\$ 99 milhões em receita bruta. As regiões sul de Minas Gerais, o cinturão verde da cidade de São Paulo e a região metropolitana de Curitiba destacam-se com as maiores áreas cultivadas e produção de brássicas (MELO et al., 2019).

As variedades de *Brassica oleracea*, *capitata* (repolho), *italica* (couve-brócolo), *botrytis* (couve-flor), *acephala* (couve-de-folha e couve-manteiga), *gemmifera* (couve-de-bruxelas), *tronchuda* (couve-tronchuda) e *gongylodes* (couve-rábano), são as mais produzidas e consumidas no Brasil (MELO et al., 2019). Além de *B. oleracea*, também merecem destaque: *B. rapa* ssp. *pekinensis* (couve-chinesa), *B. rapa* (nabo), *B. juncea* (mostarda-de-folha), *Raphanus sativus* (rabanete e rábano), *Eruca sativa* (rúcula) e *Nasturtium officinale* (agrião) (MELO et al., 2017).

Apesar das brássicas terem sido introduzidas no Brasil durante o período da colonização portuguesa, por volta do ano de 1530 (MADEIRA et al., 2008), o seu cultivo somente passou a ter importância econômica a partir do início do século XIX, com a chegada de imigrantes japoneses e de outros países europeus, que substituíram a mão de obra escrava nas lavouras de café (NASS, 2001; SATO et al., 2008).

No Estado de São Paulo, os municípios que se destacam na produção de brássicas são Mogi das Cruzes, Bragança Paulista, Biritiba Mirim, Campinas e Sorocaba. Em 2018, cultivos de brócolis ocuparam uma área de 840 ha, em Mogi das Cruzes, 591 ha em Bragança Paulista e 160 ha em Itapeva (IEA-SP, 2019). No caso da couve-flor, liderando a produção estadual, estão os municípios de Sorocaba com uma área cultivada de 771 ha, Bragança Paulista com 602 ha, Itapeva com 520 ha, Mogi das Cruzes com 435 ha e Campinas com 242 ha (IEA-SP, 2019). Com relação à produção de repolho no Estado de São Paulo, Sorocaba lidera com 5.092 ha, seguida por Mogi das Cruzes com 899 ha, Itapeva com 670 ha e São João da Boa Vista com 426 ha (MELO et al., 2019).

O setor responsável pela produção de brássicas é heterogêneo, abrangendo desde grandes agroindústrias até o seguimento *minor crops*, também denominado de “Culturas com Suporte Fitossanitário Insuficiente”, CSFI, que se caracteriza por ocupar áreas de produção restritas quando comparadas às grandes culturas, como soja e milho (BRASIL, 2015). As CSFIs se adequam principalmente à produção dos HF devido ao número reduzido de defensivos agrícolas específicos registrados para esse segmento, fato que leva os produtores a enfrentar grandes dificuldades na condução de suas lavouras (ANDAV, 2019). Fato recorrente diante do pouco interesse das empresas agroquímicas em regulamentar produtos destinados à produção de HF, devido ao alto custo do processo de registro (BRASIL, 2015). Porém, é importante destacar que o setor de HF não é constituído somente por culturas irrelevantes ou exóticas, mas sim por campeãs de consumo,

como abobrinha, abóbora, alface, berinjela, brócolis, couve-flor, couve-manteiga, escarola, melancia, melão, repolho, entre outras, além de espécies de frutíferas que estão presentes diariamente na mesa da família brasileira (ANUÁRIO BRASILEIRO DE HORTI&FRUTI, 2020). Esses alimentos são produzidos em muitas propriedades rurais caracterizadas como agricultura familiar que, de acordo com a Organização das Nações Unidas (ONU), é constituído por mais de 500 milhões de propriedades agrícolas distribuídas pelo mundo (BRASIL, 2015; ANDAV, 2019; SOUZA, 2019).

Levantamentos realizados pelo Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) revelaram que, no Brasil, há cerca de 5,1 milhões de estabelecimentos agropecuários, sendo que 4,3 milhões são classificados como pertencentes à agricultura familiar, o que representa 84% do total das propriedades rurais produtivas. De acordo com o Ministério de Desenvolvimento Agrário (MDA), a produção agrícola familiar ocupa uma área de cerca de 80,2 milhões de hectares, o que representa 24,3% do total dos estabelecimentos agropecuários do país, e contribui com 33% do Produto Interno Bruto (PIB) do setor agropecuário brasileiro, sendo responsável por 74% da força de mão-de-obra no campo (SOUZA, 2019). Entretanto, no Brasil, ainda há uma interpretação equivocada referente à agricultura familiar e sua inserção no setor agropecuário, sendo que uma parcela da classe política, de pesquisadores e professores universitários imputam ao setor um conceito e viés ideológico que condicionam o preconceito. Não raro, a agricultura familiar é denominada como sinônimo de agricultura de subsistência, ineficiente, de baixa tecnologia, pouco lucrativa e não inserida no “mercado capitalista” (SOUZA, 2019). Apesar das dificuldades, a produção de brássicas desempenha uma função social importante, uma vez que necessita de áreas pequenas para a produção, baixos investimentos para que o produtor inicie a atividade e permite a criação de novos postos de trabalho, pois necessita de intensa mão de obra desde a semeadura até a colheita (VILELA & HENZ, 2000).

Não há cultivares comerciais com resistência durável aos principais vírus que infectam brássicas. Acredita-se, pelo menos para o TuMV, que a estratégia mais indicada para o controle genético do vírus seja por meio da introgressão do gene recessivo de resistência de amplo espectro *retr01* em cultivares de brássicas (NELLIST et al., 2022). Porém, enquanto a resistência genética não é incorporada, outras estratégias de manejo e controle devem continuar a ser investigadas, visando à manutenção da qualidade e do rendimento da produção das brássicas, de modo inteligente e sustentável (PALUKAITIS & KIM, 2021).

Nos Estados Unidos, em um estudo recente, os autores sugeriram que os agricultores monitorem as cercas vivas em busca de plantas com sintomas de TuMV, principalmente em uma espécie selvagem (*Hesperis matronalis*), o que pode funcionar como um alerta precoce da prevalência de TuMV, especialmente em áreas com cobertura vegetal constituída predominantemente de plantas suscetíveis (LOMBARDI et al., 2023). É interessante observar que os autores não indicaram a remoção imediata de plantas de *H. matronalis*, a fim de não gerar um impacto ainda maior, com a invasão de outras espécies de plantas daninhas, como observado por Pavlovic et al. (2009). Em resumo, nesses trabalhos, fica clara a necessidade de monitoramento constante das áreas e paisagens agrícolas (PLANTEGENEST et al., 2007), com avaliações periódicas da prevalência do(s) patógeno(s) tanto nas hospedeiras cultivadas quanto nas silvestres e daninhas, associando a presença do vírus com os efeitos nos danos às plantas e consequentes perdas de rendimento das culturas. Evidentemente, no caso das viroses de brássicas, em função de se tratar de vírus transmitidos por afídeos, o monitoramento das populações desses insetos e de suas hospedeiras é tão importante quanto o monitoramento das populações dos vírus (CHAVES et al., 2023).

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 LOCALIZAÇÃO DAS ÁREAS DE ESTUDO

As áreas monitoradas, no período de 2019 a 2021, visando obter informações sobre o perfil da afidofauna em cultivos intensivos de brássicas foram estabelecidas em duas propriedades localizadas nos municípios de Biritiba Mirim ($23^{\circ} 34' 22''$ S/ $46^{\circ} 02' 20''$ O, Alt. 780m) e Ibiúna ($23^{\circ} 39' 21''$ S/ $47^{\circ} 13' 22''$ O, Alt. 1.150m). Esses municípios fazem parte da Reserva da Biosfera da Cidade de São Paulo que compreende a Bacia do Alto Rio Tietê, constituída por trinta e cinco municípios, onze deles integrantes do Cinturão Verde de São Paulo (Figura 8). Os municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna foram elencados para o referido estudo por estarem localizados nos extremos sul e norte da Bacia do Alto Rio Tietê, fato que, bioecologicamente, permitiu obter uma visão regionalizada da afidofauna e de sua importância na manutenção e dispersão dos vírus que infectam brássicas no principal centro de produção de olerícolas folhosas do Estado de São Paulo.



Figura 8 – Localização geográfica dos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna onde foram realizados os monitoramentos da afidofauna em áreas de produção intensiva de brássicas olerícolas

Fonte: o autor.

4.2 CARACTERIZAÇÃO DAS ÁREAS DE ESTUDO

Historicamente, a propriedade monitorada em Biritiba Mirim se caracteriza pela diversidade na produção de olerícolas, com foco no segmento das folhosas como alface das variedades crespa, lisa e americana (*Lactuca sativa* L.); almeirão e chicória (*Cichorium intybus* L.); espécies, subespécies e variedades de brássicas [agrião (*Nasturtium officinale* W.T. Aiton), couve-manteiga (*Brassica oleracea* L. var. *acephala*), couve-flor (*Brassica oleracea* L. var. *botrytis*), couve-chinesa (*Brassica rapa* L. ssp. *pekinensis*) e rúcula (*Eruca vesicaria* L.)]; cebolinha (*Allium fistulosum* L.); coentro (*Coriandrum sativum* L.) e salsa (*Petroselinum crispum* (Mill.) Nyman ex A.W. Hill). Por sua vez, a propriedade localizada em Ibiúna se concentra no cultivo de brócolis, com área restrita destinada a produção de repolho (*B. oleracea* L. var. *capitata*).

De acordo com Peixoto (2010), os municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna possuem características distintas quanto às suas estruturas ecológicas, topográficas e de pedogênese (formação do solo). A área de cultivo de brássicas, monitorada em Biritiba Mirim, encontra-se em uma várzea típica do Rio Tietê com características singulares da região do Planalto Paulista, apresentando solo orgânico turfoso cercado por abundantes fragmentos com alto grau de preservação da vegetação nativa (Mata Atlântica) (Figura 9: A, B, C). Por sua vez, a área de cultivo monitorada no município de Ibiúna possui topografia extremamente variável e normalmente ondulada, acidentada e montanhosa, com declividade superior a 12% devido à sua localização próxima às encostas da Serra de Paranapiacaba, predominância de latossolo vermelho amarelo e podzolizado com cascalho, característica que obriga as áreas de cultivo se estabelecerem em encostas e meia encostas (Figura 9: D, E).

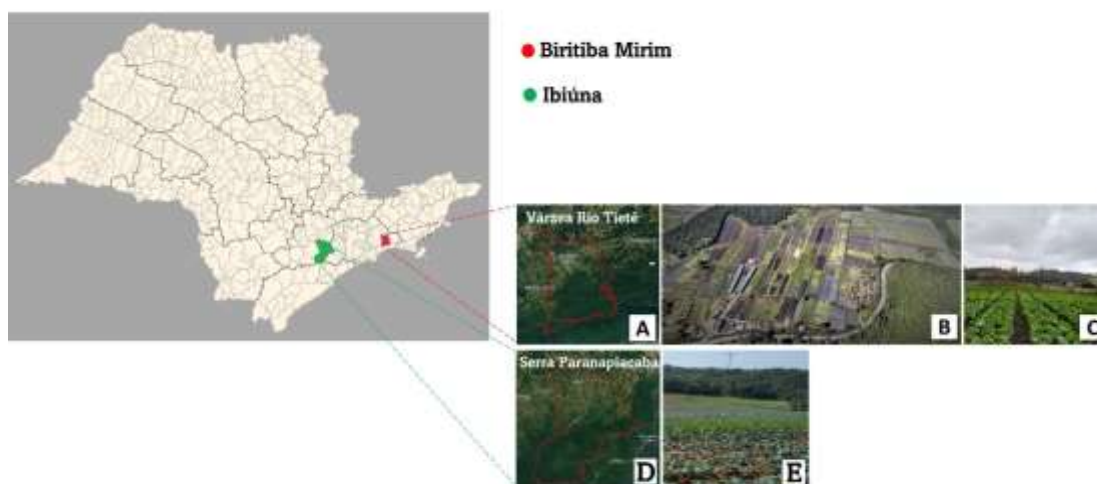


Figura 9 – (A) Imagem obtida via satélite referente à característica topográfica do município de Biritiba Mirim, (B) Imagem aérea da propriedade monitorada em Biritiba Mirim, localizada nas margens do Rio Tietê, (C) Imagem panorâmica da propriedade monitorada em Biritiba Mirim, (D) Imagem obtida via satélite referente à característica topográfica do município de Ibiúna, (E) Imagem panorâmica da propriedade monitorada em Ibiúna

Fonte: o autor.

4.3 AMOSTRAGENS VEGETAIS

Respeitando as características de produção das propriedades, em Biritiba Mirim foi monitorado o cultivo de couve-chinesa (*Brassica rapa* ssp. *pekinensis*) e em Ibiúna o cultivo de brócolis (*Brassica oleracea* var. *italica*), ambas espécies relatadas como suscetíveis aos vírus que acometem brássicas.

Visando obter uma amostragem representativa das espécies de brássicas cultivadas (n), para posterior detecção, identificação e estimativa da porcentagem da infecção viral no campo, utilizou-se a metodologia proposta por Cassino et al. (1983) e adaptada por Cassino & Rodrigues (2004).

$$n = \sqrt{x/2}$$

Onde: x é o número total de plantas da área monitorada.

Uma área de 100 m², subdividida em quatro quadrantes (A, B, C, D), foi previamente demarcada com estacas em glebas com canteiros contendo mudas recém-transplantadas e em estágio de desenvolvimento de quatro folhas definitivas. Os monitoramentos foram conduzidos durante o período da alta estação do verão, outono, inverno e primavera dos anos de

2019, 2020 e 2021. As amostragens foliares foram realizadas quinzenalmente, respeitando o período entre a introdução das mudas no campo até a colheita (aproximadamente 45 dias).

O levantamento das espécies de plantas invasoras, com potencial para atuar como reservatórios dos vírus que infectam brássicas, foi realizado elegendo uma das margens da gleba monitora, delimitando um transecto linear fixo de 100 m de extensão/ 2 m de largura (linha imaginária traçada em um terreno, na qual é contabilizada organismos ou fenômenos estudados com finalidade científica). As amostragens nos transectos lineares fixos foram realizadas de forma aleatória, considerando a ausência ou a presença de sintomas característicos aos induzidos por vírus. Posteriormente, visando à detecção do CaMV, CoLV/CoMMV e TuMV, as amostras foliares foram conduzidas para o Laboratório de Fitovirologia e Fisiopatologia do Instituto Biológico (LFF/IB) para análises sorológicas (*Enzyme-Linked Immunosorbent Assay* - ELISA).

4.4 DETECÇÃO E IDENTIFICAÇÃO SOROLÓGICA E MOLECULAR DOS VÍRUS

A identidade dos vírus presentes nas amostras provenientes dos campos monitorados foi determinada utilizando a teste sorológico imunoenzimático denominado ELISA (*Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay*). As análises foram realizadas utilizando, como suporte físico, placas de microtitulação constituídas por noventa e seis orifícios e confeccionadas em poliestireno que possui afinidade para adsorção de macromoléculas como proteínas e anticorpo.

A detecção do CaMV foi realizada por ELISA direto tipo sanduíche duplo (*Double Antibody Sandwich - Enzyme-Linked Immunosorbent Assay* - “DAS-ELISA”) utilizando kit comercial e seguindo protocolo fornecido pelo fabricante (AGDIA®). O procedimento de sensibilização da placa de microtitulação, para reconhecimento ou não da formação do complexo antígeno (Ag)/anticorpo (Ac), foi realizado em três etapas, seguindo a ordem de aplicação: Ac de captura/Ag (amostra)/Ac conjugado a enzima peroxidase. A confirmação do reconhecimento do complexo Ag/Ac, caso as amostras estivessem infectadas pelo vírus-alvo (CaMV) foi visualizada com a aplicação do substrato cromogênico azino-etilbenti azoline sulfonado, que promoveu a degradação da enzima peroxidase, induzindo a expressão da coloração azul. Por sua vez, as amostras negativas permaneceram incolores. As leituras da intensidade da coloração azul foram realizadas em espectrofotômetro (Leitor de Microplaca de ELISA), com filtro adequado para o comprimento de onda de 650 nm (absorbância). De acordo com o protocolo fornecido pelo

fabricante dos Ac, foram consideradas positivas quaisquer amostras cujas leituras de absorvância excederam duas vezes a leitura obtida para a amostra sadia (controle negativo).

As detecções do CoLV e TuMV foram realizadas empregando ELISA indireto, cujo reconhecimento do complexo Ag/Ac também foi obtido a partir da execução de três etapas de aplicação para a sensibilização da microplaca de titulação: Ag (amostra)/Ac de captura/Ac conjugado a uma enzima específica (ALMEIDA & LIMA, 2001). O Ac-CoLV/CoMMV foi gentilmente cedido pelo Prof. Elliot W. Kitajima (ESALQ-USP), e o Ac-TuMV foi cedido pelo Prof. John A. Walsh (Universidade de Warwick, Reino Unido). Tanto o Ac-CoLV/CoMM, quanto o Ac-TuMV foram produzidos a partir da imunização de coelhos com preparações purificadas dos vírus-alvo, e utilizados para a realização dos testes, na diluição 1 µl/2.000 µl. Para detecção da formação do complexo Ag/Ac foi utilizado um Ac-anti coelho conjugando a enzima Fosfatase Alcalina (Sigma®/diluição 1 µl/30.000 µl), produzido a partir de uma espécie animal diferente daquela que originou o Ac contra o vírus. Para a confirmação e visualização do reconhecimento do complexo Ag/Ac, caso as amostras estivessem infectadas pelos vírus alvo, foi aplicado o substrato cromogênico 4 - p Nitrofenil Fosfato Dissódico (Sigma®/diluição 1mg/1ml) que promoveu a degradação da enzima Fosfatase Alcalina induzindo a expressão da coloração amarela. Por sua vez, as amostras negativas permaneceram incolores. As leituras da intensidade de coloração amarela foram realizadas em espectrofotômetro (Leitor de Microplaca de ELISA) com filtro adequado para o comprimento de onda de 405 nm (absorvância). Foram consideradas positivas quaisquer amostras cujas leituras de absorvância excederam três vezes a leitura obtida para a amostra sadia (controle negativo).

As análises moleculares foram realizadas via PCR com primers específicos para os vírus de brássicas: CaMV, CoLV e TuMV (RODRIGUES et al., 2021; OLIVEIRA et al., 2022).

4.5 AVALIAÇÃO DAS ESPÉCIES DE BRÁSSICAS DA VEGETAÇÃO ESPONTÂNEA COMO RESERVATÓRIOS DO CaMV, CoLV E TuMV

Para avaliar os potenciais reservatórios do CaMV, CoLV e TuMV foi realizado, nas propriedades monitoradas, um levantamento das espécies de brássicas da vegetação espontânea recorrentes nas entrelinhas e áreas adjacentes aos canteiros de produção. A identificação foi realizada com o auxílio do aplicativo PlantNet® e posterior confirmação baseada em chaves

dicotômicas e bibliografia especializada (LORENZI, 2000). Para a obtenção das plântulas das brássicas da vegetação espontânea, identificadas nos campos monitorados, simultaneamente aos períodos de captura da afidofauna procedeu-se a coleta de siliquis de todas as espécies previamente identificadas. Em condições de laboratório, as sementes foram removidas das siliquis e submetidas a desinfestação superficial em solução de hipoclorito de sódio (1%) por 3 minutos e posterior secagem sobre papel toalha, mantido a temperatura ambiente e protegido da incidência de luz direta. As sementeiras foram realizadas em bandejas plásticas (50x30 cm) contendo substrato esterilizado. Após a germinação, as plântulas foram transplantadas para vasos plásticos flexíveis de 80 ml, contendo substrato esterilizado e mantidas em condição protegida em casa de vegetação por um período aproximado de 20 dias. No término desse período, grupos constituídos por dez plântulas de cada espécie de brássicas foram submetidas a testes biológicos de transmissão dos vírus-alvo do estudo.

Os inóculos foram preparados a partir de materiais vegetais previamente identificados como positivo para CaMV, CoLV e TuMV, desidratados em cloreto de cálcio, preservados a -20° C e mantidos na viroteca do LFF/IB. Os inóculos foram preparados macerando, com pistilo, os fragmentos foliares desidratados em almofariz previamente resfriado (-20° C) na presença da solução tampão fosfato de sódio 0,05M + 0,01M de sulfito de sódio (pH 7,0), na proporção 1/5 (p/v). Após o preparo, com o auxílio do pistilo, os inóculos foram friccionados sobre a superfície adaxial de duas folhas de cada espécie de brássica da vegetação espontânea desafiada. Ao final do procedimento, as folhas friccionadas com o inóculo de vírus foram lavadas com água corrente. Antes das inoculações, as folhas foram previamente polvilhadas com o abrasivo carbeto de sílcio 600 mesh (Carborundum).

As plântulas submetidas aos testes biológicos de transmissão mecânica foram mantidas em casa de vegetação providas de tela antiafídeo, e o surgimento de sintomas foi avaliado até o vigésimo dia após a inoculação. Todas as espécies inoculadas, cujos vírus induziram algum tipo de sintoma ou possivelmente responderam como assintomáticas, foram reavaliadas por ELISA conforme descrito no item 4.4.

4.6 AVALIAÇÃO DO COMPORTAMENTO DAS BRÁSSICAS CULTIVADAS À INFECÇÃO PELO CAMV, COLV E TuMV

Para avaliar o comportamento das brássicas cultivadas frente aos vírus alvos do estudo, testes de inoculação mecânica foram realizados seguindo o mesmo protocolo utilizado para os testes realizados com as espécies de brássicas da vegetação espontânea. Visando reproduzir o cenário de campo, foram utilizados, nos ensaios conduzidos em casa de vegetação, os mesmos híbridos de brócolis-ramoso e couve-chinesa cultivados pelos produtores das áreas monitoradas (Quadro 2). As plântulas foram obtidas a partir de sementes certificadas gentilmente cedidas pela Dra. Kátia Regiane Brunelli Braga (Fitopatologista da empresa Sakata Seed Sudamerica).

Localização da propriedade	Híbrido cultivado	Características
Biritiba Mirim	Couve-Chinesa (Naomi)	Formação de cabeça grandes e volumosas com coloração interna amarelada e formato de barril, cultivo campo aberto ano todo
	Couve-Chinesa (Natsume)	Coloração interna amarela e resistência moderada às principais doenças que ocorrem na cultura, cultivo campo aberto ano todo
Ibiúna	Brócolis-ramoso (Hanabi)	Formação de cabeças grandes, pesadas e compactas com grânulos finos de coloração verde-azulada, cultivo aberto de Inverno/Meia-estação/Verão em altitude superior a 1000m
	Brócolis-ramoso (Hanapon)	Vigoroso com alta brotação lateral com floretes longos e grânulos fino, cultivo campo aberto ano todo

Quadro 2 – Híbridos de couve-chinesa e brócolis desafiados nos testes biológicos de inoculação com isolados de CaMV, CoLV e TuMV

4.7 CAPTURA DAS ESPÉCIES DE AFÍDEOS

As capturas das espécies de afídeos foram realizadas nos mesmos períodos de tempo e áreas onde foram realizadas as amostragens vegetais (Item 4.3). Diferentes estratégias de captura foram empregadas visando obter informações referentes à “Abundância Relativa” (riqueza, diversidade de espécies e dinâmica das revoadas da afidofauna nas áreas monitoradas), e à “Abundância Absoluta” (riqueza, diversidade de espécies e interação da afidofauna com hospedeiras que possibilitam o estabelecimento das colônias nas áreas monitoradas).

4.7.1 Estimativa da “Abundância Relativa” da afidofauna

Para a obtenção da “Abundância Relativa” da afidofauna foram utilizados dois modelos de armadilhas de impacto:

- A. Capturas utilizando cartelas amarelas adesivas (BUG/Agentes Biológico®) com área de contato de 11 cm x 20 cm e fixadas em hastes a 50 cm de altura (Figura 10: A, B, C). Foi estabelecida a disposição de uma única armadilha para as coordenadas Norte, Sul, Leste e Oeste do quadrante de 100 m² previamente demarcado nos canteiros de brássicas (Figura 11: A, B, C). Quinzenalmente, as armadilhas foram substituídas, identificadas quanto à data de permanência no campo e coordenada, envelopadas com uma película de plástico transparente e conduzidas ao LFF para contagem, em lupa esteroscópica, do número de espécimes de afídeos capturados no período monitorado. Essas armadilhas foram utilizadas para a obtenção de informações sobre a abundância das revoadas.
- B. Capturas utilizando armadilhas amarelas de água do tipo “*Moericke*” (Moericke, 1955) confeccionadas em bandejas plásticas (35,0 cm x 30,0 cm de área/ 7,0 cm de altura) com coloração amarela em seu interior e marrom no seu exterior e acopladas a suportes de estrutura metálica com 30cm de altura (Figura 10: D, E, F). Para a manutenção da funcionalidade das armadilhas, a solução contendo água, detergente comercial e formol (10%) foi substituída durante as visitas de monitoramento de campo. Uma única armadilha foi disposta no centro do quadrante de 100 m² previamente demarcado nos canteiros de brássicas (Figura 11: A, B, C).

De acordo com Ilharco (1992), não há necessidade do estabelecimento de mais de uma armadilha para monitoramentos de campo. Estudos estatísticos indicaram que não houve diferença significativa do número de indivíduos e de espécies quando se utilizou mais de uma armadilha por ponto de captura. Quinzenalmente, o conteúdo das armadilhas contendo afídeos e outros insetos foi transferido para frasco de vidro com álcool 70%, identificado quanto à data de permanência no campo e conduzido ao LFF para triagem. Esse modelo de armadilha foi utilizado para a possibilitar as identificações das espécies de afídeos e estimar quais apresentaram o comportamento de revoada e pouso nos canteiros monitorados e que não estabeleceram colônias, sendo, portanto, caracterizadas como potenciais vetoras dos vírus transmitidos de modo não circulativo (não persistente e/ou semipersistente).

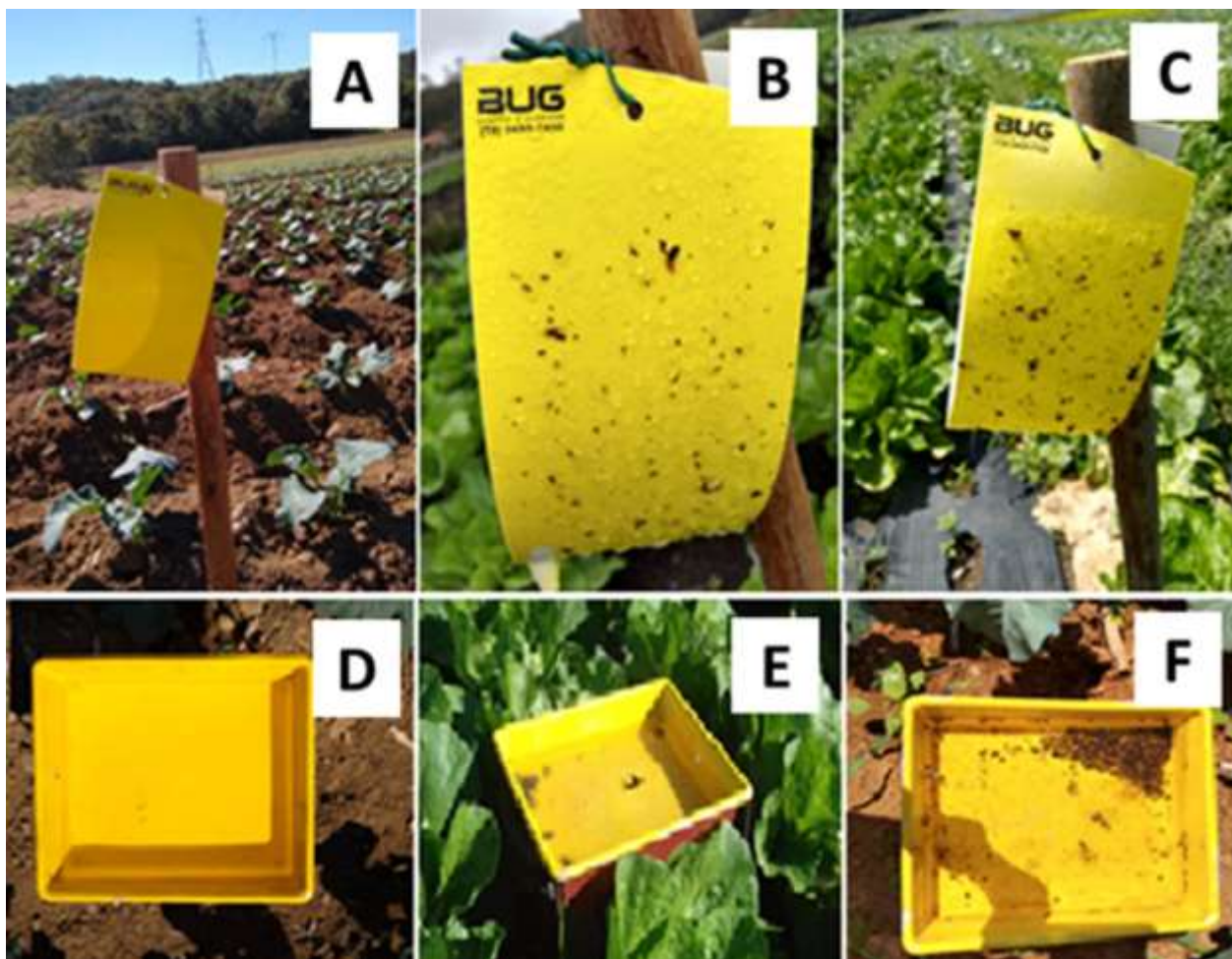


Figura 10 – Armadilhas utilizadas para capturas de afídeos nos campos de produção intensiva de brássicas localizadas em Biritiba Mirim e Ibiúna. Cartelas amarelas adesivas (A, B, C), Armadilhas amarelas de água do tipo “Moericke” (D, E, F)

Fonte: o autor.

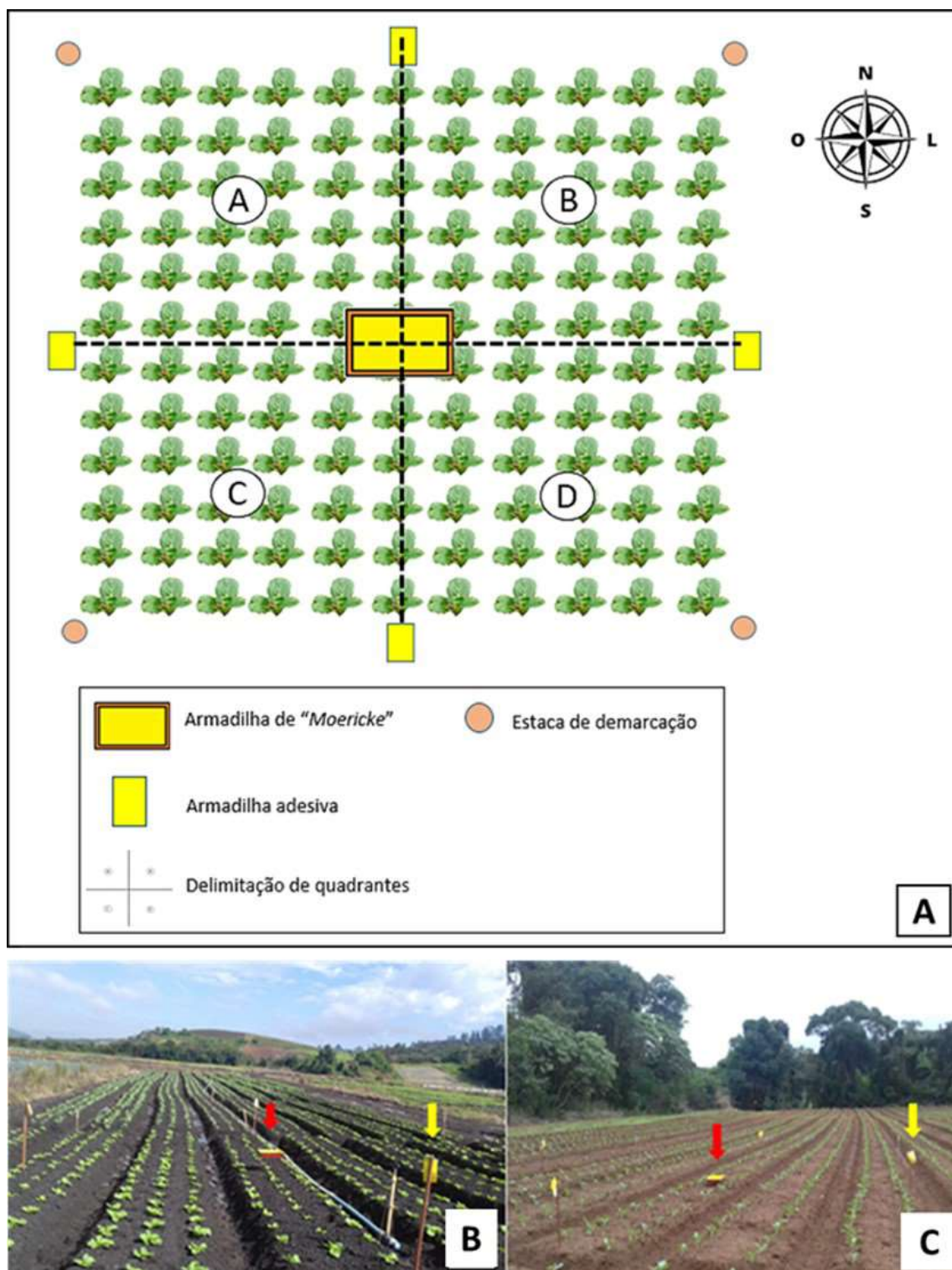


Figura 11 – Esquema representativo da disposição das armadilhas amarelas adesivas e de Moericke nos campos experimentais (A); campo de produção de brássicas situado em Biritiba Mirim (B); campo de produção intensiva de brássicas situado em Ibiúna (C)

Fonte: o autor.

4.7.2 Estimativa da “Abundância Absoluta” da afidofauna

A “Abundância Absoluta” foi avaliada com o objetivo de obter levantamento referente a quantificação e descrição das espécies de afídeos que estabeleceram colônias nas áreas monitoradas e suas interações com as respectivas plantas hospedeiras. As séries de amostragens ocorreram simultaneamente com as atividades descritas para a “*Abundância Relativa*”. Para tanto, inspeções visuais foram conduzidas considerando canteiros adjacentes cultivados com outros segmentos de olerícolas e plantas invasoras circundantes (Figura 12: A, B). As amostras contendo colônias de afídeos foram acondicionadas em sacos plásticos herméticos identificados com o local e data da coleta. Em condição de laboratório, a identificação das espécies de plantas invasoras foi realizada utilizando o aplicativo PlantNet®, sendo, posteriormente, transferidas para béqueres de 1L contendo álcool 70%, quando então permaneceram em condição de imersão por 48h. Após esse período, para a retenção dos afídeos que se encontravam em suspensão, procedeu-se a filtragem do conteúdo em peneira confeccionada com tela plástica, malha de 50 mesh (tela antiafídeo). Os afídeos retidos foram transferidos para frascos com tampa contendo álcool 70% e foram devidamente identificados quanto a data e local da coleta para posterior identificação.



Figura 12 – Transectos fixos estabelecidos nas áreas de produção de brássicas localizadas nos municípios de Biritiba Mirim (A) e Ibiúna (B). Setas em vermelho indicam os transectos

Fonte: o autor.

4.8 IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES DE AFÍDEOS

As identificações dos afídeos foram realizadas considerando os exemplares capturados em armadilha de “*Moericke*” (unidades de captura) durante o período de sua exposição no campo, sendo que, simultaneamente, procedeu-se às amostragens das colônias em plantas hospedeiras presentes nos transectos fixos. Todos os afídeos capturados nas unidades de captura e nas espécies hospedeiras foram submetidos aos seguintes procedimentos:

- 1) separação dos exemplares de afídeos dos demais insetos;
- 2) separação primárias das espécies de afídeos;
- 3) preparação para observação em lupa estereoscópica de cada uma das espécies isoladas no item 2;
- 4) identificação dos exemplares referidos no item 3;
- 5) contagem dos exemplares da mesma espécie.

Para a confirmação das identificações foram utilizadas 15 chaves dicotômicas generalistas e uma específica para afídeos registrados em condições agrícolas tropicais (MARTIN, 1983). As características morfológicas externas, consideradas para a identificação das espécies de afídeos, foram: (i) presença e formas de esclerotização; (ii) superfície cuticular; (iii) produção ou ausência de cera; (iv) cor do afídeo (v) tamanho e forma do corpo; (vi) conformação do rostro; (vii) forma de inserção das antenas no rostro; (ix) tamanho das antenas; (x) número e formas dos segmentos da antena; (xi) cor e do tórax; (xii) cor das pernas; (xiii) conformação das nervuras das asas; (ix) estruturas e cerdas no abdome; (xv) cor, tamanho e forma dos sífúnculos; (xvi) cor, tamanho, forma e número de cerdas da cauda; (xvii) conformação da placa genital; (xviii) presença ou ausência de espiráculos abdominais; (xviii) presença ou ausência de tubérculos abdominais (Figura 13) (ILHARCO & VAN HARTEN, 1987).

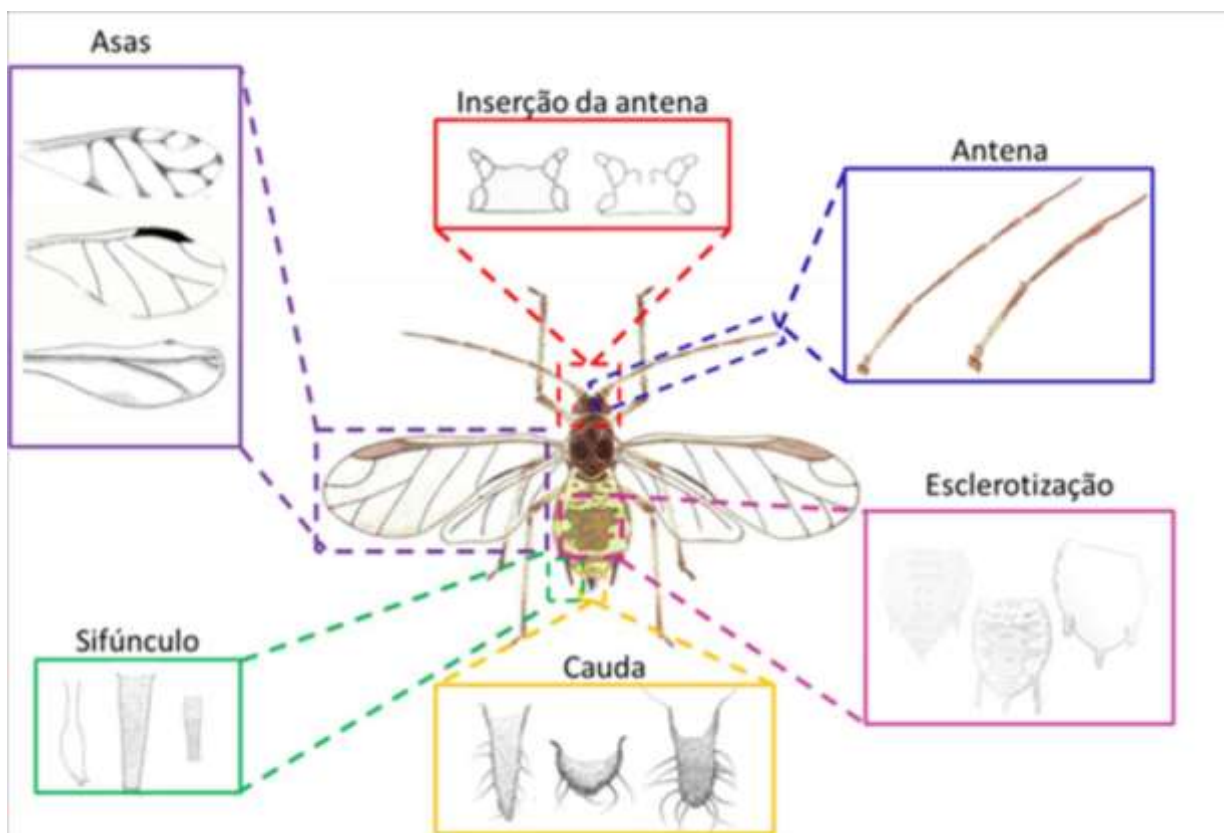


Figura 13 – Representação esquemática da morfologia de um afídeo alado com destaque para algumas das partes mais utilizadas para a identificação em nível de espécie. Nos retângulos coloridos estão representadas parte dos exemplos das características de algumas formas de cauda e suas cerdas, antena, asa, sifúnculo, rostro, inserção de antenas (frente da cabeça) e esclerotização.

Fonte: Figura elaborada por Leilane Karam Rodrigues, 26/03/2019.

Para as espécies de afídeos provenientes da análise da “Abundância Absoluta”, além das características morfológicas, a identificação também foi baseada na consulta sobre suas possíveis interações biológicas com as plantas hospedeiras. Para tanto, recorreu-se às informações disponíveis sobre os afídeos relatados no Brasil e suas associações com plantas hospedeiras (SOUSA-SILVA & ILHARCO, 1995). As definições dos hábitos alimentares foram baseadas de acordo com o descrito por Ilharco (1976), que considerou espécies polífagas aquelas que colonizam diversas plantas não aparentadas, portanto, de várias famílias, e oligófagas as espécies que colonizam um reduzido número de hospedeiras não aparentadas e monófagas, que colonizam plantas de uma mesma família.

4.9 DADOS METEOROLÓGICOS

Os registros das temperaturas (máxima e mínima) e dos índices pluviométricos totais, correspondentes aos três anos de monitoramento, foram obtidos pelo acesso e consultas diárias da página oficial do Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais (<https://www.cptec.inpe.br>). A compilação dos registros permitiu a realização das análises descritivas relacionadas à interferência do ambiente sobre a afidofauna descrita em Biritiba Mirim e Ibiúna, e que, conseqüentemente, influenciaram na dispersão dos vírus de brássicas no campo.

4.10 ANÁLISES DA AFIDOFAUNA (DESCRIÇÃO E ASSOCIAÇÃO COM O AMBIENTE)

As análises descritivas da influência dos fatores ambientais na abundância e diversidade da afidofauna, bem como das interações das espécies de afídeos com as plantas hospedeiras de vírus que favoreceram a manutenção e dispersão das viroses de brássicas nas áreas monitoradas tiveram como objetivo principal a descrição da “Epidemiologia de Paisagem”. Para tanto, foram utilizados diferentes índices ecológicos, análises de correlações e agrupamento, bem como estimativas de probabilidade de transmissão.

4.10.1 Índice de ocorrência, dominância e classificação geral da afidofauna

As determinações da ocorrência e dominância permitiram descrever o comportamento temporal das espécies que compuseram a afidofauna (ABREU; NOGUEIRA, 1989). Para efeito de representatividade, o número estimado de afídeos alados capturados nas armadilhas de “Moericke” foi transformado em m².

$$\text{Ocorrência} = \frac{N_c \text{“sp”}}{N_t \text{“c”}} \times 100$$

Onde: N_c “sp” (número de coletas onde foi registrada a espécie avaliada); N_t “c” (número total de coletas realizadas).

Classificação:

Espécie acidental: 0% a 25%
 Espécie acessória: 26% a 50%
 Espécie constante: 51% a 100%

Dominância+Ni“sp”/Nt“ic” x 100

Onde: Ni “sp” (número de indivíduos da mesma espécie/m²); Nt “ic” (número total de indivíduos coletados/m²).

Classificação:

Espécie acidental: 0% a 2,5%
 Espécie acessória: 2,6% a 5,0%
 Espécie dominante: 5,1% a 100%

De acordo com o descrito por Abreu e Nogueira (1989), por meio da combinação dos dois índices de Ocorrência e Dominância foi possível obter a Classificação Geral das espécies de afídeos em três classes (Quadro 3).

Ocorrência	Dominância	Classificação Geral
Constante	Dominante	Espécie comum
Constante	Acessória	Espécie intermediária
Acessória	Acidental	Espécie intermediária
Constante	Acidental	Espécie intermediária
Acessória	Acessória	Espécie intermediária
Acessória	Dominante	Espécie intermediária
Acidental	Acidental	Espécie rara

Quadro 3 – Classificação Geral das espécies de afídeos de acordo com a combinação dos índices de ocorrência e dominância.

4.10.2 Índice de Shannon (H')

Este índice considera igual peso entre as espécies raras e comuns e permite determinar a diversidade existente em uma comunidade presente em uma área amostral.

$$H = - \sum_{i=1}^S p_i \log_b p_i$$

Onde: p_i é a proporção de espécies i , S é o número de espécies e b é a base do logaritmo.

Para classificar a diversidade de espécies, considerou-se escala de valores estipulada entre 1 e 3 (Tabela 2).

Tabela 2 – Escala de diversidade de espécies estabelecida para o Índice de Shannon (H')

		H'	>	3	Alta Diversidade
3	≤	H'	≥	2	Média Diversidade
2	≤	H'	≥	2	Baixa Diversidade

Fonte: o autor.

4.10.3 Índice de Simpson (D)

Este índice considera a probabilidade de que dois indivíduos, pertencentes à mesma espécie, sejam selecionados ao acaso. A sua utilização permite comparar a diversidade de espécies entre duas ou mais comunidades. Este índice varia de 0 a 1 e, quanto menor o valor, maior será a diversidade de espécies da área monitorada.

$$D = \sum \left[\frac{n_i(n_i - 1)}{N(N - 1)} \right]$$

Onde: n_i é o número de indivíduos na espécie i , e N é o número total de indivíduos.

4.10.4 Coeficiente de Sorensen (S)

Considera pesos diferentes às espécies que são comuns em parcelas ou amostras distintas e não para espécies que ocorrem somente em uma amostra ou comunidade. Permite, assim, comparar a semelhança de diversidade entre duas ou mais comunidades.

$$S = \frac{2a}{2a+b+c}$$

Onde: “a” é a espécie comum nas áreas ou comunidades monitoradas, “b” é a espécie presente somente na comunidade 1 e “c” é a espécie presente somente na área 2.

4.10.5 Correlação de Pearson (*r*)

Permite estabelecer o grau da correlação linear entre duas variáveis quantitativas. É um índice adimensional com valores situados entre - 1,0 e 1,0 que reflete a intensidade de uma relação linear entre dois fatores. Coeficiente $r = 1$ reflete uma correlação perfeita positiva entre as duas variáveis e $r = -1$ uma correlação negativa perfeita entre as variáveis.

$$r_{xy} = \frac{\sigma_{xy}}{\sqrt{\sigma_x^2 \times \sigma_y^2}}$$

Onde: σ_{xy} (estimador da variância entre as variáveis x e y); σ_x^2 (estimador da variância da variável x); e σ_y^2 (estimador da variância da variável y).

De acordo com os valores obtidos, as correlações lineares são classificadas em dez tipos (Tabela 3).

Tabela 3 – Valores de correlação linear considerados nas análises de Coeficiente de Pearson (*r*)

Coeficiente de correlação	Correlação
$r = 1$	Perfeita positiva (Pp)
$0,8 \leq r < 1$	Forte positiva (Fp)
$0,5 \leq r < 0,8$	Moderada positiva (Mp)
$0,1 \leq r < 0,5$	Fraca positiva (Fp)
$0 < r < 0,1$	Ínfima positiva (Ip)
0	Nula (N)
$-0,1 < r < 0$	Ínfima negativa (In)
$-0,5 < r \leq -0,1$	Fraca negativa (Fn)
$-0,8 < r \leq -0,5$	Moderada negativa (Mn)
$-1 < r \leq -0,8$	Forte negativa (Fn)

Fonte: Figueiredo Filho & Silva Junior (2009).

4.10.6 Agrupamento das espécies de afídeos

As análises do comportamento de agrupamento das espécies de afídeos, no período de 30 meses consecutivos de monitoramento da afídofauna nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna, foram obtidas a partir da utilização do software PAST - Palaeontological Statistics, versão 1.81 (HAMMER et al., 2008), cujos dados foram inseridos como uma matriz de células organizadas em linhas e colunas.

4.10.7 Determinação dos pontos de concentração da afídofauna

Para obtenção dos pontos de concentração das revoadas e estabelecimento das colônias de afídeos, durante os períodos de monitoramento, relatórios gerados a partir da utilização de *heatmaps* (mapas de calor) foram produzidos com os dados de captura dos afídeos. A partir das informações geradas, com indicação de cores, foi possível compreender a distribuição das espécies de afídeos.

4.10.8 Probabilidade de transmissão por um único afídeo (*P*)

Devido à inexistência de registros sobre a eficiência de todas as espécies de afídeos relatadas em Biritiba Mirim e Ibiúna, na transmissão dos vírus que infectam brássicas, a probabilidade de transmissão por um único afídeo foi baseada nos resultados obtidos em ensaios de transmissão realizados no LFF e em publicações relacionadas aos estudos de transmissão. Para os testes de transmissão de forma não persistente, para o CaMV, CoLV e TuMV, os períodos de acesso à aquisição (PAA) e períodos de acesso à inoculação (PAI) foram de 5 e 10 min, respectivamente. Para o CaMV, devido à sua característica de ser transmitido também de modo semipersistente, os PAA e PAI foram de 1 hora. Para cada avaliação foram utilizadas 10 plantas de brássicas (couve-flor para o CaMV e mostarda-lisa para o TuMV). Nos PAA foram utilizadas as mesmas espécies de brássicas empregadas nos testes de transmissão com afídeos, porém, previamente inoculadas com isolados dos vírus devidamente identificados por ELISA e PCR, sendo mantidas em casa de vegetação. Para os PAI foram transferidos cinco afídeos virulíferos

para cada planta sadia. Ao término dos PAI, os afídeos foram eliminados manualmente e as plantas desafiadas foram mantidas em casa de vegetação para a avaliação dos sintomas e confirmação da infecção.

A probabilidade de transmissão de um único afídeo foi estimada de acordo com o proposto por Gibbs & Gower (1960).

$$P = 1 - \left(1 - \frac{R}{N} \right)^{1/i}$$

Onde: R é o número de plantas infectadas, N é o número total de plantas usadas e i o número de afídeos utilizados por planta.

4.10.9 Índice de pressão vetorial (IPV)

O IPV é um indicador epidemiológico que permite estimar a pressão de transmissão de cada espécie de afídeo na fase de sondagem gustativa, realizada durante a procura de novas hospedeiras. O IPV foi calculado multiplicando o número de espécies do vetor capturados nas áreas amostradas pela probabilidade de transmissão de um único afídeo (KATIS et al., 2006).

5 RESULTADOS

5.1 ESTIMATIVA DA ABUNDÂNCIA ABSOLUTA DA AFIDOFAUNA

A estimativa da abundância absoluta permitiu avaliar as espécies de afídeos que estabeleceram colônias nas áreas monitoradas e suas interações com as respectivas plantas hospedeiras. As amostragens foram feitas simultaneamente às avaliações da abundância relativa (ver item 5.2). Nos três anos de obtenção de dados para a estimativa absoluta da afidofauna, foram coletadas diferentes espécies de afídeos colonizando diferentes espécies de plantas, incluindo a vegetação espontânea e plantas cultivadas. Em Biritiba Mirim, oito espécies da vegetação espontânea e três espécies de plantas cultivadas, pertencentes às famílias Asteraceae, Brassicaceae, Fabaceae e Solanaceae, foram colonizadas por 10 espécies de afídeos, sendo sete polífagas (*Aphis craccivora* Koch, *A. fabae solanella* Theobald, *A. gossypii* Glover, *Macrosiphum euphorbiae* Thomas, *Myzus persicae* Sulzer, *Nasonovia ribisnigri* Mosley, *Uroleucon ambrosiae* Thomas) e três oligófagas (*Brevicoryne brassicae* L., *Hyperomyzus lactucae* L., *Lipaphis erysimi* Kalt.) (Tabelas 4, 7 e 8).

De acordo com Minks & Harrewijn (1987), *Aphis fabae* Scopoli e *Aphis solanella* Theobald possuem características morfológicas similares, o que torna inconclusiva a diferenciação das duas espécies utilizando chaves dicotômicas. Considerando-se a associação da biologia (especificidade com a hospedeira) e análises moleculares, atualmente, *A. fabae* compreende seis subespécies: *cirsiacanthodis*, *eryngii*, *evonymi*, *fabae*, *mordvilkoii* e *solanella* (<http://www.faunaeur.org>). Baseando-se nos resultados das estimativas absolutas (Tabelas 4 a 9), com a prevalência de colônias de *A. fabae* em plantas de *S. americanum*, concluiu-se que, nas áreas monitoradas de Biritiba Mirim e Ibiúna, a subespécie *solanella* foi predominante. Em Ibiúna, plantas das mesmas famílias botânicas descritas em Biritiba Mirim também foram associadas à afidofauna local. Afídeos de 10 espécies, sendo sete polífagas (*Aphis craccivora*, *A. fabae solanella*, *A. gossypii*, *A. nerii* Fonscolombe, *M. euphorbiae*, *M. persicae*, *Uroleucon ambrosiae*) e três oligófagas (*B. brassicae*, *H. lactucae*, *L. erysimi*) foram identificadas na área amostrada (Tabelas 5, 7 e 9). As mesmas espécies de afídeos foram identificadas nos dois municípios, com exceção de *Nasonovia ribisnigri*, encontrada colonizando plantas de alface em Biritiba Mirim, em

2019 (Tabela 4), e *A. nerii*, que foi encontrada somente em Ibiúna, colonizando duas espécies da vegetação espontânea: *Sonchus oleraceus*, em 2020, e *Vicia faba*, em 2021.

Com relação às estações do ano, nos três anos de monitoramento da afidofauna, a abundância (número total de espécimes) das diferentes espécies de afídeos foi maior, tanto em Biritiba Mirim (68,3%) como em Ibiúna (45,4%), principalmente na primavera, estação do ano em que as espécies da vegetação espontânea estão em pleno desenvolvimento vegetativo, não havendo ainda intensa precipitação e altas temperaturas (ver resultados da influência dos fatores abióticos mais adiante no item 5.7). Ao contrário, no verão, houve menor abundância desses insetos, sendo contabilizados 1,1% em Biritiba Mirim e 11,3% em Ibiúna.

Plantas de nabiça (*R. sativus*) e de mostarda-selvagem (*Brassica rapa*) foram identificadas como hospedeiras das seguintes espécies de afídeos também relatadas em brássicas cultivadas (repolho, brócolis): *Brevicoryne brassicae* (oligófago), *Lipaphis erysimi* (oligófago) e *Myzus persicae* (polífaga) (Tabelas 4 a 9). Além de plantas da família Brassicaceae, espécies de outras famílias botânicas também desempenharam papel importante na manutenção de colônias de afídeos nas duas áreas amostradas. Maria-pretinha (*Solanum americanum*, Solanaceae) foi responsável pela manutenção de grandes colônias de *Aphis fabae solanella* (afídeo polífago) em todas as épocas do ano (Tabelas 4 a 9). Observou-se também que as Asteraceae *Sonchus asper* (serralha-de-espinho), *S. oleraceus* (serralha) e *Erigeron bonariensis* (buva) foram responsáveis pela manutenção de colônias abundantes das seguintes espécies de afídeos polípagos (*Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus persicae* e *Uroleucon ambrosiae*) e *Hyperomyzus lactucae* (oligófago) (Tabelas 7 a 12). As espécies de Fabaceae *Vicia faba* (fava-silvestre) e *V. sativa* (ervilhaca) foram identificadas como hospedeiras de colônias de afídeos. *Vicia faba* teve um papel importante na manutenção de grandes colônias de *Aphis fabae solanella* em Biritiba Mirim (Tabela 4), enquanto em Ibiúna, *V. sativa* foi identificada como hospedeira, principalmente das espécies polípagas *A. fabae solanella* e *A. gossypii* e da espécie oligófaga *B. brassicae* (Tabela 9). Algumas colônias de afídeos em suas respectivas plantas hospedeiras que foram identificadas nos dois campos monitorados estão registrados na sequência (Figura 14).

Tabela 4 – Estimativa absoluta da afidofauna coletada em Biritiba Mirim, em 2019

Estação do ano	Vegetação amostrada (hospedeiras)	Espécies (afídeos)	Abundância (afídeos)
VERÃO	-	-	-
Σ VERÃO			-
OUTONO	<i>Solanum americanum</i> Mill. (maria-pretinha)	<i>Aphis fabae solanella</i>	450
Σ OUTONO			450
INVERNO	<i>Lactuca sativa</i> L. (alface)	<i>Myzus persicae</i> <i>Nasonovia ribisnigri</i>	172 46
Σ INVERNO			218
PRIMAVERA	<i>S. americanum</i> Mill. (maria-pretinha)	<i>Aphis fabae solanella</i>	1.365
	<i>Raphanus sativus</i> L. (nabiça)	<i>Brevicoryne brassicae</i>	15
	<i>Vicia faba</i> L. (fava-silvestre)	<i>Aphis fabae solanella</i>	1.230
	<i>Erigeron bonariensis</i> L. (buva)	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	22
	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>capitata</i> (repolho)	<i>Lipaphis erysimi</i>	48
	<i>Sonchus asper</i> (L.) Hill (serralha-de-espinho)	<i>Hyperomyzus lactucae</i> <i>Uroleucon ambrosiae</i>	30 92
Σ PRIMAVERA			2.802
Σ TOTAL			3.470

Tabela 5 – Estimativa absoluta da afidofauna coletada em Ibiúna, em 2019

Estação do ano	Vegetação amostrada (hospedeiras)	Espécies (afídeos)	Abundância (afídeos)
VERÃO	-	-	-
Σ VERÃO			-
OUTONO	<i>R. sativus</i> (nabiça)	<i>Brevicoryne brassicae</i>	331
		<i>Aphis gossypii</i>	28
		<i>Lipaphis erysimi</i>	51
		<i>Myzus persicae</i>	1
Σ OUTONO			411
INVERNO	<i>S. americanum</i> (maria-pretinha)	<i>Aphis fabae solanella</i>	18
	<i>Brassica rapa</i> L. (mostarda-selvagem)	<i>Lipaphis erysimi</i>	33
	<i>R. sativus</i>	<i>Lipaphis erysimi</i>	48
Σ INVERNO			99
PRIMAVERA	<i>S. asper</i>	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	780
	<i>S. americanum</i>	<i>Aphis fabae solanella</i>	1.200
	<i>S. asper</i>	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	1.953
	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>italica</i> (brócolis)	<i>Lipaphis erysimi</i>	62
Σ PRIMAVERA			3.995
Σ TOTAL			4.465

Tabela 6 – Estimativa absoluta da afidofauna coletada em Biritiba Mirim, em 2020

Estação do ano	Vegetação amostrada (hospedeiras)	Espécies (afídeos)	Abundância (afídeos)
VERÃO	<i>R. sativus</i> (nabiça)	<i>Lipaphis erysimi</i>	9
		<i>Brevicoryne brassicae</i>	6
		<i>Aphis gossypii</i>	283
Σ VERÃO			298
OUTONO	<i>S. americanum</i> (maria-pretinha)	<i>Aphis solanella fabae</i>	295
		<i>Brevicoryne brassicae</i>	335
	<i>R. sativus</i>	<i>Lipaphis erysimi</i>	54
		<i>Myzus persicae</i>	25
		<i>S. asper</i> (serralha-de-espino)	<i>Lipaphis erysimi</i>
	<i>S. asper</i> (serralha-de-espino)	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	40
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	147
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	17
		<i>S. oleraceus</i> (serralha)	<i>Uroleucon ambrosiae</i>
	Σ OUTONO		
INVERNO	<i>L. sativa</i> (alface)	<i>Myzus persicae</i>	92
		<i>Nasonovia ribisnigri</i>	25
		<i>B. rapa</i> (mostarda-selvagem)	<i>Brevicoryne brassicae</i>
	<i>S. asper</i> (serralha-de-espino)	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	20
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	153
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	120
		<i>Myzus persicae</i>	34
	<i>S. oleraceus</i> (serralha)	<i>Myzus persicae</i>	18
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	32
	Σ INVERNO		
PRIMAVERA	<i>S. americanum</i> (maria-pretinha)	<i>Aphis solanella fabae</i>	1.008
		<i>S. asper</i> (serralha-de-espino)	<i>Brevicoryne brassicae</i>
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	21

Estação do ano	Vegetação amostrada (hospedeiras)	Espécies (afídeos)	Abundância (afídeos)
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	877
	<i>S. oleraceus</i> (serralha)	<i>Brevicoryne brassicae</i>	57
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	34
		<i>Lipaphis erysimi</i>	179
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	6
		<i>Myzus persicae</i>	9
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	120
Σ PRIMAVERA			2.313
Σ TOTAL			4.452

Tabela 7 – Estimativa absoluta da afidofauna coletada em Ibiúna, em 2020

Estação do ano	Vegetação amostrada (hospedeiras)	Espécies (afídeos)	Abundância (afídeos)		
VERÃO	<i>Eryngium foetidum</i> (coentro-bravo)	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	3.746		
	<i>R. sativus</i> (nabiça)	<i>Brevicoryne brassicae</i>	149		
Σ VERÃO			3.895		
OUTONO	<i>R. sativus</i>	<i>Aphis gossypii</i>	15		
		<i>Brevicoryne brassicae</i>	1.260		
		<i>Lipaphis erysimi</i>	501		
		<i>Myzus persicae</i>	5		
Σ OUTONO			1.781		
INVERNO	<i>B. rapa</i> (mostarda-selvagem)	<i>Brevicoryne brassicae</i>	920		
		<i>R. sativus</i>	850		
	<i>R. sativus</i>	<i>Lipaphis erysimi</i>	1.200		
Σ INVERNO			2.970		
PRIMAVERA	<i>R. sativus</i>	<i>Aphis gossypii</i>	1.965		
		<i>Brevicoryne brassicae</i>	1.935		
		<i>Lipaphis erysimi</i>	66		
	<i>S. oleraceus</i> (serralha)	<i>Aphis gossypii</i>	134		
		<i>Aphis nerii</i>	33		
		<i>Brevicoryne brassicae</i>	270		
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	246		
		<i>Lipaphis erysimi</i>	263		
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	3		
		<i>Myzus persicae</i>	1.086		
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	250		
		Σ PRIMAVERA			6.251
		Σ TOTAL			14.897

Tabela 8 – Estimativa absoluta da afidofauna coletada em Biritiba Mirim, em 2021

Estação do ano	Vegetação amostrada (hospedeiras)	Espécies (afídeos)	Abundância (afídeos)
VERÃO	<i>Sonchus oleraceus</i> (serralha)	<i>Aphis fabae solanella</i>	9
		<i>Aphis gossypii</i>	113
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	29
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	38
		<i>Myzus persicae</i>	66
Σ VERÃO			255
OUTONO	<i>Erigeron bonariensis</i> (buva)	<i>Aphis fabae solanella</i>	31
		<i>Brevicoryne brassicae</i>	50
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	62
		<i>Lipaphis erysimi</i>	96
		<i>Myzus persicae</i>	15
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	3
	<i>Sonchus asper</i> (serralha-de-espino)	<i>Lipaphis erysimi</i>	182
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	84
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	302
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	35
	<i>Brassica rapa</i>	<i>Brevicoryne brassicae</i>	10.477
	<i>Parthenium hysterophorus</i> (losna-branca)	<i>Aphis fabae solanella</i>	15
		<i>Myzus persicae</i>	30
		<i>Lipaphis erysimi</i>	22
	<i>Raphanus sativus</i> (nabiça)	<i>Aphis fabae solanella</i>	2
		<i>Brevicoryne brassicae</i>	671
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	46
		<i>Lipaphis erysimi</i>	107
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	14
		<i>Myzus persicae</i>	50
	<i>Solanum americanum</i>	<i>Aphis fabae solanella</i>	232
<i>Lipaphis erysimi</i>		28	

	<i>S. oleraceus</i>	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	8	
		<i>Myzus persicae</i>	3	
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	60	
Σ OUTONO			12.625	
INVERNO	<i>Vicia sativa</i> (ervilhaca)	<i>Aphis craccivora</i>	4	
		<i>Brevicoryne brassicae</i>	7	
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	3	
	<i>R. sativus</i>	<i>Brevicoryne brassicae</i>	5	
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	6	
		<i>Myzus persicae</i>	4	
	<i>B. rapa</i>	<i>Brevicoryne brassicae</i>	445	
	<i>E. bonariensis</i>	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	7	
	<i>S. asper</i>	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	307	
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	31	
		<i>Myzus persicae</i>	68	
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	176	
	<i>S. americanum</i>	<i>Aphis fabae solanella</i>	202	
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	1	
	<i>S. oleraceus</i>	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	1	
		<i>Myzus persicae</i>	23	
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	52	
	Σ INVERNO			1.342
	PRIMAVERA	<i>B. rapa</i>	<i>Brevicoryne brassicae</i>	12.925
			<i>Lipaphis erysimi</i>	2.450
<i>Myzus persicae</i>			8.850	
<i>R. sativus</i>		<i>Brevicoryne brassicae</i>	93	
		<i>Lipaphis erysimi</i>	28	
		<i>Myzus persicae</i>	36	

<i>S. americanum</i>	<i>Aphis fabae solanella</i>	2.569
<i>S. asper</i>	<i>Brevicoryne brassicae</i>	13
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	126
	<i>Lipaphis erysimi</i>	61
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	23
	<i>Myzus persicae</i>	106
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	76

Σ PRIMAVERA	27.356
--------------------	---------------

Σ TOTAL	41.578
----------------	---------------

Tabela 9 – Estimativa absoluta da afidofauna coletada em Ibiúna, em 2021

Estação do ano	Vegetação amostrada (hospedeiras)	Espécies (afídeos)	Abundância (afídeos)
VERÃO	<i>Raphanus sativus</i> (nabiça)	<i>Aphis gossypii</i>	21
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	1
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	1
	<i>Sonchus asper</i> (serralha-de-espinho)	<i>Aphis gossypii</i>	7
		<i>Brevicoryne brassicae</i>	4
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	3
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	4
	<i>S. oleraceus</i> (serralha)	<i>Aphis craccivora</i>	3
		<i>Aphis gossypii</i>	76
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	1
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	7
		<i>Myzus persicae</i>	16
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	1
Σ VERÃO			145
OUTONO	<i>Brassica rapa</i> (mostarda-selvagem)	<i>Brevicoryne brassicae</i>	33
		<i>Aphis fabae solanella</i>	1
	<i>R. sativus</i>	<i>Brevicoryne brassicae</i>	1.955
		<i>Lipaphis erysimi</i>	553
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	10
	<i>S. oleraceus</i>	<i>Brevicoryne brassicae</i>	17
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	86
		<i>Lipaphis erysimi</i>	1
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	37
	<i>Vicia sativa</i> (ervilhaca)	<i>Aphis gossypii</i>	34
		<i>Aphis fabae solanella</i>	22
		<i>Aphis nerii</i>	4
		<i>Brevicoryne brassicae</i>	55
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	1
Σ OUTONO			2.809
INVERNO	<i>Artemisia vulgaris</i> (artemísia)	<i>Brevicoryne brassicae</i>	4
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	60
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	35
		<i>Myzus persicae</i>	27
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	97
	<i>B. oleracea</i> var. <i>italica</i> (brócolis)	<i>Brevicoryne brassicae</i>	2.187

	<i>B. rapa</i>	<i>Brevicoryne brassicae</i>	5.383
	<i>R. sativus</i>	<i>Brevicoryne brassicae</i>	1.267
		<i>Lipaphis erysimi</i>	1.518
	<i>S. asper</i>	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	515
		<i>Lipaphis erysimi</i>	113
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	57
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	169
	<i>Vicia sativa</i>	<i>Aphis craccivora</i>	198
		<i>Aphis fabae solanella</i>	302
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	128
		<i>Lipaphis erysimi</i>	75
Σ INVERNO			12.135
PRIMAVERA	<i>B. oleraceus var. italica</i>	<i>Brevicoryne brassicae</i>	2.319
	<i>R. sativus</i>	<i>Brevicoryne brassicae</i>	405
		<i>Hyperomyzus lactucae</i>	46
		<i>Lipaphis erysimi</i>	352
		<i>Myzus persicae</i>	1.627
	<i>S. americanum</i>	<i>Aphis fabae solanella</i>	376
	<i>S. asper</i>	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	30
		<i>Lipaphis erysimi</i>	76
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	143
		<i>Myzus persicae</i>	106
		<i>Uroleucon ambrosiae</i>	514
Σ PRIMAVERA			5.994
Σ TOTAL			21.083



Figura 14 – Colônias de afídeos observadas em suas hospedeiras nos campos comerciais de brássicas: *Aphis fabae solanella* em maria-pretinha (*Solanum americanum*) (A); *Brevicoryne brassicae* em brócolis (*Brassica oleracea* cv. *italica*) (B); *Hyperomyzus lactucae* em serralha (*Sonchus oleraceus*) (C); *Brevicoryne brassicae* em mostarda-selvagem (*Brassica rapa*) (D)

Fotos: Marcelo Eiras.

5.2 ESTIMATIVA DA ABUNDÂNCIA RELATIVA DA AFIDOFAUNA

As avaliações para estimar a abundância relativa da afidofauna envolveram a utilização de dois modelos de armadilhas de impacto: (a) capturas em cartelas amarelas adesivas (11 cm x 20 cm), posicionadas a 50 cm de altura, em quadrantes de 100 m² demarcados nos canteiros de brássicas cultivadas, a fim de obter o número total de espécimes que sobrevoaram as áreas avaliadas (resultados apresentados mais adiante no item 5.10); e (b) capturas utilizando armadilhas amarelas de água do tipo *Moericke* (35,0 cm x 30,0 cm de área/ 7,0 cm de altura) posicionadas a 30 cm de altura no centro de cada canteiro, a fim de descrever as espécies de afídeos que sobrevoaram as áreas monitoradas. A abundância das revoadas foi contabilizada,

quinzenalmente, a partir da instalação do experimento, durante três anos (2019, 2020, 2021), nas quatro estações do ano, nos dois tipos de armadilha.

Em Biritiba Mirim, foram identificadas, nos três anos de monitoramento, 16 espécies de afídeos (que sobrevoaram a área e foram coletadas nas armadilhas amarelas de água), sendo 10 polífagas (*Aphis craccivora*, *A. fabae solanella*, *A. gossypii*, *A. nerii*, *Aulacorthum solani*, *Macrosiphon euphorbiae*, *Myzus persicae*, *Nasonovia ribisnigri*, *Uroleucon ambrosiae*, *Rhopalosiphon padi*) e seis oligófagas (*Brevicoryne brassicae*, *Greenidea ficicola*, *Hyperomyzus lactucae*, *Lipaphis erysimi*, *Pemphigus bursarius*, *Pentalonia nigronervosa*) (Tabelas 10, 12 e 14). Em Ibiúna, as espécies de afídeos foram semelhantes às identificadas em Biritiba Mirim, com exceção de *Greenidea ficicola* (oligófaga), que só foi identificada em Biritiba Mirim, e *Aphis spiraecola* (polífaga) identificada somente em Ibiúna (Tabelas 11, 13 e 15).

A abundância relativa dos espécimes de afídeos capturados em Biritiba Mirim, durante os três anos de avaliação, foi maior nos períodos de verão (37,5%) e primavera (36,1%). Em Ibiúna, as maiores revoadas de afídeos foram registradas na primavera (53,5%), assim como observado nas avaliações da abundância absoluta (45,4%). As menores revoadas foram observadas no outono, nas duas áreas avaliadas nos três anos de monitoramento.

Tabela 10 – Estimativa relativa da afidofauna coletada em Biritiba Mirim, em 2019

Estação do ano	Espécies	COLETA 1		COLETA 2		Σ m ²
		Total	Total/m ²	Total	Total/m ²	
VERÃO	<i>Aphis fabae solanella</i>	87	828	48	457	1.285
	<i>Lipaphis erysimi</i>	9	86	13	124	210
	<i>Pemphigus bursarius</i>	1	9	-	-	9
Σ VERÃO		97	923	61	581	1.504
OUTONO	<i>Aphis fabae solanella</i>	31	295	11	104	399
	<i>Myzus persicae</i>	5	48	1	9	57
	<i>Lipaphis erysimi</i>	3	28	-	-	28
	<i>Aphis gossypii</i>	1	9	-	-	9
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	1	9	-	-	9
Σ OUTONO		41	389	12	113	502
INVERNO	<i>Aphis fabae solanella</i>	22	209	6	57	266
	<i>Lipaphis erysimi</i>	15	143	8	76	219
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	2	19	3	28	47
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	2	19	-	-	19
	<i>Myzus persicae</i>	1	9	1	9	18
	<i>Aulacorthum solani</i>	1	9	-	-	9
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	1	9	-	-	9
	<i>Nasonovia ribisnigri</i>	1	9	-	-	9
Σ INVERNO		45	426	18	170	596
PRIMAVERA	<i>Aphis fabae solanella</i>	26	248	17	161	409
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	5	48	-	-	48
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	2	19	-	-	19
	<i>Pemphigus bursarius</i>			2	19	19
	<i>Pentalonia nigronervosa</i>	1	9	-	-	9
	<i>Brevicoryne brassicae</i>			1	9	9
	<i>Lipaphis erysimi</i>			1	9	9
Σ PRIMAVERA		34	324	21	198	522
Σ GERAL		217	2.062	112	1.062	3.124

Tabela 11 – Estimativa relativa da afidofauna coletada em Ibiúna, em 2019

Estação do ano	Espécies	COLETA 1		COLETA 2		Σ m ²
		Total	Total/m ²	Total	Total/m ²	
VERÃO	<i>Aphis fabae solanella</i>	23	219	30	286	505
	<i>Aphis gossypii</i>	6	57	-	-	57
	<i>Lipaphis erysimi</i>	3	28	-	-	28
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	1	9	-	-	9
	<i>Pentalonia nigronervosa</i>	1	9	-	-	9
Σ VERÃO		34	322	30	286	608
OUTONO	<i>Lipaphis erysimi</i>	83	790	19	181	971
	<i>Aphis fabae solanella</i>	63	600	39	371	971
	<i>Myzus persicae</i>	10	95	10	95	190
	<i>Pemphigus bursarius</i>	3	28	5	48	76
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	4	38	2	19	57
	<i>Pentalonia nigronervosa</i>	3	28	-	-	28
	<i>Aphis craccivora</i>	2	19	-	-	19
Σ OUTONO		168	1.598	75	714	2.312
INVERNO	<i>Lipaphis erysimi</i>	112	1.067	182	1.733	2.800
	<i>Aphis fabae solanella</i>	51	486	125	1.190	1.676
	<i>Myzus persicae</i>	32	305	46	438	743
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	6	57	8	76	113
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	5	48	-	-	48
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	4	38	-	-	38
	<i>Pemphigus bursarius</i>	3	28	-	-	28
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	2	19	-	-	19
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	2	19	-	-	19
	<i>Aulacorthum solani</i>	1	9	-	-	9
Σ INVERNO		216	2.076	361	3.437	5.513
PRIMAVERA	<i>Aphis fabae solanella</i>	95	904	74	704	1.608
	<i>Lipaphis erysimi</i>	96	914	42	400	1.314
	<i>Myzus persicae</i>	22	209	24	229	438
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	4	38	2	19	57
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	4	38	2	19	57
	<i>Aphis gossypii</i>	2	19	-	-	19
	<i>Aulacorthum solani</i>	2	19	-	-	19
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	1	9	1	9	18

Estação do ano	Espécies	COLETA 1		COLETA 2		Σ m ²
		Total	Total/m ²	Total	Total/m ²	
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	1	9	-	9	18
	<i>Pentalonia nigronervosa</i>	1	9	-	9	18
Σ PRIMAVERA		228	2.168	145	1.398	3.566
Σ GERAL		646	6.164	611	5.835	11999

Tabela 12 – Estimativa relativa da afidofauna coletada em Biritiba Mirim, em 2020

Estação do ano	Espécies	COLETA 1		COLETA 2		Σ m ²
		Total	Total/m ²	Total	Total/m ²	
VERÃO	<i>Aphis fabae solanella</i>	10	95	27	257	352
	<i>Lipaphis erysimi</i>	9	87	2	19	106
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	2	19	2	19	38
	<i>Aphis gossypii</i>	-	-	2	19	19
	<i>Myzus persicae</i>	-	-	1	9	9
Σ VERÃO		21	201	34	323	524
OUTONO	<i>Aphis fabae solanella</i>	16	152	8	76	228
	<i>Myzus persicae</i>	2	19	1	9	28
	<i>Lipaphis erysimi</i>	2	19	3	29	48
	<i>Aphis gossypii</i>	2	19	-	-	19
Σ VERÃO		22	209	12	114	323
INVERNO	<i>Aphis fabae solanella</i>	11	104	3	29	133
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	2	29	-	-	29
	<i>Lipaphis erysimi</i>	8	76	5	48	124
	<i>Myzus persicae</i>	1	9	1	9	18
	<i>Aulacorthum solani</i>	1	9	1	9	18
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	1	9	1	9	18
Σ INVERNO		24	236	11	104	340
PRIMAVERA	<i>Aphis fabae solanella</i>	25	238	5	48	286
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	7	67	3	638	705
	<i>Lipaphis erysimi</i>	25	238	11	105	343
	<i>Myzus persicae</i>	6	57	5	48	105
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	6	58	-	-	58
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	2	19	2	19	38
	<i>Aphis gossypii</i>	1	9	-	-	9
	<i>Nasonovia ribisnigri</i>	1	9	-	-	9
Σ PRIMAVERA		99	695	26	858	1.553
Σ GERAL		166	1341	83	1.399	2.740

Tabela 13 – Estimativa relativa da afidofauna coletada em Ibiúna, em 2020

Estação do ano	Espécies	COLETA 1		COLETA 2		Σ m ²
		Total	Total/m ²	Total	Total/m ²	
VERÃO	<i>Lipaphis erysimi</i>	12	114	76	724	838
	<i>Aphis fabae solanella</i>	3	29	69	657	686
	<i>Myzus persicae</i>	2	19	19	181	200
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	8	76	--	-	76
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	2	19	5	48	67
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	3	29	-	-	29
	<i>Pemphigus bursarius</i>	1	9	2	19	28
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	1	9	-	-	9
Σ VERÃO		32	304	171	1.629	1.933
OUTONO	<i>Lipaphis erysimi</i>	42	399	12	114	513
	<i>Aphis fabae solanella</i>	32	305	23	219	524
	<i>Myzus persicae</i>	8	76	5	48	124
	<i>Pemphigus bursarius</i>	2	19	2	19	38
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	2	19	1	9	28
	Σ OUTONO		86	818	43	409
INVERNO	<i>Lipaphis erysimi</i>	57	543	102	969	1.512
	<i>Aphis fabae solanella</i>	30	285	75	713	998
	<i>Myzus persicae</i>	18	171	32	304	475
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	3	29	5	48	77
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	3	29	2	19	48
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	3	29	5	48	77
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	6	57	8	76	133
	<i>Aulacorthum solani</i>	1	9	2	19	28
	Σ INVERNO		121	1152	231	2196
PRIMAVERA	<i>Lipaphis erysimi</i>	172	1.638	149	1.419	3.057
	<i>Aphis fabae solanella</i>	35	333	69	657	990
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	34	323	12	114	437
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	5	48	35	333	381
	<i>Aphis craccivora</i>	32	304	-	-	304
	<i>Myzus persicae</i>	4	38	21	200	238
	<i>Aphis gossypii</i>	5	48	-	-	48
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	2	19	-	-	19
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	2	19	-	-	19
	<i>Pentalonia nigronervosa</i>	2	19	-	-	19
	<i>Pemphigus bursarius</i>	1	9	-	-	9
	Σ PRIMAVERA		294	2.798	286	2.723
Σ GERAL		533	5.072	731	6.957	12.029

Tabela 14 – Estimativa relativa da afidofauna coletada em Biritiba Mirim, em 2021

Estação do ano	Espécies	COLETA 1		COLETA 2		Σ m ²
		Total	Total/m ²	Total	Total/m ²	
VERÃO	<i>Lipaphis erysimi</i>	28	266	2	19	285
	<i>Aphis fabae solanella</i>	14	133	4	38	171
	<i>Pemphigus bursarius</i>	11	105	1	9	114
	<i>Aphis gossypii</i>	4	38	6	57	95
	<i>Aphis nerii</i>	-	-	3	29	29
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	-	-	2	19	19
	<i>Pentalonia nigronervosa</i>	1	9	1	9	18
	<i>Aphis craccivora</i>	1	9	-	-	9
	<i>Myzus persicae</i>	1	9	-	-	9
Σ VERÃO		60	569	19	180	749
OUTONO	<i>Aphis nerii</i>	8	76	1	9	85
	<i>Lipaphis erysimi</i>	1	9	6	57	66
	<i>Aphis fabae solanella</i>	1	9	5	48	57
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	2	19	2	19	38
	<i>Aphis gossypii</i>	3	29	-	-	29
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	1	9	2	19	28
	<i>Aphis craccivora</i>	1	9	1	9	18
	<i>Aulacorthum solani</i>	-	-	1	9	9
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	-	-	1	9	9
	<i>Myzus persicae</i>	-	-	1	9	9
	<i>Pentalonia nigronervosa</i>	-	-	1	9	9
Σ OUTONO		17	160	22	197	357
INVERNO	<i>Aphis gossypii</i>	7	67	27	257	324
	<i>Aulacorthum solani</i>	2	19	2	19	38
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	1	9	3	29	38
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	3	29	-	-	29
	<i>Aphis nerii</i>	2	19	-	-	19
	<i>Lipaphis erysimi</i>	-	-	2	19	19
	<i>Aphis fabae solanella</i>	1	9	-	-	9
	<i>Myzus persicae</i>	1	9	-	-	9
Σ INVERNO		17	161	34	324	485
PRIMAVERA	<i>Aphis fabae solanella</i>	33	314	3	29	343
	<i>Aphis gossypii</i>	6	57	1	19	76
	<i>Aulacorthum solanii</i>	3	29	2	19	48
	<i>Lipaphis erysimi</i>	2	19	1	9	28
	<i>Aphis craccivora</i>	-	-	2	19	19
	<i>Aphis nerii</i>	-	-	2	19	19
	<i>Greenidea ficicola</i>	2	19	-	-	19
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	2	19	-	-	19
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	1	9	-	-	9
	<i>Pemphigus bursarius</i>	1	9	-	-	9
	<i>Rophalosiphum padii</i>	1	9	-	-	9
Σ PRIMAVERA		51	484	11	114	598
Σ GERAL		145	1.374	86	815	2.189

Tabela 15 – Estimativa relativa da afidofauna coletada em Ibiúna, em 2021

Estação do ano	Espécies	COLETA 1		COLETA 2		Σ m ²
		Total	Total/m ²	Total	Total/m ²	
VERÃO	<i>Aphis gossypii</i>	28	267	30	286	553
	<i>Lipaphis erysimi</i>	20	190	2	19	209
	<i>Aphis fabae solanella</i>	10	95	2	19	114
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	4	38	-	-	38
	<i>Pentalonia nigronervosa</i>	4	38	-	-	38
	<i>Aphis craccivora</i>	3	29	-	-	29
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	2	19	1	9	28
	<i>Pemphigus bursarius</i>	2	19	1	9	28
	<i>Aphis nerii</i>	-	-	2	19	19
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	2	19	-	-	19
	<i>Aphis spiraeicola</i>	1	9	-	-	9
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	-	-	1	9	9
Σ VERÃO		76	723	39	370	1.093
OUTONO	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	67	638	4	38	676
	<i>Aphis nerii</i>	45	429	6	57	486
	<i>Aphis gossypii</i>	15	143	6	57	200
	<i>Aphis fabae solanella</i>	3	29	8	76	105
	<i>Myzus persicae</i>	6	57	1	9	66
	<i>Lipaphis erysimi</i>	-	-	6	57	57
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	1	9	1	9	18
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	1	9	1	9	18
	<i>Aulacorthum solani</i>	1	9	-	-	9
	<i>Pemphigus bursarius</i>	1	9	-	-	9
Σ OUTONO		140	1.332	33	312	1.644
INVERNO	<i>Aphis gossypii</i>	20	190	209	1.990	2.180
	<i>Aphis nerii</i>	12	114	58	552	666
	<i>Aphis fabae solanella</i>	8	76	25	238	314
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	10	95	18	171	266
	<i>Lipaphis erysimi</i>	3	29	23	219	248
	<i>Myzus persicae</i>	5	48	17	162	210
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	2	19	10	95	114
	<i>Aulacorthum solani</i>	-	-	5	48	48
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	-	-	4	38	38
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	1	9	2	19	28
	<i>Nasonovia ribisnigri</i>	1	9	1	9	18
Σ INVERNO		62	589	372	3.541	4.130

Estação do ano	Espécies	COLETA 1		COLETA 2		Σ m ²
		Total	Total/m ²	Total	Total/m ²	
PRIMAVERA	<i>Lipaphis erysimi</i>	105	1.000	688	6.552	7.552
	<i>Myzus persicae</i>	1	9	126	1.200	1.209
	<i>Brevicoryne brassicae</i>	18	171	57	543	714
	<i>Aulacorthum solani</i>	-	-	37	352	352
	<i>Aphis gossypii</i>	34	324	-	-	324
	<i>Aphis fabae solanella</i>	16	152	2	19	171
	<i>Hyperomyzus lactucae</i>	9	86	3	29	115
	<i>Aphis nerii</i>	12	114	-	-	114
	<i>Macrosiphum euphorbiae</i>	-	-	12	114	114
	<i>Uroleucon ambrosiae</i>	2	19	10	95	114
	<i>Aphis craccivora</i>	2	19	3	29	48
	<i>Pemphigus bursarius</i>	2	19	-	-	19
	<i>Pentalonia nigronervosa</i>	-	-	1	19	19
Σ PRIMAVERA		201	1.913	939	8952	10.865
Σ GERAL		479	4557	1.383	13.175	17.732

5.3 MAPAS DE CALOR DA AFIDOFAUNA

Quanto à associação da época do ano e as maiores amostragens de colônias de afídeos em suas hospedeiras, tanto da vegetação espontânea quanto das brássicas cultivadas, em Biritiba Mirim, observou-se um número maior de espécimes formando colônias na primavera de 2021 (Figura 15). Em Ibiúna, verificou-se que as colônias de afídeos foram maiores no inverno de 2021. Porém, durante os três anos avaliados, a primavera também se caracterizou como uma estação propícia para o aumento do número de indivíduos nas colônias (Figura 16). Com relação às análises de abundância relativa, em Biritiba Mirim, as revoadas (afídeos coletados em armadilhas amarelas de água) mais abundantes também ocorreram principalmente no verão de 2019 e primavera de 2020 (Figura 15). Em Ibiúna, as maiores revoadas foram registradas na primavera de 2020 e 2021 (Figura 16).

Observa-se, nos gráficos de calor (Figuras 15 e 16), que tanto a formação de colônias quanto as revoadas seguiram o mesmo padrão, sendo a primavera a principal estação para a manutenção da maior parte das espécies de afídeos observadas nas monitoradas, exceto para a

abundância absoluta registrada em Ibiúna, que concentrou as maiores populações de afídeos colonizando suas plantas hospedeiras.

5.4 ÍNDICE DE SHANNON (H')

O índice de Shannon (H') foi utilizado para comparar a diversidade de espécies dentro das comunidades de afídeos capturados em Biritiba Mirim e Ibiúna, tanto para a abundância absoluta quanto para a abundância relativa. Nas duas localidades, avaliando a abundância absoluta, a diversidade de espécies foi considerada predominantemente baixa. Os índices H' referentes à diversidade da afidofauna avaliada em Biritiba Mirim, nos anos de 2019, 2020 e 2021 foram de 0,562, 1,258 e 1,062, respectivamente. Em Ibiúna, os índices H' , no mesmo triênio, foram 1,358, 1,530 e 1,127 (Tabelas 18 e 19). Para a abundância relativa, observou-se que a diversidade de espécies foi considerada média somente em Biritiba Mirim no ano de 2021 ($H'=2,081$). Nos demais anos, em ambas as localidades, a diversidade foi considerada baixa (valores de H' entre 0,924 e 1,778) (Tabelas 18 e 19).

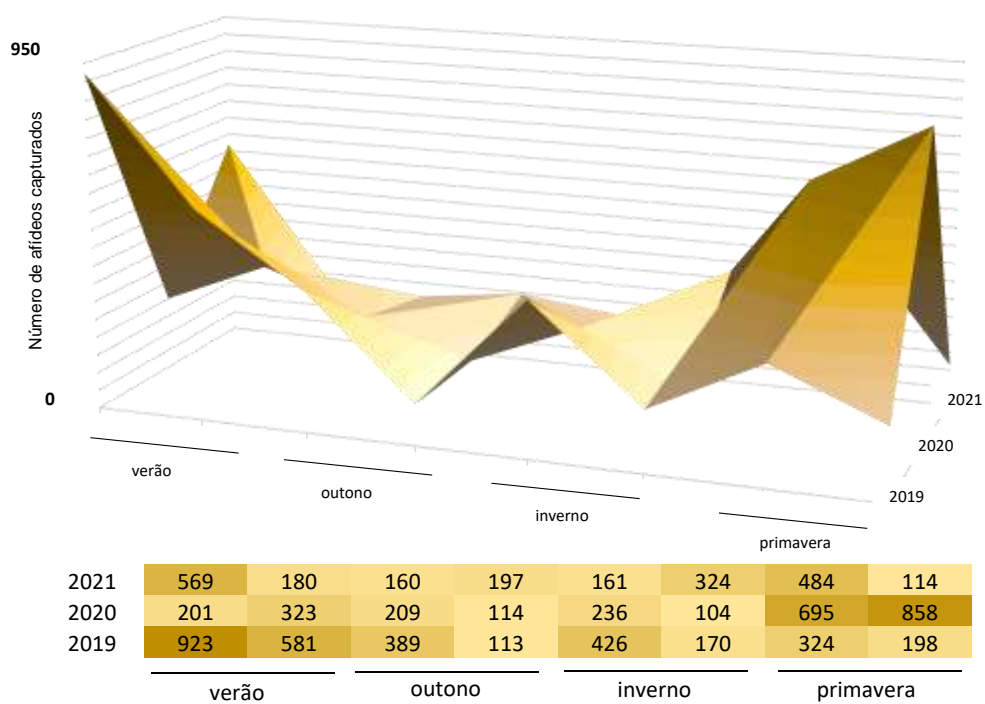
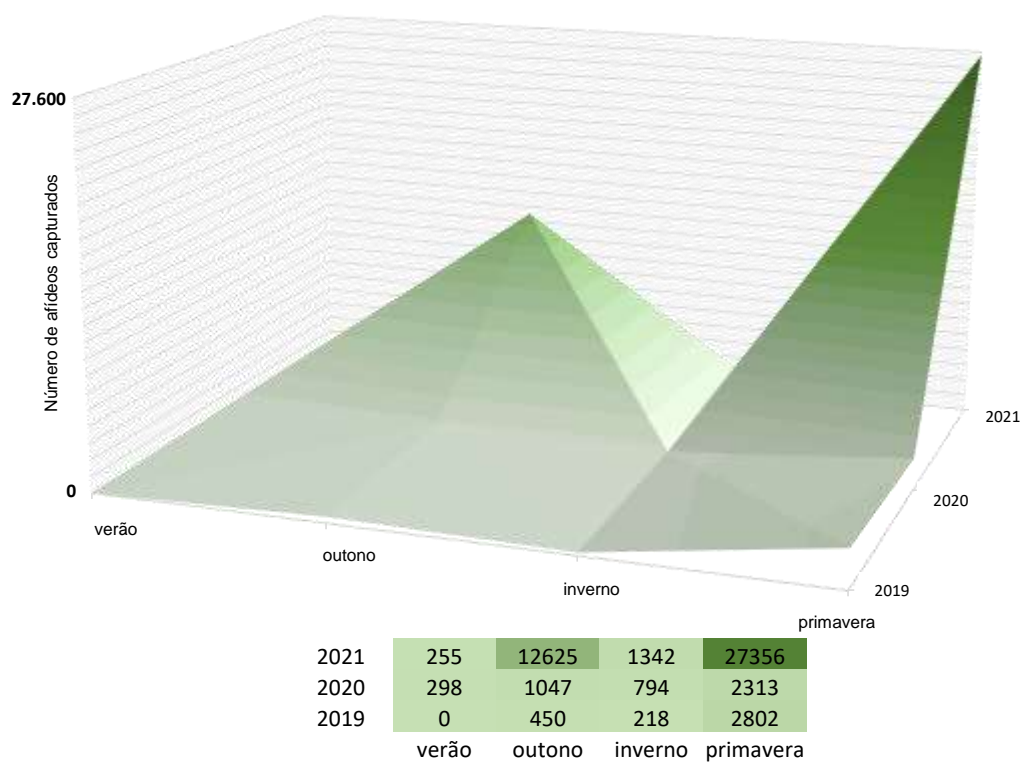
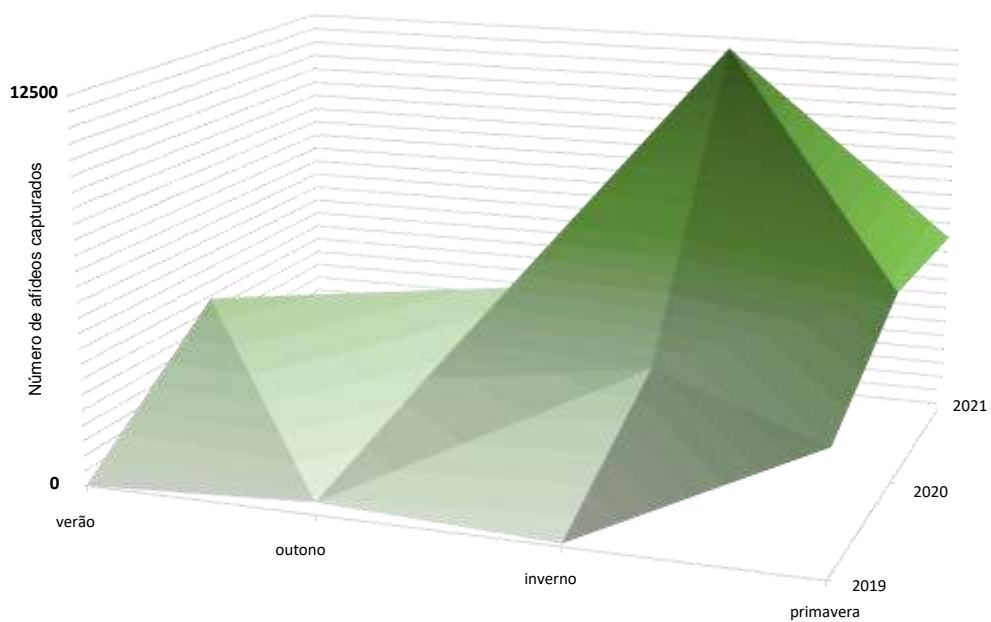
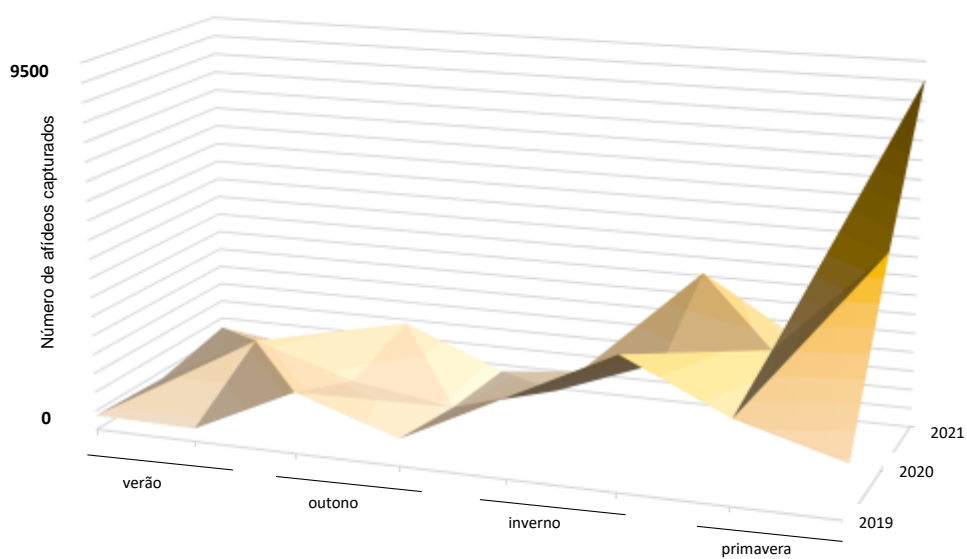


Figura 15 – Mapas de calor das abundâncias absoluta (em verde) e relativa (em amarelo) da afidofauna de Biritiba Mirim em áreas de cultivos de brássicas monitoradas, nas quatro estações do ano, em 2019, 2020 e 2021



2021	145	2809	12135	5994
2020	3895	1781	2970	6251
2019	0	411	99	3995
	verão	outono	inverno	primavera



2021	723	370	1332	312	589	3541	1913	8952
2020	304	1629	818	409	1152	2196	2798	2723
2019	322	286	1598	714	2076	3437	2168	1398
	verão	outono	inverno	primavera				

Figura 16 – Mapas de calor das abundâncias absoluta (em verde) e relativa (em amarelo) da afidofauna de Ibiúna em áreas de cultivos de brássicas monitoradas, nas quatro estações do ano, em 2019, 2020 e 2021

5.5 ÍNDICE DE SIMPSON (D)

Com o objetivo de comparar a diversidade da afidofauna entre as duas áreas monitoradas (Biritiba Mirim e Ibiúna), utilizou-se o índice de Simpson (D). Com relação à abundância absoluta, a diversidade de espécies da comunidade de Ibiúna, em 2019, foi maior do que a de Biritiba Mirim, com valores de $D=0,30$ em Ibiúna e $D=0,78$ em Biritiba Mirim. Isso significa que a chance de capturar um indivíduo da mesma espécie, com mais frequência, na comunidade de Ibiúna foi maior do que na comunidade de Biritiba Mirim, em 2019. Em 2020, a diversidade de espécies das duas comunidades foi semelhante ($D=0,29$ para Biritiba Mirim e $D=0,26$ para Ibiúna). Em 2021, a diversidade de espécies da comunidade de Biritiba Mirim ($D=0,46$) foi maior do que a de Ibiúna ($D=0,52$) (Tabelas 18 e 19). Esses resultados indicam que a abundância absoluta não está associada somente com as plantas hospedeiras, mas também com outros fatores, incluindo o manejo e controle de plantas da vegetação espontânea e as condições abióticas (ver mais adiante, no item 5.6).

Os resultados do índice de Simpson (D) relacionados à abundância relativa revelaram que, em 2019, a diversidade de espécies da comunidade de Ibiúna foi maior do que a de Biritiba Mirim, com valores de $D=0,34$ em Ibiúna e $D=0,59$ em Biritiba Mirim, o que indica que a diversidade da comunidade de Ibiúna foi maior do que na comunidade de Biritiba Mirim. Em 2020, a diversidade de espécies das duas comunidades foi semelhante ($D=0,29$ para Biritiba Mirim e $D=0,33$ para Ibiúna). Em 2021, a diversidade de espécies da comunidade de Ibiúna ($D=0,26$) foi menor do que a de Biritiba Mirim ($D=0,17$) (Tabelas 18 e 19). Ressalta-se que as revoadas podem ser diretamente influenciadas pelos níveis de precipitação e temperatura (ver mais adiante, no item 5.7).

5.6 ÍNDICE DE SORENSEN (S)

Com relação à abundância absoluta, o índice de similaridade de Sorensen (S) das comunidades de espécies de afídeos nas duas áreas monitoradas foi de 80% em 2019, 82% em 2020 e 95% em 2021 (Tabela 18), indicando que as duas comunidades apresentam alto grau de similaridade da composição da afidofauna que colonizou plantas espontâneas e cultivadas nas áreas monitoradas.

Para a abundância relativa, o índice de similaridade de Sorensen (S) das comunidades de espécies de afídeos nas duas áreas monitoradas foi de 88% em 2019, 81% em 2020 e 88% em 2021 (Tabela 19), o que indica que as duas comunidades apresentaram alto grau de similaridade da composição da afidofauna que sobrevoou as áreas monitoradas.

5.7 ÍNDICE DE PEARSON (r)

As influências da pluviosidade e da temperatura nas abundâncias absoluta e relativa da afidofauna nas áreas amostradas foram avaliadas por meio do índice de Pearson (r), nos três anos de monitoramento. Em Biritiba Mirim, a interferência da pluviosidade na abundância absoluta das colônias de afídeos (nas respectivas plantas hospedeiras) variou de fraco-negativo ($r=-0,409$) em 2019, ínfimo-negativo ($r=-0,042$) em 2020, e fraco-positivo ($r=0,383$) em 2021 (Figura 17). A interferência da temperatura, em Biritiba Mirim, variou de fraco-positivo ($r=0,270$) em 2019, moderado-positivo ($r=0,662$) em 2020, e fraco-negativo ($r=-0,152$) em 2021 (Figura 17). A interferência da pluviosidade na abundância absoluta das colônias de afídeos, em Ibiúna, variou de fraco-negativo ($r=-0,186$) em 2019, forte-positivo ($r=0,585$) em 2020 e forte-negativo ($r=-0,588$) em 2021 (Figura 18). Em Ibiúna, a temperatura teve interferência de moderado-positivo ($r=0,523$) em 2019, forte-positivo ($r=0,967$) em 2020 e moderado-negativo ($r=-0,608$) em 2021 (Figura 18; Tabela 18).

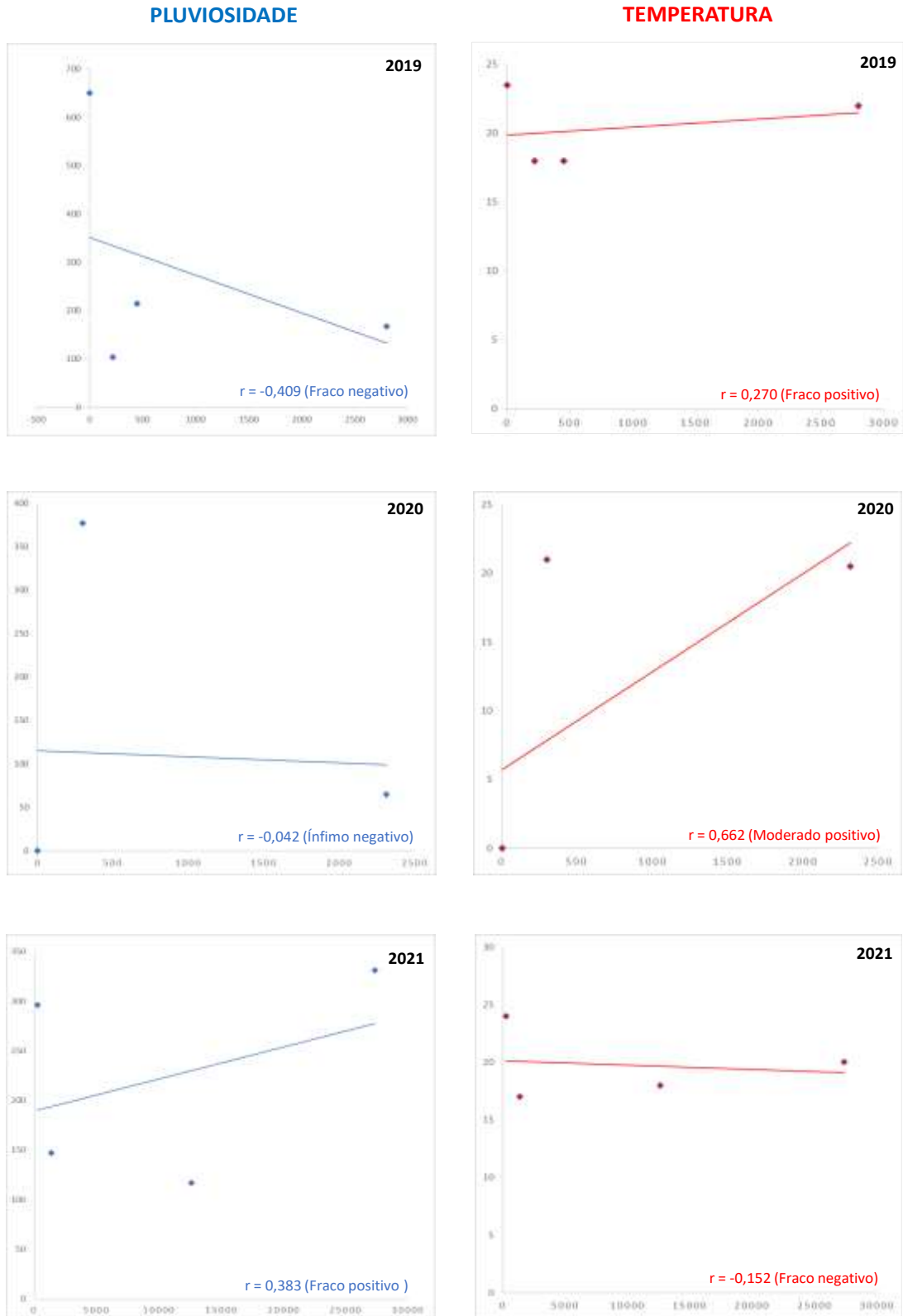
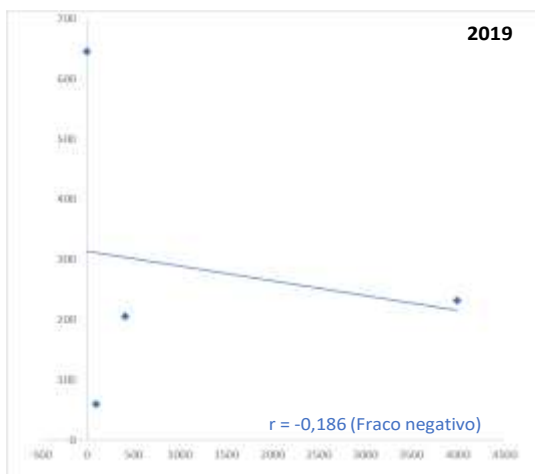


Figura 17 – Índices de Pearson (r) obtidos da abundância absoluta relativos às influências da pluviosidade (mm) e temperatura ($^{\circ}\text{C}$) sobre a afidofauna registrada em Biritiba Mirim nos três anos de avaliação (2019, 2020, 2021)

PLUVIOSIDADE



TEMPERATURA

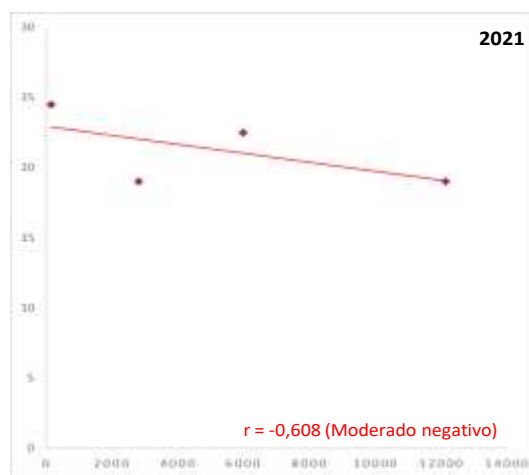
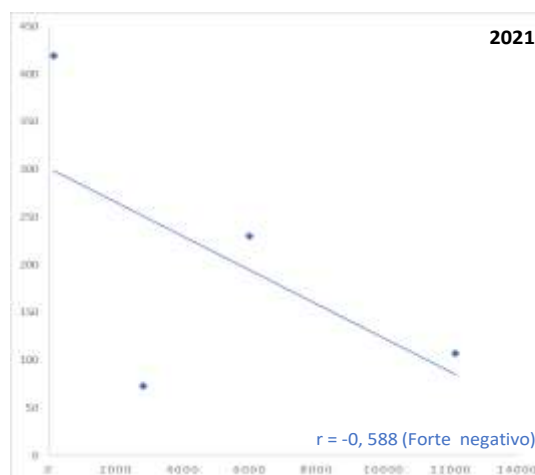
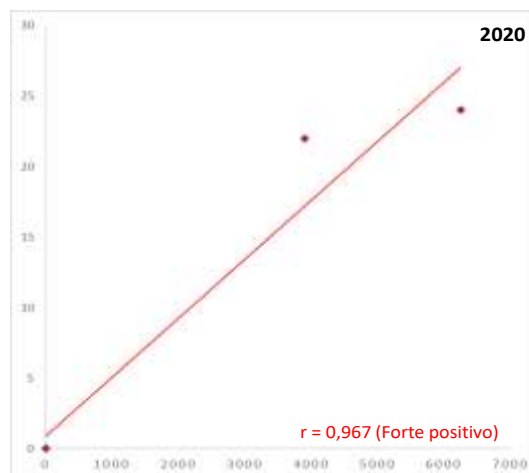
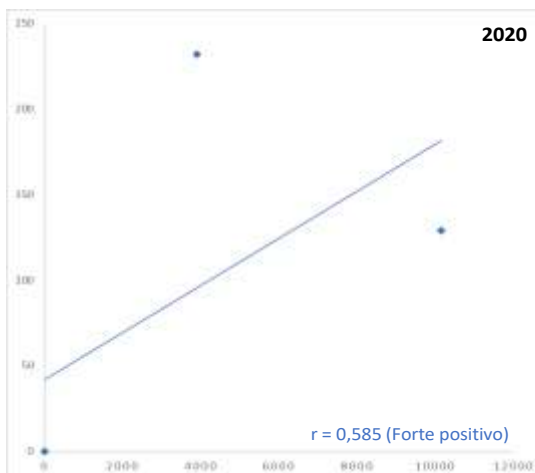
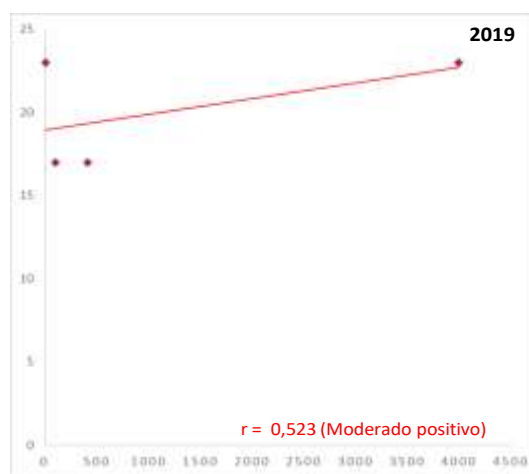


Figura 18 – Índices de Pearson (r) obtidos da abundância absoluta relativos às influências da pluviosidade (mm) e temperatura (°C) sobre a afidofauna registrada em Ibiúna nos três anos de avaliação (2019, 2020, 2021)

Com relação à abundância relativa, referente às revoadas da afidofauna, tanto a pluviosidade como a temperatura, nas duas localidades, influenciaram de forma positiva em praticamente todos os anos avaliados, exceto em Ibiúna, em 2021, que a pluviosidade interferiu de forma ínfima-negativa ($r=-0,035$) na revoada de afídeos (Tabela 19). Em Biritiba Mirim, a interferência da pluviosidade teve variação de fraco-positivo ($r=0,012$) em 2019, fraco-positivo ($r=0,257$) em 2020, e forte-positivo ($r=0,791$) em 2021 (Figura 19). A interferência da temperatura, em Biritiba Mirim, variou de moderado-positivo ($r=0,615$) em 2019, moderado-positivo ($r=0,542$) em 2020, e ínfimo-positivo ($r=0,142$) em 2021 (Figura 19). Em Ibiúna, a interferência da pluviosidade na abundância relativa das colônias de afídeos variou de fraco-positivo ($r=0,329$) em 2019, fraco-positivo ($r=0,368$) em 2020, e ínfimo-negativo ($r=-0,035$) em 2021 (Figura 20). Em 2019, a temperatura teve interferência de moderado-positivo ($r=0,718$), moderado-positivo ($r=0,695$) em 2020, e fraco-positivo ($r=0,472$) em 2021 (Figura 20; Tabela 19).

Esses resultados indicam que a pluviosidade e a temperatura interferiram, principalmente, nas revoadas da afidofauna nas duas áreas monitoradas. Ao contrário, a formação de colônias nas plantas hospedeiras foram menos afetadas por esses fatores abióticos.

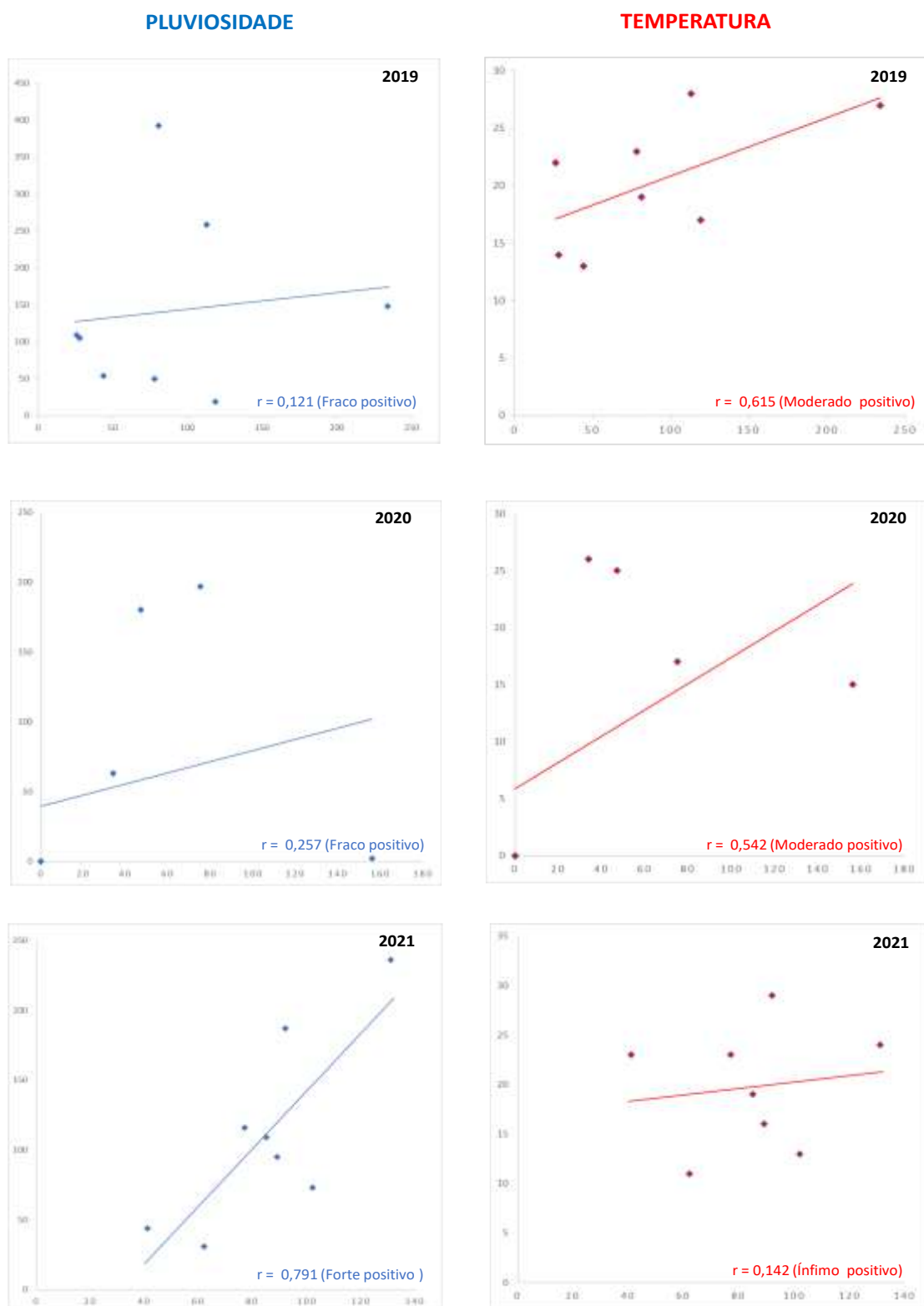
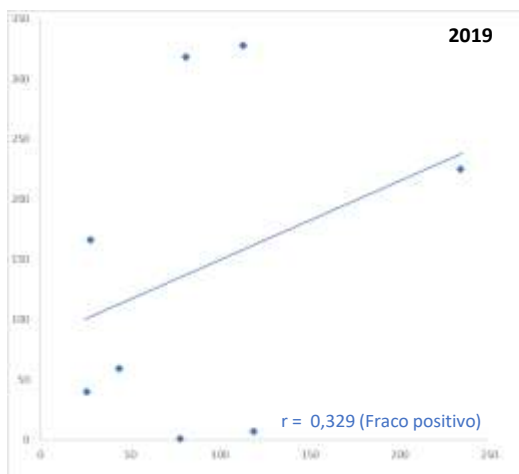


Figura 19 – Índices de Pearson (r) obtidos da abundância relativa, referentes às influências da pluviosidade (mm) e temperatura (°C) sobre a afidofauna registrada em Biritiba Mirim nos três anos de avaliação (2019, 2020, 2021)

PLUVIOSIDADE



TEMPERATURA

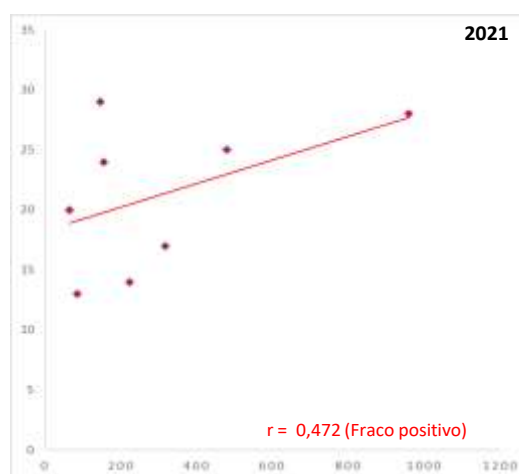
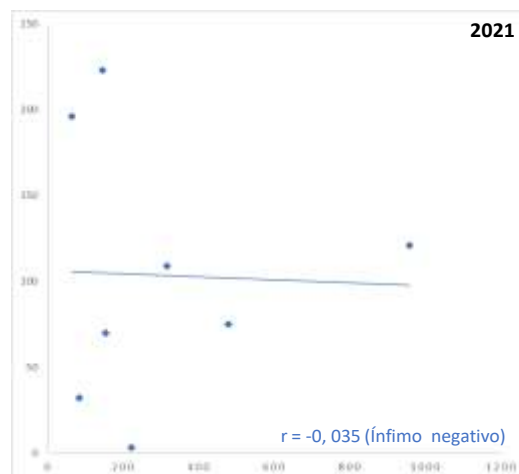
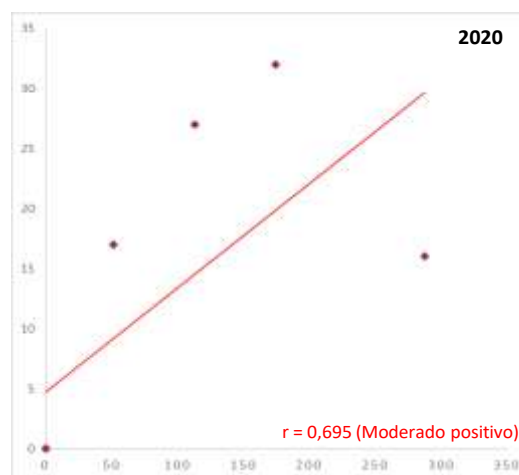
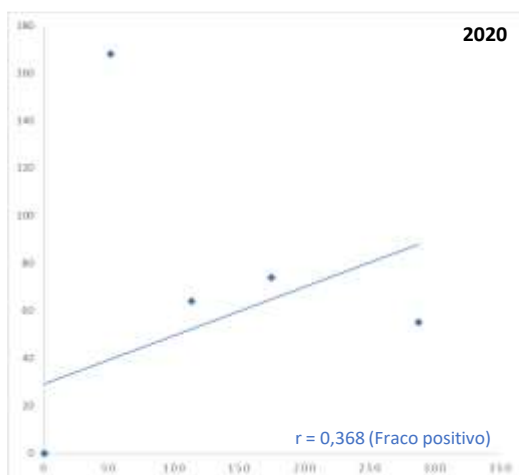
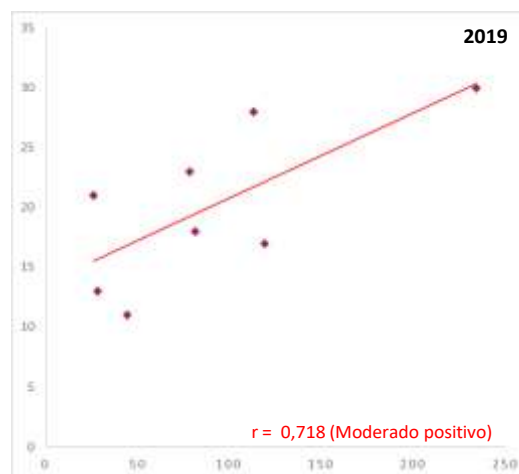


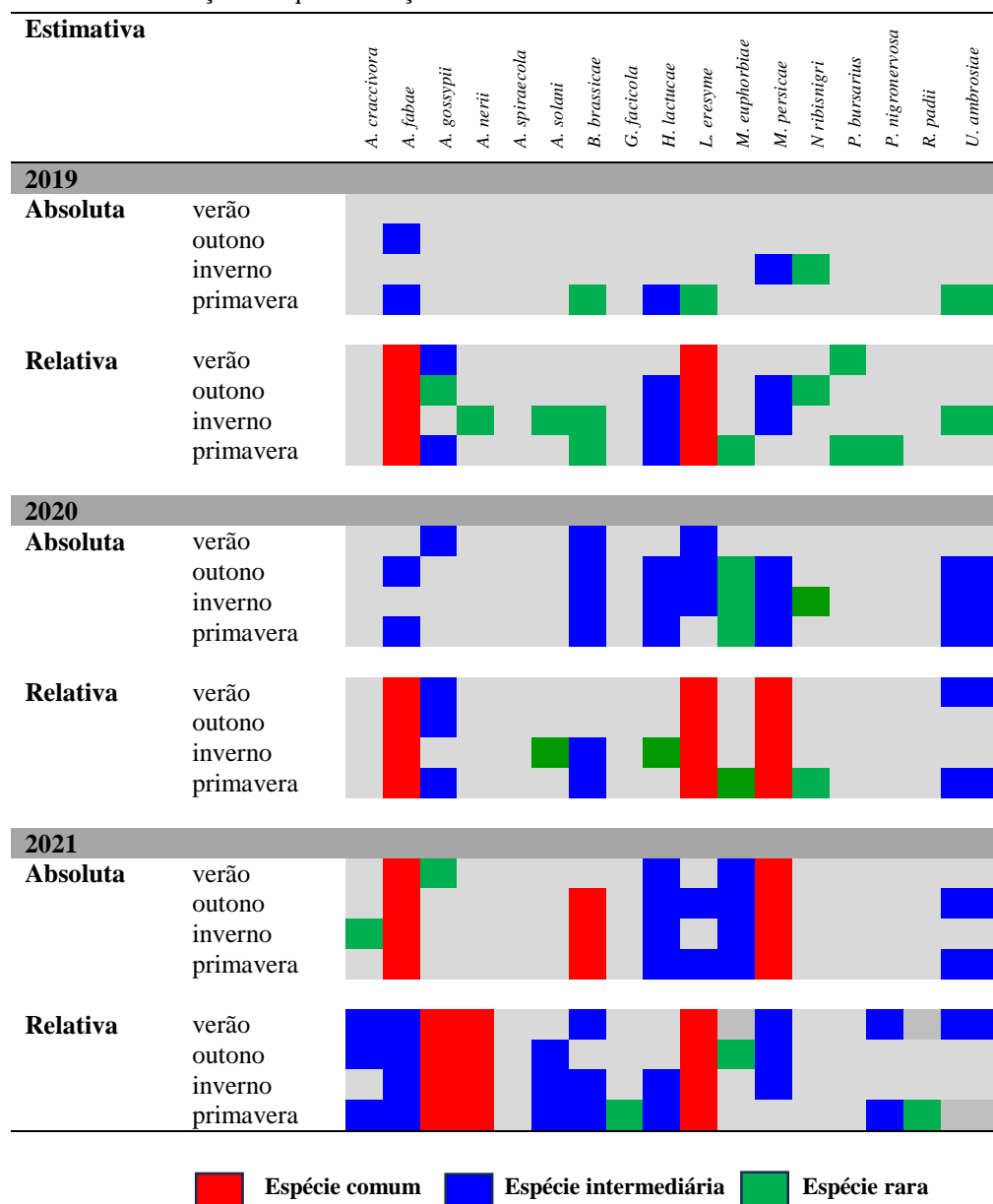
Figura 20 – Índices de Pearson (r) obtidos da abundância relativa, referentes às influências da pluviosidade (mm) e temperatura (°C) sobre a afidofauna registrada em Ibiúna nos três anos de avaliação (2019, 2020, 2021)

5.8 CLASSIFICAÇÃO GERAL

Com o objetivo de classificar as espécies de afídeos com relação à sua dominância e ocorrência nas coletas realizadas nas diferentes estações do ano, tanto diretamente das plantas hospedeiras (estimativa absoluta) quanto nas armadilhas de água (estimativa relativa), determinou-se a classificação geral nas três classes: comum, intermediária e rara.

Em Biritiba Mirim, as espécies polífitas *Aphis fabae solanella* e *Myzus persicae*, e a espécie oligófita *Lipaphis erysimi* foram classificadas como espécies intermediárias e comuns (Tabela 16). Esses resultados corroboram os obtidos nas estimativas das abundâncias absoluta e relativa (Tabelas 4 a 9), confirmando a importância dessas espécies de afídeos, tanto como de pragas e potenciais vetores de vírus. A espécie oligófita *Brevicoryne brassicae*, considerada uma das principais pragas de brássicas, foi classificada, em 2021, como espécie comum na estimativa absoluta, ou seja, colonizando brássicas silvestres no outono, inverno e primavera, e intermediária na estimativa da abundância relativa, principalmente no verão, inverno e primavera. Em 2019 e 2020, foi considerada rara ou intermediária, respectivamente (Tabela 16). Embora seja uma espécie de afídeo fortemente associada às brássicas cultivadas e da vegetação espontânea, indivíduos de *B. brassicae* tendem a constituir colônias ao invés de formar revoadas. Essas observações refletem as áreas monitoradas no presente trabalho onde predominam brássicas. Destacaram-se também a espécie polífito *Aphis gossypii* e a espécie oligófita *Hyperomyzus lactucae* classificadas como comuns e intermediárias. As demais espécies de afídeos se caracterizaram por serem raras nas áreas monitoradas (Tabela 16).

Tabela 16 – Classificação geral referente às estimativas absoluta e relativa da afidofauna em Biritiba Mirim durante três anos de avaliação nas quatro estações do ano



Em Ibiúna, o mesmo padrão de classificação das espécies de afídeos foi observado tanto na abundância absoluta quanto relativa, nos três anos avaliados (Tabela 17). Observou-se, porém, que *Brevicoryne brassicae* foi comum tanto na estimativa da abundância absoluta como na relativa, em 2021, em todas as estações do ano (Tabela 17).

Um resumo da avaliação da abundância absoluta (plantas hospedeiras) (Tabela 18) e da abundância relativa (armadilhas de água) (Tabela 19) é apresentado por meio da obtenção de

índices ecológicos e da classificação geral da afidofauna em duas áreas de produção de brássicas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna nos anos de 2019, 2020 e 2021.

Tabela 17 – Classificação geral referente às estimativas absoluta e relativa da afidofauna em Ibiúna durante três anos de avaliação nas quatro estações do ano

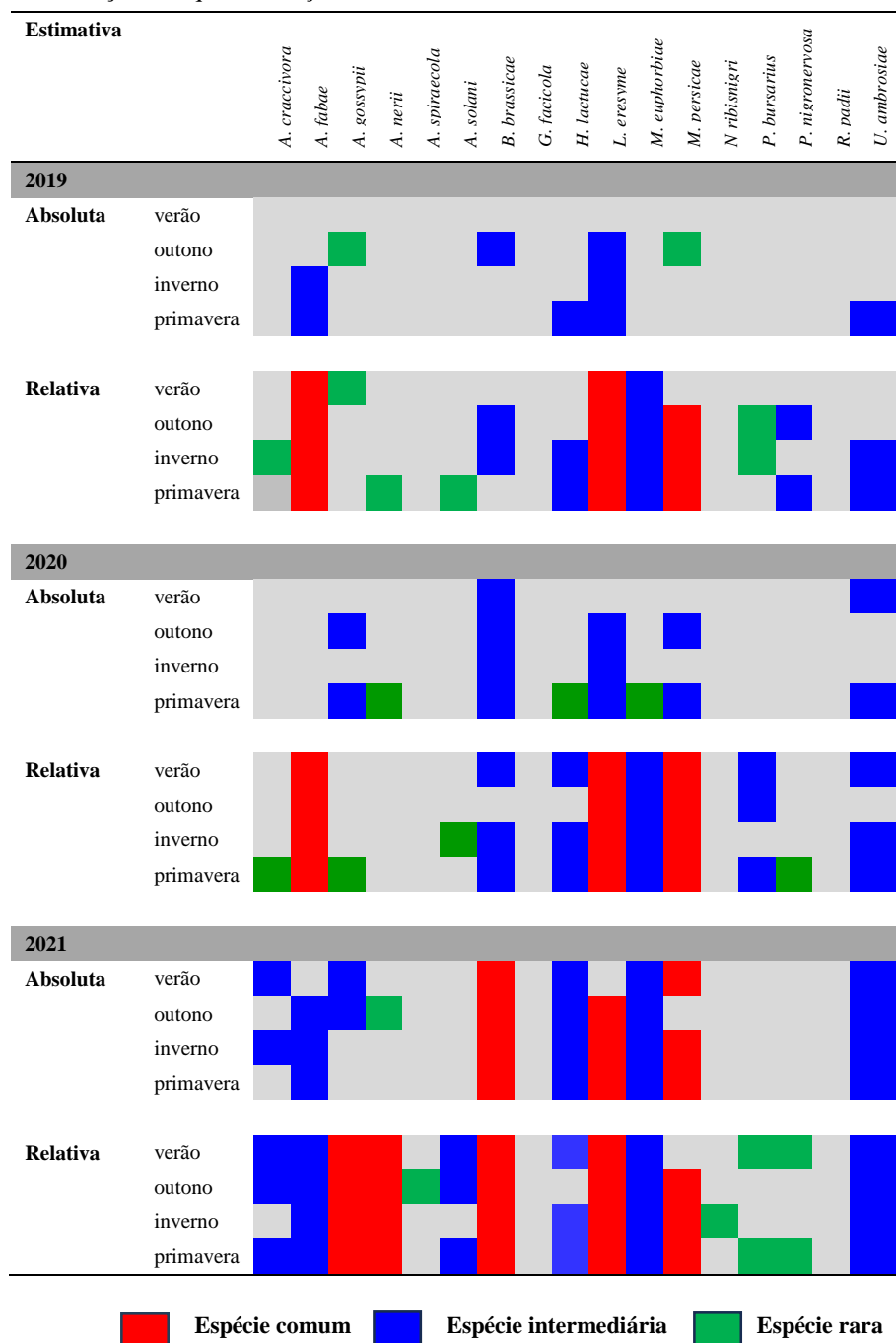


Tabela 18 – Avaliação da abundância absoluta (plantas hospedeiras) por meio da obtenção de índices ecológicos e da classificação geral da afidofauna em duas áreas de produção de brássicas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna nos anos de 2019, 2020 e 2021

Ano	Índice de Shannon (H')		Índice de Simpson (D)		Índice de Sorensen (S)		Índice de Pearson (r)		Classificação Geral/afidofauna ¹					
									Comum	Intermed.	Rara	Comum	Intermed.	Rara
	B. Mirim	Ibiúna	B. Mirim	Ibiúna	B. Mirim	Ibiúna	B. Mirim	Ibiúna	Biritiba Mirim			Ibiúna		
2019	0,562	1,358	0,786	0,304	80%		P -0,409	P -0,186	Afs	-	Bb	-	Afs	Ag
	baixa diversidade		menor diversidade	maior diversidade	similaridade		Fraço negativo	Fraço negativo	HI		Le		Bb	Mp
2020	1,258	1,503	0,298	0,261	82%		P -0,042	P 0,585		Afs	Me	-	Ag	An
	baixa diversidade		menor diversidade	maior diversidade	similaridade		Ínfimo negativo	Forte positivo		Ag	Nr		Bb	HI
2021	1,062	1,127	0,461	0,527	95%		P 0,383	P -0,588		HI	Ac	Bb	Ac	An
	baixa diversidade		maior diversidade	menor diversidade	similaridade		Fraço positivo	Moderado negativo		Le	Ag	Le	Afs	
							T 0,270	T 0,523		Mp	Ua		Le	Ua
							Fraço positivo	Moderado positivo					Ua	
							T 0,662	T 0,976					Mp	
							Moderado positivo	Forte positivo					Ua	
							T -0,152	T -0,608					HI	
							Fraço negativo	Moderado negativo					Me	
													Ua	

¹ Espécies de afídeos identificadas: *Aphis craccivora* (Ac), *A. fabae solanella* (Afs), *A. gossypii* (Ag), *Brevicoryne brassicae* (Bb), *Hyperomyzus lactucae* (HI), *Lipaphis erysimi* (Le), *Macrosiphon euphorbiae* (Me), *Myzus persicae* (Mp), *Nasonovia ribisnigri* (Nr), *Pemphigus bursarius* (Pb), *Uroleucon ambrosiae* (Ua)

Tabela 19 – Avaliação da abundância relativa (armadilha de água de Moericke) por meio da obtenção de índices ecológicos e da classificação geral da afidofauna em duas áreas de produção de brássicas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna nos anos de 2019, 2020 e 2021

Ano	Índice de Shannon (H')		Índice de Simpson (D)		Índice de Sorensen (S)		Índice de Pearson (r)		Classificação Geral/afidofauna ¹					
	B. Mirim	Ibiúna	B. Mirim	Ibiúna	B. Mirim	Ibiúna	B. Mirim	Ibiúna	Comum	Intermed.	Rara	Comum	Intermed.	Rara
									Biritiba Mirim			Ibiúna		
2019	0,924 baixa diversidade	1,315	0,591 menor diversidade	0,346 maior diversidade	88% similaridade	P 0,121 Fraco positivo T 0,615 Moderado positivo	P 0,329 Fraco positivo T 0,718 Moderado positivo	Afs Le	Ag Hl Mp	Ag An As Bb Me Nr Pb Pn Ua	Afs Le Mp	Bb Hl Me Pn Ua	Ac Ag Na As Pb	
2020	1,490 baixa diversidade	1,472	0,295 maior diversidade	0,335 menor diversidade	81% similaridade	P 0,257 Fraco positivo T 0,542 Moderado positivo	P 0,368 Fraco positivo T 0,695 Moderado positivo	Afs Le Mp	Ag Bb Ua	As Hl Me Nr	Afs Le Mp	Bb Hl Me Pb Ua	Ac As Ag Pn	
2021	2,081 baixa diversidade	1,778	0,177 maior diversidade	0,260 menor diversidade	88% similaridade	P 0,791 Forte positivo T 0,142 Ínfimo positivo	P -0,035 Ínfimo negativo T 0,472 Fraco positivo	Ag Na Le	Ac Afs As Bb Hl Mp Pn Ua	Gf Me Rp	Ag Na Bb Le Mp	Ac Afs As Hl Me Ua	Asp Nr Pb Pn	

¹ Espécies de afídeos identificadas: *Aphis craccivora* (Ac), *A. fabae solanella* (Afs), *A. gossypii* (Ag), *A. nerii* (An), *A. spiraeicola* (Asp), *Aulacorthum solani* (Au/s), *Brevicoryne brassicae* (Bb), *Greenidea ficicola* (Gf), *Hyperomyzus lactucae* (Hl), *Lipaphis erysimi* (Le), *Macrosiphon euphorbiae* (Me), *Myzus persicae* (Mp), *Nasonovia ribisnigri* (Nr), *Pemphigus bursarius* (Pb), *Pentalonia nigronervosa* (Pn), *Rophalosiphum padii* (Rp), *Uroleucon ambrosiae* (Ua)

5.9 ANÁLISE DE AGRUPAMENTO (PAST) DAS ESPÉCIES DE AFÍDEOS

Para as análises de agrupamento das espécies de afídeos, utilizou-se o programa PAST (modelo *Jacard*), considerando o hábito alimentar (oligófago ou polífago), as estações do ano (verão, outono, inverno e primavera) e sua classificação geral (comum, intermediária e rara). Essas análises estão expressas em dendrogramas, cujo agrupamento final (obtido do próprio programa) foi estabelecido com valores de corte bastante elevados, entre 0,83 e 1,00 (Figuras 21, 22 e 23).

Para as estimativas absolutas, observou-se em Biritiba Mirim, em 2019, a formação de um agrupamento constituído pelas espécies oligófagas *Hyperomyzus lactucae*, *Brevicoryne brassicae* e *Lipaphis erysimi*, e pela espécie polífaga *Uroleucon ambrosiae* predominantemente na primavera. As espécies polífagas *Myzus persicae* e *Nasonovia ribisnigris* tiveram a tendência de se agrupar principalmente no inverno. *Aphis fabae* não se agrupou com as demais espécies, tendo sua maior concentração no outono e inverno (Figura 21). Em Ibiúna, em 2019, embora o número de espécies de afídeos tenha sido semelhante, os agrupamentos não refletiram o observado em Biritiba Mirim (Figura 21). Porém, em ambos os municípios, todas as espécies de afídeos foram classificadas como intermediárias e raras, com maior prevalência no outono e primavera (Figura 21). Em 2020, o agrupamento mais representativo do número de espécies de afídeos ocorreu no outono, inverno e primavera, sendo constituído por espécies polífagas (*Myzus persicae*, *Macrosiphum euphorbiae* e *Uroleucon ambrosiae*) associadas à espécie oligófaga *Hyperomyzus lactucae*. As espécies oligófagas *Lipaphis erysimi*, classificada como espécie comum, e *B. brassicae*, classificada como espécie intermediária, constituíram um agrupamento único relatado no verão e primavera. *Aphis gossypii* não se agrupou com nenhuma das demais espécies descritas (Figura 22). Em 2020, tanto em Biritiba Mirim quanto em Ibiúna, houve predomínio de espécies classificadas como intermediárias, além da ocorrência de espécies comuns: *Lipaphis erysimi* em Biritiba Mirim e *Uroleucon ambrosiae* e *Brevicoryne brassicae* em Ibiúna (Figura 22). Houve predomínio das espécies de afídeos na primavera, com exceção de *A. gossypii*, que só foi relatado no verão (Figura 22).

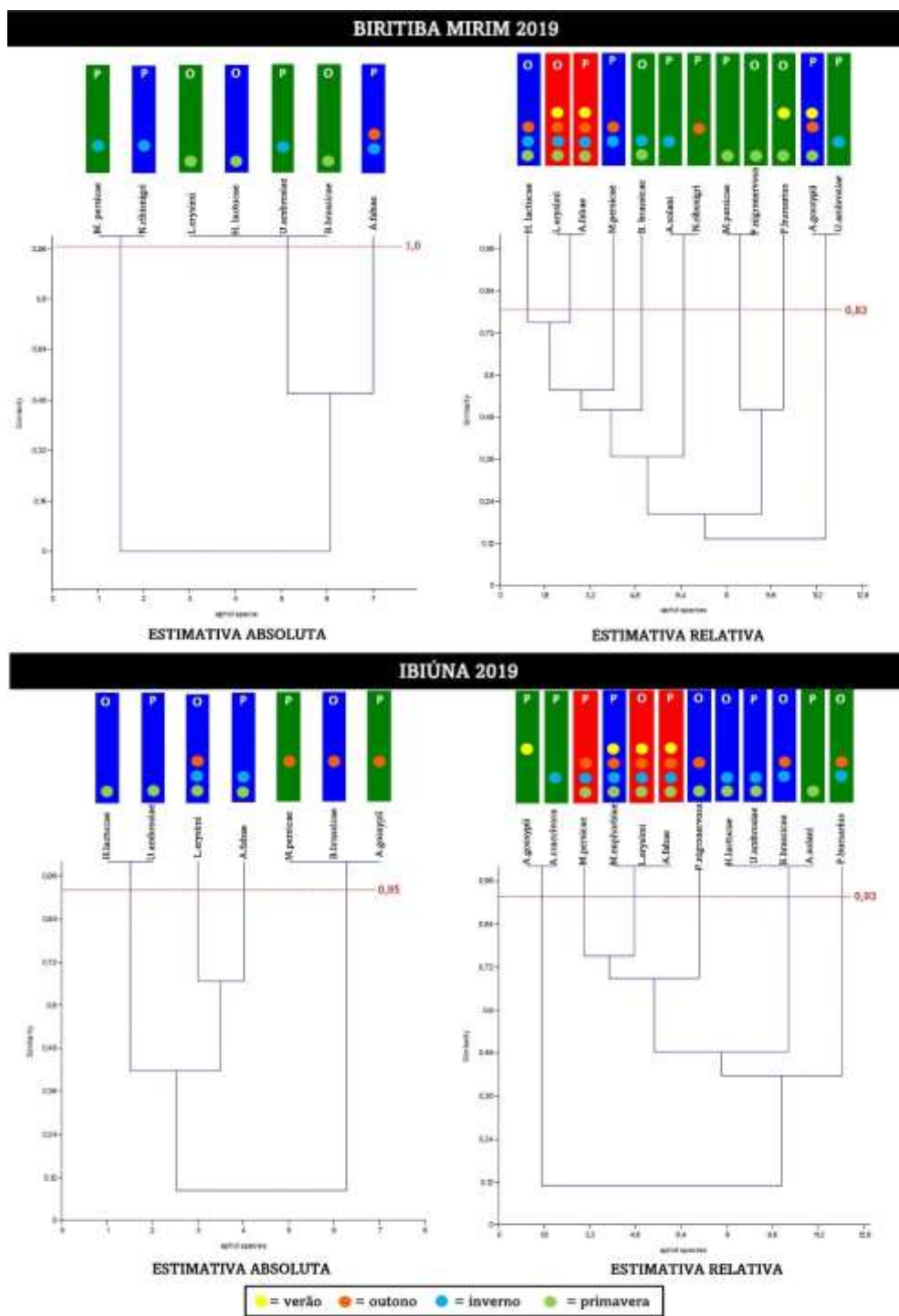


Figura 21 – Dendrogramas referentes às avaliações das estimativas absolutas e relativas da afidofauna nas áreas avaliadas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna, em 2019. Os retângulos coloridos indicam: vermelho = espécie de afídeo classificada como comum; azul escuro = espécie de afídeo classificada como intermediária; verde escuro = espécie de afídeo classificada como rara; P= espécie polífaga; O= espécie oligófaga. As épocas do ano estão indicadas em círculos nas cores amarelo (verão), laranja (outono), azul claro (inverno) e verde claro (primavera)

Em 2021, o agrupamento mais expressivo foi formado por três espécies polífagas (*A. fabae solanella*, *M. euphorbiae* e *M. persicae*), que foram classificadas como comuns, ocorrendo durante todas as estações do ano, associadas a uma espécie oligófaga (*H. lactucae*), classificada como intermediária. Observou-se também um segundo agrupamento formado por *B. brassicae* (oligófaga) e *U. ambrosiae* (polífaga), seguindo a mesma tendência do agrupamento principal. *Aphis craccivora* e *A. gossypii* (polífagas e classificadas como raras) e *L. erysimi* (oligófaga e classificada como intermediária) não constituíram agrupamentos e ocorreram em estações distintas. Em Ibiúna, em 2021, não se observou a formação de grupos constituídos por muitas espécies, sendo o agrupamento principal constituído por três espécies classificadas como intermediárias, sendo duas polífagas (*M. euphorbiae*, *U. ambrosiae*) e uma oligófaga (*H. lactucae*) (Figura 23). Houve também a formação de outros dois agrupamentos constituídos por espécies polífagas e oligófagas. Um deles constituído por duas espécies classificadas como comuns [*B. brassicae* (oligófaga) e *M. persicae* (polífaga)] ocorrendo na maioria das estações do ano, além de outro grupo constituído por *A. fabae solanella* (polífaga e intermediária) e *L. erysimi* (oligófaga e comum) ocorrendo no outono, inverno e primavera (Figura 23). Quanto às estimativas absolutas, vale ressaltar que os agrupamentos de espécies, de acordo com suas características biológicas, tendem a variar não somente com as condições climáticas, mas também com o manejo da cultura, ou seja, a eliminação das plantas da vegetação espontânea e a permanência de restos culturais, que influenciam na dinâmica da afidofauna associada às plantas hospedeiras (Figuras 21, 22 e 23).

Com relação às análises das estimativas relativas (afídeos capturados nas armadilhas de água), observa-se claramente nos dendrogramas, em 2019 em Biritiba Mirim, um maior número de espécies oligófagas classificadas como espécies raras, que formaram grupos com no máximo duas espécies (Figura 21). Destacaram-se duas espécies classificadas como comuns [*A. fabae solanella* (polífaga) e *L. erysimi* (oligófaga)], formando um grupo, que ocorreu em todas as estações do ano de 2019. Em Ibiúna, houve também a formação de um grupo constituído por duas espécies comuns [*A. fabae solanella* (polífaga) e *L. erysimi* (oligófaga)] associadas a *M. euphorbiae* (polífaga) classificada como intermediária. *Myzus persicae* também foi classificado como espécie comum, realizando revoadas na área monitorada, porém não formou grupo (Figura 21). Em 2020, todas as espécies foram relatadas na primavera (Figura 22).

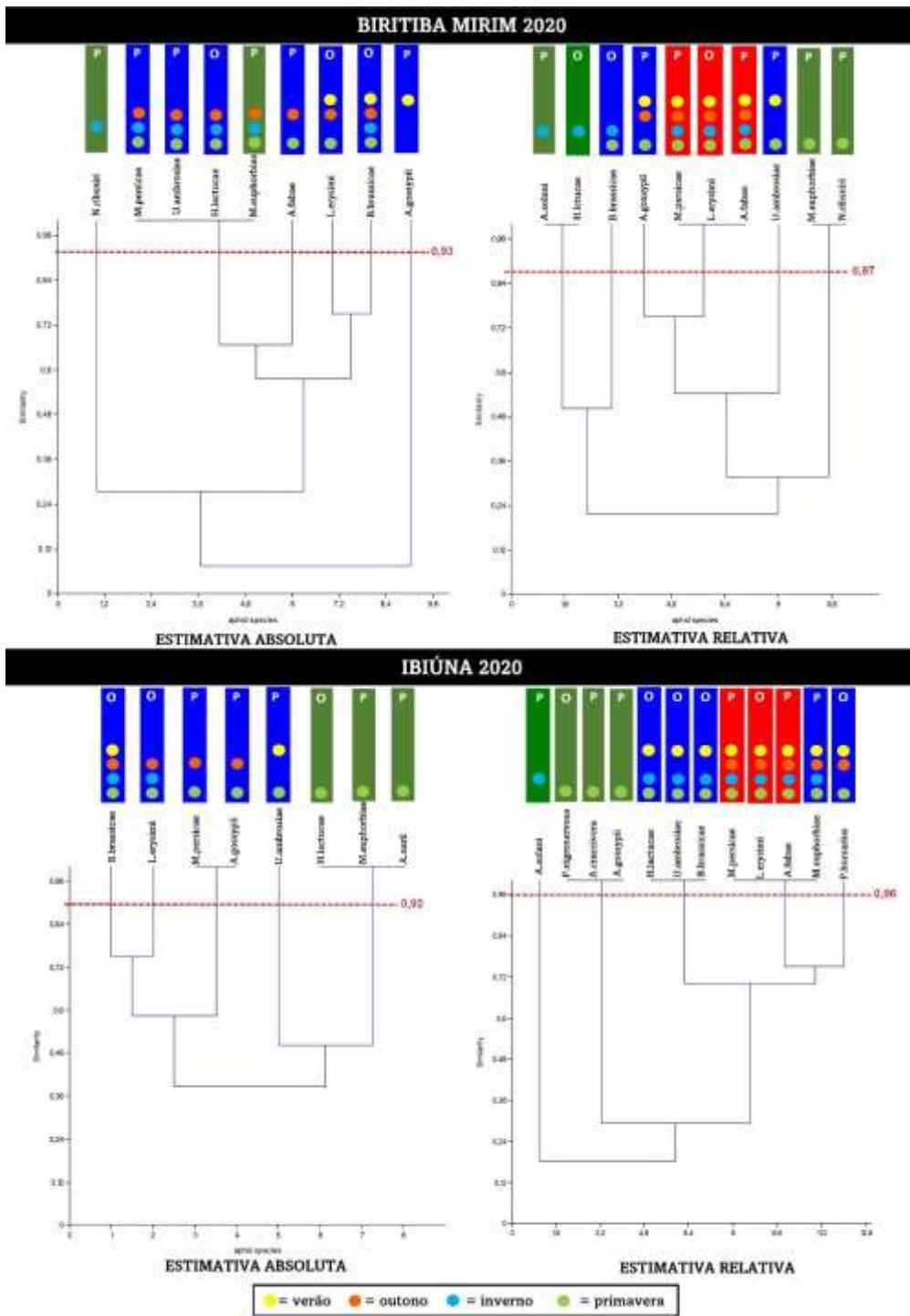


Figura 22 – Dendrogramas referentes às avaliações das estimativas absolutas e relativas da afidofauna nas áreas avaliadas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna, em 2020. Os retângulos coloridos indicam: vermelho = espécie de afídeo classificada como comum; azul escuro = espécie de afídeo classificada como intermediária; verde escuro = espécie de afídeo classificada como rara; P= espécie polífaga; O= espécie oligófaga. As épocas do ano estão indicadas em círculos nas cores amarelo (verão), laranja (outono), azul claro (inverno) e verde claro (primavera)

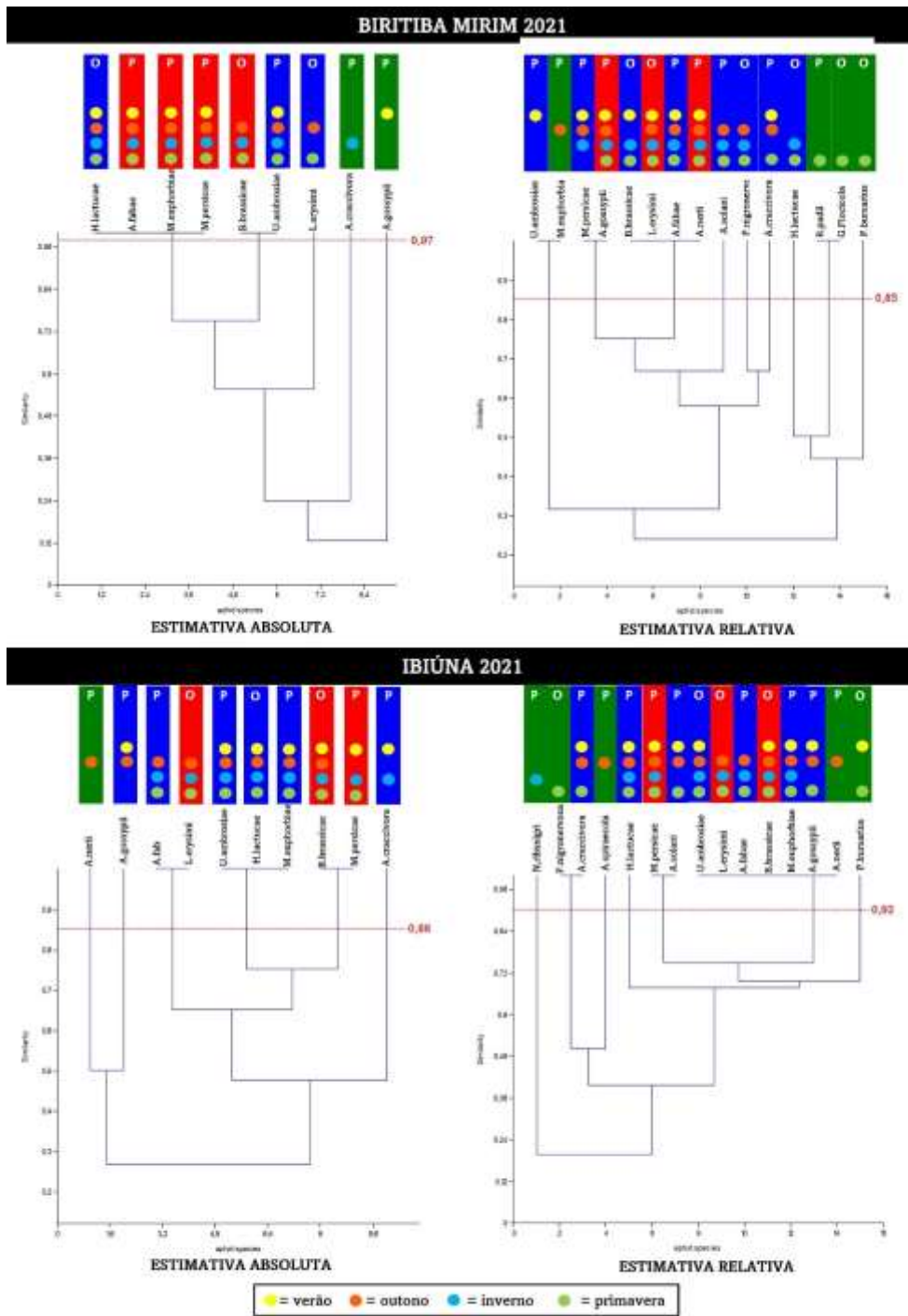


Figura 23 – Dendrogramas referentes às avaliações das estimativas absolutas e relativas da afidofauna nas áreas avaliadas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna, em 2021. Os retângulos coloridos indicam: vermelho = espécie de afídeo classificada como comum; azul escuro = espécie de afídeo classificada como intermediária; verde escuro = espécie de afídeo classificada como rara; P= espécie polífaga; O= espécie oligófaga. As épocas do ano estão indicadas em círculos nas cores amarelo (verão), laranja (outono), azul claro (inverno) e verde claro (primavera).

O ano de 2021, de acordo com as análises das estimativas relativas, foi o mais expressivo em número de espécies e na formação de grupos de espécies em todas as estações do ano, tanto para Biritiba Mirim quanto para Ibiúna (Figura 23). Em Ibiúna, observou-se a formação de um grande grupo constituído por sete espécies de afídeos, classificados predominantemente como comuns e intermediárias, englobando as quatro espécies de afídeos (*A. fabae solanella*, *A. nerii*, *B. brassicae*, *L. erysimi*), comuns e intermediárias, que também sobrevoaram a área monitorada em Biritiba Mirim em todas as estações do ano (Figura 23).

5.10 MONITORAMENTO DA AFIDOFAUNA E SUA ASSOCIAÇÃO COM OS RESPECTIVOS RESERVATÓRIOS DOS PRINCIPAIS VÍRUS QUE OCORREM EM BRÁSSICAS

Simultaneamente às amostragens de colônias de afídeos diretamente de plantas hospedeiras (estimativa absoluta) e capturas e identificação das formas aladas nas armadilhas amarelas de água (estimativa relativa), utilizaram-se armadilhas amarelas adesivas de impacto para a avaliação da abundância da afidofauna alada nas áreas monitoradas. Amostragens foliares foram feitas quinzenalmente em canteiros comerciais pré-definidos de couve-chinesa (variedades Natsume e Naomi/ Sakata Seeds) em Biritiba Mirim, e brócolis (variedades Hanapon e Hanabi/ Sakata Seeds) em Ibiúna. De acordo com as práticas culturais adotadas pelos produtores, cada quadrante foi composto de aproximadamente 400 plantas em uma área amostral de 100 m². Determinou-se que as amostragens, por quadrante, poderiam ser compostas de dez folhas coletadas ao acaso ao longo de duas diagonais cruzadas (5 plantas/diagonal) (CASSINO & RODRIGUES, 2004). Somando os quatro quadrantes, quarenta amostras foliares de couve-chinesa e brócolis foram coletadas em cada visita, em Biritiba Mirim e Ibiúna, respectivamente.

Durante o monitoramento sorológico, nenhum vírus foi detectado nas variedades comerciais de couve-chinesa e de brócolis. Entretanto, nas amostragens foliares de plantas de nabiça (*Raphanus sativus*) e couve-de-folha com sintomas de clareamento de nervuras, mosaico e bolhas, realizadas tanto no interior dos canteiros como nos transectos marginais às áreas de cultivos, constatou-se a ocorrência do cauliflower mosaic virus (CaMV), cole latent virus (CoLV) e turnip mosaic virus (TuMV) (Figuras 24 e 25).

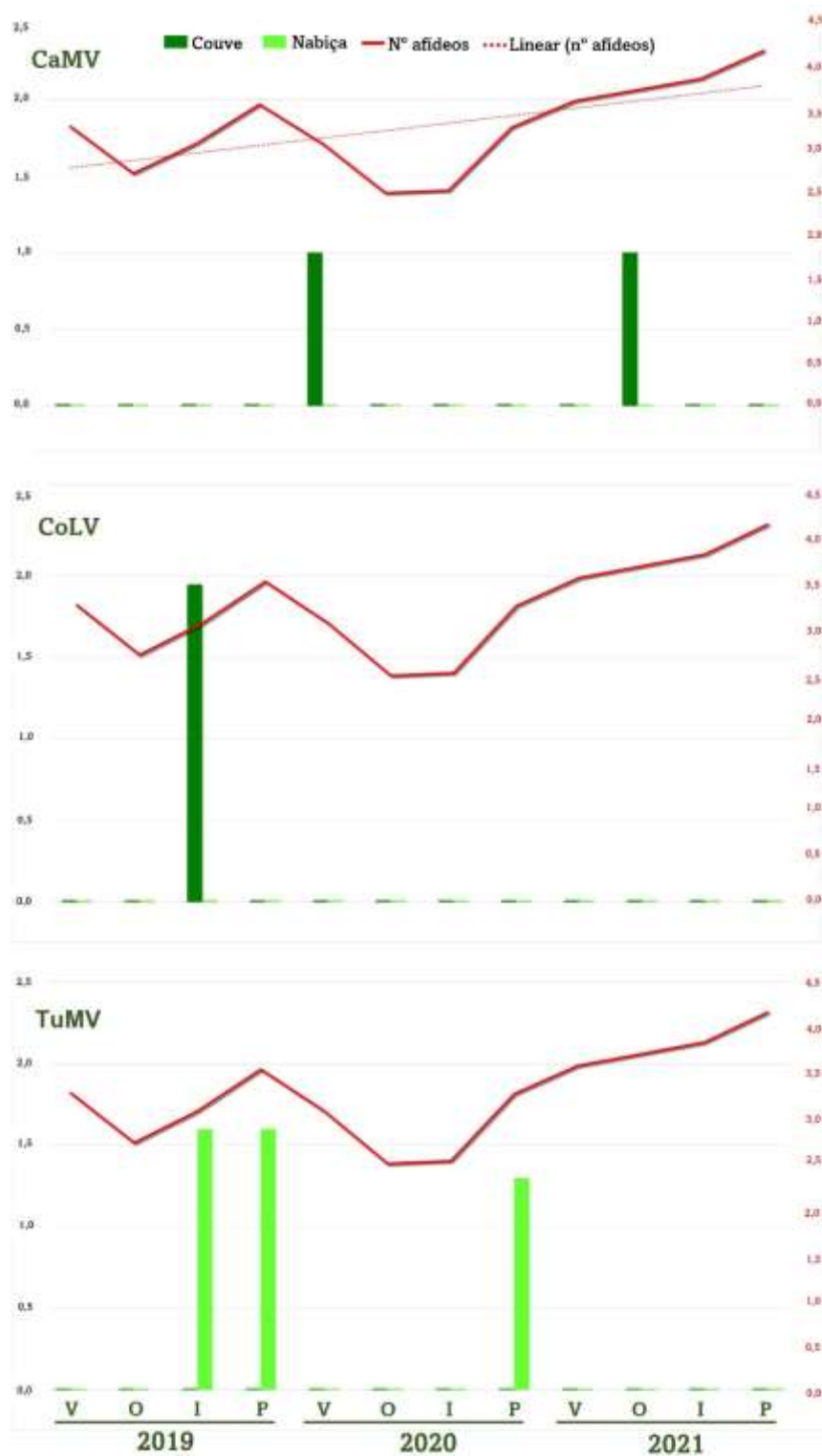


Figura 24 – Associação das revoadas da afidofauna e das plantas hospedeiras do cauliflower mosaic virus (CaMV), cole latent virus (CoLV) e turnip mosaic virus (TuMV) nas áreas monitoradas de Biritiba Mirim nos três anos de avaliação (2019, 2020 e 2021), nas quatro estações: V= verão; O= outono; I= inverno; P= primavera. Valores absolutos de plantas infectadas e revoadas de afídeos convertidos em $(\log X+1)$.

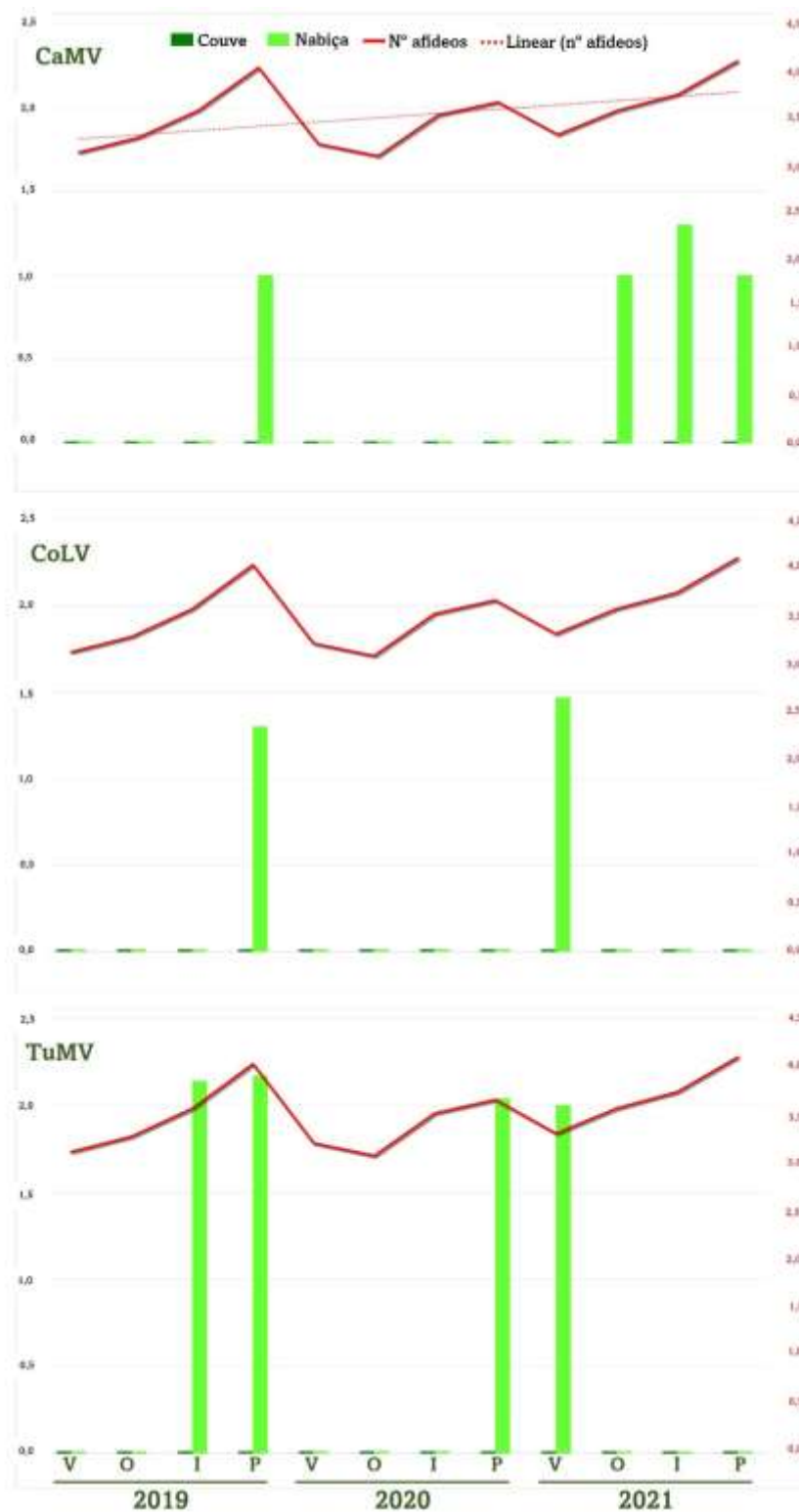


Figura 25 – Associação das revoadas da afidofauna e das plantas hospedeiras do cauliflower mosaic virus (CaMV), cole latent virus (CoLV) e turnip mosaic virus (TuMV) nas áreas monitoradas de Ibiúna nos três anos de avaliação (2019, 2020 e 2021) nas quatro estações: V= verão; O= outono; I= inverno; P= primavera. Valores absolutos de plantas infectadas e revoadas de afídeos convertidos em $(\log X+1)$.

Nas duas áreas monitoradas, nos três anos de avaliação, as maiores revoadas de afídeos (armadilhas adesivas) foram observadas iniciando no outono e se estendendo até a primavera (Figuras 24 e 25). Na propriedade monitorada em Biritiba Mirim, havia uma maior diversidade de espécies olerícolas cultivadas (alface, brócolis, couve-de-folha, couve-flor, repolho etc.). Ao contrário, na propriedade de Ibiúna, havia somente o cultivo intensivo de brócolis. Isso refletiu nos resultados positivos de detecção do CaMV e CoLV em couve-de-folha em Biritiba Mirim, o que não ocorreu em Ibiúna. Porém, plantas de nabiça estiveram diretamente relacionadas às elevadas revoadas de afídeos, além de se comportarem como reservatórios do CaMV, CoLV e TuMV (Figuras 24 e 25), desempenhando um papel-chave na manutenção das fontes de inóculo dos vírus, com potencial para influenciar a epidemiologia dessas viroses.

5.11 PROBABILIDADE DE TRANSMISSÃO POR UMA ÚNICA ESPÉCIE DE AFÍDEO

Diante dos resultados obtidos referentes às abundâncias absoluta e relativa, diversidade e agrupamentos da afidofauna nas áreas de produção comercial de brássicas, constatou-se que as espécies polífagas *Aphis fabae solanella* e *Myzus persicae* e a oligófaga *Brevicoryne brassicae* foram as mais representativas durante os três anos de monitoramento nas quatro estações do ano. Com o objetivo de se avaliar a eficiência de transmissão dessas espécies de afídeos e sua importância na epidemiologia dos três vírus mais recorrentes nos cultivos de brássicas [cauliflower mosaic virus (CaMV), cole latent virus (CoLV) e turnip mosaic virus (TuMV)] foram realizados experimentos (em laboratório) para avaliar a probabilidade de transmissão desses vírus por um único afídeo. Esses resultados estão apresentados na Tabela 20. Com relação à espécie polífaga *A. fabae solanella*, constatou-se que esse afídeo, apesar de sua constante presença nos campos monitorados, apresentou baixa probabilidade de transmitir o CaMV de modo semipersistente (3,0%), e não foi capaz de transmitir o vírus de modo não persistente. Ao contrário, essa espécie de afídeo foi capaz de transmitir o TuMV com valores de P=17,0%, indicando seu potencial na epidemiologia desse vírus. A outra espécie polífaga, *Myzus persicae*, foi capaz de transmitir os três vírus com valores de P entre 13,0 e 28,0%. O CaMV foi mais eficientemente transmitido de maneira semipersistente (28,0%), enquanto na transmissão de modo não persistente o valor de P foi de

17,0%. O valor de P foi igual (P=13%) para o CoLV e TuMV. No caso da espécie oligófaga *Brevicoryne brassicae*, a probabilidade de transmissão por um único afídeo não diferiu entre os modos de transmissão semipersistente e não persistente para o CaMV (P=13,0%). Para o TuMV, a probabilidade de transmissão por um único afídeo foi de 5,0% (Tabela 20). Esses resultados indicam que, epidemiologicamente, *Myzus persicae* pode ser considerada a espécie de afídeo mais eficiente na dispersão dos três vírus avaliados.

Tabela 20 – Probabilidade de transmissão por um único afídeo (P)

Espécie de afídeo	Hábito alimentar	Vírus	Modo de transmissão	s/i*	P (%)
<i>Aphis fabae solanella</i>	Polífago	CaMV	Semipersistente	10/1	3,0
		CaMV	Não persistente	10/0	0
		CoLV	Não persistente	-	-
		TuMV	Não persistente	10/6	17,0
<i>Myzus persicae</i>	Polífago	CaMV	Semipersistente	10/8	28,0
		CaMV	Não persistente	10/6	17,0
		CoLV ¹	Não persistente ¹	10/5 ¹	13,0 ¹
		TuMV	Não persistente	10/5	13,0
<i>Brevicoryne brassicae</i>	Oligófago	CaMV	Semipersistente	10/5	13,0
		CaMV	Não persistente	10/5	13,0
		CoLV	Não persistente	-	-
		TuMV	Não persistente	10/2	5,0

CaMV = cauliflower mosaic virus, CoLV = cole latent virus, TuMV = turnip mosaic virus; *s/i = número de plantas sadias empregadas nos testes de transmissão por afídeos sobre o número de plantas infectadas; - = teste de transmissão não realizado; ¹Resultado obtido da literatura (MELLO et al., 1987).

5.12 ÍNDICE DE PRESSÃO VETORIAL (IPV)

As análises para obtenção dos índices de pressão vetorial (IPV), considerando as três espécies de afídeos avaliadas [*A. fabae solanella* e *Myzus persicae* (polífagas) e *Brevicoryne brassicae* (oligófaga)] evidenciaram que *B. brassicae* apresentou os menores valores de IPV, seguido de *M. persicae* e *A. fabae solanella*, tanto em Biritiba Mirim quanto em Ibiúna (Tabelas 21 e 22). O fato de *B. brassicae* apresentar valores de IPV menores não está diretamente

relacionado à sua capacidade de transmissão, uma vez que seu hábito oligófago o torna mais abundante formando colônias em brássicas tanto espontâneas quanto cultivadas. Consequentemente, em áreas de cultivos de brássicas, *B. brassicae* realiza revoadas menos abundantes quando comparado com *M. persicae*, que pode colonizar brássicas, e *A. fabae solanella*, que não coloniza brássicas.

Tabela 21 – Índice de pressão vetorial (*IPV*) de três espécies de afídeos alados capturados em monitoramentos realizados em Biritiba Mirim nos anos de 2019, 2020 e 2021

Afídeos	Vírus	2019		2020		2021		Média ^(2019/2020/2021)	
		N	<i>IPV</i> (log)	N	<i>IPV</i> (log)	N	<i>IPV</i> (log)	N	<i>IPV</i> (log)
<i>A. fabae</i>	CaMV _(sp)	2.259	67,77 (1,83)	638	19,14 (1,28)	580	17,4 (1,24)	3.477	34,77 (1,54)
	CaMV _(np)	2.259	0	638	0	580	0	3.477	0
	CoLV	-	-	-	-	-	-	-	-
	TuMV	2.259	384,03 (2,58)	638	108,46 (2,03)	580	98,6 (1,99)	3.477	197,03 (2,29)
<i>M. persicae</i>	CaMV _(sp)	75	21,0 (1,32)	114	31,92 (1,5)	18	5,04 (0,70)	69	19,32 (1,28)
	CaMV _(np)	75	12,75 (1,10)	114	19,38 (1,28)	18	3,06 (0,48)	69	11,73 (1,06)
	CoLV	75	9,75 (0,98)	114	14,82 (1,16)	18	2,34 (0,36)	69	8,97 (0,95)
	TuMV	75	9,75 (0,98)	114	14,82 1,16	18	2,34 (0,36)	69	8,97 (0,95)
<i>B. brassicae</i>	CaMV _(sp)	20	2,6 (0,41)	96	12,48 (1,09)	66	8,58 (0,93)	60,6	7,88 (0,89)
	CaMV _(np)	20	2,6 (0,41)	96	12,48 (1,09)	66	8,58 (0,93)	60,6	7,88 (0,89)
	CoLV	-	-	-	-	-	-	-	-
	TuMV	20	1,5 (0,17)	96	4,8 (0,68)	66	3,3 (0,51)	60,6	3,03 (0,48)

CaMV = cauliflower mosaic virus, CoLV = cole latent virus, TuMV = turnip mosaic virus; - = teste de transmissão não realizado. sp= semipersistente; np=não persistente

Tabela 22 – Índice de pressão vetorial (*IPV*) de três espécies de afídeos alados capturados em monitoramentos realizados em Ibiúna nos anos de 2019, 2020 e 2021

Afídeos	Vírus	2019		2020		2021		Média ^(2019/2020/2021)	
		N	<i>IPV</i> (log)	N	<i>IPV</i> (log)	N	<i>IPV</i> (log)	N	<i>IPV</i> (log)
<i>A. fabae</i>	CaMV (sp)	4.220	126,0 (2,1)	1.676	50,2 (1,7)	704	21,12 (1,32)	2.200	65,77 (1,81)
	CaMV (np)	4.220	0	1.676	0	704	0	2.200	0
	CoLV	4.220	-	1.676	-	704	-	2.200	-
	TuMV	4.220	714,0 (2,85)	1.676	284,9 (2,45)	704	119,7 (2,07)	2.200	372,8 (2,57)
<i>M. persicae</i>	CaMV (sp)	1.371	383,8 (2,58)	438	122,6 (2,08)	1.476	413,3 (2,61)	1.095	306,56 (2,48)
	CaMV (np)	1.371	233,1 (2,36)	438	76,5 (1,88)	1.476	250,9 (2,39)	1.095	186,8 (2,27)
	CoLV	1.371	178,2 (2,25)	438	56,9 (1,75)	1.476	191,9 (2,28)	1.095	142,3 (2,15)
	TuMV	1.371	178,2 (2,25)	438	56,9 (1,75)	1.476	191,9 (2,28)	1.095	142,3 (2,15)
<i>B. brassicae</i>	CaMV (sp)	76	9,8 (0,99)	446	57,9 (1,76)	1.026	133,38 (2,12)	516	67,1 (1,82)
	CaMV (np)	76	9,8 (0,99)	446	57,9 (1,76)	1.026	133,38 (2,12)	516	67,1 (1,82)
	CoLV	76	-	446	-	1.026	-	516	-
	TuMV	76	3,8 (0,57)	446	22,3 (1,34)	1.026	51,3 (1,71)	516	25,08 (1,39)

CaMV = cauliflower mosaic virus, CoLV = cole latent virus, TuMV = turnip mosaic virus; - = teste de transmissão não realizado. sp= semipersistente; np=não persistente

5.13 DESAFIOS DAS PLANTAS DA VEGETAÇÃO ESPONTÂNEA COMO RESERVATÓRIOS DOS PRINCIPAIS VIRUS DE BRÁSSICAS

Durante os monitoramentos de campo, foram realizadas amostragens de espécies de brássicas da vegetação espontânea com sintomas suspeitos de infecção viral. Plantas de nabiça ou nabo-bravo (*Raphanus sativus*) foram encontradas em todas as épocas do ano, nas duas áreas monitoradas, tanto nos transectos quanto no interior dos canteiros, apresentando (ou não) sintomas de clareamento de nervuras, mosaico, bolhas e deformação foliar. Nas análises biológicas, sorológicas e moleculares, foram detectados três vírus infectando essas plantas: cauliflower mosaic virus (CaMV), cole latent virus (CoLV) e turnip mosaic virus (TuMV). Plantas de mostarda-selvagem (*Brassica rapa*) também foram observadas nas mesmas áreas monitoradas, porém sem expressar qualquer tipo de sintoma. Em Biritiba Mirim, além de nabiça e mostarda-selvagem, outras brássicas da vegetação espontânea assintomáticas [*Capsella bursa-pastoris* (bolsa-de-pastor), *Cardamine bonariensis* (agriãozinho) e *Lepidium virginicum* (mentruz)] foram observadas tanto nos canteiros quanto nos transectos. Com o objetivo de avaliar a susceptibilidade aos três principais vírus de brássicas (CaMV, CoLV e TuMV), essas espécies da vegetação espontânea foram desafiadas por meio de inoculações mecânicas com isolados desses vírus. Em nabiça (ou nabo-bravo), os mesmos sintomas observados em campo foram reproduzidos em condições experimentais e confirmados por ELISA, PCR e/ou RT-PCR, ou seja, essas hospedeiras se mostraram suscetíveis aos três vírus (Tabela 23).

No caso das inoculações de plantas de mostarda-selvagem com um isolado de TuMV, foram observadas lesões necróticas somente nas folhas inoculadas, sugerindo uma reação de hipersensibilidade (Figura 26). Porém, embora as folhas não inoculadas não tenham desenvolvido qualquer tipo de sintoma, o vírus foi detectado em infecção sistêmica. Conforme esses resultados indicam, embora assintomáticas, plantas de mostarda-selvagem podem atuar como reservatórios do TuMV. Plantas de bolsa-de-pastor foram suscetíveis somente ao TuMV, enquanto plantas de agriãozinho e mentruz se comportaram como suscetíveis aos três vírus inoculados (Tabela 23). Essas plantas, por não expressarem sintomas, também podem atuar como potenciais reservatórios dos vírus de brássicas de importância econômica, exercendo importante papel na epidemiologia dessas viroses. Das espécies de brássicas da vegetação espontânea inoculadas com

um isolado de CoLV, somente bolsa-de-pastor não foi suscetível ao vírus. As demais foram infectadas, mas não expressaram qualquer tipo de sintoma (infecção latente) (Tabela 23).

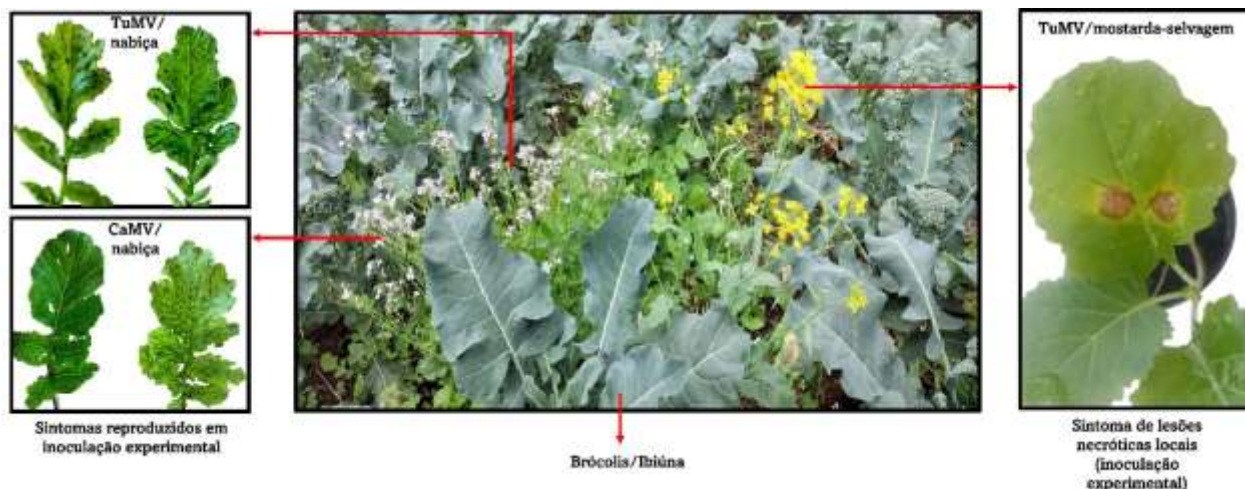


Figura 26 – Representação esquemática dos resultados das observações de campo e dos desafios de plantas de nabiça (*Raphanus sativus*) e mostarda-selvagem (*Brassica rapa*) às inoculações mecânicas do cauliflower mosaic virus (CaMV) e turnip mosaic virus (TuMV). No centro, observam-se plantas de nabiça coabitando com mostarda-selvagem em um dos canteiros de brócolis no município de Ibiúna. À esquerda, observam-se sintomas de mosaico (reproduzidos após inoculação mecânica) em plantas de nabiça infectadas pelo CaMV e TuMV. À direita, lesões necróticas locais (possível reação de hipersensibilidade) em folha de mostarda-selvagem inoculada com o TuMV

Tabela 23 – Suscetibilidade das espécies de brássicas da vegetação espontânea registradas nas áreas de cultivo intensivo dos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna frente aos ensaios de inoculação mecânica com isolados de CaMV, CoLV e TuMV

Brássicas da vegetação espontânea	Ocorrência* e sintomas observados no campo**		Sintomas observados nos ensaios de inoculação mecânica com os isolados de vírus (técnicas de detecção) ***		
	Biritiba Mirim	Ibiúna	CaMV	CoLV	TuMV
<i>Brassica rapa</i>	A (+)	A (+)	A ^(2,3)	A ^(1,4)	PNI, Ls ^(1,4)
<i>Capsella bursa-pastoris</i>	A (+)	(-)	(-) ^(2,3)	(-) ^(1,4)	A ^(1,4)
<i>Cardamine bonariensis</i>	A (+)	(-)	A ^(2,3)	A ^(1,4)	A ^(1,4)
<i>Lepidium virginicum</i>	A (+)	(-)	A ^(2,3)	A ^(1,4)	A ^(1,4)
<i>Raphanus sativus</i>	BS, MS, FNs (+)	BS, MS, FNs (+)	Ls, CNs, Ms ^(2,3)	A ^(1,4)	Bs, Ms, FNs ^(1,4)

*Ocorrência no campo: (+) ocorrência natural no campo monitorado, (-) ausência no campo monitorado.

**Sintomas: (A) assintomática, (Bs) bolhas sistêmicas, (CNs) clareamento das nervuras sistêmico, (FNs) faixa das nervuras sistêmica, (Ls) latência sistêmica, (Ms) mosaico sistêmico, (PNI) pontos necróticos locais.

***Técnicas de detecção utilizadas: (1) ELISA-indireto, (2) DAS-ELISA, (3) PCR, (4) RT-PCR.

5.14 DESAFIOS DAS VARIEDADES DE BRÁSSICAS CULTIVADAS COM OS PRINCIPAIS VIRUS DE BRÁSSICAS

Com o objetivo de avaliar a suscetibilidade das variedades comerciais das brássicas cultivadas nos dois campos monitorados (couve-chinesa ‘Natsume’ e ‘Naomi’ em Biritiba Mirim; e brócolis ‘Hanapon’ e ‘Hanabi’ em Ibiúna), os três vírus foram inoculados mecanicamente. Essas variedades se comportaram com resistentes, sendo que somente uma planta de couve-chinesa ‘Naomi’ foi suscetível ao CaMV (Tabela 24), confirmando os resultados de monitoramento da sanidade dessas plantas realizado nos três anos de avaliação.

Tabela 24 – Comportamento das variedades de brássicas cultivadas nas áreas de produção intensiva localizadas nos municípios de Biritiba Mirim e Ibiúna frente aos testes de inoculação mecânica com isolados do CaMV, CoLV e TuMV

Municípios	Brássicas cultivadas	CaMV**	CoLV***	TuMV***
Biritiba Mirim	Couve-chinesa ‘Natsume’	0/10	0/10	0/10
	Couve-chinesa ‘Naomi’	1/10*	0/10	0/10
Ibiúna	Brócolis ‘Hanapon’	0/10	0/10	0/10
	Brócolis ‘Hanabi’	0/10	0/10	0/10

* número de plantas infectadas/número de plantas inoculadas

** confirmação da infecção por DAS-ELISA

*** confirmação da infecção por ELISA indireto

6 DISCUSSÃO

6.1 FATORES ABIÓTICOS E SUA INFLUÊNCIA NA AFIDOFAUNA ASSOCIADA À TRANSMISSÃO DE VÍRUS DE BRÁSSICAS: OS EFEITOS DA PLUVIOSIDADE E TEMPERATURA

As epidemias de vírus de plantas envolvem múltiplos fatores associados aos processos naturais dos ecossistemas nos quais estão inseridas as populações do(s) hospedeiro(s), patógeno(s) e vetor(es). A diversidade de espécies e suas interações evolutivas e ecológicas, além dos distúrbios antrópicos e fatores ambientais atuam nas epidemias em diferentes escalas (MCLEISH et al., 2020). Além disso, a longevidade, fecundidade, mudanças na densidade populacional do(s) vetor(es) e suas características comportamentais como reprodução, capacidade de dispersão, frequência de pousos e preferência alimentar são considerados fatores determinantes para a progressão das epidemias (MADDEN et al., 2000; JEGER, 2020).

Fatores abióticos associados a distintos fatores bióticos (que serão discutidos mais adiante), são forças que também interferem nos agroecossistemas (PLANTEGENEST et al., 2007), como o clima, principalmente precipitação e temperatura, e que afetam o surgimento de epidemias causadas por fitopatógenos (ANDERSON et al., 2004; ALTIZER et al., 2013), incluindo os vírus transmitidos por afídeos vetores (CANTO et al., 2009; JONES & BARBETTI, 2012; JONES, 2016; JEGER, 2020; TREBICKI, 2020). Em um cenário pessimista de mudanças climáticas globais (ou mesmo regionais), as interações entre estresses bióticos (causado por vírus e/ou outros patógenos) e abióticos são riscos que devem se levar em conta tanto no entendimento da epidemiologia quanto para a adoção de estratégias de manejo e controle das viroses (VAN MUNSTER, 2020). As variáveis do ambiente, incluindo a temperatura e os índices de precipitação, ao influenciarem os componentes bióticos do agroecossistema, afetam também a magnitude dos surtos das doenças virais que, por sua vez, dependem das infecções primárias e da eficiência de transmissão do vírus (papel dos vetores) para novos hospedeiros, o que resulta em infecções secundárias, acelerando as epidemias (CANTO et al., 2009; JONES & NAIDU, 2019). As mudanças climáticas que estão afetando o planeta e que devem se intensificar nas próximas décadas, com as fortes alterações nos regimes de chuva, o aumento dos níveis de CO₂ e consequente

aumento da temperatura, serão determinantes para moldar a incidência, a severidade, a velocidade e a frequência das futuras epidemias (TSAI et al., 2022).

Nos campos de produção agrícola intensiva, independentemente das espécies cultivadas, o controle da dispersão dos vírus transmitidos por afídeos é dependente de vários fatores. É importante considerar as relações que os afídeos estabelecem com as plantas, bem como os níveis de prejuízos causados à cultura, o que permite estabelecer quatro categorias: (i) afídeos não vetores transitórios (pousam e sondam a planta, mas não colonizam e não transmitem vírus); (ii) afídeos vetores transitórios (pousam e sondam a planta, colonizam e transmitem vírus); (iii) afídeos que colonizam mas não são vetores (pousam, sondam, colonizam e se reproduzem na planta, mas não transmitem vírus); e (iv) afídeos vetores colonizadores (pousam, colonizam e se reproduzem na planta e transmitem vírus) (IRWIN et al., 2007). Associadas a essas quatro categorias, devem ser considerados também os modos de transmissão, que podem ser: (i) não circulativo (não persistente ou semipersistente); ou (ii) circulativo (não propagativo ou propagativo) (FINGU-MABOLA & FRANCIS, 2021). Além das interações biológicas dos afídeos com as plantas e o modo de transmissão dos vírus, deve-se ainda considerar os três níveis de resistência conhecidos das plantas aos afídeos: (i) antixenose, quando a planta é rapidamente reconhecida como uma não hospedeira, repelindo o afídeo; (ii) antibiose, quando a sobrevivência e a fecundidade são afetadas pela alimentação do afídeo na planta; e (iii) tolerância, quando a planta é colonizada por uma determinada espécie de afídeo, mas é também tolerante a outras espécies (WEBSTER, 1991).

Neste trabalho, durante os monitoramentos dos cultivos de brássicas, em Biritiba Mirim e Ibiúna, observou-se que a afidofauna de ambas as áreas se caracterizou pela baixa diversidade [Índice de Shannon (H')]. Além disso, as comunidades foram bastante semelhantes quando comparadas entre si que, de acordo com o Índice de Sorensen (S), apresentaram similaridade entre 80% e 95%, considerando-se os dados das abundâncias absolutas e relativas de espécies de afídeos capturadas e identificadas. Apesar da baixa diversidade e elevada similaridade da afidofauna, constatou-se que as quatro categorias de afídeos foram recorrentes nas duas áreas monitoradas, principalmente quando foram consideradas as espécies que sobrevoaram as áreas de cultivo capturadas em armadilhas amarelas de “*Moericke*” (abundância relativa). Essa mesma condição foi observada nas amostragens realizadas nas plantas cultivadas e na vegetação espontânea (abundância absoluta). As revoadas mais constantes e abundantes foram compostas das

espécies polífagas *Aphis fabae solanella* e *Myzus persicae*, associadas às oligófagas *Brevicoryne brassicae* e *Lipaphis erysimi*, todas classificadas como comuns na maioria das amostragens, o que permitiu concluir que esses afídeos foram os principais responsáveis pela dispersão dos vírus transmitidos de modo não persistente (CaMV, CoLV e TuMV), principalmente na primavera.

Essas observações estão de acordo com o descrito por Cividanes & Santos-Cividanes (2012) que, utilizando um modelo ecológico graus-dias, consideraram como uma unidade de tempo a associação da fisiologia do inseto (desenvolvimento) com a temperatura e pluviosidade. Os autores relataram que em uma área de cultivo de brássicas, localizada no município Jaboticabal (SP), a ocorrência de *Brevicoryne brassicae* esteve correlacionada com o maior número de dias com temperaturas mínimas inferiores a 15°C, registradas no início de junho, e de *Lipaphis erysimi* e *Myzus persicae*, com o menor número de dias com ocorrência de chuvas. É importante destacar que o estudo realizado por esses autores foi conduzido utilizando armadilhas amarelas de “Moericke” que foram instaladas em uma área de cultivo de brássicas associada a uma população diversificada de plantas invasoras. No entanto, o município de Jaboticabal está localizado na coordenada geográfica 21°15'22"S, 48°18'58"W, Alt. 605m, e possui condições ambientais divergentes das registradas em Biritiba Mirim (23°34'22" S/46°02'20"O, Alt. 780m) e Ibiúna (23°39'21"S/47°13'22"O, Alt. 1.150m), que se encontram a cerca de 400 Km de distância de Jaboticabal. Correlacionando os perfis descritos em Jaboticabal, Biritiba Mirim e Ibiúna, observou-se uma tendência de estabilização da afidofauna em áreas de produção de brássicas no estado de São Paulo, considerando a prevalência e diversidade de espécies. Por sua vez, Lazzari & Lazarotto (2005) avaliaram a influência da altitude na abundância e diversidade das espécies de afídeos. O estudo conduzido por esses autores foi realizado em um percurso da Serra do Mar, no Estado do Paraná, caracterizado pela presença de Mata Atlântica composta de áreas de campos abertos, com influência de vegetação secundária em estágios iniciais, médios e avançados de desenvolvimento.

Os autores constataram que áreas localizadas em baixas altitudes propiciaram uma maior abundância de espécimes de afídeos, sendo os pontos menos representativos situados entre 750 a 1.000 metros de altitude. Quanto à riqueza, somente a partir de 1.000 m de altitude a afidofauna apresentou maior diversidade de espécies. Esses resultados estão de acordo com os resultados obtidos no presente trabalho, uma vez que os campos de cultivo de brássicas de Biritiba Mirim e Ibiúna se encontram em altitudes de 780 m e 1.150 m, respectivamente. Outro resultado

relevante, quanto à influência da altitude, foi relacionado no trabalho de Lazzarotto e Lazzari (1998), que descreveram cerca de 87 espécies de afídeos em onze pontos de captura localizados entre -10 m e 1.000 m de altitude na Serra do Mar. Apesar da diversidade total de espécies de afídeos descritas nas diferentes altitudes ser maior do que a relatada nos cultivos de brássicas de Biritiba Mirim e Ibiúna, pôde-se observar que as espécies *B. brassicae*, *L. erysimi* e *M. persicae* apresentaram uma tendência de serem comuns e mais abundantes nas altitudes entre 550 m e 1000 m. Essas observações permitem concluir que, além da temperatura e precipitação, a altitude também exerce influência não somente na abundância e diversidade da afidofauna, como também na seleção e fixação das espécies de afídeos, independentemente das características agroecológicas das áreas monitoradas.

Foi possível estabelecer que, em condições subtropicais, altitudes acima de 550 m são propícias para o estabelecimento de espécies de afídeos polífagas e olígófagas, com potencial de transmissão dos vírus que infectam brássicas. Concluiu-se também que, apesar da baixa diversidade da afidofauna, a interação ambiente/hospedeira/vírus/afídeos vetores, observada nos campos de produção de brássicas, pode favorecer a ocorrência dos principais vírus que infectam brássicas no cinturão verde de São Paulo e Bacia do Alto Rio Tietê, áreas importantes para a produção de olerícolas folhosas do Estado de São Paulo (CASTRO & MELO et al., 2017).

No presente trabalho, para avaliar o efeito do ambiente na epidemiologia dos vírus de brássicas transmitidos por afídeos, utilizou-se a Correlação de Pearson (r) como índice ecológico, a fim de se conhecer o papel da pluviosidade e temperatura nas abundâncias absoluta e relativa da afidofauna nas duas áreas monitoradas durante três anos. Observou-se que a pluviosidade exerceu pouca influência na abundância absoluta das colônias de afídeos (em suas respectivas plantas hospedeiras). Em Biritiba Mirim, nos três anos de avaliação, a influência da pluviosidade variou de ínfima-negativa ($r=-0,042$) a fraca-positiva ($r=0,383$) e, em Ibiúna, também não teve impacto na abundância absoluta das colônias de afídeos nos anos de 2019 (fraco-negativo; $r=-0,186$) e 2021 (forte-negativo; $r=-0,588$). Porém, em 2020, com valor de $r=0,585$ (forte-positivo), a pluviosidade interferiu fortemente na abundância absoluta da afidofauna.

Por sua vez, a temperatura exerceu influência na estimativa absoluta da afidofauna, em Biritiba Mirim, variando de fraco-positivo ($r=0,270$), em 2019, a moderado-positivo ($r=0,662$), em 2020. Em 2021, a temperatura não teve influência na afidofauna, com valor de $r=-0,152$ (fraco-negativo). Em Ibiúna, observou-se que a interferência da temperatura na estimativa absoluta da

afidofauna foi similar ao observado em Biritiba Mirim, com influência moderada ($r=0,523$) em 2019, forte ($r=0,967$) em 2020, e sem influência ($r=-0,608$) em 2021.

Com relação à abundância relativa, que se refere às revoadas da afidofauna estimada em função dos afídeos capturados nas armadilhas de água, tanto a pluviosidade quanto a temperatura, nas duas localidades, tiveram influência em todos os anos avaliados, exceto em Ibiúna, em 2021, ano em que a pluviosidade não teve efeito (ínfimo-negativo; $r=-0,035$). As revoadas de afídeos sofreram interferência da temperatura nas duas localidades, nos três anos de avaliação, exceto em 2021, em Biritiba Mirim.

Esses resultados indicam que a pluviosidade e a temperatura interferiram, principalmente, nas revoadas da afidofauna nas duas áreas monitoradas. Ao contrário, a formação de colônias nas plantas hospedeiras (estimativa absoluta) foi menos afetada por esses fatores abióticos. Tanto o manejo das áreas avaliadas com a retirada de plantas da vegetação espontânea e aplicação de agroquímicos quanto outros fatores inerentes ao clima podem ter influenciado no estabelecimento das colônias de afídeos. Por exercerem efeitos diretos na abundância dos afídeos no campo, os fatores abióticos interferem indiretamente na dispersão dos vírus transmitidos por esses insetos (ROBERT, 1987). Observou-se que temperaturas entre 22 e 24°C e baixos índices pluviométricos foram condições favoráveis para o aumento das revoadas das diferentes espécies de afídeos (CARVALHO et al., 2002). Em áreas de cultivo de maracujá, no Estado de São Paulo, confirmou-se que as maiores revoadas de afídeos ocorreram na primavera, quando as médias de temperatura ficaram entre 20 e 24°C e as precipitações mensais não ultrapassaram 120 mm. Ao contrário, no verão, época em que a precipitação média é, normalmente, muito elevada e as temperaturas máximas diárias podem ultrapassar os 30°C, as revoadas de afídeos tiveram uma redução de 40% (GARCÊZ et al., 2015), o que, dentre outros fatores, pode estar relacionado com a inibição da produção de formas aladas desses insetos (MINKS & HARREWIJN, 1987). Em cultivos de maracujazeiros localizados em áreas de Mata Atlântica no Vale do Ribeira, Estado de São Paulo, não houve influência da precipitação, temperatura e tampouco da estação do ano nas revoadas de afídeos, muito provavelmente devido à dificuldade que esses insetos encontraram em localizar e colonizar plantas hospedeiras nesse tipo de ambiente (RODRIGUES et al., 2016). Além disso, a típica diversidade florística da floresta tropical é fator limitante para os afídeos alados realizarem mais pousos para sondagens para reconhecimento de suas plantas hospedeiras (STERN et al., 1995).

A eficiência de transmissão dos vírus transmitidos por afídeos é dependente não apenas do comportamento do vetor e do modo de transmissão, mas também do estágio fenológico, da condição nutricional e fisiológica da planta hospedeira e de fatores do ambiente. Sujeitas a esse tipo de estresse, assim como ocorre após a infecção por vírus (ou outro agente fitopatogênico), as plantas sofrem alterações fisiológicas e hormonais, o que resulta em modificações nas vias de sinalização, impactando direta ou indiretamente diferentes fatores envolvidos na transmissão dos vírus (SZCZEPANIEC & FINKE, 2019). Demonstrou-se que a transmissão do CaMV e do TuMV por *Myzus persicae* aumentou significativamente quando plantas de nabo (*Brassica rapa*), que serviram de fonte de inóculo, foram submetidas a déficit hídrico (VAN MUNSTER et al., 2017; BERGÈS et al., 2021). Ao contrário, a eficiência de transmissão do turnip yellows virus, TuYV (vírus transmitido de modo persistente), sofreu uma drástica redução após as plantas de *Arabidopsis thaliana* (hospedeira experimental) passarem por período de estresse hídrico (YVON et al., 2017). Observou-se que a virulência (severidade) e a eficiência de transmissão do CaMV por afídeos em plantas de *A. thaliana* expostas a déficit hídrico tiveram relação direta com o desenvolvimento das plantas (BERGÈS et al., 2018).

A alimentação e permanência dos afídeos nas suas hospedeiras também são afetadas em condições de déficit hídrico. Um exemplo é a redução do turgor das células vegetais, que pode alterar o número de vezes que um vetor realiza picadas de prova (sondagens). Plantas com menor pressão de turgor fazem com que haja um maior movimento dos vetores, que passam a realizar mais picadas de prova e, conseqüentemente, visitam um número maior de plantas. Portanto, períodos de seca prolongada podem impulsionar, mesmo que de maneira transitória e indireta, a susceptibilidade das plantas aos vírus transmitidos por afídeos, particularmente se o déficit hídrico for prolongado e estimular o movimento dos vetores e a frequência das sondagens (NACHAPPA et al., 2016).

Os autores também observaram que a incidência e as taxas de transmissão do soybean mosaic virus (SMV, *Potyvirus*) foram reduzidas em plantas de soja expostas à seca em comparação com plantas bem irrigadas, o que parece ter ocorrido em função da diminuição no tempo necessário para os afídeos acessarem o floema das plantas submetidas ao estresse hídrico (NACHAPPA et al., 2016). Essas alterações se deram, muito provavelmente, devido à alteração no comportamento alimentar dos afídeos, indicando que, embora em condições de casa de vegetação, o estresse hídrico exerceu efeito no comportamento alimentar dos afídeos vetores com forte

influência na transmissão dos vírus. A intensidade e a duração da seca e as interações tritróficas (vírus-hospedeiro-vetor) podem ser ainda mais complexas em condições de campo (VAN MUNSTER, 2020).

A temperatura é um parâmetro chave na epidemiologia das doenças virais e tem sido estudada desde a década de 1950 em diferentes patossistemas com associação a diferentes modos de transmissão (KASSANIS, 1952; LEBEURIER & HIRTH, 1966; DAMSTEEGT, 1984). Hullé et al. (2010) observaram que um aumento de temperatura de apenas 2°C contribuiu para um aumento expressivo nas taxas de reprodução dos afídeos, que chegou a cinco gerações por ano. Esses autores observaram também que o aumento da temperatura, em regiões de clima temperado, tem favorecido o aumento da proporção de afídeos adultos alados e, conseqüentemente, sua mobilidade e dispersão a longas distâncias (HULLÉ et al., 2010). Portanto, esses resultados deixam claro que qualquer efeito de elevação de temperatura que afete a reprodução e/ou dispersão dos afídeos, poderão ter conseqüências diretas na dispersão dos vírus transmitidos por esses insetos. Além dos afídeos, outros vetores de vírus de plantas de importância econômica também se beneficiam do aumento das temperaturas como os tripes (CHAPPELL et al., 2013) e as moscas-brancas (JONES, 2016).

Para vírus transmitidos de modo circulativo (persistente), sabe-se que a temperatura influencia a eficiência de transmissão (SYLLER, 1987; DEL TORO et al., 2019), reduz o período de latência e aumenta a velocidade com que o vírus se move no interior do afídeo (TAMADA & HARRISON, 1981), interfere nos períodos de acesso à aquisição e inoculação. Além disso, pode interferir também na fecundidade do afídeo, alterando as taxas de transmissão (LOWLES et al., 1996; ANHALT & ALMEIDA, 2008) e afetando a propagação do vírus no campo (SMYRNILOUDIS et al., 2000). Há também uma correlação positiva entre temperaturas altas e movimento dos afídeos, que é exacerbada pela combinação de seca com temperaturas elevadas, aumentando a eficiência de transmissão (SMYRNILOUDIS et al., 2000). No caso de dois potyvírus, potato virus Y (PVY) e potato virus A (PVA), ambos transmitidos de modo não circulativo, não persistente, observou-se que a temperatura ideal para a transmissão e posterior estabelecimento da infecção foi de 20°C, enquanto para o potato leafroll virus (PLRV, Polerovirus), transmitido de modo circulativo, houve um melhor desenvolvimento da doença a 25°C (CHUNG et al., 2016). Temperaturas elevadas (25 a 30°C) e umidade relativa entre 80 e 90% também favoreceram as taxas de transmissão do PVY e do PLRV em mais de 30% (SINGH et al., 1988).

Singh et al. (2018) inocularam plantas de feijão-de-corda (*Vigna unguiculata*) com o groundnut bud necrosis orthospovirus (GBNV) e observaram que, quando as plantas foram incubadas a 25 e 30°C, ocorreu necrose e aumento do acúmulo de RNA viral, enquanto em temperaturas entre 15 e 20°C a expressão dos sintomas e acúmulo de RNA viral diminuíram. Dahal et al. (1998) observaram que bananeiras infectadas pelo banana streak virus (BSV, *Badnavirus*), quando mantidas a 22°C, exibiram sintomas severos, e ao serem transferidas para um ambiente com temperaturas entre 28 e 35°C, os sintomas diminuíram e, em alguns casos, desapareceram. Além disso, os efeitos da temperatura podem levar a um aumento da replicação viral modulada por silenciamento gênico (ZHANG et al., 2012). O efeito da temperatura na infecção do cole mild mosaic virus (CoMMV, *Carlavirus*), um carlavírus identificado e caracterizado, recentemente, no Brasil (OLIVEIRA et al., 2022), foi avaliado, experimentalmente, em duas espécies de brássicas (*B. oleracea* e *B. rapa*). As plantas não inoculadas, quando submetidas a 12 horas de luz em um regime de temperatura de 30°C, apresentaram média superior às plantas inoculadas para os parâmetros número de folhas, altura das plantas e área foliar, confirmando que o ambiente pode interferir no desenvolvimento das plantas infectadas por esse vírus (OLIVEIRA et al., 2023).

Considerando que as temperaturas globais devem continuar subindo nas próximas décadas, as doenças causadas por vírus podem se tornar ainda mais difíceis de controlar, principalmente quando sua transmissão é associada a vetores alados. Ambientes com temperaturas mais altas poderão induzir alterações da distribuição geográfica dos vetores, disseminando vírus para novos ambientes, o que pode alterar a dinâmica das interações vírus-vetor-hospedeiro, e fazer com que o(s) vírus (e seus vetores) entre(m) em contato com novas hospedeiras, tanto cultivadas como da vegetação espontânea, impulsionando novas epidemias (JONES & NAIDU, 2019; TSAI et al., 2022).

Alguns exemplos reforçam a tese de que essas previsões de elevação das temperaturas globais poderão dificultar o controle dos vírus de plantas. Isolados do tomato spotted wilt orthospovirus (TSWV) em temperaturas elevadas podem suplantar a resistência conferida pelo gene *Tsw* (DE RONDE et al., 2019). Observou-se também que a incidência do TSWV, no verão, teve associação direta com temperaturas médias registradas no inverno do ano anterior, uma vez que temperaturas elevadas durante o inverno promoveram um aumento na persistência de plantas da vegetação espontânea que atuam como reservatórios do vírus e dos tripes vetores, resultando em maior incidência da doença (CHAPPELL et al., 2013). Nesse sentido, em plantas de

Brassica campestris, observou-se que as taxas de infecção sistêmica pelo TuMV tiveram um incremento linear com o aumento da temperatura, além de as plantas terem desenvolvido sintomas mais precocemente. Ao contrário, houve um menor acúmulo da proteína da capa (CP) e os sintomas foram mais tardios quando a temperatura atingiu 33°C (CHUNG et al., 2016). A replicação e o movimento do TuMV nos tecidos do hospedeiro (*Brassica napus*) também foram afetados, aumentando conforme ocorreu aumento da temperatura (AMARI et al., 2021). As temperaturas elevadas podem, em alguns casos, induzir um aumento dos níveis de silenciamento de RNA (antiviral), o que pode acarretar a atenuação dos sintomas em alguns patossistemas (GHOSHAL & SANFAÇON, 2014).

6.2 FATORES BIÓTICOS E SUA INFLUÊNCIA NA AFIDOFAUNA ASSOCIADA À TRANSMISSÃO DE VÍRUS DE BRÁSSICAS

Os fatores bióticos, que incluem doenças causadas por fitopatógenos, incluindo vírus, e infestações de insetos e ácaros, têm resultado em epidemias e significativas perdas econômicas para os cultivos de brássicas no mundo todo (DAS LAHA et al., 2024). No caso específico dos vírus fitopatogênicos, há uma complexidade inerente aos fatores associados à ecologia desses patógenos, principalmente aqueles transmitidos por afídeos de modo não persistente. Para que se tenha uma compreensão mínima da dinâmica desses processos, deve-se apoiar em uma abordagem integrada, que leve em consideração não apenas os aspectos biológicos, mas também os fatores ambientais e as interações entre os organismos (e microrganismos) envolvidos. Os vírus de plantas transmitidos por afídeos de modo não persistente dependem, primeiro, da capacidade dos afídeos vetores de se alimentarem em plantas infectadas e, segundo, da capacidade desses insetos de transmitirem o vírus para plantas saudáveis durante a alimentação subsequente (DIXON, 1973; FERERES & MORENO, 2009; WHITFIELD et al., 2015). Além disso, a biodiversidade e a estrutura da paisagem, afetadas ou não por mudanças climáticas podem influenciar a transmissão desses patógenos, alterando a abundância e a distribuição dos vetores e a disponibilidade de hospedeiros (ALTIZER et al., 2013).

As plantas hospedeiras estão entre os fatores mais importantes que fazem parte dessa complexa rede de interações ecológicas, podendo exibir diferentes respostas à infecção viral, influenciando a transmissão dos vírus por afídeos e sua persistência no ambiente (DUFFUS, 1971;

COOPER & JONES, 1983; JEGER, 2020; JONES, 2021; MOYA-RUIZ et al., 2023). Vale lembrar que, além dessa rede intrincada de fatores, os vírus de plantas ainda podem manipular as respostas de seus afídeos vetores, afetando o comportamento de alimentação (STAFFORD et al., 2011), o que pode facilitar sua própria transmissão (MAUCK et al., 2010; INGWELL et al., 2012). Isso inclui os vírus de brássicas transmitidos por afídeos (CLAUDEL et al., 2018). Essas interações, evidentemente, estão sujeitas a efeitos diretos e indiretos dos fatores ambientais, como temperatura e pluviosidade (discutidos anteriormente), além da disponibilidade de alimentos, que afetam a atividade e a eficiência dos afídeos como vetores de vírus de plantas (WHITFIELD et al., 2015; EIGENBRODE et al., 2018b). Os diferentes modos de transmissão dos vírus por afídeos vetores também têm impacto na epidemiologia (FERERES & MORENO, 2009).

6.3 O PAPEL DAS PLANTAS ESPONTÂNEAS NA EPIDEMIOLOGIA DOS VÍRUS DE BRÁSSICAS

As plantas hospedeiras espontâneas (plantas invasoras, daninhas ou selvagens) desempenham um papel crucial na manutenção e disseminação dos vírus por meio da sua interação com afídeos vetores. O conhecimento dessas interações é importante para as recomendações de estratégias de manejo integrado de pragas e doenças em sistemas agrícolas (MOMOL et al., 2004; WISLER & NORRIS, 2005). Há muitos fatores envolvidos nas interações das plantas espontâneas no manejo visando ao controle de vírus fitopatogênicos, incluindo aqueles que são transmitidos por afídeos: (i) o efeito do vírus no desenvolvimento das plantas invasoras, com emprego potencial no controle biológico (CHARUDATTAN, 2024); (ii) o papel das plantas invasoras parasitas (*Cuscuta* spp.), que são capazes de servir como ponte para a transmissão de vírus fitopatogênicos (e outros fitopatógenos); e (iii) a atuação das plantas invasoras como reservatórios (*reservoir*), ou seja, espécies que atuam como hospedeiras alternativas de vírus (e outros fitopatógenos) e de seus vetores (WISLER & NORRIS, 2005; JEGER, 2020). Especificamente, o último desses itens é um dos temas desta tese e será discutido com mais detalhes a seguir.

Os vírus que atacam os cultivos comerciais, na ausência das hospedeiras cultivadas, podem sobreviver em hospedeiros alternativos, denominados também de reservatórios, a partir dos quais a infecção de uma determinada cultura pode ocorrer. Esses hospedeiros alternativos podem ser externos ao campo de cultivo ou podem estar nos canteiros comerciais, lado a lado das plantas

cultivadas (HASIÓW-JAROSZEWSKA et al., 2021). Hospedeiros alternativos de ciclo curto e, principalmente, as espécies de ciclo longo, que permanecem mais tempo no campo, fornecem refúgio para vírus de plantas (e para seus vetores) durante os cultivos, mas principalmente nos intervalos de cultivo ou quando as condições para a propagação da doença são desfavoráveis (GROVES et al., 2002; WISLER & NORRIS, 2005; JONES et al., 2019). Na maioria dos casos, as infecções virais surgem nas plantas cultivadas a partir de hospedeiros selvagens. Porém, o inverso pode ocorrer, quando os vírus são transmitidos para as plantas espontâneas (ou selvagens) (POWER & MITCHELL, 2004; ELENA et al., 2014; ROOSSINCK, & GARCÍA-ARENAL, 2015). Recentemente, Pimenta et al. (2024) forneceram evidências de que, no Reino Unido, isolados de TuYV com alta diversidade genética estão presentes tanto nas plantas hospedeiras como em pelo menos um de seus afídeos vetores (*Brevicoryne brassicae*), e que espécies de brássicas selvagens perenes podem servir de reservatórios desses isolados virais para plantas cultivadas (e vice-versa). Resultados similares já haviam sido observados na República Tcheca e Eslováquia para mais de uma dezena de espécies de plantas da vegetação espontânea que atuam como reservatório do TuYV, incluindo brássicas que ocorrem no Brasil como *Capsella bursa-pastoris*, *Raphanus sativus* e *Sinapis alba* (SLAVÍKOVÁ et al., 2022).

São diversos os fatores envolvidos na propagação desses reservatórios para um ambiente novo, quando novas infecções virais se estabelecem (ELENA et al., 2014), podendo ter impacto tanto nos agroecossistemas como nos ecossistemas naturais (ROOSSINCK, 2012). De qualquer forma, observa-se que, normalmente, a prevalência de vírus tende a ser alta em plantas da vegetação espontânea, independentemente da presença ou ausência de sintomas (HASIÓW-JAROSZEWSKA et al., 2021).

Neste trabalho, realizaram-se análises da estimativa absoluta da afidofauna em duas áreas de cultivo intensivo de brássicas, incluindo espécies de afídeos associadas à transmissão de vírus. Os afídeos foram coletados em transectos fixos estabelecidos às margens dos canteiros de brássicas, diretamente nas plantas hospedeiras (tanto cultivadas quanto espontâneas), sendo posteriormente identificados e quantificados (número total de indivíduos por planta). Avaliou-se também o potencial das espécies da vegetação espontânea e das brássicas cultivadas como reservatórios de três vírus transmitidos de modo não circulativo: cauliflower mosaic virus (CaMV), cole latent virus (CoLV) e turnip mosaic virus (TuMV). Durante os monitoramentos, plantas de nabiça (*Raphanus sativus*) foram encontradas em todas as épocas do ano nas duas áreas

monitoradas, tanto nos transectos quanto no interior dos canteiros. A maioria delas não exibiu qualquer tipo de sintoma, mas cerca de 5% dessas plantas apresentavam sintomas de amarelecimento, clareamento de nervuras, mosaico, bolhas e deformação foliar. Foram detectados três vírus (CaMV, CoLV e TuMV) infectando essas plantas em infecções simples e mistas. Análises sorológicas e moleculares das amostras de nabiça também confirmaram a importância dessas espécies como reservatórios do CoLV. Em Biritiba Mirim, amostras de couve-de-folha, provenientes de canteiros adjacentes aos de couve-chinesa, também se encontravam infectadas pelo CoLV. Essas observações também reforçam o papel da nabiça como reservatório do CaMV, CoLV e TuMV, desempenhando um papel fundamental na epidemiologia desses vírus.

Plantas de mostarda-selvagem (*Brassica rapa*) também foram observadas nas mesmas áreas monitoradas, mas sem expressar qualquer tipo de sintoma. Entretanto, quando inoculadas, foram suscetíveis ao TuMV. Vale ressaltar que nas inoculações experimentais de um isolado de TuMV em plantas de mostarda-selvagem, observaram-se lesões necróticas somente nas folhas inoculadas, sugerindo uma reação de hipersensibilidade. Embora as folhas não inoculadas não tenham desenvolvido qualquer tipo de sintoma, o vírus foi detectado nas folhas jovens (infecção sistêmica), 30 dias após as inoculações, indicando que plantas de mostarda-selvagem também podem atuar como reservatório do TuMV. É importante ressaltar que a ausência de sintomas, muitas vezes, favorece a permanência das plantas assintomáticas (cultivadas ou não) no campo por mais tempo, contribuindo para a manutenção dos vírus no ambiente e aumentando as chances de disseminação (PRENDEVILLE et al., 2012; ROOSSINCK, & GARCÍA-ARENAL, 2015).

Outras brássicas da vegetação espontânea, bolsa-de-pastor (*Capsella bursa-pastoris*), agriãozinho (*Cardamine bonariensis*) e mentruz (*Lepidium virginicum*), todas assintomáticas, foram observadas tanto nos canteiros quanto nos transectos da área monitorada em Biritiba Mirim. Essas plantas foram analisadas e não foi detectada a presença de vírus. Porém, após serem desafiadas por inoculações mecânicas experimentais, plantas de agriãozinho e mentruz comportaram-se como suscetíveis aos três vírus inoculados, enquanto plantas de bolsa-de-pastor foram suscetíveis somente ao TuMV. Dessas espécies de brássicas da vegetação espontânea, inoculadas com um isolado de CoLV, somente bolsa-de-pastor não foi suscetível ao vírus. As demais foram infectadas, mas não expressaram qualquer tipo de sintoma. Portanto, os resultados dessas avaliações sugerem que essas espécies da vegetação espontânea também podem atuar como

potenciais reservatórios dos vírus de brássicas e, por não expressarem sintomas, podem ter um papel ainda mais relevante na manutenção desses vírus por mais tempo nos campos de produção (PRENDEVILLE et al., 2012). Embora nessas três espécies de plantas não tenham sido identificadas colônias de afídeos, é importante ressaltar que uma espécie do gênero *Cardamine* (*C. chenopodiifolia*) já foi descrita como hospedeira de colônias de *Brevicoryne brassicae*, no Brasil (SOUSA SILVA & ILHARCO, 1995).

A nabiça (ou nabo-bravo) e a mostarda-selvagem parecem preencher os requisitos mínimos para serem classificadas como hospedeiras amplificadoras de vírus transmitidos por afídeos, desempenhando papéis importantes na epidemiologia dos vírus de brássicas. A maioria dessas plantas, nos campos monitorados, não expressava sintomas. Além disso, ocorrem em densidades elevadas nas áreas cultivadas e são hospedeiras tanto dos vírus quanto dos afídeos vetores. A nabiça já havia sido descrita no Brasil, como hospedeira do CaMV (RODRIGUES et al., 2019) e também na Austrália, como hospedeira de três vírus de brássicas (CaMV, TuMV e o beet western yellows virus, BWYV – sinonímia do turnip yellows virus, TuYV), sugerindo um papel importante na epidemiologia desses vírus (LATHAM et al., 2003). No presente trabalho, as seguintes espécies de afídeos, também relatadas em brássicas cultivadas, foram observadas formando colônias nessas plantas: *Brevicoryne brassicae* (oligófago), *Lipaphis erysimi* (oligófago) e *Myzus persicae* (polífago). A importância epidemiológica dessas hospedeiras amplificadoras reside no seu papel de impulsionar as infecções para a ocorrência de epidemias (BERGAMIN FILHO et al., 2020). Hospedeiras alternativas, principalmente espécies de ciclo longo, que permanecem mais tempo no campo, fornecem refúgio para fitopatógenos, principalmente nos intervalos de cultivo ou mesmo quando as condições para a propagação da doença são desfavoráveis (HENRY & DEDRYVER, 1991). As características da paisagem também podem afetar a estrutura e o funcionamento das populações de fitopatógenos (e de seus vetores), influenciando na ecologia e evolução e, conseqüentemente, na probabilidade de emergência ou reemergência de epidemias (JONES, 2021).

Em uma análise da vegetação espontânea em campos agrícolas, identificou-se a presença de vírus de brássicas em espécies de plantas espontâneas, incluindo *Capsella bursa-pastoris*, *Sinapis arvensis* (mostarda-branca) e *Raphanus* spp. como hospedeiras do CaMV, TuMV e TuYV (LATHAM et al., 2003; COUTTS et al., 2006; RODRIGUES et al., 2019). A vegetação espontânea pode também desempenhar um papel na manutenção e dispersão dos vírus de brássicas

entre as estações de cultivo. Estudos longitudinais revelaram a persistência de vírus em populações de plantas espontâneas ao longo do tempo, com implicações significativas para a epidemiologia desses patógenos. Além disso, a interação entre diferentes espécies da vegetação espontânea pode influenciar a diversidade genética dos vírus de brássicas, favorecendo a emergência de variantes mais virulentas (JONES & BARBETTI, 2012). Nesse contexto, muitas epidemias de vírus de plantas foram resultado direto da gama de hospedeiros dos seus insetos vetores, capazes de adquirir e transmitir vírus das plantas espontâneas para as plantas cultivadas (e vice-versa), desempenhando um papel crítico no surgimento de novas estirpes virais por meio de seleção de variantes gerados por mutações, recombinações e rearranjos (WISLER & NORRIS, 2005; ALCAIDE et al., 2021).

É importante ressaltar, assim como discutido acima, que muitas dessas espécies espontâneas podem não expressar qualquer tipo de sintoma, mesmo estando infectadas por um ou mais vírus. Infecções pelo TuMV foram avaliadas em populações de uma Brassicaceae selvagem (*Hesperis matronalis*) em uma faixa biogeográfica em torno de campos de produção agrícola do Estado de Nova York, EUA (LOMBARDI et al., 2023). Os autores observaram que a prevalência do TuMV variou entre as populações de hospedeiras, mas foi maior nas áreas agrícolas, havendo uma importante variabilidade com relação à suscetibilidade de *H. matronalis* ao vírus, com evidências de haver tolerância genética à infecção por TuMV (LOMBARDI et al., 2023).

Os resultados discutidos acima se referem a vírus transmitidos por insetos vetores alados. Mas como seria o comportamento epidemiológico dos vírus transmitidos por contato? Zamfir et al. (2023) avaliaram a correlação da evolução da gama de hospedeiros selvagens e fatores ecológicos para diferentes tobamovírus (vírus transmitidos por contato, e que não são transmitidos por vetores) em comunidades de plantas em quatro habitats de um ecossistema heterogêneo. Os autores concluíram que os hospedeiros de cada vírus pertenciam a famílias taxonomicamente distantes, sugerindo que não houve restrições filogenéticas para o sucesso na colonização de cada hospedeiro associado à adaptação de cada vírus, e que os tobamovírus podem ser considerados patógenos generalistas. Além disso, os tobamovírus analisados neste trabalho apresentaram baixa diversidade genética, sem relação com o hábitat e com a taxonomia da hospedeira, indicando que a plasticidade fenotípica auxiliaria genótipos virais a infectar novos hospedeiros sem a necessidade de evolução adaptativa. Esses resultados contrariam suposições de que os vírus transmitidos por contato seriam mais abundantes em plantas cultivadas do que nas comunidades de plantas selvagens (ZAMFIR et al., 2023).

Em um estudo realizado por Jones et al. (2019), demonstrou-se que plantas hospedeiras espontâneas, incluindo plantas silvestres e invasoras, desempenharam um papel significativo na epidemiologia de vírus transmitidos por afídeos. Essas plantas, muitas vezes negligenciadas em programas de manejo de doenças, podem atuar como hospedeiras alternativas e refúgios para vírus e afídeos vetores, perpetuando a infecção mesmo quando os cultivos principais são destruídos ou tratados. Em um trabalho muito interessante, Borer et al. (2009) observaram que os efeitos associados às populações de plantas hospedeiras de vírus podem ir além dos vetores invertebrados. Os autores concluíram que a exclusão a longo prazo de grandes herbívoros vertebrados afetou a prevalência de dois vírus que infectam cereais de inverno transmitidos por afídeos em pastagens da Califórnia, EUA. Esse estudo comprova que os mecanismos envolvidos na ecologia de um vírus são influenciados por múltiplos fatores presentes nos agroecossistemas (JONES, 2021).

Além de vírus de brássicas, interações com as plantas da vegetação espontânea foram relatadas em outros patossistemas. Na República Dominicana, diferentes espécies espontâneas (*Sida* spp., *Datura stramonium*, *Malva* spp., *Solanum nigrum*, *Cleome viscosa*, *Croton lobatos*, *Physalis* spp.), associadas a cultivos de tomateiros, tiveram papel determinante no estabelecimento de begomovírus (vírus transmitidos de modo circulativo por moscas brancas), contribuindo para fornecer o inóculo primário do vírus (SALATI et al., 2002). Além dos begomovírus, os crinivírus, que também são transmitidos por moscas brancas (WISLER et al. 1998), e os orthotospovírus, transmitidos por tripes (MOMOL et al., 2004) são considerados os principais patógenos do tomateiro associados a espécies espontâneas que atuam como fontes de inóculo (GROVES et al., 2002).

No presente trabalho, além das espécies de brássicas espontâneas descritas acima, foram identificadas espécies de plantas de outras famílias botânicas abrigoando colônias de diferentes espécies de afídeos nas duas áreas amostradas. Numerosas colônias de *Aphis fabae solanella* foram observadas em maria-pretinha (*Solanum americanum*, Solanaceae) em todas as épocas do ano. Em espécies de Asteraceae, *Sonchus asper* (serralha-de-espinho), *S. oleraceus* (serralha) e *Erigeron bonariensis* (buva), observaram-se colônias de *Hyperomyzus lactucae*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus persicae* e *Uroleucon ambrosiae*. Plantas de *Vicia faba* (Fabaceae) tiveram papel importante na manutenção de colônias abundantes de *Aphis fabae solanella* em Biritiba Mirim, enquanto *V. sativa* foi identificada como hospedeira de *A. fabae*

solanella, *A. gossypii* e *Brevicoryne brassicae*, em Ibiúna. Esses resultados são importantes, pois os afídeos que transmitem vírus de modo não persistente não necessitam colonizar as plantas para adquirir e transmitir os vírus, uma vez que as etapas de aquisição e transmissão são realizadas pelos afídeos durante as picadas de prova (WHITFIELD et al., 2015). Isso faz com que a epidemiologia desses vírus seja ainda mais complexa, envolvendo plantas hospedeiras alternativas de outras famílias botânicas. Nesse contexto, e em uma abordagem muito interessante, a associação de outras plantas hospedeiras na epidemiologia do potato virus Y (PVY, *Potyvirus*), um dos principais patógenos da batata (*Solanum tuberosum*), transmitido de modo não persistente por afídeos vetores, foi avaliada no Vale do Colorado, EUA (PITT et al., 2024). Os autores posicionaram armadilhas de sucção próximas aos campos de produção de batata para capturarem afídeos alados, que foram identificados e avaliados, semanalmente, quanto ao conteúdo intestinal por meio de sequenciamento de alto rendimento (HTS), a fim de se identificar os gêneros de plantas que foram supostamente visitadas por afídeos vetores do potato virus Y (PVY). Os autores observaram que 34,7% dos afídeos examinados haviam (supostamente) feito sondagens (picadas de prova) em plantas hospedeiras do PVY e que dois dos gêneros de plantas mais frequentemente detectados foram *Solanum* e *Brassica*, que representam tanto plantas cultivadas – incluindo a própria batata, o tomateiro (*S. lycopersicum*) e a canola (*B. napus*) – quanto ervas daninhas – mostarda-selvagem (*B. rapa*) e beladona (*S. sarrachoides*). Os autores constataram também que 75% dos afídeos haviam visitado plantas que não são hospedeiras do PVY, e que 19% realizaram sondagens em mais de uma espécie de planta. Além disso, das nove espécies de afídeos (*Acyrtosiphon kondoi*, *A. pisum*, *Capitophorus elaeagni*, *Diuraphis noxia*, *Hayhurstia atriplicis*, *Myzus persicae*, *Phorodon cannabis*, *Protaphis middletonii*, *Rhopalosiphum padi*) que tiveram seu conteúdo estomacal sequenciado, quatro realizaram picadas de prova em espécies de *Solanum*, sendo que somente uma delas coloniza batata (*M. persicae*) e três não colonizam (*D. noxia*, *P. cannabis* e *R. padi*) (PITT et al., 2024).

Os vírus que são transmitidos de modo não persistente e que possuem ampla gama de hospedeiros têm maior probabilidade de disseminação entre hospedeiros (POWER & MITCHELL, 2004). A simplificação da paisagem devido à interferência humana, como ocorre nos agroecossistemas, aumenta a probabilidade de surgimento de doenças virais, principalmente devido às inter-relações entre as hospedeiras silvestres e as espécies cultivadas (ROOSSINCK & GARCIA-ARENAL, 2015). Com isso, a conectividade da paisagem, definida como o grau em que

uma paisagem facilita ou impede o movimento de organismos entre fontes de recursos (corredores e barreiras), desempenha um papel-chave na dispersão dos organismos (TISCHENDORF & FAHRING, 2000), que pode ter influência em uma determinada doença (THRALL & BURDON, 1997). O grau de conectividade da paisagem afeta diretamente os vírus de plantas transmitidos por vetores aéreos (afídeos, moscas-brancas, cigarrinhas e tripes), por influenciar o movimento do ar, que interfere no voo do vetor e, conseqüentemente, na dispersão do vírus (NODA & KIRITANI, 1989). Portanto, deve-se considerar as plantas hospedeiras de vírus e de seus vetores em programas de manejo integrado de pragas, uma vez que o controle dessas espécies, tanto nas áreas de cultivo como nas imediações, pode reduzir a incidência de viroses (WALLIS & TURNER, 1969; VANGESSEL & COBLE, 1993). A implementação de medidas preventivas, como o controle de plantas hospedeiras espontâneas e a utilização de cultivos com variedades resistentes podem contribuir significativamente para reduzir a incidência e a severidade de doenças causadas por vírus transmitidos por afídeos.

Estudos têm revelado a diversidade de plantas hospedeiras que podem servir como reservatórios de vírus e, conseqüentemente, aumentar a prevalência de doenças em cultivos agrícolas. Neste contexto, a compreensão da dinâmica das interações entre plantas hospedeiras, vírus e afídeos vetores se torna fundamental para o manejo e controle eficaz de viroses em sistemas agrícolas (JONES et al., 2019). Intervenções direcionadas à redução do(s) hospedeiro(s) alternativo(s), como o controle de ervas daninhas, podem ajudar a limitar a disseminação desses patógenos. Além disso, medidas clássicas de controle como a rotação de culturas e o uso de cultivares resistentes são fundamentais para mitigar o impacto dos vírus de brássicas na agricultura (JEGER, 2020; JONES, 2021).

6.3 ANÁLISES DA AFIDOFAUNA E SUA ASSOCIAÇÃO COM A EPIDEMIOLOGIA DOS VÍRUS DE BRÁSSICAS

Associando as possíveis interações vírus-hospedeiras com as análises de agrupamento das espécies de afídeos relatadas em ambas as áreas monitoradas, utilizando o programa PAST (Modelo Jacard), foi possível observar que a abundância relativa da afidofauna apresentou maior riqueza de espécies quando comparada com a abundância absoluta, que se restringiu às espécies de plantas cultivadas e da vegetação espontânea colonizadas por afídeos

presentes nas áreas de produção. Segundo Cividanes & Santos-Cividanes (2012), *B. brassicae*, *L. erysimi* (oligófagas) e *M. persicae* (polífaga) são as principais espécies de afídeos responsáveis por danos causados nas culturas de brássicas. Por sua vez, nos monitoramentos da afidofauna realizados em Biritiba Mirim e Ibiúna, observou-se que as espécies polífagas *A. fabae solanella*, associada à presença de maria-pretinha (*Solanum americanum*), *M. persicae*, associada à presença serralha-de-espinho (*Sonchus asper*) e serralha (*S. oleraceus*), e a espécie oligófaga *B. brassicae*, associada às brássicas cultivadas e nabiça, foram classificadas como as mais abundantes e comuns. No entanto, essas espécies de afídeos não apresentaram uma tendência de agrupamentos padrões nos três anos de monitoramento, formando comunidades distintas, principalmente com as espécies polífagas *Aphis gossypii*, *Uroleucon ambrosiae* e *Macrosiphum euphorbiae*, que colonizaram serralha-de-espinho e serralha. Contudo, a abundância das colônias e revoadas de *B. brassicae* e *L. erysimi* foram mais representativas quando comparadas com *A. fabae solanella* e *M. persicae*. Todos esses apontamentos da associação da afidofauna, principalmente com espécies da vegetação espontânea, permitiram sugerir que assim como observado por Raybould et al. (1999), em levantamentos da distribuição espacial das viroses em cultivos de brássicas em condições de clima temperado, o sucesso do estabelecimento dos vírus que infectam brássicas em condições subtropicais também esteve assegurado pela constante presença de espécies de afídeos vetores em comum, que são atraídas principalmente por plantas da vegetação espontânea infectadas.

Dos vírus que infectam brássicas, observou-se que o estabelecimento do TuMV no campo é dependente de uma complexa associação dos seus patotipos (ou grupos filogenéticos) com as espécies de afídeos envolvidas na transmissão e suas plantas hospedeiras (NG et al., 2004). No Japão, levantamentos realizados em cultivos de nabo permitiram constatar que o grupo filogenético de TuMV, denominado “*basal BR*,” relatado infectando aproximadamente 2.000 espécies de plantas, sobrepôs-se ao grupo denominado “*world-B*”, estando essa sobreposição relacionada à interferência das espécies de afídeos vetores (TAMIMURA et al., 2004). Estudos também realizados na cultura de nabo no Japão, visando elucidar a sobreposição dos grupos filogenéticos de TuMV, revelaram que o crescimento populacional da espécie polífaga *M. persicae* não diferiu quando se alimentaram de plantas sadias ou infectadas pelo TuMV. Ao contrário, a abundância de *L. erysimi* (espécie oligófaga) foi maior quando mantidas em plantas infectadas com TuMV, o que permitiu concluir que essa espécie de afídeo tem uma associação mutualística com o TuMV,

quando comparada com *M. persicae*, e que os diferentes grupos filogenéticos não interferem na biologia dos afídeos vetores (ADACHI et al., 2018).

Esses resultados corroboram as análises da afidofauna realizadas no presente trabalho. Observou-se que *B. brassicae* foi classificada como espécie comum e mais abundante, quando comparada com *M. persicae*, sendo o TuMV o vírus mais presente nas áreas monitoras e infectando, principalmente, nabiça, que foi o principal reservatório do vírus no campo. A influência da afidofauna no estabelecimento dos grupos filogenéticos do TuMV também já havia sido confirmada para as condições subtropicais. Em um extenso levantamento realizado no Brasil, abrangendo análises de 110 amostras de diversas espécies de brássicas coletadas em áreas de produção, situadas em 27 municípios pertencentes aos estados de Alagoas, Ceará, Goiás, Minas Gerais, Paraná, São Paulo, Rio Grande do Sul e Distrito Federal, observou-se o estabelecimento de dois grupos do TuMV: “*world-B*” (subgrupos “*world-B2*” e “*world-B3*”) e “*basal-BR*” (RODRIGUES et al., 2021). Nesse trabalho, os autores observaram a formação de um subclado consistente (“*Brazilian subgroup*”) no grupo “*basal-BR*”, formado por 31 isolados brasileiros de TuMV. A não influência das espécies de afídeos sobre as variantes do TuMV pode ser plenamente justificada, uma vez que, de acordo com Shattuck (1992), pelo menos 89 espécies de afídeos já foram descritas como vetoras, o que tornou esse vírus um dos mais importantes e prejudiciais para o desenvolvimento da agricultura.

Estudos semelhantes relacionados à interação do CaMV e do CoLV com seus afídeos vetores e suas plantas hospedeiras são quase inexistentes. De acordo com Bak & Emerson (2020), cerca de 27 espécies de afídeos são relatadas como vetoras do CaMV. Porém, devido à sua maior estabilidade genética e, conseqüente baixa variabilidade, quando comparada ao TuMV, estudos da interação vírus-vetor são concentrados na descrição de candidatos a receptores dos vírions do CaMV e na elucidação da ação da proteína viral (P2) na retenção das partículas virais (MARTINIÈRE et al., 2013). Não há qualquer estudo dessa natureza envolvendo o CoLV, em função de ser um vírus relatado somente no Brasil a partir da década de 1980 (MELLO et al., 1987; OLIVEIRA et al., 2022). Estudos recentes confirmaram a coexistência de outro carlavírus de brássicas, o cole mild mosaic virus (CoMMV) (OLIVEIRA et al., 2022). Há poucos estudos envolvendo interação desses carlavírus com afídeos vetores. Os testes de transmissão, até o momento, foram realizados somente com *M. persicae*, apresentado eficiência de transmissão de 50% (MELLO et al., 1987).

O comportamento alimentar e a seleção da planta hospedeira pelas diferentes espécies de afídeos interferem no potencial de transmissão, o que é crucial para o entendimento da epidemiologia (HARRIS & MARAMOROSCH, 1977). Quanto aos aspectos da biologia das espécies que compuseram a afidofauna, o cenário observado nas áreas monitoradas indicou que os afídeos têm dificuldade em se manter e se diversificar em regiões subtropicais e tropicais. Isso se deve a uma característica primitiva da sua biologia: a partenogênese cíclica, que é um meio eficiente de explorar as ondas de crescimento de curta duração de plantas típicas de clima temperado (BLACKMAN & EASTOP, 2016). Essa característica peculiar torna os afídeos muito eficientes como pragas e, conseqüentemente, eficientes vetores de vírus em áreas agrícolas como no caso das hortaliças originárias de clima temperado, que possuem ciclo curto e, na maioria dos casos, foram introduzidas e adaptadas às condições do clima subtropical e tropical (HULLÉ et al., 2010).

No entanto, há poucos estudos referentes às interações TuMV-afídeos, TuMV-culturas e culturas-afídeos, sendo praticamente inexistentes os trabalhos envolvendo o conjunto de atores envolvidos nas interações brássicas/TuMV/afídeos/ambiente que visam esclarecer a coevolução dessas interações com a resistência das brássicas aos afídeos e ao TuMV, conhecimentos que poderiam fornecer novas perspectivas de manejo da cultura (LU et al., 2022). O mesmo se aplica ao CaMV, que até recentemente era considerado um vírus amplamente disseminado em regiões temperadas e capaz de causar danos com conseqüentes perdas em cultivos de brássicas, especialmente em casos de coinfeção com outros vírus (LI et al., 2019). A incidência do CaMV pode facilmente ultrapassar os 70% nos campos de produção, e os rendimentos subsequentes podem ser reduzidos em até 50% (SUTIC et al., 1999). Esses mesmos autores também concluíram que a infecção pelo CaMV pode afetar o desenvolvimento das plantas, especialmente em infecções iniciais, e a produção de flores pode ser bloqueada, assim como de sementes. Quanto ao CoLV, poucos são os dados referentes à sua influência em brássicas infectadas (OLIVEIRA et al., 2022).

Durante as inspeções de campo e as análises sorológicas (ELISA) das amostras de plantas com suspeita de infecção viral, realizadas nos três anos de avaliação (2019, 2020, 2021), não foram constatadas infecções por CaMV, CoLV e TuMV nos cultivos de couve-chinesa ‘Natsume’ e ‘Naomi’, em Biritiba Mirim, e tampouco em brócolis ‘Hanapon’ e ‘Hanabi’, em Ibiúna. Essas variedades de brássicas também não se comportaram como as principais hospedeiras

de afídeos nos campos monitorados. Esporadicamente, observaram-se algumas colônias de *B. brassicae* e *L. erysimi* nas variedades de brócolis plantadas em Ibiúna durante a primavera. Por sua vez, nas duas áreas monitoradas, plantas invasoras de nabiça foram constantemente observadas atuando como reservatórios dos vírus que infectam brássicas, bem como hospedeiras de espécies de afídeos. As espécies *B. brassicae* e *L. erysimi* (olígofagas) estiveram constantemente associadas às colônias de *M. persicae* (polífagas), formando grandes colônias principalmente nas espécies de brássicas invasoras (nabiça e mostarda-selvagem). Economicamente, a associação dessas três espécies de afídeos é considerada como a mais importante nos cultivos de brássicas estabelecidos em condições de clima temperado, sendo que isso se deve à extrema especialização de *B. brassicae* e *L. erysimi* em estabelecer colônias em brássicas (EKBOM, 1995). *Myzus persicae* é uma das espécies polífagas mais adaptadas às diversas condições climáticas (DIXON et al., 1987).

As observações de campo também permitiram suspeitar que o panorama observado nas áreas monitoradas estaria relacionado à aplicação de inseticidas direcionada à cultura, além da negligência no controle das plantas invasoras presentes nos carreadores. Outra possibilidade seria o reflexo da ação de algum gene de resistência presente nas brássicas cultivadas. Porém, as mesmas variedades de brócolis e couve-chinesa, plantadas pelos produtores, quando inoculadas mecanicamente, não foram suscetíveis aos isolados do CaMV, CoLV e TuMV, indicando que, provavelmente, possíveis genes específicos para resistência à infecção viral estariam envolvidos na sanidade observada nos campos monitorados. Embora seja uma das estratégias mais econômicas e ecológicas no controle de pragas, a hipótese da possível presença de genes de resistência a afídeos nas variedades de brássicas cultivadas nos campos monitorados foi descartada. Isso porque a obtenção de variedades resistentes de brássicas aos afídeos ainda não está totalmente elucidada, devido à dificuldade na transferência de genes efetivos utilizando técnicas convencionais de melhoramento (AHUJA et al., 2011). Além disso, a seleção de genes de plantas visando à resistência a insetos é dependente e limitada aos aspectos intrínsecos dos seus “hotspots”, devendo considerar também o comportamento dos insetos, tipo de defesa das plantas, ecologia química, ecologia fisiológica, ecologia molecular e biologia evolutiva para então explorar os mecanismos e estratégias possíveis de serem aplicados (KNOLHOFF & HECKEL, 2014).

No entanto, em estudos realizados por meio de cruzamentos controlados, constatou-se que a introgressão de genes de *Brassica fruticulosa* (espécie selvagem) para *Brassica juncea* causaram a morte de afídeos (*B. brassicae*) cinco a oito dias após estabelecerem contato com as

plantas híbridas obtidas desse cruzamento. Genes promissores de resistência ao *B. brassicae* também foram encontrados em acessos de *Brassica montana* (espécie selvagem) (KUMAR et al., 2011). Os autores, porém, observaram que a introgressão desses genes afetaram negativamente as características agronômicas de *B. juncea*. Nesse contexto, a transferência de genes de resistência mediada pela engenharia genética parece ser o caminho mais eficiente para a obtenção de variedades de brássicas comerciais resistentes aos afídeos. Plantas transgênicas de *Brassica napus* expressando a proteína inibidora (PI) denominada oryzacystatin I (OC-I) reduziram a média de peso adulto, fecundidade e biomassa de *M. persicae* quando comparado com afídeos da mesma espécie que se alimentaram de plantas controle (não transgênicas) (RAHBE et al., 2003). Outras PIs também foram testadas, sendo capazes de causar efeitos prejudiciais a uma série de espécies de afídeos. Por meio da engenharia genética, o gene da lectina, que pode ser extraído de sementes e raízes de aliáceas, poáceas e fabáceas, e capaz de se ligar a determinados açúcares, têm proporcionado resultados promissores em bioensaios visando à obtenção de resistência de brássicas a afídeos (VARNIKA et al., 2011). Populações de formas jovens de *L. erysimi* submetidas à alimentação em discos de folhas de *B. juncea*, contendo o gene da lectina isolado de trigo (*Triticum* spp.), sofreram uma alta taxa de mortalidade (KANRAR et al., 2002). Genes de lectina, provenientes de alho (*Allium sativum*) e cebola (*Allium cepa*), quando incorporados por transgenia ao genoma de *B. juncea* comportaram-se como resistentes ao ataque de *L. erysimi* (HOSSAIN et al. 2006).

Diante dos resultados das inoculações mecânicas dos isolados do CaMV, CoLV e TuMV, evidenciou-se que possíveis genes específicos para resistência à infecção viral poderiam estar envolvidos na sanidade observada nos campos monitorados. Essa hipótese se baseou no fato de que, nos últimos anos, pesquisas direcionadas ao mapeamento de genes de resistência em variedades de *B. juncea*, *B. napus* e *B. rapa* têm permitido identificar genes dominantes denominados “*TuMV Resistance in Brassica*” (TuRB01, TuRB01b, TuRB03, TuRB04, TuRB05, TuRB07, TuRBJU01, TuRBCH01, TuRBCS01), que conferem resistência específica a alguns patótipos do TuMV (GUERRET et al., 2017). A associação de um gene recessivo denominado “*recessive TuMV resistance*” (retr01) com o gene dominante “*Conditional TuMV resistance 01*” (ConTR01) também tem se mostrado promissora quanto à resistência de amplo espectro aos patótipos 1, 3, 4, 7, 8, 9 e 12 do TuMV. Um gene monogênico/recessivo denominado “*recessive*

TuMV resistance 02” (retr02) também foi mapeado em linhagem resistente de couve-chinesa (BP8407) conferindo resistência extrema ao TuMV (NELLIST et al., 2022).

Quanto ao CaMV, apesar das controvérsias, devido à ausência de genes efetivos de resistência obtidos a partir do melhoramento convencional, a utilização de plantas transgênicas tem sido proposta (BAK & EMERSON, 2020). Como alternativa, a implantação de barreiras naturais em torno da área cultivada utilizando cereais de porte elevado ainda tem sido a melhor maneira de minimizar a infecção pelo CaMV e inibir o contato dos afídeos com as mudas de brássicas, que são suscetíveis ao vírus nos seus estágios iniciais de desenvolvimento (JENKINSON & GLYNNE JONES, 1951).

Nas análises epidemiológicas de probabilidade de transmissão por um único afídeo (P) e índice de pressão vetorial (IPV), constatou-se que apesar de *M. persicae* não ser a espécie polífaga mais abundante e frequente (comum) nas áreas monitoradas, quando comparado com *A. fabae solanella*, espécie também polífaga, a sua eficiência de transmissão foi maior quando o isolado de CaMV foi transmitido de modo não persistente e semipersistente (bimodal), como também do CoLV e TuMV, transmitidos exclusivamente de modo não persistente. Ao mesmo tempo, *A. fabae solanella* não foi capaz de transmitir o CaMV de modo não persistente. Com isso, *M. persicae* foi considerada uma espécie-chave na transmissão e dispersão dos vírus de brássicas. De acordo com as análises de (P) e (IPV), associando os três anos de monitoramento, *B. brassicae*, espécie oligófaga mais abundante e comum quando comparado a todas as espécies de afídeos descritas nas duas áreas monitoradas, comportou-se como o menos eficiente na transmissão do CaMV, CoLV e TuMV, resultado que permitiu concluir que, epidemiologicamente, a sua atuação foi mais efetiva como praga do que vetor de vírus.

Estudos realizados por Markham et al. (1987) confirmam os resultados obtidos no presente trabalho. Esses autores, utilizando seis espécies de afídeos, demonstraram que clones de *Aphis fabae* foram incapazes de transmitir o CaMV, no entanto, as espécies *Acyrtosiphon pisum*, *Brevicoryne brassicae*, *Megoura viciae*, *M. persicae* e *Rhopalosiphum padi* foram capazes de realizar a transmissão de forma bi- ou multifásica. Por sua vez, a eficiência de transmissão do CaMV variou de forma distinta, considerando o período de aquisição e as espécies de afídeos. Resultados contrastantes também foram observados na eficiência de transmissão do TuMV quando comparados com os obtidos na transmissão do CaMV, provavelmente devido à influência do

comportamento alimentar, tempo de aquisição e transmissão e funcionalidade das proteínas auxiliares do TuMV (HC-PRO) e do CaMV (P2) (MARKHAM et al., 1987).

Um modelo foi elaborado para resumir os resultados obtidos neste trabalho (Figura 27). A partir de espécies de brássicas da vegetação espontânea (*Raphanus sativus* e *Brassica rapa*), que atuam como reservatórios ou fontes de inóculo primário, afídeos alados polípagos generalistas (*Myzus persicae*) e/ou oligófagos especialistas (*Brevicoryne brassicae* ou *Lipaphis erysimi*) adquirem o(s) vírus (CaMV, CoLV ou TuMV) por picadas de prova e alçam voo para se alimentar em outras brássicas cultivadas, transmitindo o(s) vírus por picadas de prova (transmissão primária). Afídeos especialistas têm capacidade de colonizar essas plantas, enquanto os generalistas simplesmente visitam as plantas, fazem sondagens e novamente alçam voo, buscando novas hospedeiras. Os afídeos virulíferos serão responsáveis pela transmissão secundária de brássicas cultivadas para brássicas cultivadas (que constituem o inóculo secundário), e podem transmitir o vírus para brássicas da vegetação espontânea, que servem de reservatório e fonte de inóculo (primário e secundário) para as brássicas cultivadas e outras brássicas da vegetação espontânea. Este ciclo de transmissão e colonização pode ocorrer durante todo o ano, mas na primavera, época em que as condições de temperatura e pluviosidade favorecem os afídeos e as plantas espontâneas (reservatórios), a transmissão e a colonização são potencializadas (Figura 27).

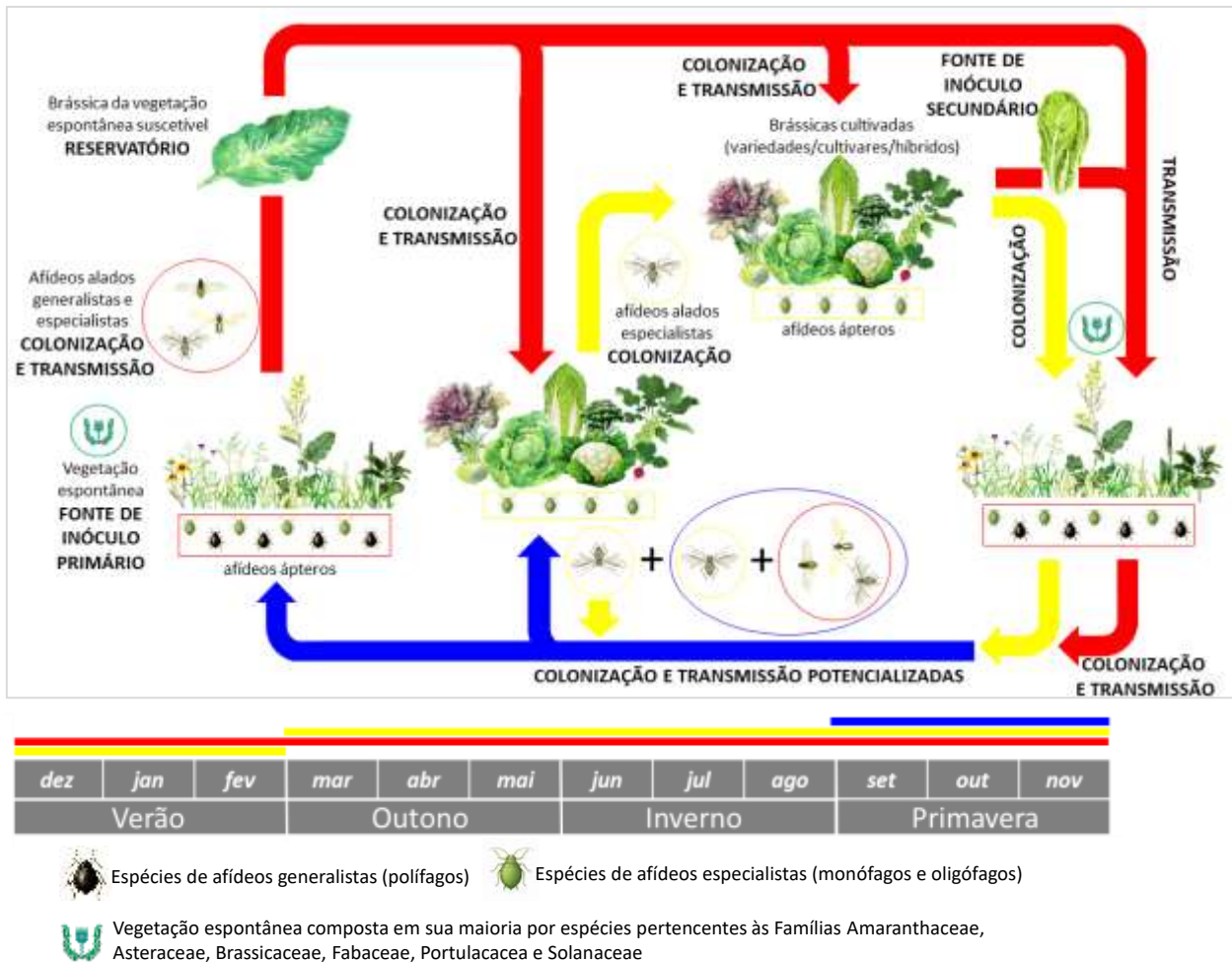


Figura 27 – Modelo que resume os resultados obtidos nesta tese, em cultivos comerciais de brássicas, durante três anos de monitoramento. A partir de um reservatório (fonte de inóculo primário), que pode ser uma espécie de brássica da vegetação espontânea (*Raphanus sativus* ou *Brassica rapa*) que esteja infectada, afídeos alados polífagos, generalistas (*Myzus persicae*) e/ou oligófagos, especialistas (*Brevicoryne brassicae* ou *Lipaphis eryzimi*) adquirem o vírus por picadas de prova e alçam voo para se alimentar em outras brássicas cultivadas, transmitindo o vírus por picadas de prova (transmissão primária). Os afídeos especialistas podem colonizar essas plantas e os generalistas simplesmente visitam as plantas e novamente voam, buscando hospedeiras novas. Os afídeos virulíferos fazem a transmissão secundária de brássicas cultivadas para outras brássicas cultivadas, que constituem o inóculo secundário, e podem transmitir o vírus para brássicas da vegetação espontânea, que também passam a servir de reservatório e fonte de inóculo (primário e secundário) para as brássicas cultivadas e outras brássicas da vegetação espontânea. As setas amarelas correspondem à colonização das brássicas por afídeos, normalmente, especialistas (*B. brassicae*, *L. eryzimi*). As setas vermelhas indicam as possibilidades de transmissão dos vírus (e, em alguns casos, a colonização dos afídeos especialistas) entre as fontes de inóculo. As setas azuis indicam que a transmissão e a colonização são potencializadas na primavera, época em que as condições de temperatura e pluviosidade favorecem os afídeos e as plantas espontâneas (reservatórios). O restante do ciclo (setas vermelhas e amarelas) ocorrem durante todo o ano.

Fonte: o autor.

O cenário que se desenha indica que os surtos de doenças, incluindo as viroses, devem aumentar, ameaçando a segurança alimentar de populações mais vulneráveis em diversos países (VAN MUNSTER, 2020; RISTAINO et al., 2021). Em função das mudanças climáticas, as

viroses, tanto endêmicas como emergentes, e principalmente aquelas que dependem de vetores aéreos para dispersar os vírus, deverão se alastrar, afetando tanto a produção e comercialização de alimentos em uma determinada região produtora, quanto a produção e o comércio internacional de alimentos. Em função da atual interdependência comercial, as consequências podem ser globais, assim como se observou na pandemia da Covid-19. Epidemias de vírus de plantas poderão ser cada vez mais frequentes, sendo aceleradas pela eficiente disseminação por vetores aéreos, e com o aumento da gama de hospedeiras capazes de abrigar os vírus e seus vetores no campo, resultando na evolução e emergência de novas estirpes (variantes) – que podem ser mais virulentas (JONES et al., 2019; RISTAINO et al., 2021). Para enfrentar esse desafio enorme, faz-se necessário lançar mão de um conjunto de estratégias de vigilância fitossanitária, incluindo tecnologias modernas e ultrasensíveis de diagnóstico, modelos de análises de dados e previsão de surtos, a fim de prevenir epidemias e infestações de insetos praga. Neste sentido, os resultados obtidos no presente trabalho, ainda que restritos a patossistemas associados a brássicas, apontam para a importância do monitoramento constante das populações de insetos vetores. Com isso, qualquer tomada de decisão será apoiada em observações de campo e variáveis mensuráveis, associando a afidofauna, espécies da vegetação espontânea e a distribuição temporal e espacial das viroses, além dos fatores abióticos.

Portanto, os resultados desta tese evidenciam a atenção que os produtores de brássicas (e outras hortaliças) do cinturão verde de São Paulo devem ter, principalmente na primavera, época em que os fatores ambientais podem potencializar a dispersão dos vírus transmitidos por afídeos durante as picadas de prova e favorecer a formação e estabelecimento de colônias desses insetos tanto em plantas cultivadas como em espécies da vegetação espontânea. Sendo assim, o acompanhamento das populações de afídeos com armadilhas amarelas adesivas, bem como a observação das formações de colônias em brássicas cultivadas e da vegetação espontânea são fundamentais para evitar possíveis epidemias. Além disso, o acompanhamento das revoadas e das populações de afídeos permite que se estabeleçam estratégias de manejo mais eficazes para impedir a dispersão dos vírus de brássicas.

7 CONCLUSÕES

- Na estimativa absoluta, praticamente as mesmas espécies de afídeos foram identificadas nas duas áreas monitoradas, com exceção de *Nasonovia ribisnigri* e *Aphis nerii*, que tiveram ocorrência em diferentes plantas hospedeiras, respectivamente, em Biritiba Mirim e Ibiúna.
- Nabiça (*Raphanus sativus*) e mostarda-selvagem (*Brassica rapa*) foram as brássicas da vegetação espontânea mais importantes na manutenção de colônias de *Brevicoryne brassicae*, *Lipaphis erysimi* e *Myzus persicae*.
- Maria-pretinha (*Solanum americanum*, Solanaceae) foi responsável pela manutenção de *Aphis fabae solanella*, enquanto as asteráceas serralha-de-espinho (*Sonchus asper*), serralha (*S. oleraceus*) e buva (*Erigeron bonariensis*) foram responsáveis pela manutenção de colônias de *Hyperomyzus lactucae*, *Macrosiphon euphorbiae*, *Myzus persicae* e *Uroleucon ambrosiae*. As fabáceas fava-silvestre (*Vicia faba*) e ervilhaca (*V. sativa*) também desempenham papéis importantes na manutenção de *Aphis fabae solanella*, *A. gossypii* e *B. brassicae*.
- Na estimativa relativa, as espécies de afídeos identificadas foram semelhantes nas duas áreas monitoradas, com exceção de *Greenidea ficicola*, que só foi identificada em Biritiba Mirim, e *Aphis spiraecola*, identificada somente em Ibiúna.
- As maiores revoadas de afídeos foram registradas na primavera e no verão, assim como observado nas avaliações da abundância absoluta nas duas áreas monitoradas. As menores revoadas foram observadas no outono.
- O número de espécies de afídeos capturadas nas armadilhas de água foi cerca de 50% maior do que o número de espécies identificadas colonizando as plantas hospedeiras.
- A diversidade de espécies (Índice de Shannon, H') de afídeos foi baixa, tanto para a abundância absoluta quanto para a abundância relativa, nas duas áreas avaliadas.
- Nas avaliações da abundância absoluta, a diversidade medida pelo índice de Simpson (D) não foi associada somente às plantas hospedeiras, mas também a outros fatores, incluindo o manejo e controle de plantas da vegetação espontânea. Os resultados desse índice para a abundância relativa indicaram que as revoadas foram influenciadas pelos níveis de precipitação e temperatura.
- As duas comunidades apresentaram alto grau de similaridade da composição da afidofauna, tanto na colonização das hospedeiras quanto da afidofauna que sobrevoou as áreas monitoradas.

- A pluviosidade e a temperatura interferiram nas revoadas da afidofauna nas duas áreas monitoradas, mas aparentemente tiveram pouco efeito na formação de colônias.
- Plantas de nabiça (*Raphanus sativus*) foram associadas com a manutenção tanto de afídeos vetores como também dos vírus de brássicas: cauliflower mosaic virus (CaMV), cole latent virus (CoLV) e turnip mosaic virus (TuMV). Portanto, essa espécie de brássicas da vegetação espontânea parece desempenhar um papel-chave na manutenção das fontes de inóculo desses vírus, com potencial para influenciar a epidemiologia das viroses de brássicas.
- *Aphis fabae solanella*, *Myzus persicae* e *Brevicoryne brassicae* foram as espécies de afídeos mais representativas durante os três anos de monitoramento, nas quatro estações do ano.
- Os resultados de transmissão experimental sugerem que *Aphis fabae solanella* tem importância maior na epidemiologia do turnip mosaic virus (TuMV) e menor importância na epidemiologia do cauliflower mosaic virus (CaMV). *Brevicoryne brassicae* foi menos eficiente na transmissão desses vírus. *Myzus persicae*, por sua vez, foi capaz de transmitir eficientemente os três vírus (CaMV, CoLV e TuMV), sugerindo que epidemiologicamente *M. persicae* pode ser considerada a espécie de afídeo mais eficiente na dispersão dos vírus de brássicas.
- Embora *Brevicoryne brassicae* tenha apresentado os menores valores de índice de pressão vetorial (IPV), seguido de *M. persicae* e *A. fabae solanella*, seu hábito oligófago o torna mais abundante nas áreas de cultivos de brássicas, formando colônias em espécies de brássicas espontâneas e cultivadas. Nessas áreas, *B. brassicae* realiza revoadas menos abundantes quando comparado com *M. persicae*, que pode colonizar brássicas, e com *A. fabae/solanella*, que não coloniza brássicas.
- Os desafios por inoculação mecânica experimental revelaram que plantas de agriãozinho (*Cardamine bonariensis*) e mentruz (*Lepidium virginicum*), apesar de não expressarem qualquer tipo de sintoma, foram suscetíveis aos três vírus inoculados: cauliflower mosaic virus (CaMV), cole latent virus (CoLV) e turnip mosaic virus (TuMV). Bolsa-de-pastor (*Capsella bursa-pastoris*) foi suscetível somente ao TuMV, mas também sem exibir qualquer sintoma. Esses resultados confirmam que essas brássicas da vegetação espontânea, expressando ou não sintomas, podem ter papel importante como reservatórios dos vírus de brássicas.
- Nabiça (*Raphanus sativus*) e mostarda-selvagem (*Brassica rapa*) foram as brássicas da vegetação espontânea mais abundantes nas duas áreas monitoradas, desempenhando um papel fundamental na manutenção das fontes de inóculo dos vírus de brássicas e atuando como hospedeiras de três espécies de afídeos vetores.

- Os produtores de brássicas devem ter uma atenção especial na primavera, época em que os fatores ambientais potencializam a transmissão dos vírus por afídeos via picadas de prova e favorecem as formações de colônias desses insetos, tanto em plantas cultivadas quanto em plantas da vegetação espontânea. O acompanhamento das populações de afídeos com armadilhas amarelas adesivas, e a observação das formações de colônias em brássicas cultivadas e da vegetação espontânea são fundamentais para evitar possíveis epidemias e/ou para propor estratégias de manejo mais eficazes para impedir a dispersão dos vírus de brássicas.

REFERÊNCIAS

- ABREU, P.C.O.V.; NOGUEIRA, C.R. Spatial distribution of species at Rio de Janeiro Coast, Brazil. **Ciência e Cultura**, v.41, p.897-902, 1989.
- ADACHI, S., HONMA, T., YASAKA, R., OHSHIMA, K., TOKUDA, M. Effects of infection by *Turnip mosaic virus* on the population growth of generalist and specialist aphid vectors on turnip plants. **PLoS ONE**, v.13, n. 7, p. e0200784, 2018.
- AGRIBUS. Anuário da Agricultura Brasileira. São Paulo: Informa Economics FNP, 480p., 2017.
- AHUJA, I., ROHLOFF J., BONES, A.M. Defence Mechanisms of Brassicaceae: Implications for Plant-Insect Interactions and Potential for Integrated Pest Management. **Sustainable Agriculture**, v. 2, p. 623–670, 2011.
- ALCAIDE, C.; SARDANYÉS, J.; ELENA, S.F.; GÓMEZ, P. Increasing temperature alters the within-host competition of viral strains and influences virus genetic variability. **Virus Evol.**, v.7(1), p. veab017, 2021.
- AMARI, K.; HUANG, C.; HEINLEIN, M. Potential impact of global warming on virus propagation in infected plants and agricultural productivity. **Front Plant Sci.**, v.12, p.478, 2021.
- ALEXANDER, M.M.; CILIA, M. A molecular tug-of-war: global plant proteome changes during viral infection. **Current Plant Biology**, v. 5, p.13–24, 2016.
- ALMEIDA, A.M.R.; LIMA, J.A.A. (Eds.). Principios e técnicas de diagnose aplicados em fitovirologia. Brasília: Sociedade Brasileira de Fitopatologia, 2001. 186p.
- ALTIZER, S.; OSTFELD, R. S.; JOHNSON, P. T. J.; KUTZ, S.; HARVELL, C. D. Climate change and infectious diseases: from evidence to a predictive framework. **Science**, v.341(6145), p. 514-519, 2013.
- ANDAV. Minor Crops: mais de 100 culturas beneficiadas com novos registros. São Paulo, abr. 2019. Ed. 10, ano. 3, p. 4-5. Disponível em: <https://www.flipsnack.com/andavbrasil/revista_andav_10.html>. Acesso em: 13 de abril de 2021.
- ANDERSON, P.K.; CUNNINGHAM, A.A.; PATEL, N.G.; MORALES, F.J.; EPSTEIN, P.R.; DASZAK, P. Emerging infectious diseases of plants: Pathogen pollution, climate change and agrotechnology drivers. **Trends Ecol. Evol.**, v. 19, p. 535–544, 2004.
- ANGEL, C. A.; LUTZ, L.; YANG, X.; RODRIGUEZ, A.; ADAIR, A.; ZHANG, Y., et al. The P6 protein of Cauliflower mosaic virus interacts with CHUP1, a plant protein which moves chloroplasts on actin microfilaments. **Virology**, v. 443, p. 363–374, 2013.

ANHALT, M.D.; ALMEIDA, R.P. Effect of temperature, vector life stage, and plant access period on transmission of banana bunchy top virus to banana. **Phytopathology**, v. 98, p. 743–748, 2008.

ANUÁRIO BRASILEIRO DE HORTI&FRUTI, 2020. Editora Gazeta Santa Cruz. Santa Cruz do Sul – RS. 2019. 96p.

ANUÁRIO BRASILEIRO DE HORTI&FRUTI, 2024. Editora Gazeta Santa Cruz. Santa Cruz do Sul – RS. 2023. 94p.

AUAD, A.M.; FREITAS, F.; BARBOSA, L.R. Ocorrência de afídeos em alface (*Lactuca sativa* L.) em cultivo hidropônico. **Neotropical Entomology**, v. 31, n.2, p. 335-339, 2002.

AZEVEDO, A.; DECHOUM, M.S.; ZENNI, R.D.; ZILLER, S.R.; ZALBA, S.M. Espécies exóticas invasoras. Cadernos da Mata Ciliar (recurso eletrônico). n. 3. Secretaria do Estado do Meio Ambiente. Coordenadoria de Biodiversidade e Recursos Naturais. 2010, 34 p. Disponível em: <<https://www.infraestruturameioambiente.sp.gov.br/educacaoambiental/prateleira-ambiental/cadernos-da-mata-ciliar-3-especies-exoticas-invasoras/>>. Acesso em: 22 janeiro de 2022.

BARBIERI, R.L.; STUMPF, E.R.T. **Origem e evolução de plantas cultivadas**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 909 p., 2008.

BAK, A.; EMERSON, J. B. Cauliflower mosaic virus (CaMV) Biology, Management, and Relevance to GM Plant Detection for Sustainable Organic Agriculture. **Front. Sustain. Food Syst.**, v. 4, n. 21, p. 1-8, 2020.

BAKER, P. F. Aphid behavior on healthy and on yellow virus infected sugar beet. **Annals of Applied Biology**, v. 48, p. 384–391, 1960.

BAUMANN, P. Biology of bacteriocyte-associated endosymbionts of plant sap-sucking insects. **Annual Review Microbiology**, v. 59, p. 155-189, 2005.

BELINTANI, P.; GASPAR, J.O.; TARGON, M.L.P.N & MACHADO, M.A. Evidence Supporting the Recognition of Cole latent virus as a Distinct Carlavirus. **Journal of Phytopathology**, v.150, p. 330-333, 2002.

BELINTANI, P.; GASPAR, J. Coat Protein and RNAs of Cole latent virus Are Not Present Within Chloroplasts of *Chenopodium quinoa*-Infected Cells. **Fitopatologia Brasileira**, v. 28, n. 1, p. 84-88, 2003.

BELLIURE, B.; AMORÓS-JIMÉNEZ, R.; FERERES, A.; MARCOS-GARCÍA, M.A. Antipredator behaviour of *Myzus persicae* affects transmission efficiency of Broad bean wilt virus 1. **Virus Res.**, 159, 206–214, 2011.

BERGAMIN FILHO, A.; MACEDO, M.A.; FAVARA, G.M.; BAMPI, D.; OLIVEIRA, F.F.D.; REZENDE, J.A.M. Amplifier hosts may play an essential role in tomato begomovirus epidemics in Brazil. **Frontiers in Plant Science**, v. 11, p.414, 2020.

BERGÈS, S. E.; VILE, D.; VAZQUEZ-ROVERE, C.; BLANC, S.; YVON, M.; BÉDIÉE, A.; et al. Interactions between drought and plant genotype change epidemiological traits of Cauliflower mosaic virus. **Front. Plant Sci.**, v. 9, p.703, 2018.

BERGÈS, S.E.; VILE, D.; YVON, M.; MASCLEF, D.; DAUZAT, M.; VAN MUNSTER, M. Water deficit changes the relationships between epidemiological traits of Cauliflower mosaic virus across diverse *Arabidopsis thaliana* accessions. **Sci Rep.**, v.11(1), p. 24103, 2021.

BERTHELOT, E.; DUCOUSSO, M.; MACIA, J.L.; BOGAERT, F.; BAECKER, V.; THEBAUD, G.; GALLET, R.; YVON, M.; BLANC, S.; KHELIFA, M.; et al. Turnip mosaic virus is a second example of a virus using transmission activation for plant-to-plant propagation by aphids. **Journal of Virology**, v.93, p. e01822–e01918, 2019.

BLACKMAN, R. L.; EASTOP, V. F. **Aphids on the world's crops**: An identification and information guide, 2° Ed. John Wiley & Sons, New York: 2000, 476 p.

BLACKMAN, R.L.; EASTOP, V.F. Taxonomic issues. In: VAN EMDEN, H.F.; HARRINGTON, R. (Eds.). **Aphids as crop pests**. CABI Publishing, Wallingford, p.1-29, 2007.

BLACKMAN, R.L.; EASTOP, V.F. **Aphids on the world's plants**: An online identification e information guide. 2016. Disponível em: <<http://www.aphidsonworldsplants.info>>. Acesso em 13 jan. 2020.

BLANC, S.; AMMAR, E.D.; GARCIA-LAMPASONA, S.; DOLJA, V.V.; LLAVE, C.; BAKER, J.; PIRONE, T.P. Mutations in the potyvirus helper component protein: Effects on interactions with virions and aphid stylets. **Journal of General Virology**, v. 79, p. 3119–3122, 1998.

BLANC, S.; DRUCKER, M.; UZEST, M. Localizing viruses in their insect vectors. **Annual Review of Phytopathology**, v. 52, p. 403–425, 2014.

BOARI, A.J. et al. Agrião d'água (*Nasturtium sativum*) naturalmente infectada por um potyvirus. **Fitopatologia Brasileira**, v.27, p.200, 2002.

BOQUEL, S.; GIORDANENGO, P.; AMELINE, A. Divergent effects of PVY-infected potato plant on aphids. **European Journal of Plant Pathology**, v. 129, p. 507–510, 2010.

BORER, E.T.; MITCHELL, C.E.; POWER, A.G.; SEABLOOM, E.W. Consumers indirectly increase infection risk in grassland food webs. **Proceedings of the National Academy of Sciences, USA**, v. 106, p. 503–506, 2009.

BOSQUE-PÉREZ, N.A.; EIGENBRODE, S. The influence of virus-induced changes in plants on aphid vectors: Insights from luteovirus pathosystems. **Virus Research**, v. 159, p. 201–205, 2011.

BRAGARD, C.; CACIAGLI, P.; LEMAIRE, O.; LOPEZ-MOYA, J.J.; MACFARLANE, S.; PETERS, D.; SUSI, P.; TORRANCE, L. Status and prospects of plant virus control through interference with vector transmission. **Annual Review of Phytopathology**, v.51, p.177-201, 2013.

BRASIL. MAPA; ANVISA; IBAMA. Manual de procedimentos: Instrução Normativa Conjunta 01, de 16 de junho de 2014, registro de agrotóxicos para Culturas com Suporte Fitossanitário Insuficiente – CSFI. Brasília, 2015.

BRAUCKMANN, C.; SCHLÜTER, T. Neue Insekten aus der Trias von Unter-Franken. **Geologica et Palaeontologica**, v. 27, p. 181–199, 1993.

BRAULT, V.; UZEST, M.; MONSION, B.; JACQUOT, E.; BLANC, S. Aphids as transport devices for plant viruses. **Comptes Rendus Biologies**, v.333, p. 524-538, 2010.

BRUCKNER, F., BARBOSA, T.M.C., EIRAS, M., ZANARDO, L. Broccoli, cabbage, and cauliflower and its main viruses (Chapter 51). **Viral diseases of field and horticultural crops**. Elsevier Inc, USA., 2023.

CAMPBELL, B.C.; JONES, K.C.; DREYER, D.L. Discriminative behavioral responses by aphids to various plant matrix polysaccharides. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v.41, 17–24, 1986.

CANTO, T.; ARANDA, M.A.; FERERES, A. Climate change effects on physiology and population processes of hosts and vectors that influence the spread of hemipteran-borne plant viruses. **Global Change Biology**, v.15, p. 1884-1894, 2009.

CARLETTO, J.; LOMBAERT, E.; CHAVIGNY, P.; BREVAULT; T., LAPCHIN, L.; VAN LERBERGHE-MASUTTI, F. Ecological specialization of the aphid *Aphis gossypii* Glover on cultivated host plants. **Molecular Ecology**, v. 18, p. 2198–2212, 2009.

CARMO-SOUSA, M.; MORENO, A.; GARZO, E.; FERERES, A. A non-persistently transmitted-virus induces a pull-push strategy in its aphid vector to optimize transmission and spread. **Virus Research**, v.186, p.38-46, 2014.

CARMO-SOUSA, M.; MORENO, A.; PLAZA, M.; GARZO, E.; FERERES, A. Cucurbit aphid-borne yellows virus (CABYV) modifies the alighting, settling and probing behaviour of its vector *Aphis gossypii* favouring its own spread. **Annals of Applied Biology**, v. 169, p. 284–297, 2016.

CARR, J.P.; DONNELLY, R.; TUNGADI, T.; MURPHY, A.M.; JIANG, S.; BRAVOCAZAR, A.; et al. Viral manipulation of plant stress responses and host interactions with insects. *Advances in Virus Research* **2018**, 102, 177–197.

CARR JP. Exploring how viruses enhance plants' resilience to drought and the limits to this form of viral payback. **Plant Cell & Environment** v.40, n.12, p. 2906-2908, 2017.

CARR, J.P.; MURPHY, A.M.; TUNGADI, T.; YOON, J.Y. Plant defense signals: Players and pawns in plant-virus-vector interactions. **Plant Science**, v. 279, p.87-95, 2019.

CARR, J.P.; TUNGADI, T.; DONNELLY, R.; BRAVO-CAZAR, A.; RHEE, S.J.; WATT, L.G.; MUTUKU, J.M.; WAMONJE, F.O.; MURPHY, A.M.; ARINAITWE, W.; PATE, A.E.,

CUNNIFFE, N.J.; GILLIGAN, C.A. Modelling and manipulation of aphid-mediated spread of non-persistently transmitted viruses. **Virus Research**, v.277, p.197845, 2020.

CARVALHO, L.M.; BUENO, V.H.P.; MARTINEZ, R.P. Levantamento de afídeos alados em plantas hortícolas em Lavras-MG. **Ciênc Agrotec.**, v.26, p.523–532, 2002.

CASSINO, P. C. R., GUAJARÁ, M. S. & ALVES, R. P. A. Monitoramento, estratégia básica utilizada no manejo integrado de fitoparasitos de Citrus sp. In: 35a REUNIÃO ANUAL DA SBPC, Belém, Pará, **Resumos**, Belém, 1983, p.843.

CASSINO, P. C. R., & RODRIGUES, W. C. Monitoramento de insetos fitófagos, ácaros e inimigos naturais. In: CASSINO, P.C.R., & Rodrigues, W.C. (Eds.). **Citricultura Fluminense: Principais pragas e seus inimigos naturais** Seropédica: EDUR, 2004. p. 149-157.

CASTELO-BRANCO, F. Afídio. In: **Enciclopédia Verbo Luso-Brasileira da Cultura, Edição Século XXI**. Editorial Verbo, Braga, v. 1, 1998.

CASTEEL, C.L.; YANG, C.; NANDURI, A.C.; DE JONG, H.N.; WHITHAM, S.A.; JANDER, G. The NIa-pro protein of turnip mosaic virus improves growth and reproduction of the aphid vector, *Myzus persicae* (green peach aphid). **The Plant Journal**, v. 77, p.653–663, 2014.

CASTRO E MELO, R.A., VENDRAME L.P. CASTRO, MADEIRA, N.R., BLIND, A.D., VILELA, N.J. Caracterização e diagnóstico da cadeia produtiva de brássicas nas principais regiões produtoras brasileiras. Documentos 157, EMBRAPA Hortaliças, 104 p., 2017.

CENÁRIO HORTIFRUTI BRASIL. **Abrafrutas**, 2018. Disponível em: <<https://abrafrutas.org/wp-content/uploads/2019/09/relatorio-hortifruti.pdf>>. Acesso em: 30 set. 2021.

CENTENO, L. N.; CECCONELLO, S. T.; de SÁ, J. S. Avaliação do crescimento vegetativo de mudas de couve manteiga em substratos orgânicos alternativos. **Revista Científica Rural - Urcamp**, v.17, n.1, p.1-16, 2015.

CHAPPELL, T.M.; BEAUDOIN, A.L.P.; KENNEDY, G.G. Interacting virus abundance and transmission intensity underlie tomato spotted wilt virus incidence: An example weather-based model for cultivated tobacco. **PLoS ONE**, v. 8(8), p.e73321, 2013.

CHARUDATTAN, R. Use of plant viruses as bioherbicides: the first virus-based bioherbicide and future opportunities. **Pest Manag Sci.**, v.80(1), p.103-114, 2024.

CHAVES, A.L.R. Vírus. In: EIRAS, M.; GALLETI, S.R. (Eds.) **Técnicas de diagnóstico de fitopatógenos**. São Paulo, SP: Devir Livraria. p.155-180. 2012.

CHAVES, A.L.R.; PAVAN, M.A.; SALAS, F.J.S.; MORAES, C.A.P. Interações das espécies de afídeos, cultivares de alface e ambiente na transmissão e disseminação do *Lettuce mosaic virus*. **Fitopatologia Brasileira**, v. 31, p. 311, 2006.

CHAVES, A.L.R.; OLIVEIRA, A.M.; MOURA, C.J.M.; RODRIGUES, L.K.; COLARICCIO, A.; KITAJIMA, E.W.; EIRAS, M. Vírus que infectam brássicas no Brasil. In: CHAVES, A.L.R.; TOFOLLI, J.G. **Aspectos fitossanitários e desafios da cadeia produtiva de brássicas**. e-BOOK. 2023 (NO PRELO).

CHEN, Y.; MARTIN, C.; FINGU-MABOLA, J.C.; VERHEGGEN, F.; WANG, Z.; HE, K.; FRANCIS, F. Effects of host plants reared under elevated CO₂ concentrations on the foraging behavior of different stages of corn leaf aphids *Rhopalosiphum maidis*. **Insects**, v. 10, n. 182, 2019.

CHENG, F.; WU, J.; WANG, X. Genome triplication drove the diversification of Brassica plants. **Horticulture Research**, v.1, p.1-8, 2014.

CHESNAIS, Q.; GOLYAEV, V.; VELT, A.; RUSTENHOLZ, C.; BRAULT, V.; POOGGIN, M.M.; et al. Comparative plant transcriptome profiling of *Arabidopsis thaliana* Col-0 and *Camelina sativa* var. Celine infested with *Myzus persicae* aphids acquiring circulative and noncirculative viruses reveals virus- and plant-specific alterations relevant to aphid feeding behavior and transmission. **Microbiology Spectrum**, v.10, p. e0013622, 2022.

CHESNAIS, Q.; MAUCK, K.E.; BOGAERT, F.; BAMIÈRE, A.; CATTEROU, M.; SPICHER, F.; BRAULT, V.; TEPFER, M.; AMELINE, A. Virus effects on plant quality and vector behavior are species specific and do not depend on host physiological phenotype. **Journal of Pest Science**, v. 92, p. 791–804, 2019.

CHISHOLM, P.J.; EIGENBRODE, S.D.; CLARK, R.E.; BASU, S.; CROWDER, D.W. Plant-mediated interactions between a vector and a non-vector herbivore promote the spread of a plant virus. *Proc. R. Soc. B Biol. Sci.*, v. 286, 20191383, 2019.

CHUNG, B.M.; CANTO, T.; TENLLADO, F.; CHOI, K.S.; JOA, J.H.; AHN, J.J.; KIM, C.H.; DO, K.S. The effects of high temperature on infection by potato virus Y, potato virus A, and potato leafroll virus. **Plant Pathol. J.**, v.32, p. 321–328, 2016.

CLAUDEL, P.; CHESNAIS, Q.; FOUCHE, Q.; KRIEGER, C.; HALTER, D.; BOGAERT, F.; MEYER, S.; BOISSINOT, S.; HUGUENEY, P.; ZIEGLER-GRAFF, V.; et al. The aphid-transmitted turnip yellows virus differentially affects volatiles emission and subsequent vector behavior in two Brassicaceae plants. **Int. J. Mol. Sci.**, v.19, p.2316, 2018.

CLAFLIN, S.B., JONES, L.E., THALER, J.S. AND POWER, A.G. Crop-dominated landscapes have higher vector-borne plant virus prevalence. **Journal of Applied Ecology**, v. 54, p. 1190-1198, 2017.

CLARK, R.E.; BASU, S.; LEE, B.W.; CROWDER, D.W. Tri-trophic interactions mediate the spread of a vector-borne plant pathogen. **Ecology**, v.100, e02879, 2019.

COLARICCIO, A.; CHAVES, A.L.R.; EIRAS, M.; FRANGIONI, D.S.S.; et al. Identificação dos tipos I e II do Turnip mosaic virus em couve através de hospedeiras diferenciais. **Summa Phytopathologica**, v.26, p.455-459, 2000.

CONGDON, B.S., KEHOE, M.A., FILARDO, F.F. & COUTTS, B.A. In-field capable loop-mediated isothermal amplification detection of Turnip yellows virus in plants and its principal aphid vector *Myzus persicae*. **Journal of Virological Methods**, v. 265, p.15–21. 2019.

COOPER, J. I.; JONES, R. A. Viruses in weeds and wild plants. In: **Plant virus epidemiology** (pp. 117-159). Blackwell Scientific Publications. 1983.

COOPER, J.I.; JONES, R.A.C. Wild plants and viruses: Underinvestigated ecosystems. **Advances in Virus Research**, v. 67, p. 1–47, 2006.

COSTA, A.S. et al. A couve comum como fonte de 3 vírus que infectam crucíferas em São Paulo. **Revista Brasileira de Olericultura**, v.12, p.82, 1972.

COSTA, C.L. Vetores de vírus de plantas - I. Insetos. In: LUZ, W.C. (Ed). **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v.6, p.103-171, 1998.

COSTA, H. et al. First report of *Turnip mosaic virus* on watercress in Brazil. **Plant Disease**, v. 94, p. 1066, 2010.

COUTTS, B. A.; HAWKES, J. R.; JONES, R. A. C. Occurrence of Beet western yellows virus and its aphid vectors in over-summering broad-leafed weeds and volunteer crop plants in the grainbelt region of south-western Australia. **Australian Journal of Agricultural Research**, v.57, p.975-982, 2006.

CROWDER, D.W.; LI, J.; BORER, E.T.; FINKE, D.L.; SHARON, R.; PATTEMORE, D.E.; MEDLOCK, J. Species interactions affect the spread of vector-borne plant pathogens independent of transmission mode. **Ecology**, 100, e02782, 2019.

CUNHA, S.B.Z.; SOUSA-SILVA, C.R. Catálogo taxonômico da fauna do Brasil: Aphidoidea. 2015. Disponível em: <<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/listaBrasil/PrincipalUC/PrincipalUC.do?lingua=pt>>. Acesso em 02 de fevereiro de 2022.

CUNHA, S. B. Z. **Afídeos e suas interações biológicas em áreas de vegetação natural e agrícolas: Exemplo de sucesso nas invasões biológicas**. 2017. 140 f. Tese (Doutorado em Ciências, área de concentração em Ecologia e Recursos Naturais) - Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2017.

D'ACIER, A.C. Aphids (Hemiptera: Aphididae). In. ROQUES, A. (Ed) **Alien terrestrial arthropods of Europe**. Chapter 9.2. Bio Risk. v. 4. n.1. p. 435-474, 2010.

DÁDER, B.; MORENO, A.; VIÑUELA, E.; FERERES, A. Spatio-temporal dynamics of viruses are differentially affected by parasitoids depending on the mode of transmission. **Viruses**, v. 4, p. 3069–3089, 2012.

- DÁDER, B.; THEN, C.; BERTHELOT, E.; DUCOUSSO, M.; NG, J.C.K.; DRUCKER, M. Insect transmission of plant viroses: multilayered interactions optimize viral propagation. **Insect Science**, v.24, n. 6, p. 929-949, 2017.
- DAHAL, G.; HUGHES, J. D'A.; THOTTAPPILLY, G. Effect of temperature on symptoms expression and reability of Banana Streak Badnavirus detection in naturally infected Plantain and Banana (*Musa* spp.). **Plant Dis.**, v.82, p.16–21, 1998.
- DALLOT, S.; GOTTWALD, T.; LABONNE, G.; QUIOT, J.-B. Factors affecting the spread of Plum pox virus strain M in peach orchards subjected to rouging in France. **Phytopathology**, v. 94, p.1390–1398, 2004.
- DAMSTEEGT, V.D. Maize streak virus: Effect of temperature on vector and virus. **Phytopathology**, v.74, p.1317–1320, 1984.
- DAMICONE, J.P.; EDELSON, J.V.; SHERWOOD, J.L.; MYERS, L.D.; MOTES, J.E. Effects of border crops and intercrops on control of cucurbit virus diseases. **Plant Disease**, v.91, p. 509–516, 2007.
- DAS LAHA, S.; KUNDU, A.; PODDER, S. Impact of biotic stresses on the Brassicaceae family and opportunities for crop improvement by exploiting genotyping traits. **Planta**, v.259, p. 97, 2024.
- DE ÁVILA A.C. et al. Caracterização de um isolado do vírus do mosaico do nabo de couve-manteiga (*Brassica oleraceae* var. *acephala*). **Fitopatologia Brasileira**, v. 5, p. 311-328, 1980.
- DEDRYVER, C.A.; RALEC, A.L.; FABRE, F. The conflicting relationships between aphids and men: A review of aphid damage and control strategies. **Comptes Rendus Biologies**, v 333, ed. 6-7, p. 539-553, 2010.
- DEL TORO, F.J.; CHOI, K.S.; RAKHSHANDEHROO, F.; AGUILAR, E.; TENLLADO, F.; CANTO, T. Ambient conditions of elevated temperature and CO₂ levels are detrimental to the probabilities of transmission by insects of a Potato virus Y isolate and to its simulated prevalence in the environment. **Virology**, v.530, p.1–10, 2019.
- DE RONDE, D.; LOHUIS, D.; KORMELINK, R. Identification and characterization of a new class of Tomato spotted wilt virus isolates that break Tswbased resistance in a temperature-dependent manner. **Plant Pathol.**, v.68(1), p.60–71, 2019.
- DELARIVA, R.L.; AGOSTINHO, A.A. Introdução de espécies: uma síntese comentada. **Acta Scientiarum**. v.21. n.2. p. 255-262, 1999.
- DIETZGEN, R. G.; MANN, K. S.; JOHNSON K. N. Plant Virus–Insect Vector Interactions: Current and Potential Future Research Directions. **Viruses**, v. 8, n. 11, p. 303, 2016.
- DIXON, A.F.G.; AGARWALA, B.K. Ladybird-induced life-history changes in aphids. **Proc. R. Soc. Lond. Ser. B-Biol. Sci.** v. 266, p.1549–1553, 1999.

DIXON, A.F.G. Aphid ecology: life cycles, polymorphism, and population regulation. **Annual Review of Ecology and Systematic**, v.8, p.329-353, 1977.

DIXON, A. F. G. (1973). **Biology of Aphids**. Edward Arnold Publishers Ltd.

DIXON, L.; JIRICNY, J.; HOHN, T. Oligonucleotide directed mutagenesis of Cauliflower mosaic virus DNA using a repair-resistant nucleoside analogue: identification of an agnogene initiation codon. **Gene** 41, 225–231, 1986.

DIXON, A. F. G.; KINDLMANN, P.; LEPS, J.; HOLMAN, J. Why there are so few species of aphids, especially in the tropics. **The American Naturalist**, v.129, p. 580–592, 1987.

DIXON, A. F. G.; P. KINDLMANN. Role of plant abundance in determining the abundance of herbivorous insects. **Oecologia**, v. 83, p. 281–283, 1990.

DIXON, G.R. **Origins and diversity of Brassica and its relatives**. Wallingford, UK: CABI. p. 1–33, 2006.

DIXON, A.F.G. **Aphid ecology**. London: Chapman, p.257-264, 2009.

DOMBROVSKY, A.; GOLLOP, N.; CHEN, S.B.; CHEJANOVSKY, N.; RACCAH, B. In vitro association between the helper component-proteinase of zucchini yellow mosaic virus and cuticle proteins of *Myzus persicae*. **Journal of General Virology**, v. 88, p. 1602–1610, 2007.

DONNELLY, R.; CUNNIFFE, N.J.; CARR, J.P.; GILLIGAN, C.A. Pathogenic modification of plants enhances long-distance dispersal of nonpersistently transmitted viruses to new hosts. **Ecology**, v. 100, n.7, p. e02725, 2019.

DRUCKER, M., THEN, C. Transmission activation in non-circulative virus transmission: a general concept? **Current Opinion Virology**, v. 15, p.63-68, 2015.

DUARTE, L. M. L.; CHAVES, A.L.R.; GALDEANO, D. M. Interações planta - patógenos: o papel dos metabólitos secundários. In: SANTOS, D.Y.A.C. (Org.). *Biossíntese, funções e aplicações dos metabólitos secundários de plantas*. 1ed.Curitiba: Appris LTDA, 2020, v. 1, p. 283-314.

DUFFUS, J. E. Role of weeds in the incidence of virus diseases. **Annual Review of Phytopathology**, v. 9, p. 319–340, 1971.

EASTOP, V.F. Worldwide importance of aphids as virus vector. In: HARRIS, K.F.; MARAMOSCH, K. (Eds). **Aphids as virus vector**. New York: Academic Press, p.4-44, 1977.

EIGENBRODE, S.D.; DING, H.; SHIEL, P.; BERGER, P.H. Volatiles from potato plants infected with *potato leafroll virus* attract and arrest the virus vector, *Myzus persicae* (Homoptera: Aphididae). **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 269, p. 455–460, 2002.

EIGENBRODE, S.D.; BOSQUE-PÉREZ, N.A.; DAVIS, T. S. Insect-Borne Plant Pathogens and Their Vectors: Ecology, Evolution, and Complex Interactions. **Annual Review of Entomology**, v. 63, p. 169-191, 2018a.

EIGENBRODE, S. D., BOSQUE-PÉREZ, N. A., DAVIS, T. S., & INOUE, D. W. Interactions between plant chemistry and insect behavior: A mechanistic perspective. **Annual Review of Entomology**, v. 63, p.421-439, 2018b.

EIRAS, M.; CHAVES, A.L.R.; COLARICCIO, A.; CHAGAS, C.M. First report of *Turnip mosaic virus* in horseradish in Brazil. **Fitopatologia brasileira**, v. 32, n. 2: 165, 2007.

EIRAS, M.; CHAVES, A.L.R.; COLARICCIO, A.; HARAKAVA, R.; CHAGAS, C.M. Primeiro relato do *Cole latent virus* em raiz-forte. **Tropical Plant Pathology**. 33(supl): S290, 2008.

EIRAS, M.; DIANESE, E. C.; PEREIRA-CARVALHO, R. C. Resistência genética de plantas a vírus. In: DALLAGNOL, L.J. (Org.). **Resistência genética de plantas a patógenos**. 1ed. Pelotas, RS: Editora UFPel, 2018, v. 1, p. 296-358, 2018.

EKBOM, B. Insect pests. In: KIMBER, D.S.; D.I. MCGREGOR (eds.). **Brassica Oilseeds, Production and Utilization**. CAB International, Oxon, United Kingdom, pp. 141-152, 1995.

ELENA, S.F.; FRAILE, A.; GARCÍA-ARENAL, F. Evolution and emergence of plant viruses. **Advances in Virus Research**, v. 88, p.161-91, 2014.

FAN, L.; OUYANG, F.; SU, J.; GE, F.; FAN, L. Adaptation of defensive strategies by the pea aphid mediates predation risk from the predatory lady beetle. **J. Chem. Ecol.**, v. 44, 40–50, 2017.

FERERES, A. Barrier crops as a cultural control measure of nonpersistently transmitted aphid-borne viruses. **Virus Research**, v. 71, p. 221–231, 2000.

FERERES, A.; MORENO, A. Behavioural aspect influencing plant virus transmission by homopteran insect. **Virus Research**, v.141, p.158-168, 2009.

FILARDO, F., NANCARROW, N., KEHOE, M., MCTAGGART, A.R., CONGDON, B., KUMARI, S. Genetic diversity and recombination between Turnip yellows virus strains in Australia. **Archives of Virology**, n. 166, p. 813–829, 2021.

FILGUEIRA, F.A.R. **Novo Manual de Olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. UFV, 2008. 402p.

FILGUEIRA, F.A.R. **Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. 3. ed. rev. e ampl. Viçosa, MG: UFV, 2013. 421 p.

FIGUEIREDO FILHO, D.B; SILVA JUNIOR, J.A. Desenvolvendo os mistérios do coeficiente de correlação de Pearson (r). **Revista Política Hoje**, v.18, p.115-146, 2009.

FINGU-MABOLA, J. C.; FRANCIS, F. Aphid – Plant – Phytovirus Pathosystems: Influencing Factors from Vector Behavior to Virus Spread. **Agriculture**, v.11, n. 6: 502, 2021.

FINKE, D. Contrasting the consumptive and non-consumptive cascading effects of predators on vector-borne pathogens. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 144, p. 45–55, 2012.

FRENCH, R.K.; HOLMES, E.C. An ecosystems perspective on virus evolution and emergence. **Trends in Microbiology**, v.28, n.3, p.165-175, 2020.

FUKATSU, T. Endosymbiosis of aphids with microorganisms: a model case of dynamic endosymbiotic evolution. **Plant Species Biology**, v. 9, p. 145-154, 1994.

FUNAYAMA, S.; TERASHIMA, I.; YAHARA, T. Effects of virus infection and light environment on population dynamics of *Eupatorium makinoi* (Asteraceae). **American Journal of Botany**, v.88, p.616–622, 2001.

GADHAVE, K.R.; DUTTA, B.; COOLONG, T.; SRINIVASAN, R. A non-persistent aphid-transmitted Potyvirus differentially alters the vector and non-vector biology through host plant quality manipulation. **Scientific Reports**, v. 9, n. 2503, 2019.

GADHAVE, K.R.; GAUTAM, S.; RASMUSSEN, D.A.; SRINIVASAN, R. Aphid transmission of *Potyvirus*: The largest Plant-Infecting RNA virus genus. **Viruses**, v.12, n. 7, 773, 2020.

GALIMBERTI, A.; ALYOKHIN, A.; QU, H.; ROSE, J. Simulation modelling of potato virus Y spread in relation to initial inoculum and vector activity. **J. Integr. Agric.**, v.19, p. 376–388, 2020.

GALLO, D.; NAKANO, O.; SILVEIRA NETO, S.; CARVALHO, R. P. L.; BAPTISTA, G. C. de; BERTI FILHO, E.; PARRA, J. R. P.; ZUCCHI, R. A.; ALVES, S. B.; VENDRAMIM, J. D.; MARCHINI, L. C.; LOPES, J. R. S.; OMOTO, C. **Entomologia agrícola**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 920 p. il.

GARBELOTTO, M.; GONTHIER, P. Variability and disturbances as key factors in forest pathology and plant health studies. **Forests**, v. 8, n. 441, 2017.

GARCÊZ, R.M.; CHAVES, A.L.R.; EIRAS, M.; MELETTI, L.M.M.; AZEVEDO FILHO, J.A.; SILVA, L.A.; COLARICCIO, A. Survey of aphid population in a yellow passion fruit crop and its relationship on the spread *Cowpea aphid-borne mosaic virus* in a Subtropical region of Brazil. **Springer Plus** (Biomedical and Life Sciences), v.4, p.537, 2015.

GÉRARD, P. R.; HUSSON, C.; PINON, J.; FREY, P. Comparison of genetic and virulence diversity of *Melampsora larici-populina* populations on wild and cultivated poplar and influence of the alternate host. **Phytopathology**, v.96, p.1027–1036, 2006.

GIBBS, A. J.; HAJIZADEH, M.; OHSHIMA, K.; JONES, R. A.C. The potyviruses: An evolutionary synthesis is emerging. **Viruses**, v.12, n.132, 2020.

GILDOW, F. E. Increased production of alatae by aphids reared on oats infected with Barley yellow dwarf virus. **Ann. Entomol. Soc. Am.**, v.73, p.343–347, 1980.

GHOSH, A.; DAS, A.; VIJAYANANDRAJ, S.; MANDAL, B. Cardamom bushy dwarf virus infection in large cardamom alters plant selection preference, life stages, and fecundity of aphid vector, *Micromyzus kalimpongensis* (Hemiptera: Aphididae). **Environmental entomology**, v. 45, p. 178–184, 2016.

GHOSHAL, B.; SANFACON, H. Temperature-dependent symptom recovery in *Nicotiana benthamiana* plants infected with tomato ringspot virus is associated with reduced translation of viral RNA2 and requires ARGONAUTE 1. **Virology**, v. 456–457, p.188–197, 2014.

GOVIER, D.A.; KASSANIS, B. Virus-induced component of plant sap needed when aphids acquire potato virus Y from purified preparations. **Virology**, v. 61, 420–426, 1974.

GRAY, S.M.; BANERJEE, N. Mechanisms of arthropod transmission of plant and animal viruses. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v. 63, 128–148, 1999.

GREER, S.F., S.R.; NEWBERT, M.J.; RODRIGUES, L.K.; A.M. OLIVEIRA, A.M.; CHAVES, A.L.R.; CALEGARIO G.C.; EIRAS, M.; WALSH, J.A. First report of Turnip yellows virus in Brazil. **New Disease Report**, v. 44, p. e12045, 2021.

GROVES, R. L.; WALGENBACH, J.F.; MOYER, J.W.; KENNEDY, G.G. The role of weed hosts and tobacco thrips, *Frankliniella fusca*, in the epidemiology of Tomato spotted wilt virus. **Plant Dis.**, v.86, p.573–582, 2002.

GUERRET, M.G.C.; NYALUGWE, E.P.; MAINA, S.; BRABETTI, M.J.; VANN LEUR, J.A.G.; JONES, R.A.C. Biological and molecular properties of *Turnip mosaic virus* (TuMV) strain breaks TuMV resistance in *Brassica napus*. **Plant Disease**, v.101, n.5, p. 674-683, 2017.

GUITIÉRREZ, S.; MICHALAKIS, Y.; VAN MUNSTER, M.; BLANC, S. Plant feeding by insect vectors can affect life cycle, population genetics and evolution of plant viruses. **Functional Ecology**, v. 27, p. 610–622, 2013.

GUO, J.; HATT, S.; HE, K.; CHEN, J.; FRANCIS, FRÉDÉRIC; W., ZHENYING. Nine facultative endosymbionts in aphids. A review. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, p. S1226861517300262, 2017.

HAAS, M.; BUREAU, M.; GELDREICH, A.; YOT, P.; KELLER, M. Cauliflower mosaic virus: still in the news. **Molecular Plant Pathology**, v. 3, 419–429, 2002.

HALBERSTADT, T. A Olericultura como alternativa de diversificação e fonte de renda. **PET Agronomia**, 2017. Disponível em: <<https://ufsm.br/r-779-579>>. Acesso em: 13 de fev. de 2022.

HAMMER, O.; HARPER, D. A. T.; RYAN, P. D. **PAST – Paleontological Statistics**, ver. 1.81 (<http://folk.uio.no/chammer/past>). 2008.

HARRIS, K.F.; SMITH, O.P.; DUFFUS, J.E. (Eds). *Virus-Insect-Plant Interactions*. New York: Academic Press. 2001.

HARRIS, K. F. **Leafhoppers and aphids as biological vectors:** vector-virus relationships. In: HARRIS, K. F.; MARAMOROSCH, K. (Ed.). *Leafhopper vectors and plant disease agents*. New York: Academic Press, p. 217-308, 1979.

HARRIES, P. A.; PALANICHELVAM, K.; YU, W.; SCHOELZ, J. E.; NELSON, R. S. The Cauliflower mosaic virus protein P6 forms motile inclusions that traffic along actin microfilaments and stabilize microtubules. **Plant Physiology**, v. 149, p. 1005–1016, 2009.

HASIÓW-JAROSZEWSKA, B.; BOEZEN, D.; ZWART, M.P. Metagenomic studies of viruses in weeds and wild plants: A powerful approach to characterise variable virus communities. **Viruses**, v. 13, p. 1939, 2021.

HENRY, M.; DEDRYVER, C. A. Occurrence of barley yellow dwarf virus in pastures of western France. **Plant Pathology**, v. 40, p. 93–99, 1991.

HE, S.; KRAINER, K.M. Pandemics of people and plants: Which is the greater threat to food security? **Mol. Plant**, v. 13, p. 933–934, 2020.

HEIE, O. E. Why are there so few aphid species in the temperate areas of the southern hemisphere? **European Journal Entomology**, v. 91, p. 127–133, 1994.

HEIE, O. E.; PEÑALVER, E. *Palaeophylloxera* nov. gen., The first fossil specimen of the family Phylloxeridae (Hemiptera, Phylloxeroidea); Lower Miocene of Spain. **Geobios**, v. 32, p. 593-597, 1999.

HODGE, S.; POWELL, G. Do plant viruses facilitate their aphid vectors by inducing symptoms that alter behavior and performance? **Environmental Entomology**, 37, 1573–1581, 2008.

HODGSON, C. J. Effects of infection with the cabbage black ringspot strain of turnip mosaic virus on turnip as a host to *Myzus persicae* and *Brevicoryne brassicae*. **Annals of Applied Biology**, v.98, p.1–14, 1981.

HOGENHOUT, S. A.; AMMAR, E.L.D.; WHITFIELD, A.E.; REDINBAUGH, M.G. Insect vector interactions with persistently transmitted viruses. **Annual Review of Phytopathology**, v. 46, p. 327–359, 2008.

HOH, F.; UZEST, M.; DRUCKER, M.; PLISSON-CHASTANG, C.; BRON, P.; BLANC, S.; DUMAS, C. Structural insights into the molecular mechanisms of cauliflower mosaic virus transmission by its insect vector. **Journal of Virology**, v. 84, p. 4706–4713, 2010.

HOHN, T. Plant pararetroviruses: interactions of cauliflower mosaic virus with plants and insects. **Current Opinion in Virology** v.3, p.629–638, 2013.

HOSSAIN, M.A.; MAITI, M.K.; BASU, A.; SEM, S.; GHOSH, A.K.; SEM, S.K. Transgenic expression of onion leaf lectin gene in Indian mustard offers protection against aphid colonization. **Crop Science**, v. 46, p. 2022-2032, 2006.

HOWE, G.A.; JANDER, G. Plant immunity to insect herbivores. **Annual Review of Plant Biology**, v.59, p.41–66, 2008.

HU, W.X.; KIM, B.J.; KWAK, Y.; et al. Five Newly Collected Turnip Mosaic Virus (TuMV) Isolates from Jeju Island, Korea are Closely Related to Previously Reported Korean TuMV Isolates but Show Distinctive Symptom Development. **The Plant Pathology Journal**, v. 35, n. 4, p. 381-387, 2019.

HUGHES, S.L.; GREEN, S.K.; LYDIATE, D.J.; WALSH JA. Resistance to Turnip mosaic virus in *Brassica rapa* and *B. napus* and the analysis of genetic inheritance in selected lines. **Plant Pathology**, v. 51, p. 567-573, 2002.

HULLÉ, M.; COEUR D'ACIER, A.; BANKHEAD-DRONNET, S.; HARRINGTON, R. Aphids in the face of global changes. **C R Biol.**, v.333, p.497–503, 2010.

HULL, R. **Plant Virology**. Great Britain, Academic Press, 2014. 1104p.

ICTV, INTERNATIONAL COMMITTEE ON TAXONOMY OF VIRUSES 2023. Disponível em: <https://talk.ictvonline.org/> Acesso em: 29 de março de 2023.

IEA. ESTATÍSTICAS DA PRODUÇÃO PAULISTA. 2019. Disponível em < http://ciagri.iea.sp.gov.br/nia1/subjetiva.aspx?cod_sis=1&idioma=1 >. Acesso em: 18 jan. 2021.

IGORI, D; LIM, S; ZHAO, F; BAEK, D; PARK, J.M; CHO, H.S; KIM, H.S; KWON, S.Y; MOON, J.S. The complete sequence and genome organization of ligustrum virus A, a novel carlavirus. **Archives of Virology**, v. 161, p. 3593-3596. 2016.

ILHARCO, F. A. A first list of the aphids of the Azores. **Agronomia Lusitana**, v. 37, p. 207-267, 1976.

ILHARCO, F. A. **Equilíbrio biológico de afídeos**. Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa, Portugal: 1992, 300p.

ILHARCO, F.A., VAN HARTEN, A. Systematics.. In: MINKS, A.K., HARREWIJN, P. (Eds.): **Aphids their biology, natural enemies and control**. Amsterdam, The Netherlands: Elsevier Science Publishers, 1987. p. 51- 77.

INBAR, M.; GERLING, D. Plant-mediated interactions between whiteflies, herbivores, and natural enemies. **Annu. Rev. Entomol.**, v.53, p.431–448, 2008.

INGWELL, L.L.; EIGENBRODE, S.D.; BOSQUE-PÉREZ, N.A. Plant viruses alter insect behavior to enhance their spread. **Scientific Reports**, v.2, p.578, 2012.

IRWIN, M.E.; KAMPMEIER, G.E.; WEISSER, W.W., Aphid movement: process and consequences. In: VAN EMDEN, H.F., HARRINGTON, R. (Eds.). **Aphids as Crop Pests**. CABI Publishing, Wallingford, pp. 153–186, 2007.

ISHIKAWA, A.; MIURA, T. Morphological differences between wing morphs of two Macrosiphini aphid species, *Acyrtosiphon pisum* and *Megoura crassicauda* (Hemiptera, Aphididae). **Sociobiology**, v. 50, p. 881–893, 2007.

ISLAM, W.; NOMAN, A.; NAVEED, H.; ALAMRI, S.A.; HASHEM, M.; HUANG, Z.; HAN, Y.H.; CHEN, H.Y. Plant-insect vector-virus interactions under environmental change. **Science of the Total Environment**, v. 701, n. 135044, 2020.

JABEEN, N. Agricultural, Economic and Societal Importance of Brassicaceae Plants. In: Hasanuzzaman, M. (eds) **The Plant Family Brassicaceae**. Singapore: Springer, 2020, p. 45-128.

JAYASINGHE, W.H., AKHTER, M.S., NAKAHARA, K. AND MARUTHI, M.N. Effect of aphid biology and morphology on plant virus transmission. **Pest Management Science**, v.78, p.416-427, 2022.

JAYASINGHE, W.H.; KIM, H.; NAKADA, Y.; MASUTA, C. A plant virus satellite RNA directly accelerates wing formation in its insect vector for spread. **Nature Communications**, v. 12, p. 7087, 2021.

JEGER, M.J.; CHEN, Z.; POWELL, G.; HODGE, S.; VAN DEN BOSCH, F. Interactions in a host plant-virus–vector–parasitoid system: Modelling the consequences for virus transmission and disease dynamics. **Virus Research**, v. 159, p. 183–193, 2011.

JEGER, M.J. The Epidemiology of Plant Virus Disease: Towards a New Synthesis. **Plants**, v. 9, n. 12:1768, 2020.

JENNER, C.E.; WANG, X.; PONZ, F.; WALSH, J.A. A fitness cost for *Turnip mosaic virus* to overcome host resistance. **Virus Res.**, v.86(1-2), p.1-6, 2002.

JENKINSON, J. G. & GLYNNE JONES, G. D. Control of *Cauliflower mosaic virus*. **Nature**, v. 168, p. 336–337, 1951.

JERMY T. Evolution of insect/plant relationship, **The American Naturalist**, v. 124, p. 609–630, 1984.

JIMÉNEZ-MARTÍNEZ, E. S.; BOSQUE-PÉREZ, N.A.; BERGER, P.H.; ZEMETRA, R.S.; DING, H.; EIGENBRODE, S.D. Volatile cues influence the response of *Rhopalosiphum padi* (Homoptera: Aphididae) to *Barley yellow dwarf virus*-infected transgenic and untransformed wheat. **Environmental Entomology**, v.33, p.1207–1216, 2004.

JONES R.A.C.; BARBETTI M.J. Influence of climate change on plant disease infections and epidemics caused by viruses and bacteria. **Plant Sci. Rev.**, v.22, p.1–31, 2012.

JONES, R.A.C. Future scenarios for plant virus pathogens as climate change progresses. **Adv. Virus. Res.**, v. 95, p. 87–147, 2016.

JONES, R.A.C. Global plant virus disease pandemics and epidemics. **Plants (Basel)**, v.10(2), p. 233, 2021.

JONES, R.; JOHNSON, K.; SMITH, P. Role of spontaneous plants in the epidemiology of aphid-transmitted viruses. **Phytopathology**, v.109(5), p.850-856, 2019.

JONES, R.A.C.; NAIDU, R.A. Global dimensions of plant virus diseases: current status and future perspectives. **Annu Rev Virol.**, v.6, p.387–409, 2019.

JONES, R.A.C. Plant virus emergence and evolution: origins, new encounter scenarios, factors driving emergence, effects of changing world conditions, and prospects for control. **Virus Research**, v. 141, p. 113–30, 2009.

JONES, R.A.C. Plant virus ecology and epidemiology: historical perspectives, recent progress and future prospects. **Annals of Applied Biology**, v.164, p. 320-347, 2014.

KANRAR, S.V.; KIRTI, P.B.; CHOPRA, V.L. Transgenic Indian mustard (*Brassica juncea*) with resistance to the mustard aphid (*Lipaphis erysimi* Kalt.). **Plant Cell Rep.**, v. 20, p. 976–981, 2002.

KASSANIS, B. Some effects of high temperature on the susceptibility of plants to the infection with viruses. **Ann. Appl. Biol.**, v.39, p. 358–369, 1952.

KATIS, N.I.; TSITSIPIS, J.A.; LYKOURESSIS, D.P.; PAPAPANAYOTOU, A.; MARGARITOPOULOS, J.T.; KOKINIS, G.M.; PERDIKIS, D.C.; MANOUSSOPOULOS, I.N. Transmission of *Zucchini yellow mosaic virus* by colonizing and non-colonizing aphids in Greece and new aphid species vectors of the virus. **Journal of Phytopathology**, v.154, n.5, p.293-302, 2006.

KAWAKUBO, S.; GAO, F.; LI, S.; TAN, Z.; HUANG, Y. ; ADKAR-PURUSHOTHAMA, C. R.; GURIKAR, C.; MANEECHOAT, P.; CHIEMSOMBAT, P.; AYE, S. S.; FURUYA, N.; SHEVCHENKO, O.; ŠPAK, J.; ŠKORIĆ, D.; HO, S. Y.W. ; OHSHIMA, K. Genomic analysis of the brassica pathogen turnip mosaic potyvirus reveals its spread along the former trade routes of the Silk Road. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 118, n. 12, E2021221118, 10, 2021.

KENNEDY, J. S.; DAY, M. F.; EASTOP, V. F. **A Conspectus of Aphids as Vectors of Plant Viruses**. London: Commonwealth Institute of Entomology, 1962.

KENNEDY, J. S. Benefits to aphids from feeding on galled and virus-infected leaves. **Nature**, v. 168, p. 825–826, 1951.

KITAJIMA, E.W.; CAMARGO, I.J.; COSTA, A.S.B. Morfologia e aspectos intracelulares do vírus latente da couve. **Bragantia**, v. 29, p.181-190, 1970.

KITAJIMA, E. W. An annotated list of plant viruses and viroids described in Brazil (1926-2018). **Biota Neotropica**, v. 20, n. 2, e20190932, 2020.

KITAJIMA, E.W. et al. Lista comentada de vírus e organismos do tipo micoplasma em plantas cultivadas e silvestres do estado do Rio de Janeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v.9, p.607-625, 1984.

KNOLHOFF, L.M.; HECKEL, D.G. Behavioral assays for studies of host plant choice and adaptation in herbivorous insects. **Annu. Rev. Entomol.**, v. 59, p. 263–278, 2014.

KORKMAZ, S.; TOMITAKA, Y.; ONDER, S.; OHSHIMA, K. Occurrence and molecular characterization of Turkish isolates of Turnip mosaic virus. **Plant Pathology**, v. 57, 1155–1162, 2008.

KOTSUBO, R. Y.; SANTOS, S. K.; FANTIN, H. L.; CHAVES, V.C.A.; CASAROTO FILHO, J.; TISSIANO, V. F.; MOLINA, R.O. Temporal and spatial progress of Cowpea aphid-borne mosaic virus (CABMV) in passion fruit (*Passiflora edulis* Sims). **Australian Journal of Crop Science**, v. 15, p. 284-289, 2021.

KUMAR, S. Aphid-Plant Interactions: Implications for Pest Management. In: OLIVEIRA, M. T., CANDAN, F., FERNANDES-SILVA, A. (editors). **Plant Communities and Their Environment** [Internet]. London: IntechOpen; 2019.

KUMAR, S.; ATRI, C.; SANGHA, M.K.; BANGA, S.S. Screening of wild crucifers for resistance to mustard aphid, *Lipaphis erysimi* (Kaltenbach) and attempt at introgression of resistance gene(s) from *Brassica fruticulosa* to *Brassica juncea*. **Euphytica**, v.179, p. 461-470, 2011.

LATHAM, L.J.; SMITH, L.J.; JONES, R.A.C. Incidence of three viruses in vegetable brassica plantings and associated wild radish weeds in south-west Australia. **Australasian Plant Pathology**, v.32, p. 387–391, 2003.

LAZZARI, S.M.N.; LAZZAROTTO, C. M. Distribuição altitudinal e sazonal de afídeos (Hemiptera, Aphididae) na Serra do Mar, Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 22, n. 4, p. 891-897, 2005.

LAZZAROTTO, C. M.; LAZZARI, S. M. N. Análise faunística de afídeos (Hemiptera, Aphididae) na Serra do Mar, Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia**, São Paulo, v. 49, n. 2, p. 270-274, 2005.

LAZZAROTTO, C.M.; LAZZARI, S.M.N. Richness and diversity of aphids (Homoptera, Aphididae) along an altitudinal gradient the Serra do Mar, Paraná, Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.15, p.977-983, 1998.

LEÃO, T.C.C.; ALMEIDA, W.R.; DECHOUM, M.S.; ZILLER, S.R. **Espécies exóticas invasoras no nordeste do Brasil: Contextualização, manejo e políticas públicas**. Cepam, Recife: 2011, 99p.

- LEBEURIER, G.; HIRTH, L. Effect of elevated temperatures on the development of two strains of tobacco mosaic virus. **Virology**, v.29, p.385–395, 1966.
- LEE, B.W.; CLARK, R.E.; BASU, S.; CROWDER, D.W. Predators affect a plant virus through density and trait-mediated indirect effects on vectors. **Food Webs**, 2022, v. 33, e00251, 2022
- LEE, B.W.; OELLER, L.C.; CROWDER, D.W. Integrating Community Ecology into Models of Vector-Borne Virus Transmission. *Plants* (Basel) **2023**, 12(12), 2335.
- LEFEUVRE, P.; MARTIN, D.P.; ELENA, S.F.; SHEPHERD, D.N.; ROUMAGNAC, P.; VARSANI, A. Evolution and ecology of plant viruses. **Nature Reviews Microbiology**, v.17, n.10, p.632-644, 2019.
- LEONARD, K. J.; SZABO, L. J. Stem rust of small grains and grasses caused by *Puccinia graminis*. **Molecular Plant Pathology**, v.6, p.99–111, 2005.
- LIANG, Y.; GAO, X.W. The cuticle protein gene *MPCP4* of *Myzus persicae* (Homoptera: Aphididae) plays a critical role in *Cucumber mosaic virus* acquisition. **Journal of Economic Entomology**, v. 110, n.3, p. 848–853, 2017.
- LI, G.; LV, H.; ZHANG, S.; ZHANG, S.; LI, F.; ZHANG, H.; et al. TuMV management for brassica crops through host resistance: retrospect and prospects. **Plant Pathology**, v 68, p. 1035–1044, 2019.
- LIMA, M.L.R.Z.C. et al. Incidência de viroses em plantações de olerícolas na região metropolitana de Curitiba. **Fitopatologia Brasileira**, v.9, p.403, 1984. (Abstract).
- LOMBARDI, E.M.; PETERS, J.; JACOB, L.; POWER, A.G. Wild and weedy *Hesperis matronalis* hosts turnip mosaic virus across heterogeneous landscapes in upstate New York. **Virus Research**, v. 323, p.199011, 2023.
- LORENZI, H. Plantas daninhas do Brasil: Terrestres, aquáticas, parasitas e tóxicas. 3rd Edition, Instituto Plantarum, Nova Odessa. 2000.
- LOVISOLO, O.; HULL, R.; RÖSLER, O. Coevolution of viruses with hosts and vectors and possible paleontology. **Advances in Virus Research**, v. 62, p.325-79, 2003.
- LOWLES, A.J.; TATCHELL, G.M.; HARRINGTON, R.; CLARK, S.J. The effect of temperature and inoculation access period on the transmission of barley yellow dwarf virus by *Rhopalosiphum padi* (L.) and *Sitobion avenae* (F.). **Ann. Appl. Biol.**, v.128, p.45–54, 1996.
- LOXDALE, H.D.; HARDIE, J.; HALBERT, S.; FOOTTIT, R.; KIDD, N.A.C.; CARTER, C.I. The relative importance of short- and long-range movement of flying aphids. **Biol. Rev. Camb. Philos. Soc.**, v. 68, p.291–311, 1993.

LOZIER, J.D.; FOOTIT, R.G.; MILLER, G.L.; MILLS, N.J.; RODERICK, G.K. Molecular and morphological evaluation of the aphid genus *Hyalopterus* Koch (Insecta: Hemiptera: Aphididae) with a description of a new species. **Zootaxa**, v. 1688, p. 1-19, 2008.

LU, X.; HUANG W.; ZHANG, S.; LI, F.; ZHANG, H.; SUN, R.; LI, G.; ZHANG, S. Resistance management through brassica Crop–TuMV–aphid interactions: Retrospect and Prospects. **Horticulturae**, v. 8, n. 247, p. 2-14, 2022.

LUAN, J.B.; YAO, D.M.; ZHANG, T.; WALLING, L.L.; YANG, M.; WANG, Y.J.; LIU, S.S. Suppression of terpenoid synthesis in plants by a virus promotes its mutualism with vectors. **Ecology Letters**, v.16, n.3, p.390-398, 2013.

MABRY, M. E.; TURNER-HISSONG, S. D.; GALLAGHER, E. Y.; MCALVAY, A. C.; AN, H.; EDGER, P. P.; MOORE, J. D.; PINK, D.; TEAKLE, G. R.; STEVENS, C. J.; BARKER, G.; LABATE, J.; FULLER, D. Q.; ALLABY, R. G.; BEISSINGER, T.; DECKER, J. E.; GORE, M. A.; PIRES, J. C. The evolutionary history of wild, domesticated, and feral *Brassica oleracea* (Brassicaceae). **Molecular Biology and Evolution**, v. 38, n.10, p. 4419–4434, 2021.

MACHADO, A.T.; MACHADO, C.T.T. **Agricultura urbana**. Documentos 48. Brasília, DF: Embrapa, junho, 2002.

MADDEN, L.V.; JEGER, M.J.; VAN DEN BOSCH, F. A theoretical assessment of the effects of vector-virus transmission mechanism on plant virus disease epidemics. **Phytopathology**, v.90, p.576–594, 2000.

MADEIRA, N.R.; REIFSCHNEIDER, F.J.B.; GIORDANO, L.B. Contribuição portuguesa à produção e ao consumo de hortaliças no Brasil: uma revisão histórica. **Horticultura Brasileira**, v.26, p.428-432, 2008.

MAHY, B.W.J.; VAN REGENMORTEL, M.H.V. **Desk Encyclopedia of Plant and Fungal Virology**. Cambridge, MA: Academic Press. 2009.

MANLOVE, K.; WILBER, M.; WHITE, L.; BASTILLE-ROUSSEAU, G.; YANG, A.; GILBERTSON, M.L.J.; CRAFT, M.E.; CROSS, P.C.; WITTEMYER, G.; PEPIN, K.M. Defining an epidemiological landscape that connects movement ecology to pathogen transmission and pace-of-life. **Ecology Letters**, v. 25, n.8, p.1760-1782, 2022.

MARKHAM, Y P. G.; PINNER, M. S.; RACCAH, B.; HULL, R. The acquisition of a caulimovirus by different aphid species: comparison with a potyvirus. **Annals of Applied Biology**, v.111, p. 571-587, 1987.

MARROU, J.; QUIOT, J. B.; DUTEIL, M.; LABONNE, G.; LECLANT, F.; RENOUST, M. Ecology and epidemiology of cucumber mosaic virus: effects of natural windbreaks and surrounding vegetable crops on cucumber mosaic virus (CMV) epidemics. **Ann. Phytopathol. Soc. Jpn.**, v.11, p.375–392, 1979.

MARTIN, B.; COLLAR, J.L.; TJALLINGII, W.F.; FERERES, A. Intracellular ingestion and salivation by aphids may cause the acquisition and inoculation of non-persistently transmitted plant viruses. **Journal of General Virology**, v.78, p. 2701-2705, 1997.

MARTIN J.H. The Identification of Common Aphid Pests of Tropical Agriculture. **Tropical Pest Management**, v. 29, n.4, p. 395-411, 1983.

MARTINIÈRE, A.; BAK, A.; MACIA, J. L.; LAUTREDOU, N.; GARGANI, D.; DOUMAYROU, J., et al. A virus responds instantly to the presence of the vector on the host and forms transmission morphs. **eLife**, v. 2, p. e00183, 2013.

MARTÍN-HERNÁNDEZ, A.M.; PICÓ, B. Natural resistances to viruses in cucurbits. **Agronomy**, v. 11, p. 1–29, 2021.

MAUCK, K.; BOSQUE-PÉREZ, N.A.; EIGENBRODE, S.D.; DE MORAES, C.M.; MESCHER, M.C.; FOX, C. Transmission mechanisms shape pathogen effects on host-vector interactions: evidence from plant viruses. **Functional Ecology**, v.26, p.1162–1175, 2012.

MAUCK, K.E.; CHESNAIS, Q.; SHAPIRO, L.R. Evolutionary determinants of host and vector manipulation by plant viruses. **Advances in Virus Research**, v.101, p.189-250, 2018.

MAUCK, K.E.; DE MORAES, C.M.; MESCHER, M.C. Deceptive chemical signals induced by a plant virus attract insect vectors to inferior hosts. **Proc Natl Acad Sci U S A.**, v.107(8), p.3600-3605, 2010.

MAUCK, K.E.; DE MORAES, C.M.; MESCHER, M.C. Evidence of local adaptation in plant virus effects on host-vector interactions. **Integrative and Comparative Biology**, v.54, p.193–209, 2014.

MAUCK, K.E.; KENNEY, J.; CHESNAIS, Q. Progress and challenges in identifying molecular mechanisms underlying host and vector manipulation by plant viruses. **Current Opinion Insect Science**, v.33, p.7-18, 2019.

MAUCK, K.E. Variation in virus effects on host plant phenotypes and insect vector behavior: what can it teach us about virus evolution? **Current Opinion in Virology**, v. 21, 114–123, 2016.

MCDONALD, B.A.; STUKENBROCK, E.H. Rapid emergence of pathogens in agro-ecosystems: Global threats to agricultural sustainability and food security. **Philos. Trans. R. Soc. Lond. Ser. B Biol. Sci.**, v. 371, p. 20160026, 2016.

MCLEISH, M.J.; FRAILE, A.; GARCÍA-ARENAL, F. Trends and gaps in forecasting plant virus disease risk. **Annals of Applied Biology**, v.176, n. 2, p.102–108, 2020.

MCLEISH, M.J.; FRAILE, A.; GARCÍA-ARENAL, F. Population genomics of plant viruses: The ecology and evolution of virus emergence. **Phytopathology**, v.111, n.1, p.32-39, 2021.

MEDINA ORTEGA, K. J.; BOSQUE-PÉREZ, N. A.; NGUMBI, E.; JIMÉNEZ-MARTÍNEZ, E.S.; EIGENBRODE, S. D. *Rhopalosiphum padi* (Hemiptera: Aphididae) responses to volatile

cues from *Barley yellow dwarf virus*-infected wheat. **Environmental Entomology**, v.38, p.836–845, 2009.

MEENTEMEYER, R. K., HAAS, S. E., AND VÁCLAVIK, T. Landscape epidemiology of emerging infectious diseases in natural and human-altered ecosystems. **Annual Review of Phytopathology**, v.50, p.379–402, 2012.

MEHETRE, G.T.; LEO, V.V.; SINGH, G.; SOROKAN, A.; MAKSIMOV, I.; YADAV, M.K.; UPADHYAYA, K.; HASHEM, A.; ALSALEH, A.N.; DAWOUD, T.M.; et al. Current Developments and Challenges in Plant Viral Diagnostics: A Systematic Review. **Viruses**, v. 13, 412, 2021.

MELO, R. A. C.; VENDRAME, L. P. C.; MADEIRA, N. R.; BLIND, A. D.; VILELA, N. J. **Caracterização e diagnóstico da cadeia produtiva de brássicas nas principais regiões produtoras brasileiras**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2017. 104 p.

MELO, R. A.C.; VENDRAME, L. P. C.; MADEIRA, N. R., BLIND, A. D., VILELA, N. J. Characterization of the Brazilian vegetable brassicas production chain. **Horticultura Brasileira**, v. 37, p. 366-372, 2019.

MELLO, S.C. M; CUPERTINO, F.P; KITAJIMA, E.W; LIN, M.T. Propriedades biológicas e microscopia eletrônica do vírus latente da couve. **Fitopatologia Brasileira**, v. 12, p. 353-360. 1987.

MELLO, A.F.S.; OLARTE, R.A.; GRAY, S.M.; PERRY, K.L. Transmission efficiency of potato virus Y strains PVY(o) and PVY(N-Wi) by five aphid species. **Plant Disease**, v. 95, p. 1279–1283, 2011.

MINKS, A.K., HARREWIJN, P. **Aphids: Their Biology, Natural Enemies, and Control**. Volume 3, Elsevier, 1987.

MOERICKE, V. Über die Lebensgewohnheiten der geflügelten Blattlaus (Aphidina) unter Besonderer Berücksichtigung des Verhaltens beim Landen. **Zeitschrift Angew Entomolog**, v. 37, p. 29–91, 1955.

MOMOL, M.T.; OLSON, S.M.; FUNDERBURK, J.E.; STAVISKY, J.; MAROIS, J.J. Integrated management of tomato spotted wilt on field-grown tomatoes. **Plant Dis.**, v.88(8), p. 882-890, 2004.

MOORE, S.M., BORER, E.T. & HOSSEINI, P.R. Predators indirectly control vector-borne disease: linking predator-prey and host-pathogen models. **Journal of the Royal Society Interface**, v. 7, p. 161–176, 2010.

MOORE, S.M.; MANORE, C.A.; BOKIL, V.A.; BORER, E.T.; HOSSEIN, P.R. Spatiotemporal Model of Barley and Cereal Yellow Dwarf Virus Transmission Dynamics with Seasonality and Plant Competition. **Bulletin of Mathematical Biology**, v. 73, p. 2707-2730, 2011.

MOREIRA, C. **Pulgões do Brasil**. Boletim do Ministério da Agricultura Indústria e Comércio. v.2. Instituto Biológico de Defesa Agrícola. RJ: 1925, 34p.

MORENO, A.B.; LÓPEZ-MOYA, J.J. When viruses play team sports: Mixed infections in plants. **Phytopathology**, v. 110, p. 29–48, 2020.

MOYA-RUIZ, C.; GÓMEZ, P.; JUÁREZ M. Occurrence, distribution, and management of aphid-transmitted viruses in cucurbits in Spain. **Pathogens**, v.12, n.3, p.422, 2023.

MÜLLER, C.B.; WILLIAMS, I.S.; HARDIE, J. The role of nutrition, crowding and interspecific interactions in the development of winged aphids. **Ecological Entomology**, v. 26, n. 3, p. 330–340, 2001.

MULOT, M.; MONSION, B.; BOISSINOT, S.; RASTEGAR, M.; MEYER, S.; BOCHET, N.; BRAULT, V. Transmission of *Turnip yellows virus* by *Myzus persicae* Is reduced by feeding aphids on double-stranded RNA targeting the ephrin receptor orotein. **Frontiers in Microbiology**, v.13, n. 9, 457, 2018.

NACHAPPA, P.; CULKIN, C. T.; SAYA, P. M.; HAN, J.; NALAM, V. J. Water stress modulates soybean aphid performance, feeding behavior, and virus transmission in soybean. **Front Plant Sci.**, v.7, p. 552, 2016.

NALAM, V.; Louis, J.; Shah, J. Plant defense against aphids, the pest extraordinaire. **Plant Science**, v. 279, p. 96–107, 2019.

NASS, L.L. et al. **Recursos Genéticos de Plantas**. Rondonópolis: Fundação MT, 2001, 1.183p.

NAULT, L. R. Arthropod transmission of plant viruses: a new synthesis. **Ann. Entomol. Soc. Am.**, v. 90, p. 521–541, 1997.

NELLIST, C. F., OHSHIMA, K., PONZ, F., WALSH, J. A. Turnip mosaic virus, a virus for all seasons. **Annals of Applied Biology**, v.180, n.3, p. 312–327, 2022.

NG, J.C.K., PERRY K.L. Transmission of plant viruses by aphid vectors. **Molecular Plant Pathology**, v.5, p.505–511, 2004.

NG, C.K.J.; FALK, B.W. Virus-vector interactions mediating nonpersistent to semipersistent transmission of plant virus. **Annual Reviews of Phytopathology**, v.44, p.183- 212, 2006.

NG, J.C.K.; WALKER, G.P. **Whitefly feeding behavior and its relationship with non-circulatively transmitted viruses**. **Vector-Mediated Transmission of Plant Pathogens** (ed. J.K. Brown), 510 pp. APS Press, St. Paul, MN, USA, 2016.

NG, J.C.K.; ZHOU, J.S. Insect vector-plant virus interactions associated with non-circulative, semi-persistent transmission: current perspectives and future challenges. **Current Opinion in Virology**, v. 15, p. 48–55, 2015.

NGUMBI, E.; EIGENBRODE, S. D.; BOSQUE-PÉREZ, N. A.; DING, H.; RODRIGUEZ, A. *Myzus persicae* is arrested more by blends than by individual compounds elevated in headspace of PLRV-infected potato. **Journal of Chemical Ecology**, v.33, p.1733–1747, 2007.

NGUYEN, H.D.; TOMITAKA, Y.; HO, S.Y.W.; DUCHENE, S.; VETTEN, H.J.; LESEMANN, D.; OHSHIMA, K. Turnip mosaic potyvirus probably first spread to Eurasian Brassica crops from wild orchids about 1000 years ago. **PLoS One**, v. 8, p. e55336, 2013.

NODA, T.; KIRITANI, K. Landing places of migratory planthoppers, *Nilaparvata lugens* (Stal) and *Sogatella furcifera* (Horvath) (Homoptera: Delphacidae) in Japan. **Appl. Entomol. Zool.**, v.24, p.59–65, 1997.

OHSHIMA, K.; YAMAGUCHI, Y.; HIROTA, R.; HAMAMOTO, T.; TOMIMURA, K.; TAN, Z.; SANO, T.; AZUHATA, F.; WALSH, J.A.; FLETCHER, J.; CHEN, J.; GERA, A.; GIBBS A. Molecular evolution of Turnip mosaic virus: Evidence of host adaptation, genetic recombination and geographical spread. **Journal of General Virology**, v. 83, p.1511–1521, 2002.

OLIVEIRA, A. M.; RODRIGUES, L. K.; CHABI-JESUS, C.; CHAVES, A. L. R.; KITAJIMA, E. W.; HARAKAVA, R.; BANGUELA-CASTILLO, A.; RAMOS-GONZALEZ, P. L.; EIRAS, M. Biological and molecular characterization of two closely related carlaviruses affecting brassica plants. **Plant Pathology**, v. 71, n. 2, 479-493, 2022.

OLIVEIRA, A.M.; RODRIGUES, L.K.; CHAVES, A.L.R.; RAMOS-GONZALEZ, P.L.; BRUNELLI, K.R.; EIRAS, M. Influence of temperature on carlavirus infected brassica plants. In: 53° Congresso Brasileiro de Fitopatologia, 7 a 10 de agosto de 2023, Brasília, DF. Anais... p. 640, 2023.

OLIVEIRA, R. M. **Visão 2030: o futuro da agricultura brasileira**. Brasília, DF: Embrapa, 2018. 212 p., 2018.

PALLÁS, V.; MÁZ, P.; SÁNCHEZ-NAVARRO, J.A. **Detection of plant RNA viruses by nonisotopic dot-blot hybridization**. In: FOSTER, G.D.; TAYLOR, S.C. (Eds.) *Plant virology protocols: from virus isolation to transgenic resistance*. Humana Press: Totowa, NJ, USA, 1998; pp. 461–468.

PALUKAITIS, P.; KIM, S. Resistance to turnip mosaic virus in the family Brassicaceae. **Plant Pathol Journal**, v. 37, p. 1–23, 2021.

PARK D, HAHN Y. A novel *Waikavirus* (the family *Secoviridae*) genome sequence identified in rapeseed (*Brassica napus*). **Acta Virologica**, v.63, n.2, p.211-216, 2019.

PAVAN, M.A.; KRAUSE-SAKATE, R.; SILVA, N.; ZERBINI, F.M.; LE GALL, O. Virus diseases of lettuce in Brazil. **Plant Viruses**, v. 2, n. 1, p. 34-41, 2008.

PAVLOVIC, N.B.; LEICHT-YOUNG, S.A.; FROHNAPPLE, K.J.; GRUNDEL, R. Effect of removal of *Hesperis matronalis* (Dame's Rocket) on species cover of forest understory vegetation in NW Indiana. **The American Midland Naturalist**, v. 161, 165-176, 2009.

- PECCOUD, J.; SIMON, J.-C.; VON DOLEN, C.; COEUR D'ACIER, A.; PLANTEGENEST, M.; VANLERBERGUE-MASUTTI, F.; JOUSSELINE, E. Evolutionary history of aphid-plant associations and their role in aphid diversification. **Comptes Rendus Biologies**, v. 333, p. 474–487, 2010.
- PEREIRA-CARVALHO, R. C.; COSTA, C. L. Controle de viroses de plantas. In: Medeiros RB, Resende RO, Pereira-Carvalho RC, Dianese EC, Costa LC, Sgro J-Y (Eds.) **Virologia Vegetal: Conceitos, fundamentos, classificação e controle**. Brasília: Editora UnB, 2015. p. 593-650.
- PETERS, D.; MATSUMURA, E.E.; VAN VREDENDAAL, P.; VAN DER VLUGT, R.A.A. The plant virus transmissions database. **J Gen Virol.**, v.105(3), p. 001957, 2024.
- PIMENTA, R.J.G.; MACLEOD, K.; BABB, R.; COLEMAN, K.; MACDONALD, J.; ASARE-BEDIAKO, E.; NEWBERT, M.J.; JENNER, C.E.; WALSH, J.A. Genetic variation of turnip yellows virus in arable and vegetable brassica crops, perennial wild brassicas, and aphid vectors collected from the plants. **Plant Dis.**, v.108(3), p. 616-623, 2024.
- PIRONE, T. P.; BLANC, S. Helper-dependent vector transmission of plant viruses. **Annual Review of Phytopathology**, v.34, p.227-247, 1996.
- PITT, W.J.; COOPER, W.R.; POUCHNIK, D.; HEADRICK, H.; NACHAPPA, P. High-throughput molecular gut content analysis of aphids identifies plants relevant for potato virus Y epidemiology. **Insect Science**. 2024 [doi: 10.1111/1744-7917.13327].
- PLANTEGENEST, M.; LE MAY, C.; FABRE, F. Landscape epidemiology of plant diseases. **Journal of the Royal Society Interface**, v. 4, p. 963-972, 2007.
- PLEYDELL, D.R.J.; SOUBEYRAND, S.; DALLOT, S.; LABONNE, G.; CHADOEUF, J.; JACQUOT, E.; THÉBAUD, G. Estimation of the dispersal distances of an aphid-borne virus in a patchy landscape. **PLOS Computational Biology**, v. 14, p. e1006085, 2018.
- PLISSON, C.; UZEST, M.; DRUCKER, M.; FROISSART, M.; DUMAS, C.; CONWAY, J.; THOMAS, D.; BLANC, S.; BRON, P. Structure of the mature P3-virus particle complex of cauliflower mosaic virus revealed by cryo-electron microscopy. **Journal of Molecular Biology**, v. 346, p. 267–277, 2005.
- POETHKE, H.J.; WEISSER, W.W.; HOVESTADT, T. Predator-induced dispersal and the evolution of conditional dispersal in correlated environments. **Am. Nat.**, v. 175, p.577–586, 2010.
- POLIN, S.; LE GALLIC, J.F.; SIMON, J. C.; TSUCHIDA, T.; OUTREMAN, Y. Conditional Reduction of Predation Risk Associated with a Facultative Symbiont in an Insect. **PLOS ONE**, v.10, n. 11, p. e0143728, 2015.
- PORRAS, M.F.; NAVAS, C.A.; MARDEN, J.H.; MESCHER, M.C.; DE MORAES, C.M.; PINCEBOURDE, S.; SANDOVAL-MOJICA, A.; RAYGOZA-GARAY, J.A.; HOLGUIN, G.A.; RAJOTTE, E.G.; CARLO, T.A. Enhanced heat tolerance of viral-infected aphids leads to niche

expansion and reduced interspecific competition. **Nature Communications**, v.11, n.1, p.1184, 2020.

POTEL, H. Sobre o *Phylloxera vastatrix* no Brasil. In: Coleção dos trabalhos agrícolas extraído dos relatórios anuais de 1888-1893. p. 345-348, 1893.

POWELL, G.; TOSH, C.R.; HARDIE, J. Host plant selection by aphids: Behavioral, evolutionary, and applied perspectives. **Annual Review of Entomology**, v. 51, p. 309-330, 2006.

POWER, A.G.; MITCHELL, C.E. Pathogen spillover in disease epidemics. **Am. Nat.**, v.164, p.S79–S89, 2004.

PRENDEVILLE, H.R.; YE, X.; JACK MORRIS, T.; PILSON, D. Virus infections in wild plant populations are both frequent and often unapparent. **Am. J. Bot.**, v. 99, p. 1033–1042, 2012.

QUIOT, J. B., VERBRUGGHE, M., LABONNE, G.; LECLANT, F.; MARROU, J. Ecology and epidemiology of cucumber mosaic virus: localization of virus infections in the leeward of a wind-break. **Ann. Phytopathol. Soc. Jpn.**, v.11, p.307–324, 1979.

QUIROZ, A.; NIEMEYER, H.M. Olfactometer-assessed responses of aphid *Rhopalosiphum padi* to wheat and oat volatiles. **Journal of Chemical Ecology**, v. 24, p. 113–124, 1998.

RABADÁN, M.P.; JUAREZ, M.; GÓMEZ, P. Long-term monitoring of aphid-transmitted viruses in melon and zucchini crops: genetic diversity and population structure of cucurbit aphid-borne yellows virus and watermelon mosaic virus. **Phytopathology**. 2023 (online first) [doi: 10.1094/PHYTO-10-22-0394-V].

RAHBE, Y.; DERAISON, C.; BOTTINO, M.B.; GIRARD, C.; NARDON, C.; JOUANIN, L. Effects of the cysteine protease inhibitor oryzacystatin (OC-I) on different aphids and reduced performance of *Myzus persicae* on OC-I expressing transgenic oilseed rape. **Plant Sci.**, v. 164, n.4, p. 441–450, 2003.

RAYBOULD, A.F.; MASKELL, L.C.; EDWARDS, M.L.; COOPER, J.I.; GRAY, A. J. The prevalence and spatial distribution of viruses in natural populations of *Brassica oleracea*. **New Phytol.**, v. 141, p. 265–275, 1999.

RAY, S.; CASTEEL, C.L. Effector-mediated plant-virus-vector interactions. **Plant Cell**, v. 34, n.5, p.1514-1531, 2022.

REMAUDIÈRE, G.; REMAUDIÈRE, M. Catalogue des Aphididae du monde–Catalogue of the world’s Aphididae, Homoptera, Aphidoidea, Paris,1997.

REMOLD, S. K. Unapparent virus infection and host fitness in three weedy grass species. **Journal of Ecology**, v.90, p. 967 – 977, 2002.

REISEN, W. K. Landscape epidemiology of vector-borne diseases. **Annual Review of Entomology**, v. 55, p. 461-83, 2010.

RESENDE, A. L. S., LIXA, A. T.; SANTOS, C. M. A.; SOUZA, S. A. S.; GUERRA, J. G. M.; AGUIAR-MENEZES, E. L. Comunidade de Joanelhas (Coleoptera: Coccinellidae) em Consórcio de Couve (*Brassica oleracea* var. *acephala*) com Coentro (*Coriandrum sativum*) sob Manejo Orgânico. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 6, n. 1, p. 81-89, 2011.

RHODA, M.; UPENYU, M.; CHINWADA, P.; DIMBIS. The biology of the red and green morphs of the tobacco aphid, *Myzus persicae nicotianae* (Blackman) on Flue-Cured Tobacco”, **Asian Journal of Agriculture and Rural Development**, v. 3, n. 4, p. 205-214, 2013.

RIBBANDS, C.R. The spread of *Myzus persicae* (Sulz) and yellow viruses within a sugar beet crop. **Bulletin of Entomological Research**, v.54, p.267-283, 1963.

RIBEIRO-JUNIOR, M. R., BALDINE, L. F. S., NOZAKI, D. N., CRUCIOL, G. C. D., PANTOJA, K. F. C., MARCHI, B. R., MOURA, M. F., PAVAN, M. A., KRAUSE-SAKATE, R. Biological and molecular characterization of a basal Brassica/Raphanus Turnip mosaic virus isolates from *Eruca sativa*. **Tropical Plant Pathology**, 43, 371–375, 2018a.

RIBEIRO-JUNIOR, M. R., CRUCIOL, G. C. D., MOURA, M. F., MARCHI, B. R., PAVAN, M. A., SAKATE, R. K. First report of turnip mosaic virus naturally infecting lettuce and chard plants in Brazil. **Journal of Plant Pathology**, 101, 189, 2018b.

RISTAINO, J.B.; ANDERSON, P.K.; BEBBER, D.P.; BRAUMAN, K.A.; CUNNIFFE, N.J.; FEDOROFF, N.V.; FINEGOLD, C.; GARRETT, K.A.; GILLIGAN, C.A.; JONES, C.M.; MARTIN, M.D.; MACDONALD, G.K.; NEENAN, P.; RECORDS, A.; SCHMALE, D.G.; TATEOSIAN, L.; WEI, Q. The persistent threat of emerging plant disease pandemics to global food security. **Proc Natl Acad Sci. USA**, v.118(23), p. e2022239118, 2021.

ROBERT, Y. Aphids and their environment. In: MINKS, A.K.; HAWERWING, P. (Eds). **Aphids, their Biology, Natural Enemies and Control**. Amsterdam, Elsevier Science Publisher, v. 2A, p.299-313, 1987.

RODRIGUEZ, A., ANGEL, C. A., LUTZ, L., LEISNER, S. M., NELSON, R. S., SCHOELZ, J. E. Association of the P6 protein of Cauliflower mosaic virus with plasmodesmata and plasmodesmal proteins. **Plant Physiology**, v. 166, p. 1345–1358, 2014.

RODRIGUES, L.K. et al. **Turnip mosaic virus-infecting brássicas in Brazil**. In: 5th Conference of the International Working Group on Legume and Vegetable Viruses. Haarlem, Holanda, Resumo número 8. 2015.

RODRIGUES, L.K., CHAVES, A.L.R., DAMATTO JUNIOR, E.R.; EIRAS, M. Epidemiological aspects of the transmission and management of *Cowpea aphid-borne mosaic virus* in a passion fruit orchard. **Journal of Plant Pathology**, v.98, n. 3, p. 531-539, 2016.

RODRIGUES, L. K. **Turnip mosaic virus: levantamento, identificação, caracterização biológica e molecular e aspectos epidemiológicos dos isolados brasileiros que infectam**

brássicas. 2019. 165 f. Tese (Doutorado em Segurança Alimentar e Sanidade no Agrossistema) – Instituto Biológico (São Paulo), São Paulo, 2019.

RODRIGUES, L.K.; OLIVEIRA, A.M.; CHAVES, A.L.R.; KITAJIMA, E.W.; HARAKAVA, R., EIRAS, M. Cauliflower mosaic virus naturally infects wild radish (*Raphanus raphanistrum*) in Brazil. **Australasian Plant Disease Notes**, v. 14, p. 26, 2019.

RODRIGUES, L. K.; CHAVES, A. L. R.; KITAJIMA, E. W.; CALEGARIO, R. F.; BRUNELLI, K. R.; DA SILVA, F. N.; HARAKAVA, R.; WALSH, J. A.; EIRAS, M. Characterisation of turnip mosaic virus isolates reveals high genetic variability and occurrence of pathotype 1 in Brazil. **European Journal of Plant Pathology**, v. 160, p. 883-900, 2021.

ROOSSINCK, M.J., GARCÍA-ARENAL, F. Ecosystem simplification, biodiversity loss and plant virus emergence. **Current Opinion in Virology**, v.10, p.56–62, 2015.

ROOSSINCK, M.J. Plant virus metagenomics: biodiversity and ecology. **Annu. Rev. Genet.**, v.46, p. 359–369, 2012.

ROOSSINCK, M.J. Viruses in the phytobiome. **Current Opinion in Virology**, v.37, p.72-76, 2019.

ROZO-LOPEZ, P.; PARKER, B.J. Why do viruses make aphids winged? *Insect Mol Biol.* **2023 (online first)** [doi: 10.1111/imb.12860].

RYABOV, E.V.; KEANE, G.; NAISH, N.; EVERED, C.; WINSTANLEY, D. Densovirus induces winged morphs in asexual clones of the rosy apple aphid, *Dysaphis plantaginea*. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v.106, p.8465–8470, 2009.

SAFARI MURHUBUBA, I.; TOUGERON, K.; BRAGARD, C.; FAUCONNIER, M.-L.; BISIMWA BASENGERE, E.; WALANGULULU MASAMBA, J.; et al. Banana tree infected with Banana bunchy top virus attracts *Pentalonia nigronervosa* aphids through increased volatile organic compounds emission. **Journal of Chemical Ecology**, v.47, p.755–767, 2021.

SALATI, R.; NAHKLA, M. K.; ROJAS M. R.; GUZMAN, P.; JAQUEZ, J.; MAXWELL, D.P.; GILBERTSON, R.L. Tomato yellow leaf curl virus in the Dominican Republic: characterization of an infectious clone, virus monitoring in whiteflies, and identification of reservoir hosts. **Phytopathology**, v.92. p.487–496, 2002.

SASTRY, S.K.; ZITTER, T.A. Management of virus and viroid diseases of crops in the tropics. In: **Plant Virus and Viroid Diseases in the Tropics** Vol. 2, Epidemiology and Management, ed. SK Sastry, TA Zitter, pp. 149–480. Dordrecht, Neth.: Springer, 2014.

SATO, S.G. et al. Uma abordagem sobre a comercialização de hortaliças produzidas na região do alto tietê. **Informações Econômicas**, v.38, p.36-45, 2008.

SCHOELZ, J. E.; ANGEL, C. A.; NELSON, R. S.; LEISNER, S. M. A model for intracellular movement of Cauliflower mosaic virus: the concept of the mobile virion factory. **Journal of Experimental Botany**, v. 67, p. 2039–2048, 2016.

SCHOELZ, J. E.; LEISNER, S. Setting up shop: the formation and function of the viral factories of Cauliflower mosaic virus. **Frontiers in Plant Science**, v. 30: 1832, 2017.

SCHOLTHOF, K.B.G; ADKINS, S.; CZOSNEK, H.; PALUKAITIS, P.; JACQUOT, E.; HOHN, T.; HOHN, B.; SAUNDERS, K.; CANDRESSE, T.; AHLQUIST, P. et al. Top 10 plant viroses in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology**, v. 12, p. 938-954, 2011.

SEABLOOM, E.W.; BORER, E.T.; GROSS, K.; KENDIG, A.E.; LACROIX, C.; MITCHELL, C.E.; MORDECAI, E.A.; POWER, A.G. The community ecology of pathogens: Coinfection, coexistence and community composition. **Ecol. Lett.** v.18, p.401–415, 2015.

SEABLOOM, E. W.; BORER, E.T.; JOLLES, A.; MITCHELL, C.E. Direct and indirect effects of viral pathogens and the environment on invasive grass fecundity in Pacific Coast grasslands. **Journal of Ecology**, v. 97, p. 1264–1273, 2009.

SEO, J.K.; KANG, S.H.; SEO, B.Y.; JUNG, J.K.; KIM, K.H. Mutational analysis of interaction between coat protein and helper component-proteinase of Soybean mosaic virus involved in aphid transmission. **Molecular Plant Pathology**, v. 11, p. 265–276, 2010.

SEO, J.-K.; KIM, M.-K.; KWAK, H.-R.; CHOI, H.-S.; NAM, M.; CHOE, J.; CHOI, B.; HAN, S.-J.; KANG, J.-H.; JUNG, C. Molecular dissection of distinct symptoms induced by tomato chlorosis virus and tomato yellow leaf curl virus based on comparative transcriptome analysis. **Virology**, v. 516, p. 1–20, 2018.

SEVIK, M.A. Turnip mosaic virus infecting kale plants in Ordu, Turkey. **Phyton** (Buenos Aires), v. 85, n. 2, 231-235, 2016.

SHANG, F.; NIU, J.; DING, B.Y.; ZHANG, W.; WEI, D.D.; WEI, D.; et al. The miR-9b microRNA mediates dimorphism and development of wing in aphids. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v.117, p.8404–8409, 2020.

SHATTUCK, V.I. The Biology, Epidemiology, and Control of Turnip Mosaic Virus. **Horticultural Reviews**, v.14, p.199-238, 1992.

SHCHERBAKOV, D.E.; WEGIEREK, P. 1991. Creaphididae, a new and the oldest aphid family from the Triassic of Middle Asia. **Psyche**, v. 98, p. 81–85, 1991.

SHEPHERD, R. J. **Cauliflower mosaic virus AAB Descriptions of Plant Viruses** No 243. Wellesbourne: Association of Applied Biologists, 1981.

SHIGENOBU, S.; WATANABE, H.; HATTORI, M.; SAKAKI, Y.; ISHIKAWA, H. Genome sequence of the endocellular bacterial symbiont of aphids *Buchnera* sp. APS. **Nature**, v.407 (6800), p. 81-6, 2000.

SHIMURA, H.; PANTALEO, V.; ISHIHARA, T.; MYOJO, N.; INABA, J.; SUEDA, K.; et al. A viral satellite RNA induces yellow symptoms on tobacco by targeting a gene involved in chlorophyll biosynthesis using the RNA silencing machinery. **PLoS Pathogens**, v.7, p. e1002021, 2011.

SHI, X.; GAO, Y.; YAN, S.; TANG, X.; ZHOU, X.; ZHANG, D.; et al. Aphid performance changes with plant defense mediated by cucumber mosaic virus titer. **Virology Journal**, v.13, p.70, 2016.

SHYAM, P.; WU, X.M.; BHAT, S.R. 2012. History, evolution, and domestication of Brassica crops. **Plant Breeding Reviews**, v. 35, p.19–84, 2012.

SIDDELL, S.G.; WALKER, P.J.; LEFKOWITZ, E.J.; MUSHEGIAN, A.R.; AGAMS, M.J.; DUTILH, B.E.; GORBALENYA, A.E.; HARRACH, B.; HARRISON, R.L.; JUNGLEN, S.; KNOWLES, N.J.; KROPINSKI, A.M.; KRUPOVIC, M.; KUHN, J.H.; NIBERT, M.; RUBINO, L.; SABANADZOVIC, S.; SANFAÇON, H.; SIMMONDS, P.; VARSANI, A.; ZERBINI, F.M.; DAVISON, A.J. Additional changes to taxonomy ratified in a special vote by the International Committee on Taxonomy of Viruses (October 2018). **Archives of Virology**, v.164, p. 943, 2019.

SILVA, J.M.F.; MELO, F.L.; ELENA, S.F.; CANDRESSE, T.; SABANADZOVIC, S.; TZANETAKIS, I.E.; BLOUIN, A.G.; VILLAMOR, D.E.V.; MOLLOV, D.; CONSTABLE, F.; CAO, M.; SALDARELLI, P.; CHO, W.K.; NAGATA, T. Virus classification based on in-depth sequence analyses and development of demarcation criteria using the *Betaflexiviridae* as a case study. **Journal of General Virology**, v. 103, n. 11, p. 001806, 2022.

SILVA, R. A.; MICHELOTTO, M. D.; JORDÃO, A. L. **Levantamento preliminar de pulgões no Estado do Amapá**. Embrapa. Macapá. Nov. 2004. 11 p. (Circular técnica, 32).

SINGH, A.; PERMAR, V.; BASAVARAJ; TOMAR, B. S.; PRAVEEN, S. Effect of temperature on symptoms expression and viral RNA accumulation in Groundnut bud necrosis virus infected *Vigna unguiculata*. **Iran. J Biotech.**, v.16, p.e1846, 2018.

SINGH, M.N.; PAUL KHURANA, S.M.; NAGAICH, B.B.; AGRAWAL, H.O. Environmental factors influencing aphid transmission of *Potato virus Y* and *Potato leafroll virus*. **Potato Res.**, v.31, p. 501–511, 1988.

SISTERSON, M.S. Transmission of insect-vectorized pathogens: Effects of vector fitness as a function of infectivity status. **Environ. Entomol.**, v.38, p.345–355, 2009.

SLAVÍKOVÁ, L.; IBRAHIM, E.; ALQUICER, G.; TOMAŠECHOVÁ, J.; ŠOLTYS, K.; GLASA, M.; KUNDU, J. K. Weed hosts represent an important reservoir of turnip yellows virus and a possible source of virus introduction into oilseed rape crop. **Viruses**, v.14(11), p. 2511, 2022.

SMYRNIODIS, I.N.; HARRINGTON, R.; KATIS, N.I.; CLARK, S.J. The effect of drought stress and temperature on spread of barley yellow dwarf virus (BYDV). **Agric. For. Entomol.**, v.2, p.161–167, 2000.

SNOGERUP, S.; GUSTAFSSON, M.; VON BOTHMER, R. Brassica sect. Brassica (Brassicaceae) I. Taxonomy and variation. **Willdenowia**, v.19, p. 271–365, 1990.

SONG, K.; OSBORN, T.C.; WILLIAMS, P.H. Brassica taxonomy based on nuclear restriction fragment length polymorphisms (RFLPs). **Theoretical and Applied Genetics**, v.79, n. 4, p. 497–506, 1990.

SOUSA-SILVA, C. R.; ILHARCO, F. A. **Afídeos do Brasil e suas plantas hospedeiras** (lista preliminar). Edufscar: 1995, 85p.

SOUZA, L. Desfazendo as confusões sobre a Agricultura Familiar no Brasil. **Instituto Agro**, 2019. Disponível em: < <https://institutoagro.com.br/agricultura-familiar/>>. Acesso em: 13 de abr. de 2021.

SOUZA, V.C. & LORENZI, H. **Botânica sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias de fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG II**. 4ª ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2019. 768 p.

SPENCE, N. J., PHIRI, N. A., HUGHES, S. L., MWANIKI, A., SIMONS, S., ODUOR, G., et al. Economic impact of Turnip mosaic virus, Cauliflower mosaic virus and Beet mosaic virus in three Kenyan vegetables. **Plant Pathology**, v.56, p. 317–323, 2007.

STAFFORD, C.A.; WALKER, G.P.; ULLMAN, D. E. Infection with a plant virus modifies vector feeding behavior. **Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A.**, v.108, p. 9350–9355, 2011.

STEINGER, T.; GOY, G.; GILLIAND, H.; HEBEISEN, T.; DERRON, J. Forecasting virus disease in seed potatoes using flight activity data of aphid vectors. **Ann. Appl. Biol.**, v.166, p.410–419, 2015.

STERN, D.L.; AOKI, S.; KUROSU, D.U. The life cycle natural history of the tropical aphid *Cerataphis fransseni* (Homoptera: Aphididae: Hormaphidinae), with reference to the evolution of host alternation in aphids. **Journal of Natural History**, v.29, p. 231-242, 1995.

STEVENS, M.; MCGRANN, G.; CLARK, B. Turnip yellows virus (syn. Beet western yellows virus): an emerging threat to European oilseed rape production? **Research Review**, v.69, p.1- 38, 2008.

SUTHERST, R.W.; CONSTABLE, F.; FINLAY, K.J.; HARRINGTON, R.; LUCK, J.; ZALUCKI, M.P. Adapting to crop pest and pathogen risks under a changing climate: Crop pest and pathogen risks. **Wiley Interdiscip. Rev. Clim. Chang.**, v.2, p.220–237, 2011.

SUTIC, D. D.; FORD, R. E.; TOSIC, M. T. **Handbook of Plant Virus Diseases**. Boca Raton, FL: CRC Press, 1999.

SYLLER, J. The influence of temperature on transmission of potato leaf roll virus by *Myzus persicae* Sulz. **Potato Res.**, v. 30, p. 47–59, 1987.

SZCZEPANIEC, A.; FINKE, D. Plant-vector-Pathogen interactions in the context of drought stress. **Front. Ecol. Evol.**, v. 7, p.262, 2019.

SZWEDO, J.; NEL, A. The oldest aphid insect from the Middle Triassic of the Vosges, France. **Acta Palaeontologica Polonica**, v. 56, n. 4, p. 757-766, 2011.

TAMADA, T.; HARRISON, B.D. Quantitative studies on the uptake and retention of potato leafroll virus by aphids in laboratory and field conditions. **Ann. Appl. Biol.**, v. 98, p.261–277, 1981.

TATINENI, S.; HEIN, G.L. Plant viruses of agricultural importance: Current and future perspectives of virus disease management strategies. **Phytopathology**, v.113, n.2, p.117-141, 2023.

TEYCHENEY, PY; GEERING, ADW; DASGUPTA, I; HULL, R; KREUZE, JF; LOCKHART, B; MULLER, E; OLSZEWSKI, N; PAPPU, H; POOGGIN, MM; RICHERT-PÖGGELER, KR; SCHOELZ, JE; SEAL, S; STAVOLONE, L; UMBER, M. ICTV Report Consortium. "ICTV Virus Taxonomy Profile: *Caulimoviridae*". **The Journal of General Virology**, v. 101, n.10, p. 1025–1026, 2020.

THE AMERICAN HERITAGE DICTIONARY OF THE ENGLISH LANGUAGE. 5ª Edição, Boston, Mass.: Houghton Mifflin Harcourt, 2112 p., 2016.

THEN, C.; BELLEGARDE, F.; SCHIVRE, G.; MARTINIÈRE, A.; MACIA, J.L.; XIONG, T.C.; DRUCKER, M. Plant viruses can alter aphid-triggered calcium elevations in infected leaves. **Cells**, v.10, n.12, p.3534, 2021.

THOLT, G.; KIS, A.; MEDZIHRAJSZKY, A.; SZITA, É.; TÓTH, Z.; HAVELDA, Z.; SAMU, F. Could vectors' fear of predators reduce the spread of plant diseases? **Sci. Rep.**, v.8, p.8705, 2018.

THRALL, P. H.; BURDON, J. J. Host–pathogen dynamics in a metapopulation context: the ecological and evolutionary consequences of being spatial. **Journal of Ecology**, v.85, p.743–753, 1997.

THURSTON, M.I.; PALLETT, D.W.; CORTINA-BORJA, M.; EDWARDS, M.L.; RAYBOULD, A.F.; COOPER, J.I. The incidence of viruses in wild *Brassica nigra* in Dorset (UK). **Annals of Applied Biology**, v. 139, p. 277–284, 2001.

TILMAN, D. Global environmental impacts of agricultural expansion: the need for sustainable and efficient practices. **Proc. Natl Acad. Sci. USA**, v.96, p.5995–6000, 1999.

TILMON, K. Specialization, speciation, and radiation: The evolutionary biology of herbivorous insects. **University of California Press**, 360p, 2008.

TISCHENDORF, L.; FAHRING, L. On the usage and measurement of landscape connectivity. **Oikos**, v.90, p.7–19, 2000.

TOMIMURA, K.; SPAK, J.; KATIS, N.; JENNER, C.E.; WALSH, J.A.; GIBBS, A.J.; OHSHIMA K. Comparisons of the genetic structure of populations of Turnip mosaic virus in West and East Eurasia. **Virology**, v. 330, p. 408–423, 2004.

TOMITAKA, Y.; OHSHIMA, K. A phylogeographical study of the Turnip mosaic virus population in East Asia reveals an ‘emergent’ lineage in Japan. **Molecular Ecology**, v. 15, p. 4437–4457, 2006.

TOMITAKA, Y.; YAMASHITA, T.; OHSHIMA, K. The genetic structure of populations of Turnip mosaic virus in Kyushu and central Honshu, Japan. **Journal of General Plant Pathology**, v. 73, p. 197–208, 2007.

TOMLINSON, J.A. Turnip mosaic virus. CMI/AAB Descriptions of plant viruses 8. UK: CMI/AAB, 1970.

TRAORE, O.; SORHO, F.; PINEL, A.; ABUBAKAR, Z.; BANWO, O.; MALEY, J.; HEBRARD, E.; WINTER, S.; SERE, Y.; KONATE, G.; FARGETTE, D. Processes of diversification and dispersion of rice yellow mottle virus inferred from large-scale and high-resolution phylogeographical studies. **Molecular Ecology**, v.14, n.7, p.2097-110, 2005.

TREBICKI, P. Climate change and plant virus epidemiology. **Virus Res.**, v.286, p.198059, 2020.

TSAI, W.A.; BROSNAN, C.A.; MITTER, N.; DIETZGEN, R.G. Perspectives on plant virus diseases in a climate change scenario of elevated temperatures. **Stress Biol.**, v.2, p.37, 2022.

TSARMPOPOULOS I, MARAIS A, FAURE C, THEIL S, CANDRESSE T. A new potyvirus from hedge mustard (*Sisymbrium officinale* (L.) Scop.) sheds light on the evolutionary history of turnip mosaic virus. **Arch Virol.** v.168(1), p 14, 2022.

TSUCHIDA, T. Molecular basis and ecological relevance of aphid body colors. **Current Opinion in Insect Science.** v. 17, p. 74-80, 2016.

TUGUME, A. K.; MUKASA, S.B.; VALKONEN, J.P.T. Natural wild hosts of Sweet potato feathery mottle virus show spatial differences in virus incidence and virus-like diseases in Uganda. **Phytopathology**, v. 98, p. 640 – 652, 2008.

TUNGADI, T.; DONNELLY, R.; QING, L.; IQBAL, J.; MURPHY, A.M.; PATE, A.E.; CUNNIFFE, N.J.; CARR, J.P. Cucumber mosaic virus 2b proteins inhibit virus-induced aphid resistance in tobacco. **Molecular Plant Pathology**, v.21, n.2, p. 250-257, 2020.

TURNER, M. G. Landscape ecology: what is the state of the science? **Annu. Rev. Ecol. Evol. Systemat.**, v. 36, p.319–344, 2005.

VALLI, A.A.; GALLO, A.; RODAMILANS, B.; LÓPEZ-MOYA, J.J.; GARCÍA, J.A. The HCPPro from the *Potyviridae* family: an enviable multitasking Helper Component that every virus would like to have. **Molecular Plant Pathology**, v.19, n.3, p.744-763, 2018.

- VALVERDE, S.; VIDIELLA, B.; MONTAÑEZ, R.; FRAILE, A.; SACRISTÁN, S.; GARCÍA-ARENAL, F. Coexistence of nestedness and modularity in host–pathogen infection networks. **Nat. Ecol. Evol.**, v. 4, p. 568–577, 2020.
- VAN DIJK, L.J., EHRLÉN, J. & TACK, A.J. The relationship between pathogen life-history traits and metapopulation dynamics. **The New Phytologist**, v.233, n.6, p. 2585–2598, 2022.
- VAN EMDEN, H.F.; EASTOP, V.F.; HUGHES, R.D.; WAY, M.J. The Ecology of *Myzus persicae*. **Annu. Rev. Entomol.**, v.14, p.197–270, 1969.
- VANGESSEL, M. J.; COBLE, H. D. Maize dwarf mosaic virus severity in corn when infected johnsongrass is controlled with a postemergence herbicide. **Weed Sci.**, v.41, p.262–268, 1993.
- VAN MUNSTER, M. Impact of abiotic stresses on plant virus transmission by aphids. **Viruses**, v. 12, n.2, p.216, 2020.
- VAN MUNSTER, M.; YVON, M.; VILE, D.; DADER, B.; FERERES, A.; BLANC, S. Water deficit enhances the transmission of plant viruses by insect vectors. **PLoS ONE**, v. 12, e0174398, 2017.
- VARNIKA, B.; PREM, L.U.; RAMCHARAN, B. Aphid resistance in Brassica crops: challenges, biotechnological progress and emerging possibilities. **Biotechnology Advances**, v. 29, p. 879–888, 2011.
- VIALATTE, A.; PLANTEGENEST, M.; SIMON, J.C.; DEDRYVER, C.A. Farm-scale assessment of movement patterns and colonization dynamics of the grain aphid in arable crops and hedgerows. **Agric. For. Entomol.**, v.9, p.337–346, 2007.
- VIDAL, M.; MURPHY, S.M. Bottom-up versus top-down effects on terrestrial insect herbivores: A meta-analysis. **Ecol. Lett.**, v.21, p.138–150, 2017.
- VILELA, N.J., HENZ, G.P. Situação atual da participação das hortaliças no agronegócio brasileiro e perspectivas futuras. **Cadernos de Ciência & Tecnologia**, Brasília, v.17, p.71-89, 2000.
- VON DOHLEN, C.D. Filogenia Molecular da Homoptera-a Paraphyletic Taxon. **Journal of Molecular Evolution**, v. 41, p. 211-223, 1995.
- WALLIS, R. L.; TURNER, J. E. Burning weeds in drainage ditches to suppress populations of green peach aphids and incidence of beet western yellows disease in sugarbeets. **J. Econ. Entomol.**, v.62, p.307–309, 1969.
- WALKER, P.J.; SIDDELL, S.G.; LEFKOWITZ, E.J.; MUSHEGIAN, A.R.; ADRIAENSSENS, E.M.; ALFENAS-ZERBINI, P.; et al. Recent changes to virus taxonomy ratified by the International Committee on Taxonomy of Viruses. **Archives of Virology**, v.167, n.11, p. 2429-2440, 2022.

- WALSH, J.A.; JENNER, C.E. Turnip mosaic virus e a busca por resistência durável. **Molecular Plant Pathology**, v.3, p. 289-300, 2002.
- WALSH, J., RICHARDS, A., SHARPE, C., KEVITT-JACK, J., JONES, J.D.G. & MEAD, A. (2011) The incidence of Turnip yellows virus (TuYV) in overwintered cauliflower and Brussels sprout and the effect of the virus on yield quality and storage - Phase 1. Agriculture and Horticulture Development Board final report FV 365, 1–11. Accessed 02/02/2021.
- WATSON, M.A.; HEALY, M.J.R. the spread of beet yellows and beet mosaic viroses in the sugarbeet root crop. **Annals of Applied Biology**, v.40, p.189-183, 1953.
- WEBSTER, C.G.; THILLIER, M.; PIROLLES, E.; CAYROL, B.; BLANC, S.; UZEST, M. Proteomic composition of the acrostyle: Novel approaches to identify cuticular proteins involved in virus–insect interactions. **Insect Science**, v.24 p. 990-1002, 2017.
- WEBSTER, C. G.; PICHON, E.; VAN MUNSTER, M.; MONSION, B.; DESHOUX, M.; GARGANI, D.; et al. Identification of plant virus receptor candidates in the stylets of their aphid vectors. **Journal of Virology**, v. 92, p. e00432–18, 2018.
- WEBSTER, J.A. Developing aphid-resistant cultivars, In: CAMPBELL, K.R.; EIKENBARY, R.D. (Eds.). **Aphid-plant genotype interactions**, Elsevier, New York, USA, 1991, pp. 87–100.
- WERNER, B. J.; MOWRY, T. M.; BOSQUE-PÉREZ, N. A.; DING, H.; EIGENBRODE, S. Changes in green peach aphid responses to *potato leafroll virus*-induced volatiles emitted during disease progression. **Environmental Entomology**, v.38, p.1429–1438, 2009.
- WESTWOOD, J.H.; MCCANN, L.; NAISH, M.; DIXON, H.; MURPHY, A.M.; STANCOMBE, M.A.; BENNETT, M.H.; POWELL, G.; WEBB, A.A.; CARR, J.P. A viral RNA silencing suppressor interferes with abscisic acid-mediated signalling and induces drought tolerance in *Arabidopsis thaliana*. **Molecular Plant Pathology**, v.14, p.158–170, 2013.
- WHITFIELD, A.E.; FALK B.W.; ROTENBERG D. Insect vector-mediated transmission of plant viruses. **Virology**, v.479–480, p.278–289, 2015.
- WILLIAMS, I.S. et al. (Eds.), **Aphids as crop pests**. Wallingford, CAB International, p.69-85, 2007.
- WINKLER, A.S.; MITTER, C. The phylogenetic dimension of insect-plant interactions: a review of the evidence. In: TILMON K.J. (Ed.), *Specialization, Speciation, and Radiation, The Evolutionary Biology of Herbivorous Insects*, University of California Press, Berkeley, pp. 240–263. 2008.
- WISLER, G. C.; DUFFUS, J. E.; LIU, H.-Y.; LI, R.H. Ecology and epidemiology of whitefly-transmitted closteroviruses. **Plant Dis.**, v.82, p. 270–280, 1998.
- WISLER, G.C.; NORRIS, R.F. Interactions between weeds and cultivated plants as related to management of plant pathogens. **Weed Science**, v.53(6), p.914-917, 2005.

WU, Q.; HABILI, N.; CONSTABLE, F.; AL RWAHNIH, M.; GOSZCZYNSKI, D.E.; WANG, Y.; PAGAY, V. Virus pathogens in Australian vineyards with an emphasis on shiraz disease. **Viruses**, v. 12, p. 818, 2020.

WURCH, T., KIRCHHERR, D., MESNARD, J. M., LEBEURIER, G. The Cauliflower mosaic virus open reading frame VII product can be expressed in *Saccharomyces cerevisiae* but is not detected in infected plants. **Journal of Virology**, v. 64, p. 2594–2598, 1990.

WU, X.; YE, J. Manipulation of jasmonate signaling by plant viruses and their insect vectors. **Viruses**, v.12(2), p.148, 2020.

YASAKA, R., NGUYEN, H. D., HO, S. Y. W., DUCHÊNE, S., KORKMAZ, S., KATIS, N., et al. The temporal evolution and global spread of Cauliflower mosaic virus, a plant pararetrovirus. **PLoS One**, v 9, p. E856410, 2014.

YASAKA, R.; OHBA, K.; SCHWINGHAMER, M.W.; FLETCHER, J.; OCHOA-CORONA, F.M.; THOMAS, J.E.; HO, S.Y.W.; GIBBS, A.J.; OHSHIMA, K. Phylodynamic evidence of the migration of turnip mosaic potyvirus from Europe to Australia and New Zealand. **Journal of General Virology**, v. 96, p. 701–713, 2015.

YASAKA, R.; FUKAGAWA, H.; IKEMATSU, M.; SODA, H.; KORKMAZ, S.; GOLNARAGHI, A.; KATIS, N.; HO, S.Y.W.; GIBBS, A.J.; OHSHIMA, K. The Timescale of Emergence and Spread of Turnip Mosaic Potyvirus. **Scientific Reports**, v. 7, n. 1: 4240, 2017.

YVON, M.; VILE, D.; BRAULT, V.; BLANC, S.; VAN MUNSTER, M. Drought reduces transmission of turnip yellows virus, an insect-vectored circulative virus. **Virus Research**, v. 241, p. 131–136, 2017.

ZAMFIR, A.D.; BABALOLA, B.M.; FRAILE, A.; MCLEISH, M.; GARCIA-ARENAL, F. Tobamoviruses show broad host ranges and little genetic diversity among four habitat types of a heterogeneous ecosystem. **Phytopathology**, v. 113, p. 1697-1707, 2023.

ZANARDO, L.G.; CARVALHO, C.M. Cowpea mild mottle virus (Carlavirus, Betaflexiviridae): a review. **Tropical Plant Pathology**, v. 42, p. 417-430, 2017.

ZERBINI, F.M.; MACIEL-ZAMBOLIM, E. A família Potyviridae - Parte II. Revisão **Anual de Patologia de Plantas**, v 8, p. 225-265, 2000.

ZHANG, S.; ZHANG, Q.; JIANG, X.; LI, Q.; QIN, Y.; WANG, W.; et al. Novel temporal expression patterns of EBF-binding proteins in wing morphs of the grain aphid *Sitobion miscanthi*. **Frontiers in Physiology**, v.12, p.732578, 2021.

ZHANG, X.; ZHANG, X.; SINGH, J.; LI, D.; QU, F. Temperature-dependent survival of turnip crinkle virus-infected *Arabidopsis* plants relies on an RNA silencing-based defense that requires DCL2, AGO2, and HEN1. **J. Virol.**, v. 86, p. 6847–6854, 2012.

ZHENG, G.H.; PENG, D.W.; TONG, Q.X., ZHENG, Z.Z.; MING, Y.L. Occurrence of turnip mosaic virus in *Phalaenopsis* sp. In China. **Journal of Plant Pathology**, v. 99, n. 3, p. 703-706,

2017.

ZHOU, J.S.; DRUKER, M.; NG, J.C.K. Direct and indirect influences of virus-insect vector-plant interactions on non-circulative, semipersistent virus transmission. **Current Opinion in Plant Virology**, v. 33, p. 129-136, 2018.

ZHU, Y.; CHEN, H.; FAN, J.; WANG, Y.; LI, Y.; CHEN, J.; FAN, J.; YANG, S.; HU, L.; LEUNG, H.; MEW, T.W.; TENG, P.S.; WANG, Z.; MUNDT, C.C. Genetic diversity and disease control in rice. **Nature**, v.406, p. 718-22, 2000.

ZIEGLER-GRAFF V. Molecular insights into host and vector manipulation by plant viruses. **Viruses**, v12, n.3, p.263, 2020.