

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CAMPUS DE JABOTICABAL**

GIULIA DINARDO MIRANDA

**SOBREVIVÊNCIA DE *Xanthomonas euvesicatoria* pv. *perforans*
EM SOLO E PLANTAS DANINHAS**

**Jaboticabal – SP
2025**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CAMPUS DE JABOTICABAL**

**SOBREVIVÊNCIA DE *Xanthomonas euvesicatoria* pv. *perforans*
EM SOLO E PLANTAS DANINHAS**

GIULIA DINARDO MIRANDA

**Orientador: Prof. Dr. Tadeu Antônio Fernandes da Silva Júnior
Coorientador: Dr. Laudecir Lemos Raiol Júnior**

**Trabalho apresentado à Faculdade de
Ciências Agrárias e Veterinárias - UNESP,
Câmpus de Jaboticabal, para graduação
em ENGENHARIA AGRONÔMICA.**

**Jaboticabal – SP
2025**

M672s

Miranda, Giulia Dinardo

Sobrevivência de *Xanthomonas euvesicatoria* pv. perforans em solo e plantas daninhas / Giulia Dinardo Miranda. -- Jaboticabal, 2025
44 p.

Trabalho de conclusão de curso (Bacharelado - Engenharia Agrônômica) - Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal

Orientador: Tadeu Antônio Fernandes da Silva Júnior

Coorientador: Laudecir Lemos Raiol Júnior

1. Ecologia microbiana. 2. Tomate. 3. Bactéria. 4. Bacterioses. 5. Plantas hospedeiras. I. Título.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
"JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
Câmpus Jaboticabal



GIULIA DINARDO MIRANDA

TÍTULO DO TRABALHO ACADÊMICO: SOBREVIVÊNCIA DE *Xanthomonas euvesicatoria* pv. *perforans* EM SOLO E PLANTAS DANINHAS

Trabalho de Conclusão de Curso apresentada à Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, para obtenção do título de Bacharel em Engenharia Agrônoma.

Orientador: Prof. Dr. Tadeu Antônio Fernandes da Silva Júnior
Coorientador (se houver): Dr. Laudecir Lemos Raiol Júnior

Área de Concentração: Engenharia Agrônoma - Fitossanidade

Data da defesa: 27/05/2025.

(X) Aprovado

() Reprovado

Banca Examinadora:



Documento assinado digitalmente
TADEU ANTONIO FERNANDES DA SILVA JUNIOR
Data: 28/05/2025 13:43:03-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Tadeu Antônio Fernandes da Silva Júnior

UNESP – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Campus de Jaboticabal



Documento assinado digitalmente
JOSE MARCELO SOMAN
Data: 29/05/2025 09:55:32-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Dr. José Marcelo Soman

UNESP – Faculdade de Ciências Agrônômicas – Campus de Botucatu



Documento assinado digitalmente
LUANA LAURINDO DE MELO
Data: 29/05/2025 10:11:10-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Msc. Luana Laurindo de Melo

UNESP – Faculdade de Ciências Agrônômicas – Campus de Botucatu

Aprovado em reunião do Conselho do Departamento em:

07 / 06 / 25



Documento assinado digitalmente
DANIEL JUNIOR DE ANDRADE
Data: 07/06/2025 15:51:59-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Daniel Júnior de Andrade
Chefe do Departamento

AGRADECIMENTO

Agradeço, primeiramente, à minha família — minha mãe, Leila, meu pai, João e minha irmã, Isa — pelo apoio incondicional em todos os momentos da minha trajetória. Sou imensamente grata pelas oportunidades que me proporcionaram e por sempre acreditarem no meu potencial, permitindo que eu chegasse até aqui e continue sonhando com novos horizontes.

Aos meus amigos mais próximos, em especial ao meu namorado, Eduardo, e às minhas amigas e companheiras de moradia, Aila, Bia, Poli, Gi, Thifani, deixo minha profunda gratidão pelo incentivo constante, pelas conversas, conselhos e, principalmente, pela paciência e carinho durante todo o processo de desenvolvimento e escrita deste trabalho.

Agradeço sinceramente ao meu orientador, Prof. Dr. Tadeu Antônio Fernandes da Silva Júnior, por ter confiado em mim desde o início e por compartilhar generosamente seus conhecimentos, contribuindo de forma essencial para a construção deste trabalho.

Estendo meus agradecimentos ao meu coorientador, Dr. Laudecir Lemos Raiol Júnior, por sua orientação cuidadosa e pelo apoio técnico durante a condução dos experimentos, sempre guiando-me da melhor maneira possível.

Sou também grata aos meus colegas do Departamento de Fitossanidade, que, independentemente das circunstâncias, sempre se mostraram solícitos e dispostos a colaborar, oferecendo ajuda e suporte sempre que necessário.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado De São Paulo – FAPESP, pelo auxílio financeiro para desenvolvimento desta pesquisa- 2023/02555-1

SUMÁRIO

RESUMO	VII
ABSTRACT	VIII
1. INTRODUÇÃO	9
2. REVISÃO DE LITERATURA	12
2.1. Histórico, botânica e importância econômica do tomateiro	12
2.2. Doenças do tomateiro e a mancha bacteriana.....	14
2.3. Ecologia de bactérias do gênero <i>Xanthomonas</i>	17
3. MATERIAL E MÉTODOS	22
3.1. Local dos experimentos	22
3.2. Isolados bacterianos, condições de cultivo, preservação e patogenicidade	22
3.3. Descrição dos experimentos e delineamento experimental	23
3.3.1. Sobrevivência de <i>X. euvesicatoria</i> pv. <i>perforans</i> em solo	23
3.3.1.1. Coleta do solo	23
3.3.1.2. Descrição dos experimentos	24
3.3.2. Sobrevivência de <i>X. euvesicatoria</i> pv. <i>perforans</i> em plantas daninhas .	25
3.4. Processamento das amostras.....	28
3.4.1. Amostras de solo e rizosfera.....	28
3.4.2. Amostras de filosfera.....	28
3.4.3. Determinação da umidade de solo e coleta de dados climáticos.....	29
3.5. Análise dos dados.....	29
4. RESULTADOS	31
4.1. Sobrevivência de <i>X. euvesicatoria</i> pv. <i>perforans</i> em solo	31
4.2. Sobrevivência de <i>X. euvesicatoria</i> pv. <i>perforans</i> em plantas daninhas	32
5. DISCUSSÃO	36
6. CONCLUSÃO	39
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	41

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1. Características físico-químicas dos cinco solos coletados e histórico de cultivos das áreas de coleta.	24
Tabela 2. Dados climáticos semanais: temperatura mínima, média, máxima e precipitação durante os Experimentos 3, 4 e 5.	31
Tabela 3. Período de sobrevivência de <i>X. euvesicatoria</i> pv. perforans em solo e área abaixo da curva de densidade populacional.	32
Tabela 4. Dados climáticos semanais: temperatura mínima, média, máxima e precipitação durante os Experimento 6 e 7.	32
Tabela 5. Período de sobrevivência de <i>X. euvesicatoria</i> pv. perforans na filosfera de plantas daninhas e área abaixo da curva de densidade populacional.	33
Tabela 6. Período de sobrevivência de <i>X. euvesicatoria</i> pv. perforans na rizosfera de plantas daninhas e área abaixo da curva de densidade populacional.	34
Tabela 7. Dados climáticos semanais: temperatura mínima, média, máxima e precipitação durante os com plantas daninhas.	35

SOBREVIVÊNCIA DE *Xanthomonas euvesicatoria* pv. *perforans* EM SOLO E PLANTAS DANINHAS

RESUMO

A mancha bacteriana, causada por *Xanthomonas euvesicatoria* pv. *perforans* (Xep), é uma das principais doenças do tomateiro no Brasil, podendo ocasionar perdas superiores a 50% da produção. Embora estratégias de manejo estejam estabelecidas, a bactéria pode sobreviver entre safras em diferentes nichos ecológicos, favorecendo a reemergência da doença. Este trabalho teve como objetivo avaliar a sobrevivência de isolados de Xep em diferentes tipos de solo e na filosfera e rizosfera de plantas daninhas comumente encontradas em áreas de cultivo de tomateiro. Foram conduzidos sete experimentos de solo e quatro com plantas daninhas. Os experimentos de solo utilizaram cinco tipos distintos e seis isolados bacterianos. Já os testes com plantas daninhas envolveram 14 espécies, com inoculação simultânea na parte aérea e na rizosfera. A sobrevivência bacteriana foi monitorada por plaqueamento seletivo por um período de até 70 dias. De maneira geral, a Xep apresentou baixa sobrevivência no solo, sendo detectada apenas até sete dias após a inoculação na maioria dos casos. No entanto, em condições específicas, um isolado sobreviveu por mais de 70 dias. Nas plantas daninhas, a Xep sobreviveu por até 49 dias na filosfera de algumas espécies, mesmo sem causar sintomas aparentes, enquanto a sobrevivência na rizosfera foi, em geral, inferior a 21 dias. Os resultados indicam que plantas daninhas podem atuar como reservatórios de inóculo entre ciclos de cultivo, sendo fundamentais no manejo da mancha bacteriana.

Palavras-chave: ecologia microbiana; tomate; bactéria; bacterioses; plantas hospedeiras

SURVIVAL OF *Xanthomonas euvesicatoria* pv. *perforans* IN SOIL AND WEEDS

ABSTRACT

Bacterial spot, caused by *Xanthomonas euvesicatoria* pv. *perforans* (Xep), is one of the main diseases affecting tomato crops in Brazil, with potential yield losses exceeding 50%. Although management strategies have been established, the bacterium may persist between cropping seasons in different ecological niches, contributing to disease reemergence. This study aimed to evaluate the survival of Xep isolates in different soil types and in the phyllosphere and rhizosphere of common weed species found in tomato cultivation areas. Seven soil experiments and four weed experiments were conducted. The soil trials involved five distinct soil types and six bacterial isolates, while the weed trials included 14 species, with simultaneous inoculation of aerial parts and rhizosphere. Bacterial survival was monitored for up to 70 days through selective media plating. Overall, Xep showed low survival in soil, being recovered only up to seven days after inoculation in most cases. However, under specific conditions, one isolate survived for over 70 days. On weeds, Xep survived up to 49 days in the phyllosphere of some species, even without visible symptoms, while rhizosphere survival was generally less than 21 days. These findings suggest that weeds can serve as important inoculum reservoirs between tomato cropping cycles and should be considered in integrated disease management strategies.

Keywords: microbial ecology; tomato; bacteria; bacteriosis; host plants.

1. INTRODUÇÃO

O tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.) é uma hortaliça da família Solanaceae, de origem andina, mais precisamente da região que compreende a Bolívia, o Equador e o norte do Chile (Figueira, 2013). Mesmo não encontrando as condições originais de cultivo, as diferentes cultivares de tomateiro disponíveis tornaram o Brasil o nono maior produtor mundial da cultura (CONAB, 2021). A produção brasileira em 2023 atingiu mais de 4,1 milhões de toneladas, com uma área cultivada de 59 mil hectares, sendo o estado de Goiás o maior produtor, responsável por mais de 1,2 milhão de toneladas (IBGE, 2023).

No entanto, a cultura do tomateiro sofre importantes perdas de produção devido à ocorrência de problemas fitossanitários. Em todo o mundo, são relatadas mais de 200 doenças de causas bióticas e distúrbios fisiológicos afetando a cultura. Essas doenças podem limitar as áreas produtoras de tomate tanto pela ausência de práticas de manejo eficientes quanto pelo aumento dos custos de produção com a necessidade de aplicação de defensivos agrícolas (Lopes, 2003; Inoue-Nagata *et al.*, 2016).

Dentre essas doenças, as de etiologia bacteriana possuem elevada importância, destacando-se a mancha bacteriana (Miller *et al.*, 2014; Inoue-Nagata *et al.*, 2016). A mancha bacteriana é uma das doenças mais importantes da cultura, podendo ocasionar perdas superiores a 50% da produção (Miller *et al.*, 2014; Inoue-Nagata *et al.*, 2016).

Atualmente sabe-se que ela é causada por quatro espécies diferentes de *Xanthomonas*: *X. euvesicatoria* pv. *euvesicatoria*, *X. hortorum* pv. *gardneri*, *X. vesicatoriasendo* e *X. euvesicatoria* pv. *perforans* (EPPO, 2025), sendo *X.*

euvesicatoria pv. *perforans* (Xep) a mais comumente encontrada no Brasil (Araújo *et al.*, 2017). Os sintomas da doença são lesões necróticas em folhas, hastes, pedúnculos, sépalas e frutos (Inoue-Nagata *et al.*, 2016).

O manejo da doença é realizado principalmente através de medidas como o plantio de mudas sadias e sementes livres da bactéria, utilização de cultivares com níveis de resistência, instalação de cultivos protegidos, rotação com culturas que não sejam hospedeiras da bactéria e aplicação de defensivos à base de cobre (Inoue-Nagata *et al.*, 2016).

Apesar das recomendações de manejo, poucas informações estão disponíveis na literatura sobre os nichos de sobrevivência da bactéria na entressafra do tomateiro, considerando as condições de cultivo no Brasil. O conhecimento sobre os nichos ecológicos de sobrevivência de fitobactérias é importante para o aprimoramento das práticas de manejo, uma vez que mesmo pequenas quantidades de inóculo deixadas no campo entre os cultivos podem ser fonte de novas epidemias (Amorim, 2011; Mattes, 2017).

As fitobactérias podem necessitar da presença de uma planta para a sua sobrevivência, atuando como patógeno ou como residentes; ou não necessitar de uma planta, sobrevivendo de forma saprofítica. Com isso os principais nichos de sobrevivência dessas bactérias são o solo, restos culturais, a filosfera e rizosfera de plantas cultivadas e daninhas, sementes ou partes propagativas da planta (Amorim, 2011).

Na literatura há poucos estudos sobre a capacidade de sobrevivência das fitobactérias nesses nichos, mesmo que o entendimento dos nichos ecológicos das bactérias fitopatogênicas seja essencial para o manejo de doenças, uma vez

que pequena quantidade do inóculo ainda possa acarretar uma nova epidemia no campo (Jones, 1985; Silva, 2015, 2020; Oliveira, 2021; Silva Júnior, 2022).

Este trabalho tem como principais objetivos: a) avaliar a sobrevivência de isolados de Xep em diferentes tipos de solo; b) avaliar a sobrevivência de Xep na filosfera e rizosfera de plantas daninhas de ocorrência frequente em campos de cultivo de tomateiro.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Histórico, botânica e importância econômica do tomateiro

O tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.) era antigamente classificado como *Lycopersicon esculentum* Mill. e tem como centro de origem a América do Sul, na região da Cordilheira dos Andes, sendo um fruto consumido pelos astecas desde 700 a.C. Nesta região, podem ser encontradas diversas espécies selvagens, e sua domesticação ocorreu principalmente no México, podendo ser considerado como centro de origem secundário do fruto (De Camargo Filho, 1994; Brito, 2012).

Quando os europeus colonizaram as Américas no século XVI, eles levaram o fruto para a Europa, onde ele foi aperfeiçoado pelos italianos, que o chamavam de pomodoro, ou “pomo de ouro”, devido à sua cor amarelada (FAO, 2024). A cultura chegou ao Brasil pelas mãos dos italianos, na virada do século XIX, e, após sua introdução pelos imigrantes, passou a ter grande importância tanto social quanto econômica (Figueira, 2003).

O tomateiro pertence à família *Solanaceae*, tal como a berinjela, o pimentão e a batata. Possui características de uma planta herbácea, de caule redondo e flexível, com folhas alternadas e compostas. Suas flores são hermafroditas e autógamas, com uma pequena taxa de fertilização cruzada (Brito, 2012). É considerada uma planta perene ou anual, com o período entre semeadura e a produção de sementes de quatro a sete meses; já para a produção de frutos, a colheita acontece entre 45 e 55 dias após a floração, e em casa de vegetação o ciclo da cultura pode se alongar (Figueira, 2003; Brito, 2012).

Para o cultivo adequado de tomates, o clima ideal é considerado o tropical de altitude, subtropical ou temperado, seco e com boa luminosidade, com temperaturas diurnas variando entre 21 e 28 °C e noturnas entre 15 e 20 °C (Filgueira, 2023; Bissacotti, 2021). Segundo Bissacotti (2021), o tomateiro se adapta a diversos tipos de solo, sendo favorecido em solos com textura média, ricos em sais minerais e com pH entre 5,5 e 6,5.

As cultivares de tomate podem ser divididas em três subgrupos, classificados de acordo com o uso: ornamentais, industriais ou de mesa. Os tomates ornamentais foram introduzidos para atender um mercado específico, com produção inferior e custo elevado quando comparados com os demais grupos. O primeiro híbrido de tomate ornamental no Brasil foi desenvolvido pela Embrapa Hortaliças, com o nome “Finestra” (Embrapa, 2025).

Para as cultivares utilizadas na indústria, as plantas possuem hábito rasteiro e a colheita é concentrada, definindo-se um percentual máximo de frutos verdes, a partir do qual colhe-se toda a área. Diferente do tomate para indústria, as exigências do tomate de mesa são mais elevadas, sendo cultivado com tutoramento para garantir melhor qualidade (Embrapa, 2025).

O tomate possui grande importância não apenas econômica, mas também social, devido ao seu alto valor nutricional, sendo considerada uma das hortaliças mais consumidas no mundo, tanto *in natura* quanto processada (Brito, 2012). De acordo com a FAO (2022), o consumo de tomate *in natura* traz benefícios para a saúde, como a prevenção de doenças cardíacas, devido aos altos níveis de fibra e potássio, além de conter várias vitaminas, como as vitaminas C e K, que estimulam o sistema imunológico e fortalecem os ossos, respectivamente.

No mundo, a produção de tomate em 2023 foi de 192,3 milhões de toneladas, cultivadas em uma área de 5,41 milhões de hectares, gerando uma produção média de 35.532 kg por hectare (FAO, 2023). No Brasil, a produção de tomate no mesmo ano foi de 4.166.017 toneladas de frutos colhidos, em uma área de 59.010 hectares, com um rendimento médio de 70.598 kg por hectare (IBGE, 2023).

Dentre esses valores, o estado de Goiás deteve a maior produção, com 1.242.457 toneladas colhidas em 14.489 hectares, alcançando um rendimento médio de 85.752 kg por hectare. O estado de São Paulo é o segundo maior produtor nacional de tomate, com uma área de 11,5 hectares e produção de 867,5 mil toneladas (IBGE, 2023).

2.2. Doenças do tomateiro e a mancha bacteriana

As doenças representam uma das principais causas de perdas econômicas e redução de produtividade no cultivo do tomateiro no Brasil, sendo causadas por agentes de diferentes etiologias (Lopes et. al., 2003; Lopes *et al.*, 2011; Inoue-Nagata *et al.*, 2016).

Entre as viroses, destacam-se o mosaico dourado (*Tomato severe rugose virus* – ToSRV, entre outros) e o vira-cabeça (*Tomato spotted wilt virus* – TSWV, entre outros); para as doenças causadas por fungos e oomicetos destacam-se a requeima (*Phytophthora infestans*), a septoriose (*Septoria lycopersici*), a pinta-preta (*Alternaria tomatophila*), a mancha de *Stemphylium* (*Stemphylium lycopersici* e *S. solani*), os oídios (*Oidium neolycopersici* e *Oidiopsis haplophylli*), a murcha de *Fusarium* (*Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*), a murcha de

Verticillium (*Verticillium dahliae*) e o mofo branco (*Sclerotinia sclerotiorum* e *S. minor*) (Lopes et. al., 2003; Lopes et al., 2011; Inoue-Nagata et al., 2016).

Já as principais doenças bacterianas são a pinta bacteriana (*Pseudomonas syringae* pv. *tomato*), a murcha bacteriana (*Ralstonia solanacearum*), o cancro bacteriano (*Clavibacter michiganensis* subsp. *michiganensis*) e a mancha bacteriana (*Xanthomonas* spp.) (Lopes et. al., 2003; Lopes et al., 2011; Inoue-Nagata et al., 2016).

Entre essas doenças, a mancha bacteriana se destaca como uma das mais importantes devido ao seu impacto econômico, podendo causar perdas superiores a 50% da produção (Miller et al., 2014; Inoue-Nagata et al., 2016).

A doença foi inicialmente denominada “cancro do tomate”, observada na África do Sul em 1914 e descrita em 1920 por Doidge (Jones et al., 1998). A mudança de nomenclatura ocorreu em 1921 por Gardner & Kendrick. O agente causal também passou por mudanças: inicialmente, Gardner & Kendrick (1923) denominaram a bactéria como *Bacterium vesicatorium* Doidge, sendo apenas em 1939 descrita como *Xanthomonas vesicatoria* em 1925 (Bradbury, 1986; Quezado-Duval, 2010). Foi Jones et al. (2000) que, após muitos estudos, reclassificou e distinguiu as espécies conhecidas como *X. perforans*, *X. vesicatoria*, *X. gardneri* e *X. euvesicatoria*, sendo *X. perforans* a mais predominante no Brasil (Araújo et al., 2017). Atualmente, as quatro espécies de *Xanthomonas* patogênicas ao tomateiro podem ser denominadas *Xanthomonas*: *X. euvesicatoria* pv. *euvesicatoria*, *X. hortorum* pv. *gardneri*, *X. vesicatoria* e *X. euvesicatoria* pv. *perforans* (Xep) (EPPO, 2025).

O clima quente e úmido brasileiro favorece a disseminação deste inóculo na lavoura. A Xep se mostrou mais severa, em estudos, a temperaturas de 30°C, sendo observada em locais e épocas mais quentes. Outros fatores que podem agravar a presença da bactéria são a alta ocorrência de chuvas, associada a ventos fortes e a terrenos arenosos (Lopes, 1997; Quezado-Duval, 2010; Inoue-Nagata *et al.*, 2016). As condições de ventos fortes e umidade favorecem a disseminação do patógeno dentro da lavoura, quando células bacterianas exsudadas das lesões são transportadas para plantas saudáveis (Quezado-Duval, 2010; Inoue-Nagata *et al.*, 2016). A penetração da bactéria ocorre por meio de aberturas naturais ou ferimentos causados por fatores bióticos ou abióticos (Lopes, 2003).

Os sintomas são observados na parte aérea da planta, podendo ocorrer em todos os estádios de desenvolvimento. As plantas doentes apresentam lesões necróticas de cor amarronzada em folhas, hastes, pedúnculos, sépalas e frutos. Sob alta umidade, as lesões ficam com aspecto encharcado (Lopes, 1997; Silva, 2022). Nos frutos, as lesões possuem aspecto acinzentado e abaulado. Quando há lesões necróticas na base do pedúnculo, pode ocorrer a queda prematura dos frutos (Inoue-Nagata *et al.*, 2016). O ataque aos órgãos aéreos acarreta queda na produtividade, pois a destruição do tecido foliar gera redução na taxa fotossintética e aumenta a queda de flores e frutos prematuros (Lopes, 1997).

O controle da doença inicia-se com a escolha de cultivares com maior nível de resistência, ressaltando que não há uma cultivar resistente a Xep, utilização de sementes ou mudas não infectadas, evitando o plantio próximo a

lavouras antigas de tomate e pimentão, principalmente se contaminadas. É importante eliminar os restos culturais, inclusive frutos remanescentes ou tigueras, fazer rotação de culturas com espécies não hospedeiras, e, em áreas de cultivo protegido, evitar irrigação por aspersão, preferindo a pôr gotejamento (Lopes, 1997; Inoue-Nagata *et al.*, 2016).

2.3. Ecologia de bactérias do gênero *Xanthomonas*

A ecologia é o ramo da ciência que estuda as relações entre os organismos e o ambiente em que vivem, sendo definida por Ernest Haeckel em 1866 (Townsend, 2009). A ecologia microbiana, por sua vez, investiga as interações dos microrganismos com plantas, animais e demais componentes do ambiente (Melo, 2022).

Compreender as interações entre bactérias fitopatogênicas e o ambiente onde se encontram é fundamental para o desenvolvimento de estratégias eficazes de manejo de doenças. Os chamados nichos de sobrevivência dessas bactérias desempenham papel importante na epidemiologia, pois funcionam como reservatórios de inóculo entre os ciclos de cultivo (Silva, 2015; Oliveira, 2021).

No caso de Xep, a capacidade de persistência em diferentes compartimentos do agroecossistema está diretamente relacionada à sua ecologia. Os principais nichos de sobrevivência de fitobactérias incluem o solo, plantas cultivadas e daninhas, sementes, restos culturais e a rizosfera e filosfera de diversas espécies vegetais (Oliveira, 2021; Jones, 1985; Silva, 2015, 2020; Silva Júnior, 2022).

Estudos demonstram que a sobrevivência de bactérias fitopatogênicas no solo varia de acordo com características físico-químicas e biológicas, como pH, textura, umidade, temperatura e atividade microbiana. Solos argilosos, por exemplo, tendem a manter populações bacterianas por mais tempo do que solos arenosos, devido à maior presença de microporos que favorecem a colonização (Jones, 1986; Silva Júnior, 2012; Oliveira, 2021; Nascimento, 2022).

Estudos demonstraram que a sobrevivência de bactérias fitopatogênicas no solo varia de acordo com características físico-químicas e biológicas, como pH, textura, umidade, temperatura e atividade microbiana. Solos argilosos, por exemplo, tendem a manter populações bacterianas por mais tempo do que solos arenosos, devido à maior presença de microporos que favorecem a colonização (Jones, 1986; Silva Júnior, 2012; Oliveira, 2021; Nascimento, 2022).

De uma maneira geral, temperaturas mais baixas favorecem a longevidade das bactérias no solo (Oliveira, 2021; Silva Júnior, 2020), assim como a presença de umidade, que além de proporcionar condições favoráveis à sobrevivência, atua como meio de dispersão (Silva, 2013; Subedi, 2023).

Apesar disso, espécies do gênero *Xanthomonas* apresentam, em geral, baixa sobrevivência no solo. Silva Júnior *et al.* (2020) relataram que *X. campestris* pv. *campestris* sobreviveu entre 4 e 7 dias em campo, e até 20 dias em condições controladas, dependendo de fatores como pH, teor de matéria orgânica e temperatura ambiente.

Estudos conduzidos com *X. phaseoli* pv. *phaseoli* indicaram que a sobrevivência pode chegar a 30 dias em ambientes controlados (Nascimento *et al.*, 2024), especialmente sob temperaturas mais elevadas. Em campo, a

sobrevivência foi menor, variando de 6 a 12 dias, com melhores resultados em solos argilosos (Oliveira, 2021; Nascimento, 2024). No estado do Paraná, Longhi *et al.* (2024) observaram 40 dias de sobrevivência em solo argiloso a 20 °C para a mesma bactéria, e apenas 4 dias em solo arenoso a 30 °C. Em campo, a sobrevivência foi de apenas 48 horas.

Em Uganda, *X. campestris* pv. *musacearum* sobreviveu por até 90 dias em solo esterilizado, e por 20 dias em campo (Mwebaze *et al.*, 2006). Na Argentina, *X. campestris* persistiu por 24 dias em solos esterilizados e 16 dias em solos naturais (Lopes, 1999).

As plantas daninhas também se configuram como importantes nichos de sobrevivência. Estudos realizados nos Estados Unidos detectaram *X. campestris* pv. *vesicatoria* em *Solanum americanum* até 14 dias após a inoculação (Jones, 1986). No Brasil, Araújo (2015) relatou a presença de *X. perforans* e *X. gardneri* em *S. americanum*, *N. physaloides* e *Euphorbia heterophylla*, com sintomas visíveis em plantas 15 dias após a inoculação.

A filosfera – superfície aérea das plantas – merece destaque, pois a maioria das espécies do gênero *Xanthomonas* coloniza a parte aérea da planta (Amorim, 2011). Algumas plantas, inclusive, podem ser hospedeiras assintomáticas, ou seja, abrigar a bactéria mesmo sem apresentar sintomas (Silva, 2015, 2020; Oliveira, 2021).

Estudo de Silva (2017), com *X. campestris* pv. *campestris*, no estado de São Paulo, indicaram sobrevivência por 56 e 70 dias, respectivamente, na filosfera de *L. virginicum* e *R. raphanistrum*. Já na rizosfera, a sobrevivência foi de 28 dias em *R. raphanistrum*. Outro estudo na mesma região, conduzido por

Nascimento (2024) com *X. phaseoli* pv. *phaseoli*, indicou 28 dias de sobrevivência na filosfera de *Cyperus rotundus* e 21 dias na rizosfera de *G. purpureum* e *L. virginicum*.

Como mecanismo de sobrevivência, as bactérias do gênero *Xanthomonas* formam biofilmes — comunidades bacterianas organizadas, aderidas a superfícies bióticas ou abióticas, envoltas por uma matriz extracelular composta por exopolissacarídeos (EPS), proteínas, lipídios e DNA extracelular. Essa matriz atua como barreira protetora contra estresses ambientais, como dessecação, radiação UV, variações térmicas, antimicrobianos e predadores naturais (Dunger *et al.*, 2007; Jacques *et al.*, 2020; Rukayadi *et al.*, 2000).

Nas espécies de *Xanthomonas*, o principal EPS é a xantana, regulada pelo operon gum (Dunger *et al.*, 2007). Essa substância promove aderência às superfícies vegetais, protege contra estresses abióticos e auxilia na virulência, facilitando a colonização epifítica e endofítica da planta hospedeira (Felipe *et al.*, 2018; Dunger *et al.*, 2007).

Estudos com *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* var. *fuscans* demonstraram que os biofilmes mantêm a população bacteriana estável mesmo sob estresse, como exposição ao cobre ou desidratação (Jacques *et al.*, 2020). Biofilmes maduros resistem à lavagem por chuvas e permanecem aderidos a tecidos mortos, restos culturais e partículas de solo (Dunger *et al.*, 2007; Koninckx *et al.*, 2023).

Apesar da importância dos estudos ecológicos para o manejo de doenças bacterianas, ainda há poucas informações específicas para Xep. Os trabalhos existentes foram realizados, em sua maioria, em outros países, sob condições

ambientais distintas. No Brasil, embora existam estudos com outras espécies de *Xanthomonas*, os resultados de sobrevivência não são diretamente extrapoláveis para Xep, evidenciando a necessidade de mais pesquisas.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Local dos experimentos

Os experimentos foram desenvolvidos nas dependências do setor de Fitopatologia do Departamento de Fitossanidade da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias da Universidade Estadual Paulista (FCAV/UNESP).

3.2. Isolados bacterianos, condições de cultivo, preservação e patogenicidade

Para os experimentos de sobrevivência de Xep foi utilizado um isolado resistente a 100 µg. mL⁻¹ de rifampicina, a partir de um isolado padrão (Xp 3155) da Coleção de Culturas de Fitobactérias IBSBF (Instituto Biológico, Campinas-SP). Os demais isolados utilizados foram fornecidos pela Sakata Seed Sudamerica, obtidos a partir de amostras de plantas doentes coletadas nas regiões de Itaporanga – SP (Xp 315), Pouso Alegre – MG (Xp 370), Carrancas – MG (Xp 418), Barão de Antônio – SP (Xp 442), Sumaré – SP (Xp 451), estes isolados passaram por seleção para a obtenção de isolados resistentes a 100 µg. mL⁻¹ de rifampicina.

Estes isolados foram selecionados conforme Silva Júnior *et al.* (2012), e a patogenicidade foi confirmada em plantas de tomateiro cv. Santa Clara cultivada em vaso mantidas em casa de vegetação (22 – 28 °C/U.R. 60-90%), conforme Osdaghi *et al.* (2018). Para todas as etapas deste projeto, os isolados foram cultivados em meio nutriente ágar (NA) (SCHAAD *et al.*, 2001) e incubados em BOD a 28° C por 48 a 72h, enquanto os isolados resistentes a rifampicina foram cultivados em meio NAR (meio NA acrescido de 0,1 g.L⁻¹ de rifampicina).

Os isolados foram preservados em 30% glicerol (v/v) a -80 °C. Os mesmos isolados foram preservados e suspensões bacterianas foram utilizadas semanalmente para controle positivo nos experimentos.

3.3. Descrição dos experimentos e delineamento experimental

3.3.1. Sobrevivência de *X. euvesicatoria* pv. *perforans* em solo

3.3.1.1. Coleta do solo

Para os experimentos em solo, foram realizadas coletas em áreas produtoras de tomateiro nas regiões de Jaboticabal-SP e Altinópolis-SP. Os solos foram peneirados em peneira de malha 8, secos em casa de vegetação por 7 dias, e armazenados em caixas plásticas com capacidade de 50 L. A parte superior das caixas foi fechada com folhas de papel kraft, e os solos armazenados em casa de vegetação, até a instalação dos experimentos.

As características físico-químicas de cada solo foram determinadas em análises realizadas na empresa DMLab, localizada no município de Ribeirão Preto/SP. Os resultados da análise obtida estão apresentados na Tabela 1.

Tabela 1. Características físico-químicas dos cinco solos coletados e histórico de cultivos das áreas de coleta.

Solo	Município	Histórico da área	Mo (g/dm ³)	pH (CaCl ₂)	Areia (g/Kg)	Argila (g/Kg)	Limo (g/Kg)	Classe
Solo 1	Jaboticabal	Hortaliças em geral	20	6,1	272	555	173	Argiloso
Solo 2	Jaboticabal	Milho	19	6,1	213	582	205	Argiloso
Solo 3	Jaboticabal	Hortaliças em geral	36	6,1	634	208	158	Franco argilo arenoso
Solo 4	Altinópolis	Cana-de-açúcar	25	5,3	545	355	100	Franco argilo arenoso
Solo 5	Altinópolis	Hortaliças em geral	17	5,5	905	81	14	Arenoso

3.3.1.2. Descrição dos experimentos

Neste trabalho foram conduzidos, inicialmente, cinco experimentos de solo, com 5 tratamentos (cinco diferentes tipos de solo e um isolado bacteriano – Xp 3155), em blocos ao acaso. Os dois primeiros experimentos de solo foram conduzidos em condições controladas, sendo um em BOD e outro nas condições de laboratório, os demais foram conduzidos em condições de campo.

Posteriormente foram realizados mais dois experimentos com seis tratamentos (um tipo de solo e seis isolados bacterianos - Xp 3155, Xp 315, Xp 370, Xp 418, Xp 442 e Xp 451), em blocos ao acaso. As metodologias utilizadas para a instalação e desenvolvimento dos experimentos foram baseadas em Silva Júnior *et al.* (2012) e Nascimento *et al.* (2022).

Para os experimentos de solo, vasos de 1 L foram preenchidos, separadamente, com 700 g dos solos e distribuídos em área experimental, espaçados 30 cm entre si, em condições naturais de campo. O solo de cada

vaso foi infestado, separadamente, com 180 mL de suspensão bacteriana (10^7 UFC.mL⁻¹) dos isolados de Xep resistente à rifampicina.

Inicialmente foram conduzidos dois experimentos em condições controladas de laboratório, sendo ambos desenvolvidos entre novembro e dezembro de 2023. Após o término dos experimentos 1 e 2 e a constatação da baixa capacidade de sobrevivência de Xep em solo, foram instalados os experimentos 3, 4 e 5, nos dias 17/01/2024, 12/03/2024, 16/04/2024, respectivamente, em condições de campo. Os experimentos foram conduzidos com os cinco solos utilizados nos experimentos 1 e 2. Os experimentos foram instalados, em vaso, na parte externa do laboratório, a fim de verificar a sobrevivência de Xep em condições ambientais adversas.

Após análise dos resultados, foram instalados os experimentos 6 e 7, com o objetivo de avaliar a sobrevivência de seis isolados no solo 3. O experimento 6 foi instalado em 20/06/2024 e o experimento 7 em 24/10/2024.

3.3.2. Sobrevivência de *X. euvesicatoria* pv. *perforans* em plantas daninhas

O delineamento experimental nos dois experimentos foi de blocos ao acaso com 31 tratamentos (14 plantas daninhas x 2 nichos de sobrevivência – filosfera e rizosfera), além dos controles positivos (plantas de tomateiro – filosfera e rizosfera), e controle negativo da rizosfera (vasos contendo apenas solo, sem o cultivo de plantas).

Para os experimentos com plantas daninhas, foram utilizadas as metodologias baseadas em Gonçalves *et al.* (2017) e Silva *et al.* (2017). Avaliando a sobrevivência de Xep em maria preta (*Solanum americanum*),

amendoim bravo (*Euphorbia heterophylla*), capim amargoso (*Digitaria insularis*), picão branco (*Galinsoga parviflora*), tiririca (*Cyperus rotundus*), capim carrapicho (*Cenchrus echinatus*), poaia branca (*Richardia brasiliensis*), beldroega (*Portulaca oleracea*), corda de viola (*Ipomoea triloba*), picão preto (*Bidens pilosa*), buva (*Conyza bonariensis*), capim pé de galinha (*Eleusine indica*), joá de capote (*Nicandra physaloides*) e caruru de mancha (*Amaranthus viridis*), espécies comumente encontradas em campos produtores de tomate, segundo LORENZI (2008) e CORREIA *et al.* (2015). Também foram semeados tomates cv. Santa Clara para o controle positivo.

A semeadura foi realizada em vasos de 7 L utilizando-se cinco plantas por vaso e as plantas foram mantidas em casa de vegetação. O solo dos vasos foi constituído de terra de barranco, areia grossa lavada e esterco de curral curtido na proporção (3:1:1).

Nos experimentos de sobrevivência na filosfera, a parte aérea das plantas foi inoculada por aspersão, utilizando um pulverizador manual de 10L, da suspensão bacteriana (10^7 UFC.mL⁻¹), até ponto de escorrimento. Para a rizosfera, o solo dos vasos foi infestado com 0,5 L de suspensão bacteriana na mesma concentração. Os experimentos de sobrevivência na filosfera e na rizosfera foram desenvolvidos simultaneamente, ou seja, tanto a filosfera quanto a rizosfera das plantas foram inoculadas ao mesmo tempo.

A recuperação das bactérias da filosfera foi feita a partir da parte aérea de três plantas de cada espécie, coletadas ao acaso, sacos plásticos esterilizados. A parte aérea foi seccionada e homogeneizada, obtendo-se uma amostra composta para cada espécie vegetal. Para a recuperação das bactérias da

rizosfera, três plantas de cada espécie foram removidas dos vasos, em cada período de avaliação, e o solo aderido às raízes foi coletado individualmente, em sacos plásticos esterilizados, obtendo-se amostras compostas. As amostras foram processadas para a quantificação das bactérias em meio de cultura NARF.

As amostragens de todos os experimentos foram realizadas a cada 7 dias, por um período de 70 dias, sendo coletadas amostras de todos os tratamentos no dia da instalação dos experimentos, para a quantificação da população bacteriana inicial. Quando a bactéria não for detectada em duas amostragens subsequentes (14 dias), o período de sobrevivência será considerado como sendo o da última amostragem em que Xep foi recuperada.

Durante o desenvolvimento dos experimentos de plantas daninhas foi realizado o tratamento fitossanitário, com Entigris, da BASF, a uma dosagem de 350g por hectare.

Para verificar se as plantas daninhas são nichos de sobrevivência de Xep, foram instalados dois experimentos em casa de vegetação com 14 espécies de plantas daninhas. O primeiro experimento foi instalado em 10/10/24, os resultados obtidos na filosfera foi denominado de experimento 8 e os da rizosfera de experimento 9. Um segundo experimento foi instalado em 25/02/25 os resultados obtidos na filosfera foi denominado de experimento 10 e os da rizosfera de experimento 11.

3.4. Processamento das amostras

3.4.1. Amostras de solo e rizosfera

Para o processamento, 10 g de solo de cada amostra composta foram transferidas para frascos de Duran de 250 mL contendo 100 mL de água destilada esterilizada. Os frascos foram mantidos em mesa agitadora (200 rpm/30 min.), seguido de repouso (30 min.) para sedimentação. As suspensões foram diluídas em série (100 a 10^{-4}) e 100 μ L plaqueados em meio NARF - meio NAR suplementado com chlorothalonil (0,005 g.L⁻¹) e tiofanato metílico (0,005 g.L⁻¹) (SILVA *et al.*, 2017). Os plaqueamentos foram incubados em BOD a 28° C por 72h, e colônias semelhantes a Xep foram quantificadas através da contagem do número de colônias, e os dados transformados em UFC.g de solo seco⁻¹, baseando-se nos teores de umidade do solo obtidos para cada amostra.

Suspensões bacterianas contendo os isolados de Xep foram misturadas a amostras de solo, e serão plaqueadas como controles positivos.

3.4.2. Amostras de filosfera

Cinco gramas de cada amostra contendo parte aérea de plantas selecionadas ao acaso de três dos cinco vasos, foram transferidos para frascos de Duran de 250 mL contendo 50 mL de água esterilizada, seguido de agitação (300 rpm/30 min.) e repouso por 30 min para sedimentação. Os procedimentos para plaqueamento e incubação das amostras serão os mesmos descritos no item 4.4.1.. Após a quantificação das colônias idênticas a Xep (colônias amareladas e com aspectos mucosos), os dados serão transformados em UFC.g de tecido vegetal⁻¹. Assim como nos plaqueamentos das amostras de solo,

suspensões bacterianas dos isolados de Xep também serão utilizadas como controle positivo.

Após a finalização dos experimentos foi realizado o PCR para a confirmação dos resultados encontrados. Os primers utilizados foram BS-XpF e BS-XpR, com um ciclo no termociclador de 5 min a 95° C, seguido por 30 ciclos de 30 segundos a 95° C, 30 segundos a 56° C e 1 minuto a 72° C, finalizando com 5 minutos a 72° C.

3.4.3. Determinação da umidade de solo e coleta de dados climáticos

A umidade das amostras de solo, de cada período de amostragem, foi determinada em balança determinadora de umidade, fabricada por Marte Científica, Sapucaí, MG. Os dados climáticos (temperaturas máxima, média e mínima e precipitação) ocorridos durante todos os experimentos foram obtidos de uma estação meteorológica localizada a aproximadamente 700 m da área experimental.

3.5. Análise dos dados

Os dados gerados nos experimentos referiram-se ao período médio de sobrevivência de Xep e à área abaixo da curva (AAC), obtidos para cada espécie vegetal avaliada na filosfera e na rizosfera. O período médio de sobrevivência foi determinado com base no tempo máximo em que a bactéria foi recuperada nas avaliações realizadas a cada sete dias, considerando o término quando não houve recuperação por dois períodos consecutivos. Já a AAC foi calculada aplicando o método do trapézio sobre os valores de unidades formadoras de

colônia ($\text{UFC} \cdot \text{g}^{-1}$) registrados ao longo do tempo, permitindo quantificar a dinâmica populacional da bactéria durante os experimentos.

Os resultados obtidos foram organizados em tabelas descritivas, apresentando e comparando os valores médios entre as espécies e entre os nichos avaliados. As interpretações foram feitas com base nas diferenças observadas nos valores médios, identificando as espécies que apresentaram maior ou menor capacidade de manter populações de Xep, mesmo na ausência de análises estatísticas formais. Esse enfoque permitiu compreender os padrões de sobrevivência do patógeno sob diferentes contextos agrícolas e ambientais.

4. RESULTADOS

4.1. Sobrevivência de *X. euvesicatoria* pv. *perforans* em solo

O experimento 1 foi realizado em B.O.D., com temperatura controlada de 25°C, sem fotoperíodo. O experimento 2 foi conduzido sob condições de bancada do laboratório, com temperatura mínima média de 27,9 °C e temperatura máxima média de 30,8°C.

Nos cinco experimentos, foi possível recuperar a bactéria apenas no dia da instalação. Portanto, os períodos de sobrevivência de Xep nos experimentos foram inferiores a sete dias.

As médias dos dados diários das temperaturas e da precipitação do período dos experimentos estão na Tabela 2.

Tabela 2. Média dos dados climáticos ocorridas durante a execução dos experimentos 3,4 e 5: temperatura mínima, média, máxima e precipitação.

Experimento	Temperatura (°C)			Precipitação (mm)
	Mínima	Máxima	Média	
Experimento 3	21,3	31,3	25,35	34
Experimento 4	20	34,7	26,8	71,9
Experimento 5	18,85	31,6	25,25	2,4

Para os experimentos 6 e 7, utilizando apenas um dos solos e seis isolados bacterianos diferentes, pode ser observado uma maior sobrevivência dos isolados em um dos experimentos. O isolado padrão, que estava sendo utilizado nos demais experimentos, no experimento 6 passou a sobreviver por um período de 21 dias, enquanto os isolados Xp 418 e Xp 451, sobreviveram por 64 e 70 dias, respectivamente. No experimento 7, todos os isolados foram

recuperados apenas no dia da instalação. Os resultados obtidos estão apresentados na Tabela 3 e os dados climáticos obtidos nos períodos está na Tabela 4, abaixo.

Tabela 3. Período de sobrevivência de *X. euvesicatoria* pv. *perforans* em solo e área abaixo da curva de densidade populacional.

Isolado	Experimento 6		Experimento 7	
	Período	AAC	Período	AAC
315	21	20,11	0	14,48
370	21	18,36	0	13,95
418	64	31,44	0	12,82
442	14	19,87	0	14,12
451	70	24,21	0	13,39
3155	21	23,10	0	13,51

Tabela 4. Média dos dados climáticos ocorridas durante a execução dos experimentos 6 e 7: temperatura mínima, média, máxima e precipitação.

Experimento	Temperatura (°C)			Precipitação (mm)
	Mínima	Máxima	Média	
Experimento 6	15,1	30,05	21,6	46,7
Experimento 7	20,4	30,75	24	153,3

4.2. Sobrevivência de *X. euvesicatoria* pv. *perforans* em plantas daninhas

Os resultados dos períodos de sobrevivência em filosfera de plantas daninhas, indicam um período maior de sobrevivência em Maria pretinha e Capim amargoso com 42 dias de sobrevivência no experimento 8 e Buva e caruru da mancha, com 35 dias de sobrevivência no experimento 10. Em ambos

os experimentos, a bactéria sobreviveu por 49 dias no tomate, apresentando sintomas a partir do 21º dia. Os períodos populacionais e a área abaixo da curva dos experimentos estão demonstrada nas Tabelas 5 .

Tabela 5. Período de sobrevivência de *X. euvesicatoria* pv. *perforans* na filosfera de plantas daninhas e área abaixo da curva de densidade populacional do isolado Xp 3155.

Espécie	Experimento 8		Experimento 10	
	Período	AAC	Período	AAC
Amendoim Bravo	42	163,93	14	74,49
Beldroega	28	82,26	14	54,086
Buva	21	82,04	35	81,228
Capim Amargoso	21	101,44	28	80,753
Capim Carrapicho	7	140,95	14	31,515
Capim pé de Galinha	21	86,54	0	-
Caruru da mancha	21	77,31	35	84,571
Corda de viola	14	36,84	7	31,042
Joá de Capote	28	130,05	14	62,714
Maria pretinha	42	179,62	7	37,092
Picão Branco	28	41,29	7	32,569
Picão Preto	7	36,84	28	33,946
Poaia Branca	35	109,91	14	69,974
Tiririca	14	37,45	7	34,089
Tomate	49	256,07	49	297,71

* O tomate apresentou sintomas nos dois experimentos com 21 dias.

Na rizosfera de plantas daninhas, a sobrevivência foi, de maneira geral, baixa, com períodos de sobrevivência não ultrapassando 14 dias em capim amargoso no experimento 9 e maria pretinha e poaia branca no experimento 11.

Apenas no experimento 11, o amendoim bravo sobreviveu por 42 dias. Conforme apresentado na Tabela 6, abaixo.

Tabela 6. Período de sobrevivência de *X. euvesicatoria* pv. *perforans* na rizosfera de plantas daninhas e área abaixo da curva de densidade populacional do isolado Xp 3155.

Espécie	Experimento 9		Experimento 11	
	Período	AAC	Período	AAC
Amendoim Bravo	0	-	42	73,868
Beldroega	7	19,108	0	-
Buva	0	-	0	-
Capim Amargoso	14	34,889	7	17,297
Capim Carrapicho	0	-	0	-
Capim pé de Galinha	7	11,952	0	-
Caruru da mancha	0	-	7	15,595
Corda de viola	7	17,565	0	-
Joá de Capote	7	25,358	0	-
Maria pretinha	7	14,319	14	32,248
Picão Branco	0	-	0	-
Picão Preto	0	-	0	-
Poaia Branca	0	-	14	36,714
Tiririca	7	26,001	0	-
Tomate	14	38,739	7	19,105
C-	0	-	0	-

Os dados climáticos dos experimentos com plantas daninhas estão na tabela 7, abaixo.

Tabela 7. Média dos dados climáticos ocorridas durante a execução dos experimentos com plantas daninhas: temperatura mínima, média, máxima e precipitação.

Experimento	Temperatura (°C)			Precipitação (mm)
	Mínima	Máxima	Média	
Experimento 8 e 9	20,3	31,6	24,75	502,5
Experimento 10 e 11	20	32,5	25,5	153,3

5. DISCUSSÃO

Os resultados obtidos nos cinco primeiros experimentos de solo, nos quais a sobrevivência de Xep foi inferior a sete dias, corroboram os achados de Silva (2015), Oliveira (2021) e Silva Júnior (2022). Não houve contagem bacteriana já na primeira avaliação (7 dias), o que também impossibilitou verificar se houve alguma influência das características físico-químicas dos solos utilizados na sobrevivência da espécie, como apontado nos trabalhos de Jones (1986), Silva Júnior (2012), Oliveira (2021) e Nascimento (2022).

Porém, ao analisar os experimentos 6 e 7, conduzidos com diferentes isolados bacterianos em um mesmo tipo de solo, foi possível observar uma variabilidade intraespecífica que pode influenciar os períodos de sobrevivência. No experimento 6, houve maior sobrevivência de todos os isolados, inclusive do isolado padrão de Xep, que até então sobrevivia por menos de sete dias e passou a sobreviver por 21 dias. O isolado 451 apresentou o maior período de sobrevivência, permanecendo viável por mais de 70 dias, ainda sendo recuperado na última avaliação do experimento.

Tais resultados não corroboram os obtidos em outros estudos conduzidos em condições de campo. Os dados mais próximos foram os observados em experimentos com solos esterilizados, como no trabalho de Mwebaze (2006), no qual a bactéria *X. campestris* pv. *musacearum* sobreviveu por até 90 dias.

A maior sobrevivência observada no experimento 6 pode ser atribuída às condições climáticas durante o período experimental, caracterizado por baixa umidade do ar e umidade do solo que chegou a valores próximos de 2%. Essas

condições podem ter reduzido a atividade microbiológica do solo, diminuindo a competição microbiana e a atuação de agentes antagonistas, o que favoreceria a manutenção da população bacteriana.

No experimento 7, conduzido sob condições ambientais mais amenas e com maiores volumes de precipitação, os resultados foram semelhantes aos dos experimentos 1 a 5, com baixa sobrevivência de Xep. No entanto, esse resultado contraria os dados de Silva (2013) e Subedi (2023), que relataram maior sobrevivência da bactéria em períodos com maior umidade e após chuvas intensas.

Nos experimentos com plantas daninhas, observou-se que Xep sobreviveu por mais tempo na filosfera do que na rizosfera, o que está de acordo com o comportamento típico das bactérias do gênero *Xanthomonas*, que infectam preferencialmente órgãos aéreos das plantas (Amorim, 2011).

Na filosfera, a sobrevivência de Xep chegou a 42 dias em *Euphorbia heterophylla* e *Solanum americanum*, pertencentes às famílias Euphorbiaceae e Solanaceae, respectivamente. Esses resultados são semelhantes aos relatados por Silva (2020), em que a bactéria sobreviveu por 42 dias nessas mesmas famílias botânicas. Além disso, os dados estão de acordo com os estudos de Araújo (2015), que identificou *E. heterophylla* e *S. americanum* como hospedeiras alternativas, com presença de sintomas 15 dias após a inoculação. O mesmo foi observado por Jones (1986), em estudos com *S. americanum*.

Ao comparar os dois experimentos de filosfera, no experimento 8 a bactéria sobreviveu por um período maior, o que pode ser relacionado ao volume elevado de chuvas registrado nesse período. Esse comportamento também foi

observado por Allard *et al.* (2020), que justificam esse efeito por alterações no perfil microbiano da superfície foliar.

Na rizosfera, de modo geral, a sobrevivência foi inferior à observada na filosfera. Em ambos os experimentos, Xep não sobreviveu por mais de 14 dias, corroborando os estudos de Silva (2017) e Nascimento (2021), nos quais não foi observada sobrevivência da bactéria por mais de 28 e 21 dias, respectivamente, na rizosfera. A única exceção no presente estudo foi o amendoim-bravo (*E. heterophylla*), que no experimento 11 apresentou sobrevivência de até 42 dias.

6. CONCLUSÃO

Os resultados obtidos demonstraram que tanto o solo quanto as plantas daninhas desempenham papel importante na sobrevivência de Xep entre os ciclos de cultivo do tomateiro.

Em relação ao solo, embora a sobrevivência da bactéria tenha sido geralmente baixa, os dados demonstraram que em determinadas condições ambientais e dependendo do isolado presente, o inóculo pode ser mantido por mais de 70 dias. Esse achado reforça que o solo não pode ser descartado como fonte potencial de reinfecção, especialmente em áreas com histórico da doença. Dessa forma, não é recomendado o pousio de áreas previamente afetadas por Xep sem manejo fitossanitário adequado.

As plantas daninhas também se mostraram nichos relevantes de sobrevivência, inclusive na ausência de sintomas visíveis. Espécies como *Euphorbia heterophylla*, *Solanum americanum*, *Richardia brasiliensis*, *Conyza bonariensis* e *Amaranthus viridis* permitiram a sobrevivência da bactéria por períodos prolongados, o que evidencia sua importância como fontes alternativas de inóculo. Esse resultado destaca a necessidade de um controle rigoroso das plantas daninhas durante e após o cultivo, especialmente daquelas que favorecem a persistência de Xep.

O presente estudo contribui com informações fundamentais para o entendimento da ecologia de sobrevivência de Xep e apresenta implicações práticas para o manejo da mancha bacteriana do tomateiro, sobretudo na entressafra. A remoção de restos culturais, a eliminação de tigueras e plantas

espontâneas e a rotação com culturas não hospedeiras devem ser mantidas como estratégias essenciais para reduzir o risco de epidemias futuras.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABRAHAMIAN, P. *et al.* Epidemiology, diversity, and management of bacterial spot of tomato caused by *Xanthomonas perforans*. **Applied microbiology and biotechnology**, v. 105, n. 16, p. 6143-6158, 2021.

AMORIM, L. *et al.* Manual de fitopatologia: princípios e conceitos. 4. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2011. v. 1.

AN, S. *et al.* Mechanistic insights into host adaptation, virulence and epidemiology of the phytopathogen *Xanthomonas*. **FEMS microbiology reviews**, v. 44, n. 1, p. 1-32, 2020.

ARAÚJO, E. R. *et al.* *Xanthomonas perforans* and *X. gardneri* associated with bacterial leaf spot on weeds in Brazilian tomato fields. **European Journal of Plant Pathology**, v. 143, p. 543–548, 2015.

BISSACOTTI, A. P.; LONDERO, P. M. G.; COSTABEBER, I. H. Tomate: botânica, produção, composição nutricional e benefícios à saúde. **Cadernos de Ciência & Tecnologia**, v. 38, n. 2, p. 26643, 2021.

BRASIL. FAO destaca a importância da agroecologia para o futuro da alimentação e agricultura no Brasil. 2022. Disponível em: <https://www.fao.org/brasil/noticias/detail-events/fr/c/1508041/>. Acesso em: 01 abr. 2025.

BRITO JUNIOR, F. P. Produção de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) reutilizando substratos sob cultivo protegido no município de Iranduba-AM. 2012.

EMBRAPA. Cultivares ornamentais de tomate. 2025. Disponível em: <https://www.embrapa.br/agencia-de-informacao-tecnologica/cultivos/tomate/pre-producao/caracteristicas/cultivares/ornamentais>. Acesso em: 26 mar. 2025.

EPPO. *Xanthomonas euvesicatoria* pv. *perforans* (XANTPF). **EPPO Global Database**, 2025. Disponível em: <https://gd.eppo.int/taxon/XANTPF>. Acesso em: 3 maio 2025.

FAO. O tomate e suas origens. **FAO Brasil**, 2025. Disponível em: <https://www.fao.org/brasil/noticias/detailevents/es/c/1508041/>. Acesso em: 20 fev. 2025.

FAO. FAOSTAT: Crops and Livestock Products. 2023. Disponível em: <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL>. Acesso em: 2 abr. 2025.

FERREIRA, M. C. C. *Cultivo de tomate em horta urbana*. 2021.

GARDNER, M. W.; KENDRICK, J. B. Bacterial spot of tomato and pepper. **Phytopathology**, v. 13, n. 7, p. 307–315, 1923.

IBGE – INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Produção agropecuária: Tomate – Goiás. 2023. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/explica/producao-agropecuaria/tomate/go>. Acesso em: 2 abr. 2025.

JONES, J. B. *et al.* Survival of *Xanthomonas campestris* pv. *vesicatoria* in Florida on tomato crop residue, weeds, seeds, and volunteer tomato plants. **Phytopathology**, v. 76, n. 4, p. 430-434, 1986.

JONES, A. L. *et al.* Systematic analysis of xanthomonads (*Xanthomonas* spp.) associated with pepper and tomato lesions. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 50, p. 1211–1219, 2000.

JONES, J. B. *et al.* Diversity among xanthomonads pathogenic on pepper and tomato. **Annual Review of Phytopathology**, v. 36, p. 41–58, 1998.

LOPES, C. A.; QUEZADO-SOARES, A. M. Doenças bacterianas das hortaliças: diagnose e controle. Brasília: **Embrapa Hortaliças**, 1997. 70 p.

LOPES, C. A.; REIS, A. Doenças do tomateiro cultivado em ambiente protegido. 2011.

LOPES, C. A.; REIS, A.; ÁVILA, A. C. Principais doenças do tomate para mesa causadas por fungos, bactérias e vírus. 2003.

LONGHI, T. V. *et al.* Survival of *Xanthomonas vasicola* pv. *vasculorum* in Soil and in Corn Crop Residues under the Humid Subtropical Climate of Southern Brazil. **Life**, v. 14, n. 7, p. 825, 2024.

MATES, A. P. K. *et al.* Mecanismos de controle da mancha bacteriana do tomateiro exercidos por rizobactérias. 2017.

MONTEIRO, L. C. P. ***Diversidade microbiana na rizosfera de plantas em competição***. 2016.

NASCIMENTO, D. M. *et al.* Survival of *Xanthomonas phaseoli* pv. *phaseoli* in the soil and the phyllosphere and rhizosphere of crops and weeds. **Plant and Soil**, p. 1-17, 2024.

ROBINSON, J. N.; CALLOW, J. A. Multiplication and spread of pathovars of *Xanthomonas campestris* in host and non-host plants. **Plant pathology**, v. 35, n. 2, p. 169-177, 1986.

OCIMATI, W. *et al.* Risks posed by intercrops and weeds as alternative hosts to *Xanthomonas campestris* pv. *musacearum* in banana fields. **Frontiers in plant science**, v. 9, p. 1471, 2018.

OLIVEIRA, L. R. *Sobrevivência de Xanthomonas phaseoli pv. phaseoli em solos e plantas cultivadas*. 2021.

OSDAGHI, E. *et al.* A centenary for bacterial spot of tomato and pepper. **Molecular Plant Pathology**, v. 22, n. 12, p. 1500, 2021.

QUEZADO-DUVAL, A. M.; LOPES, C. A. Mancha-bacteriana: uma atualização para o sistema de produção integrada de tomate indústria. 2010.

SANTOS, L. V. S. *et al.* Weeds as alternate hosts of *Xanthomonas euvesicatoria* pv. *euvesicatoria* and *X. campestris* pv. *campestris* in vegetable-growing fields in the state of Pernambuco, Brazil. **Tropical Plant Pathology**, v. 45, p. 484–492, 2020.

SILVA, F. A. M. *et al.* Exsudação de ácidos orgânicos em rizosfera de plantas daninhas. **Planta Daninha**, v. 19, p. 193-196, 2001.

SILVA, J. C. Sobrevivência de *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* no solo, no filoplano e na rizosfera de plantas daninhas. 2015.

SILVA, J. C. Nichos de sobrevivência e disseminação de *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*, agente causal da podridão negra das brássicas. 2020.

SILVA, J. C. *et al.* Survival of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in the phyllosphere and rhizosphere of crops. **Plant and Soil**, v. 462, p. 389-403, 2021.

SILVA, E. *et al.* Manejo sustentável da mancha bacteriana do tomateiro na safra 2019. 2022.

SILVA JÚNIOR, T. A. F. *et al.* Survival of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* associated with soil and cauliflower crop debris under Brazilian conditions. **European Journal of Plant Pathology**, v. 156, p. 399-411, 2020.

STROMBERG, K. D.; KINKEL, L. L.; LEONARD, K. J. Relationship between phyllosphere population sizes of *Xanthomonas translucens* pv. *translucens* and bacterial leaf streak severity on wheat seedlings. **Phytopathology**, v. 89, n. 2, p. 131-135, 1999.

SUBEDI, Aastha *et al.* Exploring diversity of bacterial spot associated *Xanthomonas* population of pepper in Southwest Florida. **Plant Disease**, v. 107, n. 10, p. 2978-2985, 2023.

SULLEY, S; BABADOOST, M.; HIND, S. R. Biocontrol agents from cucurbit plants infected with *Xanthomonas cucurbitae* for managing bacterial spot of pumpkin. **Biological Control**, v. 163, p. 104757, 2021.

VALARINI, P. J.; SPADOTTO, C. A. Identification of survival niches of phytopathogens in irrigated agriculture of Guaíra, São Paulo state. 1995.