



**UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA**  
**INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS**  
**DEPARTAMENTO DE FITOPATOLOGIA**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOPATOLOGIA**

**QUALIDADE DE MUDAS DE TOMATEIRO COMO UM  
COMPONENTE PARA O MANEJO DA BEGOMOVIROSE**

**CRISTIANO DA SILVA RODRIGUES**

**BRASÍLIA – DF**

**2021**

**CRISTIANO DA SILVA RODRIGUES**

**QUALIDADE DE MUDAS DE TOMATEIRO COMO UM  
COMPONENTE PARA O MANEJO DA BEGOMOVIROSE**

Tese apresentada à Universidade de Brasília  
como requisito parcial para a obtenção do título  
de Doutor em Fitopatologia pelo Programa de  
Pós-graduação em Fitopatologia.

**Orientadora**

Dra. Alice Kazuko Inoue Nagata

**BRASÍLIA – DF**

**2021**

## **FICHA CATALOGRÁFICA**

RODRIGUES, Cristiano da Silva.

Qualidade de mudas de tomateiro como um componente para o manejo da begomovirose.

Brasília, 2021.

105 p.: il.

Tese de Doutorado - Universidade de Brasília. Programa de Pós-graduação em Fitopatologia. Departamento de Fitopatologia.

1. Qualidade de mudas

3. *Tomato severe rugose virus*

2. Tomate

4. Manejo de begomovirose

II. PPG/FIT/UnB.

III. Qualidade de mudas de tomateiro como um componente para o manejo da begomovirose

## **REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA**

Rodrigues, C. S. (2021). Qualidade de mudas de tomateiro como um componente para o manejo da begomovirose. Tese de Doutorado em Fitopatologia, Departamento de Fitopatologia, Universidade de Brasília, Brasília, DF, 105p.

## **CESSÃO DE DIREITOS**

NOME DO AUTOR: Cristiano da Silva Rodrigues

TÍTULO DA TESE DE DOUTORADO: Qualidade de mudas de tomateiro como um componente para o manejo da begomovirose.

GRAU: DOUTOR

ANO: 2021

É concedida à Universidade de Brasília permissão para reproduzir cópias desta tese de doutorado e para emprestar ou vender tais cópias somente para propósitos acadêmicos e científicos. Ao autor reservam-se os outros direitos de publicação e nenhuma parte desta tese pode ser reproduzida sem a autorização por escrito do autor.

Aos meus avós José Domingues da Silva (Seu Zé) e Maria Barbosa da Silva (Dona Roxa) *in memoriam* pelos ensinamentos e o incentivo a prosseguir sempre com fé e perseverança.

Dedico.

## AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Deus, por todas as graças concedidas até aqui e todas as que ainda virão. Sem fé e perseverança estamos à mercê do destino, mas com estas nosso destino pode ser moldado.

Agradeço a minha querida orientadora Dra. Alice Kazuko Inoue Nagata pela oportunidade de desenvolver um trabalho que gosto e por ter me acolhido com paciência e cuidado. Os seus ensinamentos foram valiosos, principalmente pelo exemplo de motivação e otimismo constantes. Sua dedicação e competência me inspiram!

Agradeço ao pesquisador Carlos Francisco Ragassi pelas contribuições e apoio no desenvolvimento deste trabalho, sua chegada agregou muito a equipe e sem ele talvez não tivéssemos alcançado muitos dos resultados apresentados aqui. Aproveito aqui para agradecer também aos outros pesquisadores da Embrapa Hortaliças com quem pude ter um convívio e absorver experiências. Bem como todos os funcionários com os quais tive a oportunidade de conviver, em especial a José Luiz Pereira (Mineirinho) por ter acompanhado e apoiado tão de perto este trabalho.

Aos membros do laboratório de Virologia Vegetal da Embrapa-CNPq, com os quais compartilhei alguns anos de trabalho, agradeço o bom convívio e a troca de aprendizados. Meu muito obrigado a todos os funcionários, sempre atentos e dispostos a ajudar. Em especial quero agradecer a Lúcio Flávio Barbosa pela paciência, os ensinamentos e a amizade.

Foram muitos colegas de bancada no laboratório da Embrapa Hortaliças durante este percurso, agradeço a todos pelas contribuições, amizade e ótimo convívio. O apoio de vocês foi essencial na realização deste trabalho.

A todos os colegas do Departamento de Fitopatologia da UnB agradeço o bom convívio e as trocas de conhecimento, foram bons e difíceis momentos que compartilhamos. Em uma jornada tão longa como o doutorado, acabamos por nos apoiar uns aos outros para alcançarmos de forma mais leve e satisfatória o objetivo final. Com vocês pude aproveitar o caminho, obrigado.

Aos meus familiares que sempre acreditaram no meu sonho e compreenderam os muitos momentos em que estive ausente, meu muito obrigado. Em especial a minha irmã Crismara Rodrigues, a minha madrinha Evande Barbosa e minha Tia Quira pelo imenso amor e carinho.

Aos meus pais, Ana Maria e Manoel Antônio, por serem sempre exemplo e apoio na minha vida. Muito obrigado pela confiança, incentivo e amor que ficou muito maior durante esta minha longa jornada. Aos senhores, devo tudo o que sou hoje.

A todos os amigos com quem compartilhei os mais diversos momentos. Agradeço por sempre torcerem e acreditarem no meu sucesso. Em especial aos amigos com quem mesmo distantes consegui cultivar a amizade e apoio mútuo, Charles Barbosa, Daiane Soares, Éden Felipe, Eliane Almeida, Jessiara Menezes, Mariana de Jesus, Lú Sato e Nelson Sato, Yulle Guterres e aos amigos com quem pude estar mais próximo como Bruno Guedes, João Gilberto, Marcos Vinicius, Mazé Guedes, Ricardo Freitas, Samuel Barros e Thiago Marques, entre outros. Meu muito obrigado a todos!

A bancada baiana de barreiras na UnB, muito obrigado. Em especial à Bianca, Camila, Carina e Débora pela amizade sincera e por estarem sempre presentes. Compartilhar esta vivência com vocês reforçou a certeza do caminho que sigo.

Muito obrigado a todos os funcionários e professores do Departamento de Pós-Graduação em Fitopatologia da UnB, por dividirem experiências e conhecimentos tão preciosos. Especialmente aos professores Adalberto Café Filho, Cláudio Lúcio, Cleber Furlanetto, Danilo Pinho, Juvenil Cares, José Carmine Dianese, Marisa Ferreira, Maurício Rossato, Renato Resende, Rita Carvalho, Robert Miller e Tatsuya Nagata por terem estado mais próximos em alguns momentos desta jornada.

Agradeço especialmente aos membros componentes da banca examinadora, Dr. Armando Bergamin Filho, Dra. Mônica Alves de Macedo, Dra. Rita de Cássia Pereira Carvalho e Dr. Juvenil Enrique Cares, por aceitarem participar da avaliação deste trabalho e por suas contribuições.

Aos senhores Renato Sorgatto e Mauricio Bakalarczyk expresse minha gratidão por terem permitido a condução dos ensaios de campo na fazenda Agropecuária Sorgatto.

À Embrapa Hortaliças pelo excelente espaço e infraestrutura disponibilizados para o desenvolvimento do trabalho.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa.

Trabalho realizado junto ao Departamento de Fitopatologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade de Brasília, sob orientação da Dra. **Alice Kazuko Inoue Nagata**, com apoio institucional e financeiro do Centro Nacional de Pesquisa de Hortaliças (Embrapa Hortaliças), Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e Universidade de Brasília (UnB).

**QUALIDADE DE MUDAS DE TOMATEIRO COMO UM COMPONENTE PARA O  
MANEJO DA BEGOMOVIROSE**

**CRISTIANO DA SILVA RODRIGUES**

Tese defendida e aprovada em **16/07/2021**

BANCA EXAMINADORA

Examinadores:

---

**Dra. Rita de Cássia Pereira Carvalho**

Universidade de Brasília - UnB

(Examinador Interno)

---

**Dr. Armando Bergamin Filho**

Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” – ESALQ

(Examinador Externo)

---

**Dra. Mônica Alves de Macedo**

Instituto Federal de Brasília - IFB

(Examinador Externo)

Suplente:

---

**Dr. Juvenil Enrique Cares**

Universidade de Brasília – UnB

Orientadora:

---

**Dra. Alice Kazuko Inoue Nagata**

Embrapa Hortaliças - CNPH

(Presidente)

BRASÍLIA – DF

2021

## SUMÁRIO

<b>LISTA DE TABELAS.....</b>	<b>ix</b>
<b>LISTA DE FIGURAS .....</b>	<b>x</b>
<b>RESUMO GERAL .....</b>	<b>xii</b>
<b>GENERAL ABSTRACT .....</b>	<b>xiv</b>
<b>INTRODUÇÃO GERAL.....</b>	<b>1</b>
<b>OBJETIVO GERAL .....</b>	<b>2</b>
Objetivos Específicos .....	2
<b>1    CAPÍTULO I Revisão de Literatura.....</b>	<b>4</b>
1.1    O TOMATEIRO.....	5
1.2    OS BEGOMOVÍRUS.....	8
1.3    A MOSCA-BRANCA ( <i>Bemisia tabaci</i> ).....	12
1.4    RESISTÊNCIA A BEGOMOVÍRUS .....	14
1.5    REFERÊNCIAS .....	18
<b>2    CAPÍTULO II - Qualidade das mudas de tomateiro industrial em diferentes idades de semeadura e produzidas em bandejas com distintos volumes de células.....</b>	<b>30</b>
RESUMO .....	31
ABSTRACT.....	32
2.1    INTRODUÇÃO.....	33
2.2    MATERIAL E MÉTODOS.....	35
2.2.1    Produção das mudas .....	35
2.2.2    Parâmetros de desenvolvimento das mudas .....	36
2.2.3    Análise da qualidade das mudas.....	36
2.2.4    Análise estatística.....	37
2.3    RESULTADOS .....	37
2.3.1    Variação morfológica das mudas em função do volume de células e idade das mudas .....	37
2.3.2    Efeito do volume de células e idade das mudas sobre parâmetros de qualidade.....	40
2.4    DISCUSSÃO.....	43
2.5    CONCLUSÕES .....	47
2.6    REFERÊNCIAS .....	49
<b>3    CAPÍTULO III - Effect of begomovirus infection, transplant tray types, and transplant ages on tomato production.....</b>	<b>58</b>
ABSTRACT.....	59
3.1    INTRODUCTION.....	59
3.2    MATERIALS AND METHODS .....	60



3.2.1	Transplant production .....	60
3.2.2	Virus inoculation .....	61
3.2.3	Field trials.....	61
3.2.4	Analyses of morphological parameters .....	62
3.2.5	Virus infection analyses .....	62
3.2.6	Fruit analyses.....	62
3.2.7	Statistical analyses.....	63
3.3	RESULTS.....	63
3.3.1	Survival rate of transplants according to age, tray type, and infection with ToSRV .....	63
3.3.2	ToSRV incidence in plants inoculated at different ages and produced in different trays .....	64
3.3.3	Development of tomato plants with different transplant ages and produced in different trays .....	64
3.3.4	Productivity of tomatoes planted at different ages and trays and inoculated with ToSRV .....	66
3.4	DISCUSSION.....	67
3.5	HIGHLIGHTS .....	70
3.6	REFERENCES .....	71
	<b>CONCLUSÕES GERAIS DA TESE .....</b>	<b>89</b>

## LISTA DE TABELAS

### Capítulo II. Qualidade das mudas de tomateiro industrial em diferentes idades de semeadura e produzidas em bandejas com distintos volumes de células

<b>Tabela suplementar 1.</b> Parâmetros de desenvolvimento utilizados para comparação entre os estádios de desenvolvimento para qualidade de mudas de tomateiro H-9553 em cinco idades (20, 30, 40, 50 e 60 DAS) e três bandejas (400, 162 e 72 células) nos anos de 2018 e 2019.....	56
<b>Tabela suplementar 2.</b> Parâmetros de crescimento para avaliação da qualidade de mudas de tomateiro H-9553 em cinco idades (20, 30, 40, 50 e 60 DAS) e três bandejas (400, 162 e 72 células) nos anos de 2018 e 2019. ....	57

### Capítulo III. Effect of begomovirus infection, transplant tray types, and transplant ages on tomato production

<b>Table 1.</b> Morphological parameters (number of leaves, inflorescences, and stems) evaluated in tomato plants in 2019 and 2020, using transplants with different ages, produced in two tray types and inoculated with the begomovirus tomato severe rugose virus. ....	76
<b>Table 2.</b> Fruit production (number and weight) by tomato plants in 2019 and 2020, using transplants with different ages, produced in two tray types and inoculated with the begomovirus tomato severe rugose virus. ....	77
<b>Table 3.</b> Production of mature fruits by tomato plants in 2019 and 2020, using transplants with different ages, produced in two tray types and inoculated with the begomovirus tomato severe rugose virus. ....	78
<b>Table 4.</b> Effects of the begomovirus tomato severe rugose virus infection on tomato paste properties. ....	778
<b>Supplementary Table 1.</b> Survival rate of tomato plants using transplants with different ages and produced in trays with two cell sizes, inoculated with the begomovirus ToSRV. ....	84
<b>Supplementary Table 2.</b> Infection rate (%) of tomato plants by the begomovirus ToSRV when transplants were inoculated at different ages and produced in two types of trays. ....	85
<b>Supplementary Table 3.</b> Proportion of tomato fruit types harvested from plants derived from transplants with different ages, produced in two tray types, and inoculated with the begomovirus ToSRV. ....	87
<b>Supplementary Table 4.</b> Effects of transplant age and tray type and infection by begomovirus ToSRV on tomato paste properties.....	88

## LISTA DE FIGURAS

### Capítulo II. Qualidade das mudas de tomateiro industrial em diferentes idades de semeadura e produzidas em bandejas com distintos volumes de células

- Figura 1.** Número médio de folhas verdadeiras e número de inflorescências por muda de tomateiro H-9553 em diferentes idades cronológicas após a semeadura (20, 30, 40, 50, 60 dias), produzidas em três bandejas (72, 162 e 400 células) no ano de 2018 (A) e 2019 (B). NF-400 representa o número médio de folhas das mudas nas cinco idades dentro da bandeja de 400 células, NF-162 na bandeja de 162 células e NF-72 na bandeja de 72 células. NI-400 representa o número de inflorescências nas cinco idades na bandeja de 400 células, e assim sucessivamente para as bandejas de 162 e 72 células. A barra de desvio padrão é apresentada com erro de 5% nas médias. .... 52
- Figura 2.** Altura e diâmetro do coleto das mudas de tomateiro H-9553 em diferentes idades cronológicas após a semeadura, produzidas em diferentes recipientes (bandejas de 72, 162 e 400 células) nos anos de 2018 (A) e 2019 (B). Alt-400 representa a altura das plantas na bandeja de 400 células, Diam-400 representa o diâmetro do coleto das mudas na bandeja de 400, Alt-162 e Dim-162 representam altura e diâmetro das mudas na bandeja de 162 células e Alt-72 e Diam-72 altura e diâmetro das mudas na bandeja de 72 células. A barra de desvio padrão é apresentada com erro de 5% nas médias. .... 53
- Figura 3.** Valores médios da massa seca total (barras) das mudas de tomateiro H-9553 e a determinação da estimativa de radiação verde refletida em SPAD (linhas) nas folhas das mudas em diferentes idades cronológicas após a semeadura, produzidas em diferentes recipientes (bandejas de 72, 162 e 400 células) nos anos de 2018 (A) e 2019 (B). A barra de desvio padrão é apresentada com erro de 5% nas médias. .... 54
- Figura 4.** Média dos valores do Índice de Qualidade de Dickson para as mudas de tomateiro H-9553 em diferentes idades cronológicas após a semeadura e produzidas em três diferentes bandejas (72, 162 e 400 células) nos anos de 2018 (A) e 2019 (B). A barra de desvio padrão é apresentada com erro de 5% nas médias. .... 55

### Capítulo III. Effect of begomovirus infection, transplant tray types, and transplant ages on tomato production

- Figure 1.** Survival rate of tomato plants in the field at ~30 days after transplanting (DAT) using transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding (X-axis), produced in two types of trays (SC with 11.5 cm<sup>3</sup> cell volume, and LC with 50.0 cm<sup>3</sup>), inoculated with the begomovirus tomato severe rugose virus (ToSRV) by whiteflies (WFV) and non-inoculated controls (NWF). Field trials were conducted in 2019 and 2020. Survival rates showed a significant difference in the interaction of trays and transplant ages ( $p < 0.2\%$ ). .... 79
- Figure 2.** Infection rate of tomato plants after inoculation of the begomovirus tomato severe rugose virus (ToSRV) by whiteflies in transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding (X-axis), measured in 2019 (white bars) and 2020 (gray bars) at 63 and 65 days after inoculation, respectively. \*\* Significant at  $p < 0.01$ . ns – non-significant differences. .... 80
- Figure 3.** Comparison of leaf numbers in tomato plants from transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding (X-axis), in 2019 and in 2020, counted 9 and 7 days before transplanting (white bars), and 36 and 41 days after transplanting (gray bars),

respectively. Means were compared by ANOVA ( $p < 0.05\%$ ) within each group and year. .... 81

**Figure 4.** Yield and proportion of tomato fruit types harvested from plants derived from transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding (X-axis). Fruits were harvested from plants inoculated by whiteflies with the begomovirus ToSRV (b, d), and from non-infected plants (a, c), in field trials conducted in 2019 (a, b) and 2020 (c, d). The mean yield per plant for each transplant age is shown above the bars (Kg) and depicted as a gray area (right Y-axis). Proportions (%) of mature (white), sunscald (light gray) and immature (dark gray) fruits are shown as bars (left Y-axis)..... 82

**Supplementary Figure 1.** Illustrative photographs showing different stages of the trials. Tomato transplants were produced in trays with small cells (a, 11.5 cm<sup>3</sup>) or large cells (b, 50.0 cm<sup>3</sup>), and used at ages of 20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding (DAS) (left to right, respectively). c. Transplanting was done in a central pivot-irrigated field for commercial production of processing tomatoes (2020). d-h. ToSRV-infected tomato plants in the field, grown from transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 DAS, respectively. i-m. Non-infected tomato plants in the field, grown from transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 DAS, respectively. .... 83

**Supplementary Figure 2.** Monitoring plant growth in the field by counting the number of leaves, inflorescences, and stems, when using transplants with different ages (20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding: colored lines). Only for the number of leaves, the values are separated into trays with small cells (SC, 11.5 cm<sup>3</sup>) and large cells (LC, 50.0 cm<sup>3</sup>). Means for ToSRV-infected and non-infected plants for each plant age were combined and plotted. 86

## RESUMO GERAL

Rodrigues, Cristiano da Silva. **Qualidade de mudas de tomateiro como um componente para o manejo da begomovirose**. 2021. 105p. Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília, DF.

O cultivo do tomateiro tem grande relevância no Brasil e no Mundo e as buscas por melhorias na produção e qualidade dos frutos são constantes. Estresses bióticos ameaçam a cultura, entre estes as begomoviroses recebem destaque. Os begomovírus estão dispersos por todo o mundo e causam grandes perdas em lavouras de tomateiro. O manejo dessa virose tem como foco o controle do inseto vetor, mosca-branca (*Bemisia tabaci*), e a utilização de cultivares resistentes. Para controlar o vetor, inseticidas e medidas legislativas são utilizadas no Brasil. Quanto ao uso de cultivares resistentes, vários genes de resistência são reconhecidos e alguns utilizados, mas nenhum deles confere imunidade contra os begomovírus. Este fato pode representar um risco à cultura, pois o uso de plantas com moderada resistência pode favorecer o surgimento de variantes virais mais agressivas durante a multiplicação nas plantas. Diante das poucas estratégias de manejo disponíveis, este estudo propõe explorar a resistência relacionada à idade (ARR – “age-related resistance”) em tomateiro como uma possível alternativa de manejo contra begomovírus bipartido. O termo ARR é geralmente cunhado para o ganho de resistência observado em uma planta contra um certo patógeno em determinado estágio de desenvolvimento das plantas. Desta forma, foi realizado um estudo para o entendimento da dispersão da mosca-branca e para o desenvolvimento de uma estratégia para manejo de begomovirose baseado em ARR. A tese está dividida em três capítulos, sendo que o capítulo I apresenta uma revisão de literatura sobre o estado da arte do problema. No capítulo II, foi determinado o padrão de qualidade das mudas de tomateiro produzidas em dois viveiros no Brasil e, assim, indicar novas opções de produção para mudas com maior qualidade. No capítulo III, a partir dos resultados do capítulo II, verificou-se o possível efeito de ARR em tomateiro à infecção pelo begomovírus tomato severe rugose virus (ToSRV) com a avaliação de mudas de tomateiro produzidas em distintas bandejas e idades. Para o ensaio do Capítulo II foram avaliadas cinco idades de mudas em dias após a semeadura (20, 30, 40, 50 e 60 DAS) semeadas em três bandejas (72, 162 e 400 células) com diferentes volumes de célula (respectivamente, 113 cm<sup>3</sup>, 50 cm<sup>3</sup> e 11,5 cm<sup>3</sup> por célula). A determinação da qualidade das mudas foi realizada utilizando os componentes da equação do índice de qualidade de Dickson e uma baixa qualidade no padrão das mudas produzidas de forma tradicional foi verificada. As mudas de melhor qualidade foram aquelas produzidas em maiores volumes de célula nas bandejas, sendo 50 DAS em 2018 e 40 DAS em 2019 aquelas com maior qualidade. Nas bandejas de 162 e 400 células as melhores idades foram 50 DAS em 2018 e 40, 50 e 60 DAS em 2019. A idade de 50 DAS foi proposta como a melhor opção de qualidade para as mudas. Com base no estudo do Capítulo II foram preparadas mudas de tomateiro susceptível a begomovírus com as mesmas idades avaliadas nas bandejas de 400 e 162 células em 2019 e 2020. A inoculação do ToSRV via mosca-branca virulífera (~30 indivíduos por planta) foi realizada nas mudas prontas, tendo como controle negativo, plantas sem inoculação. Este ensaio foi delineado com cinco idades de mudas em dois tipos de bandejas com plantas inoculadas ou não com ToSRV (fatorial 5 x 2 x 2), sendo os tratamentos divididos em quatro blocos com parcelas de 16 plantas em 2019 e 20 plantas em 2020. As avaliações contemplaram o desenvolvimento das plantas, a taxa de infecção das plantas, a produtividade por planta e a qualidade dos frutos. Como resultado, verificou-se que a infecção por ToSRV não afetou o desenvolvimento das plantas em número de folhas, mas reduziu as inflorescências e brotações, no período de avaliação morfológica de ~35 dias. No tratamento idades, houve um efeito no número de folhas inicialmente, mas as plantas tenderam a se igualar aos 30-40 dias após o transplantio. Na taxa de infecção por ToSRV uma redução foi

verificada nas mudas mais velhas, especialmente nas mudas com 40 DAS, confirmando o potencial uso de ARR como uma estratégia de manejo contra begomovírus. O tamanho da bandeja não afetou a taxa de infecção do ToSRV nas idades. A infecção com ToSRV afetou a produtividade das plantas de tomateiro em aproximadamente 45%, reduzindo a quantidade, o peso e a qualidade dos frutos. Os tratamentos idades e bandejas não resultaram em efeitos significativos sobre a produtividade ou qualidade dos frutos. Entretanto, em valores absolutos maiores produtividades foram observadas na idade de 50 DAS. Estes resultados indicam que os produtores de tomate podem se beneficiar com o uso de mudas mais velhas produzidas em bandejas com maior volume de solo, especialmente em áreas com alta incidência de begomovirose. Os resultados demonstram que é válido empreender esforços para avaliar o sistema de mudas de tomateiro para a obtenção de maior qualidade de frutos e produtividade, além da necessidade de uma caracterização mais aprofundada do efeito de ARR.

**Palavras-chave:** ARR; produtividade por tomateiro; qualidade de mudas; *Solanum lycopersicum*; taxa de infecção

**Orientadora:** Alice Kazuko Inoue Nagata – Embrapa Hortaliças

## GENERAL ABSTRACT

Rodrigues, Cristiano da Silva. **Quality of tomato seedlings as one component for begomovirus management.** 2021. 105p. Thesis (Doctor of Philosophy in Phytopathology) – University of Brasília, DF.

Tomato cultivation is of great relevance in Brazil and in the world, and the search for improvements in quality and yield increase is a continuous process. Several biotic stresses threaten the crop, among which begomoviruses are of special concern. Begomoviruses are widespread throughout the world and cause huge losses in tomato crops. Their management strategy focuses on the control of the whitefly (*Bemisia tabaci*) vector and by the use of resistant cultivars. For the vector control, insecticides and legislative measures are used in Brazil. Regarding the use of resistant cultivars, several resistance genes are recognized, and some are used, but none of them confers immunity against begomoviruses. This represents a threat to the crop, as the use of moderately resistant plants may favour the emergence of more aggressive viral isolates during replication. Due to few management options available, this study aims to explore the age-related resistance (ARR) in tomatoes as a possible alternative management against bipartite begomoviruses. The ARR term is normally used for the resistance gain observed in a plant against a certain pathogen at one specific development stage in the plant. Thus, this study was carried out to understand the dispersion of the whitefly and to develop an ARR-based management strategy for the begomovirus disease. The thesis is divided into three chapters. Chapter I introduces the literature on the current situation of the problem. In chapter II, the standard quality of tomato seedlings was determined in two nurseries in Brazil, and then a new option is suggested for a higher quality seedling production. In chapter III, based on the results of chapter II, the evaluation of the potential ARR effect on tomato plants after the infection of the begomovirus tomato severe rugose virus (ToSRV) was performed by testing tomato seedlings produced in different trays and ages. For the studies on Chapter II, we used five aged seedlings (20, 30, 40, 50, and 60 in days after seeding - DAS) prepared in three trays (72, 162, and 400 cells) with different cell volumes (respectively, 113 cm<sup>3</sup>, 50 cm<sup>3</sup> and 11.5 cm<sup>3</sup> per cell) in 2018 and 2019. The seedling quality was evaluated by the analysis of the Dickson quality index. A low quality of the seedlings produced in the conventional method was found. The best transplant age was observed in seedlings produced in large cell volumes in the trays, with 50 DAS in 2018 and 40 DAS in 2019 showing the highest quality. In the tray with 162 and 400 cells, the best transplant ages were 50 DAS in 2018 and 40, 50, and 60 DAS in 2019. The transplant aged 50 DAS is proposed as the best quality option for seedling. Based on the study in Chapter II, we prepared begomovirus susceptible-tomato seedlings with the same ages evaluated in trays of 400 and 162 cells in 2019 and 2020. The inoculation of tomato severe rugose virus (ToSRV) via viruliferous whiteflies (~30 individuals per plant) was performed on the seedlings, and plants without inoculation as negative controls. This trial was designed with five aged seedlings in two tray types with plants inoculated or not with ToSRV (5 x 2 x 2 factorial). The treatments were divided into four blocks with plots of 16 plants in 2019, in 2020, 20 plants were used per plot. Evaluations considered the development of the plants, the viral infection rate, yield per plant, and the quality of the fruits. We found that in the period of morphological observation of ~35 days, ToSRV infection did not affect plant development measured by number of leaves, but reduced inflorescences and buddings. The transplant age treatments initially affected the number of leaves, but the plant development tended to become uniform at 30-40 days after transplanting. As for the ToSRV infection rate, a low infection was observed in older seedlings, especially in seedlings with 40 DAS, confirming the potential use of ARR as a management strategy against begomoviruses. The cell size did not affect ToSRV infection rate. Infection with ToSRV affected tomato yield by

approximately 45%, reducing fruit quantity, weight, and quality. The age and tray treatments had no significant effects on the yield or quality of fruits. However, as the highest yields were observed in transplants aged 50 DAS in absolute values, it indicated that tomato growers may benefit from using older seedlings. Our studies show that it is worthy making efforts to evaluate the tomato transplanting system to search for a higher fruit quality and productivity, in addition to the need for a more in-depth characterization of the ARR effect.

**Keywords:** ARR; yield per plant; quality transpalnt; *Solanum lycopersicum*; rate of infection.

**Supervisor:** Alice Kazuko Inoue Nagata – Embrapa Hortaliças



## INTRODUÇÃO GERAL

O cultivo do tomateiro está em expansão, principalmente devido ao aumento em produtividade e da demanda de frutos pelas indústrias de processamento. O Brasil, é um dos principais produtores mundiais, sendo o estado de Goiás o mais produtivo. Assim, buscas por melhorias na produtividade e qualidade de frutos é constante.

A produção de tomate possui vários fatores limitantes, entre estes estão a implantação da cultura no campo e a presença de pragas e doenças. A adoção do plantio de mudas em substituição à semeadura direta no campo foi um grande avanço na cultura, mas adequações deste sistema podem ser ainda necessárias.

Em relação às doenças, as begomoviroses, cujos vírus causadores são transmitidos pelo vetor mosca-branca (*Bemisia tabaci* Gennadius, 1889), estão entre as mais importantes e as perdas ocasionadas por este grupo de vírus são elevadas. Atualmente, o manejo de begomoviroses concentra-se no controle do vetor e na utilização de cultivares resistentes, sendo ambas relativamente eficientes. Entretanto, o constante uso de inseticidas realizado para controlar o vetor gera custos elevados ao produtor e ao ambiente, além da emergência de populações com resistência a diversos princípios ativos. Entre as várias espécies de mosca-branca, *B. tabaci* Middle East Asia Minor 1 predomina no país e recentemente uma nova espécie (*B. tabaci* Mediterranean) invadiu o Brasil. Quanto às cultivares com resistência, os genes conhecidos não conferem imunidade e isso permite a multiplicação do vírus mesmo que seja em baixos níveis. Esse fato aumenta o risco de geração e seleção de mutantes naturais com características distintas dos vírus usuais, estes, ocasionalmente, com maior agressividade.

O contexto atual revela a importância de disponibilizar novas estratégias de cultivo do tomateiro e melhores estratégias de manejo para begomoviroses, oferecendo aos produtores um leque de opções de ferramentas de manejo para uma lavoura menos sujeita a riscos. Em relação ao estabelecimento das plantas no campo, é possível utilizar mudas mais velhas, como

é feito em outros países. Aliada a esta possibilidade, uma opção de resistência bem conhecida e pouco estudada contra begomovírus é a resistência relacionada a idade (ARR: “age-related resistance”), que é observada em plantas que se tornam mais resistentes ao patógeno com o seu desenvolvimento.

Seguindo a hipótese de que o fenômeno de ARR existe e possui potencial para ser adotado como estratégia de manejo contra begomovírus bipartido no Brasil, o presente trabalho propõe inicialmente determinar a qualidade das mudas de tomateiro rotineiramente produzidas e compará-las com novas opções de mudas mais velhas. Em seguida, utilizar estas mudas com diferentes idades e vigor para verificar o fenômeno de ARR em tomateiro quando inoculado com begomovírus bipartido nas diferentes idades antes do transplante no campo.

## **OBJETIVO GERAL**

Fornecer informações para a elaboração de recomendações de manejo da begomovirose a partir de ajustes no sistema de produção de mudas de tomateiro.

### **Objetivos Específicos**

1. Avaliar a qualidade das mudas de tomateiro produzidas pelo método tradicional e compará-las com mudas de diferentes idades (20 a 60 dias após a semeadura) e produzidas em bandejas com distintos volumes de célula;
2. Observar a ocorrência de possível fenômeno de resistência ARR em mudas de tomateiro, quando inoculadas com o begomovirus tomato severe rugose virus;
3. Avaliar o efeito da begomovirose sobre o desenvolvimento de tomateiro, quando inoculado em diferentes idades após a semeadura;

4. Determinar o efeito da begomovirose sobre a produtividade de tomateiro em campo, quando inoculado em mudas com diferentes idades após a semeadura e produzidas em bandejas com células de diferentes volumes.



## 1.1 O TOMATEIRO

O tomate é a segunda hortaliça mais produzida e consumida em todo o mundo, depois da batata, sendo um produto mundialmente em expansão (Nicola, Tibaldi & Fontana, 2009; FAO, 2021). Nas últimas décadas os produtores de tomate têm ampliado a tecnificação da condução das lavouras de produção e conseqüentemente aumentado a produtividade, resultando em um salto de 108,9 milhões de toneladas no ano de 1999 para 180,7 milhões de toneladas em 2019 (Nicola, Tibaldi & Fontana, 2009; FAO, 2021). O cultivo comercial de tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.) teve início no século XIX, apesar de ser cultivado desde o início do século XVI (Nicola, Tibaldi & Fontana, 2009; Blancard, 2012; Bergougnoux, 2014). Os produtos derivados do tomate alcançam todas as mesas do mundo, sob diversas formas e como um produto saboroso e nutricionalmente rico (Naika *et al.*, 2005; Bergougnoux, 2014).

A crescente demanda por tomate acompanha mundialmente o aumento populacional e é favorecida pela ampla diversidade de frutos e seus derivados, principalmente pela demanda por tomates para processamento (Bergougnoux, 2014; Branthôme, 2020a, 2020b). O Brasil está entre os 10 maiores produtores mundiais em área e produtividade (FAO, 2021), com produtividade média de 71 ton/ha e 3,9 milhões de toneladas de produção em 2020 (IBGE, 2021). Os estados de Goiás, São Paulo e Minas Gerais são os principais produtores e foram responsáveis por 65,84% da produção de tomate em 2020 (IBGE, 2021). Neste mesmo ano, o estado de Goiás recebeu destaque por contribuir com aproximadamente 20% da área colhida no país (11.308 hectares) e ter a maior produtividade (93 ton/ha) (IBGE, 2021).

As plantas de tomateiro são herbáceas com porte variado e alta produção de frutos que são destinados ao consumo *in natura* ou processamento (Clemente & Boiteux, 2012). Dois hábitos de desenvolvimento bem definidos (determinado e indeterminado) são observados nos tomateiros e influenciam diretamente o seu processo de cultivo (Naika *et al.*, 2005; Clemente

& Boiteux, 2012). Tomateiros com crescimento determinado são principalmente conduzidos em grandes áreas (centenas de hectares) com irrigação por pivôs centrais e colheitas semi-mecanizadas, com frutos destinados em sua maioria para indústrias de processamento. Cultivares com padrão de crescimento indeterminado são cultivadas em áreas menores como estufas ou campo aberto, com um a dezenas de hectares, colhidas manualmente e direcionadas preferencialmente para consumo fresco.

O tomateiro completa seu ciclo de vida em 105 a 120 dias, dependendo da variedade e condições ambientais (Blancard, 2012; Heuvelink & Okello, 2018). Entre a semeadura e o florescimento é observado um intervalo de 40 a 60 dias e do florescimento à maturação dos frutos o intervalo normalmente é de 50 a 60 dias (Naika *et al.*, 2005; Blancard, 2012). Tomateiros com crescimento indeterminado apresentam floração e formação de frutos constantes durante o ciclo, amadurecendo em diferentes momentos. Enquanto os tomateiros com crescimento determinado emitem várias inflorescências durante o ciclo, mas o processo de maturação dos frutos é concentrado em um curto período (Blancard, 2012; Costa & Heuvelink, 2018). A idade fisiológica do tomateiro é bem correlacionada a componentes morfológicos como o número de folhas, aparecimento dos órgãos reprodutivos e estágio de maturação dos frutos (Jankauskiene *et al.*, 2013; Heuvelink & Okello, 2018).

No Brasil a cultura é principalmente estabelecida no campo por meio de mudas previamente produzidas na própria propriedade ou em viveiros comerciais, dependendo principalmente da área de cultivo a ser implantada (Lima, Nascimento & Ázara, 2012). O semeio é feito em recipientes, principalmente em bandejas, onde ocorre a germinação e manutenção das plântulas sob ambiente controlado e protegido de pragas e doenças até alcançarem a idade adequada para o transplântio no campo (Naika *et al.*, 2005; Lima, Nascimento & Ázara, 2012). A idade adotada para transplântio das mudas por produtores e viveiristas no Brasil se concentra entre o 25º e 35º dia após a semeadura (Lima, Nascimento

& Ázara, 2012). No país o transplante das mudas ocorre de forma manual em pequenas áreas e de forma semi-mecanizada em áreas médias a grandes. Tomateiros de crescimento indeterminado são conduzidos de forma tutorada em campo aberto, estufas ou túneis, com a realização de desbastes e desbrotas durante o desenvolvimento da cultura. Já as cultivares de crescimento determinado são principalmente conduzidas de forma rasteira, sem a necessidade de desbaste e poda. Em 2019 uma área de aproximadamente 24 mil hectares, em 37 municípios do Brasil, foi cultivada com tomateiro para consumo fresco dos frutos, enquanto apenas três municípios tiveram sua produção principalmente destinada para processamento industrial (HFBrasil, 2020).

A diversidade de características morfológicas e físico-químicas dos frutos de tomateiros cultivados no Brasil e no mundo é grande. Estas características fitotécnicas estão alinhadas ao avanço no melhoramento de plantas que busca consolidar e ampliar o aumento de produção, a qualidade dos frutos e a resistência a pragas e patógenos nas cultivares comerciais (Nicola, Tibaldi & Fontana, 2009; Bergougnoux, 2014; Heusden & Lindhout, 2018; Kandel *et al.*, 2020).

No Brasil, a virose predominantemente observada sobre tomateiros é o mosaico dourado (begomovirose ou geminivirose) associada a espécies de vírus do gênero *Begomovirus*, entretanto vírus de outros gêneros são também observados (Clemente & Boiteux, 2012; Fiallo-Olivé *et al.*, 2020). As perdas por begomovirose em tomateiros no país podem chegar a 100% dependendo da época de infecção da planta e da cultivar plantada no campo (Giordano *et al.*, 2005; Inoue-Nagata, Lima & Gilbertson, 2016). Os begomovírus estão distribuídos por todo o país, causando doenças em plantas cultivadas, como tomateiros (Faria *et al.*, 2000; Rocha *et al.*, 2013; Bergamin Filho *et al.*, 2016; Mituti *et al.*, 2019; Souza *et al.*, 2020), e em plantas espontâneas como malváceas e solanáceas (Assunção *et al.*, 2006; Ferro *et al.*, 2017; Passos *et al.*, 2017; Bergamin Filho *et al.*, 2020; Macedo *et al.*, 2020).

Entre os vários begomovírus causando sintomas em tomateiros no Brasil, tomate severe rugose virus (ToSRV) e tomato mottle leaf curl virus (TMoLCV) são os predominantes (Fernandes *et al.*, 2008; Inoue-Nagata, Lima & Gilbertson, 2016; Souza *et al.*, 2020; Duarte *et al.*, 2021).

## 1.2 OS BEGOMOVÍRUS

A taxonomia de vírus tem sofrido rápidas e marcantes alterações nos últimos anos (Simmonds *et al.*, 2017; Siddell *et al.*, 2020; ICTV, 2021). Dentro deste contexto a família *Geminiviridae* foi recentemente agrupada no domínio *Monodnaviria*, na classe *Repensiviricetes*, e comporta atualmente 14 gêneros, dos quais *Begomovirus* é o gênero com maior número de espécies (ICTV, 2021). Estes gêneros compartilham semelhanças na estruturação da partícula viral, a estrutura genômica em DNA de fita simples, e a presença de um motivo (5'-TAATATT/AC-3') conservado na maioria dos vírus da família (Rojas *et al.*, 2018; Aguilar, Garnelo Gomez & Lozano-Duran, 2020). No gênero *Begomovirus* são reconhecidas até o momento 445 espécies associadas aos mais diversos grupos de plantas por todo o mundo (Mansoor *et al.*, 2003; Mehboob-Ur-Rahman *et al.*, 2017; Rojas *et al.*, 2018; García-Arenal & Zerbini, 2019; Sharma, Sharma & Singh, 2019; Wilisiani *et al.*, 2019; Fiallo-Olivé *et al.*, 2020).

As principais características diferenciando os begomovírus dos outros gêneros na família *Geminiviridae* são a identidade de sequências, o distanciamento filogenético entre eles, a organização genômica, o inseto vetor responsável pela transmissão e a diversidade de hospedeiras (Zerbini *et al.*, 2002, 2017; Varsani *et al.*, 2014; Briddon, 2015; Fiallo-Olivé *et al.*, 2020; ICTV, 2021). Já as espécies do gênero *Begomovirus* compartilham entre si características como a organização genômica, a relação estabelecida com o inseto mosca-branca (*Bemisia tabaci*) e a alta identidade de nucleotídeo do genoma. O limiar de separação entre duas espécies deste gênero é de 91% de identidade para o componente genômico DNA-



A. Este componente possui genes que codificam as proteínas Rep (iniciadora da replicação), TrAP (proteína ativadora transcricional), a REn (proteína que aumenta a eficiência do processo de replicação) e a CP (proteína capsidial) em begomovírus monopartidos e seu similar no DNA-A dos begomovírus bipartidos. No DNA-B, presente nos begomovírus bipartidos, são encontradas as proteínas MP (proteína de movimento) e NSP (proteína de transporte nuclear) (Mansoor *et al.*, 2003; Roy *et al.*, 2009; Aguilar, Garnelo Gomez & Lozano-Duran, 2020). Os begomovírus são comumente reconhecidos como dois grupos ainda hoje denominados como monopartidos do “Old World” e bipartidos do “New World” (Rocha *et al.*, 2013; Inoue-Nagata, Lima & Gilbertson, 2016; Rojas *et al.*, 2018; García-Arenal & Zerbini, 2019). Entretanto, trabalhos têm mostrado a presença de begomovírus monopartidos também no novo mundo (Albuquerque *et al.*, 2011; Melgarejo *et al.*, 2013; Sánchez-Campos *et al.*, 2013; Macedo *et al.*, 2018; Sanfacon *et al.*, 2018; Fiallo-Olivé & Navas-Castillo, 2020). Os begomovírus estão normalmente associados com DNAs satélites (família de vírus *Toleucusatellitidae*), entre estes os betasatélites estão relacionados a begomovírus monopartidos e favorecem a multiplicação, translocação e aumento da agressividade da virose (Bridson *et al.*, 2003; Mansoor *et al.*, 2003; Nawaz-ul-Rehman & Fauquet, 2009; Amrao *et al.*, 2010; Bridson, 2015; Conflon *et al.*, 2018; Hu *et al.*, 2019; Yang *et al.*, 2019). Os alfa e deltasatélites são também observados em associação com begomovírus e possuem replicação autônoma, diferente dos betasatélites que necessitam do vírus auxiliar para encapsidação e movimento entre os hospedeiros (Bridson, 2015; Conflon *et al.*, 2018). Begomovírus bipartidos do “New World” são pouco associados com DNAs satélites, assim como os bipartidos do “Old World” (Nawaz-ul-Rehman & Fauquet, 2009; Paprotka, Metzler & Jeske, 2010; Romay *et al.*, 2010; Sivalingam & Varma, 2012; Ferro *et al.*, 2017).

Os begomovírus causam o desenvolvimento de diferentes combinações de sintomas em plantas hospedeiras, havendo variações principalmente em função da espécie ou isolado

viral, a ocorrência de infecção mista, a cultivar e sua idade no momento da infecção, além do estado nutricional e as condições ambientais durante o desenvolvimento da planta infectada (Lapidot *et al.*, 2006; Inoue-Nagata, Lima & Gilbertson, 2016; Rojas *et al.*, 2018). O sintoma mais característico e comum causado por este grupo de viroses é o clareamento das nervuras foliares que ocorre no processo inicial da infecção (Hull *et al.*, 2009). No geral, os demais sintomas principalmente expressos nas folhas podem incluir mosaico amarelo, clorose internerval, mosqueado, mancha clorótica, enrolamento, deformação, enrugamento e redução no tamanho das folhas, além de nanismo ou enfezamento e abscisão floral (Polston & Anderson, 1997; Hull *et al.*, 2009). Sintomas nos frutos não são evidentes, apesar de comumente ser verificado redução no tamanho e na quantidade de frutos em plantas infectadas, principalmente em infecção precoce onde os sintomas são mais severos e a planta paralisa seu crescimento (Levy & Lapidot, 2008; Hull *et al.*, 2009).

O principal begomovírus em tomateiro no mundo é tomato yellow leaf curly virus (TYLCV), um monopartido, responsável por elevadas perdas em áreas produtoras (Cohen & Antignus, 1994; Lapidot *et al.*, 2001; Yan *et al.*, 2021). A dispersão deste patógeno continua avançando pelo mundo (Barboza *et al.*, 2014; Chinnaraja *et al.*, 2016) e é favorecida pelo transporte de materiais vegetais e pela rápida dispersão do vetor (Yan *et al.*, 2021). No Brasil, até o momento não há relatos deste begomovírus.

A espécie predominante nas áreas produtoras de tomate no Brasil é *Tomato severe rugose virus* (Fernandes *et al.*, 2008; Reis *et al.*, 2020; Souza *et al.*, 2020; Duarte *et al.*, 2021). Uma outra espécie em expansão e com relevante importância na cultura do tomate é o *Tomato mottle leaf curl virus*, principalmente devido à agressividade observada nos sintomas que os vírus desta espécie causam (Fernandes *et al.*, 2008; Chaves *et al.*, 2017; Ferro *et al.*, 2017; Souza *et al.*, 2020). Os vírus das duas espécies citadas acima são transmitidos pelo vetor *B. tabaci*, entretanto a eficiência desta transmissão foi estudada apenas para ToSRV e tomate

golden vein vírus (Macedo *et al.*, 2015; De Marchi *et al.*, 2017; Toloy *et al.*, 2018). A epidemiologia destas viroses está intimamente relacionada ao comportamento e biologia do inseto vetor, sendo este elo da doença o mais abordado para medidas de controle eficientes da virose no campo (Jeger *et al.* 2004; Van den Bosch *et al.* 2006; Srinivasan *et al.* 2012; Bergamin Filho *et al.* 2016, 2020; Gorayeb *et al.* 2020).

O primeiro relato de uma begomovirose associada ao tomateiro no Brasil ocorreu no início da década de 60 (Flores, Silberschmidt & Kramer, 1960) e são atualmente importantes em todo o país (Faria *et al.*, 2000; Santana *et al.*, 2007; Faria & Yokoyama, 2008; Fernandes *et al.*, 2008; Rocha *et al.*, 2013; Inoue-Nagata, Lima & Gilbertson, 2016; Ferro *et al.*, 2017; Mituti *et al.*, 2019; Duarte *et al.*, 2021). Esta importância foi observada, principalmente, após a introdução da mosca-branca Middle East-Asia Minor 1 (MEAM1, antes biótipo B) (Lourenção & Nagai, 1994; Lima *et al.*, 2000) que é mais polífaga e agressiva que a espécie indígena na época (*B. tabaci* New World - NW, antes biótipo A) (Lourenção & Nagai, 1994; Yuki *et al.*, 1998; Perring, 2001). Nos últimos anos, uma nova invasão de mosca-branca *B. tabaci* está ocorrendo no Brasil, desta vez pela espécie *B. tabaci* Mediterranean (MED, antes biótipo Q) que foi inicialmente detectada em 2015 no estado do Rio Grande do Sul (Barbosa *et al.*, 2015) e já se encontra dispersa por quase todo o país (Moraes *et al.*, 2017, 2018; Barboza *et al.*, 2019; Misaka *et al.*, 2020; Rodrigues *et al.*, 2021).

Várias medidas de controle são adotadas contra as begomovirose, entre elas estão o controle do vetor por inseticidas e barreiras físicas (Horowitz *et al.*, 2005; Guimarães *et al.*, 2017; Riley & Srinivasan, 2019; Kandel *et al.*, 2020; Parry *et al.*, 2020), a adoção de vazios sanitários da cultura de forma legislativa (Bergamin Filho *et al.*, 2016; Inoue-Nagata, Lima & Gilbertson, 2016; Rojas *et al.*, 2018), e a utilização de cultivares resistentes (Lapidot *et al.*, 2015; Pereira-Carvalho *et al.*, 2015; Beam & Ascencio-Ibáñez, 2020; Voorburg *et al.*, 2020). Em todo o mundo, o uso de cultivares resistentes em associação com o controle químico do

vetor é necessária como estratégia contra begomoviroses, principalmente devido à multiplicação viral na célula vegetal e consequentemente algum nível de carga viral na planta hospedeira (Beam & Ascencio-Ibáñez, 2020; Voorburg *et al.*, 2020; Yan *et al.*, 2021).

### 1.3 A MOSCA-BRANCA (*Bemisia tabaci*)

*Bemisia tabaci* Gennadius, 1889 (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodidae), conhecida como mosca-branca, está entre as principais pragas do mundo nos últimos anos (Lowe *et al.*, 2000; Wills, 2017; GISD, 2021). Este inseto causa danos diretos e indiretos em mais de 600 plantas hospedeiras (GISD, 2021), sendo vetor de pelo menos sete diferentes gêneros virais: *Begomovirus*, *Carlavirus*, *Crinivirus*, *Cytorhabdovirus*, *Ipomovirus*, *Polerovirus*, e *Torradovirus* (Navas-Castillo, Fiallo-Olivé & Sánchez-Campos, 2011; Ghosh *et al.*, 2019; Costa *et al.*, 2020; Pinheiro-Lima *et al.*, 2020).

A espécie *B. tabaci* é na verdade um complexo grupo de espécies crípticas dispersas pelo mundo e distinguíveis apenas por métodos moleculares (Bosco *et al.*, 2006; Dinsdale *et al.*, 2010; Kanakala & Ghanim, 2019). Hoje a principal técnica empregada para separação das espécies crípticas de *B. tabaci* é a amplificação de uma porção do gene mitocondrial citocromo oxidase I (*mtCOI*) do inseto (Simon *et al.*, 1994), seguida por verificação de perfil polimórfico (Frohlich *et al.*, 1999; Bosco *et al.*, 2006) e/ou sequenciamento desta região genômica (Tomar *et al.*, 2014; Jiu *et al.*, 2017; Barboza *et al.*, 2019). Este método foi inicialmente proposto por Simon *et al.* (1994) para artrópodes das ordens Hymenoptera, Lepidoptera, Coleoptera e Diptera, sendo rotineiramente utilizado por vários grupos de pesquisa no estudo de *B. tabaci* (Bosco *et al.*, 2006; Lee *et al.*, 2013; Tomar *et al.*, 2014; Tay *et al.*, 2016; Moraes *et al.*, 2018; Hu *et al.*, 2018; Barboza *et al.*, 2019). Entretanto, melhorias na metodologia têm sido propostas e avaliadas para determinar de forma mais objetiva as espécies, principalmente aquelas mais invasoras (MEAM1, MED e Indian Ocean - IO) (Shatters *et al.*, 2009; Tay *et al.*, 2017; Elfekih *et al.*, 2018).

Atualmente, o limiar aceito para a separação das espécies de *B. tabaci* é de 3,5% de identidade (Dinsdale *et al.*, 2010), porém existem estudos propondo 4,0% como um limiar mais adequado (Lee *et al.*, 2013). Até o momento são reconhecidas 37 espécies crípticas distribuídas em 11 distintos clados filogenéticos relacionados a regiões geográficas distintas no mundo (Dinsdale *et al.*, 2010; Elfekih *et al.*, 2018). Algumas destas espécies são extremamente polípagas e adaptam-se rapidamente aos mais diversos ambientes, entre elas estão *B. tabaci* MEAM1, MED e IO (Delatte *et al.*, 2005; Elfekih *et al.*, 2018; Wang *et al.*, 2019). As espécies *B. tabaci* MEAM1 e *B. tabaci* MED estão globalmente dispersas pelo mundo, sob várias regiões nas mais diversas condições climáticas (Jiu *et al.*, 2017; Moraes *et al.*, 2018; Kanakala & Ghanim, 2019). Várias outras espécies são relatadas, porém estas encontram-se restritas a certas regiões do globo e parecem ter menor adaptabilidade e extensão de hospedeiras, sendo também menos agressivas (Dinsdale *et al.*, 2010; McKenzie *et al.*, 2012; Moraes *et al.*, 2018; Mugerwa *et al.*, 2018).

A invasão de MEAM1 no Brasil ocorreu no final da década de 90 (Lourenção & Nagai, 1994) e ocasionou uma explosão de viroses em plantas cultivadas, principalmente nos tomateiros (Faria *et al.*, 2000; Morales & Anderson, 2001). A chegada de MEAM1 sobrepôs rapidamente a espécie endêmica *B. tabaci* NW, reduzindo a detecção desta espécie. Recentemente a espécie *B. tabaci* MED invadiu o país, possivelmente junto com a comercialização de plantas ornamentais (Barbosa *et al.*, 2015; Moraes *et al.*, 2017), e atualmente é relatada em quase todo o território brasileiro (Moraes *et al.*, 2018). As principais culturas hospedeiras de MED têm sido plantas ornamentais e olerícolas cultivadas, como por exemplo pimentão e tomate (Moraes *et al.*, 2018). No estado de São Paulo, Bello *et al.* (2020) destacam o aumento da ocorrência de MED em culturas olerícolas, principalmente em áreas com cultivo de pimentão. O monitoramento da dispersão de MED e possíveis novas espécies

invasoras no país e no mundo é fundamental para a adoção de medidas preventivas e de erradicação (De Barro *et al.*, 2011; Elfekih *et al.*, 2018; GISD, 2021).

A maioria das espécies de mosca-branca (*Bemisia tabaci*) transmitem eficientemente begomovírus, porém esta eficiência pode ser afetada por fatores relacionados à planta hospedeira como a baixa carga viral na planta e a redução do “fitness” do vetor sobre a planta fonte (Lapidot *et al.*, 2001; 2006). Por esta razão cultivares resistentes a begomovírus são rotineiramente utilizadas em associação ao controle químico da população do vetor. Um primeiro relato da espécie *B. tabaci* MED sobre *Tectona grandis* ocorreu no DF em 2019 (Borges *et al.*, 2019), mas um levantamento de sua dispersão ainda é necessário.

#### 1.4 RESISTÊNCIA A BEGOMOVÍRUS

A resistência a vírus muitas vezes é expressa de forma qualitativa, como uma resistência passiva em que o processo de infecção e replicação podem ocorrer, sendo que outros níveis de resistência podem ser a hipersensibilidade à infecção ou a observação da resistência de campo (Cooper & Jones, 1983). Cultivares de tomateiro resistentes a begomovírus expressam resistência de forma qualitativa e seu nível é quantificado com a determinação da redução na concentração viral na hospedeira (Picó, Díez & Nuez, 1996; Lapidot *et al.*, 2006; Lapidot *et al.*, 2015; Pereira-Carvalho *et al.*, 2015). Entretanto, esta resistência parcial que permite a multiplicação viral na hospedeira é melhor classificada como níveis de tolerância ao ser analisada em função da doença (Cooper & Jones, 1983; Çelik *et al.*, 1986; Wang *et al.*, 2018).

A resistência a begomovírus é principalmente estabelecida por introdução de genes específicos de espécies selvagens (*Solanum chilense* (Dunal) Reiche, *S. habrocaites* S.Knapp & D.M.S. e *S. peruvianum* L.) em variedades comerciais (Friedmann *et al.*, 1998; Briddon, 2015; Caro *et al.*, 2015; Lapidot *et al.*, 2015). Apesar de vários genes de resistência terem sido descritos (Beam & Ascencio-Ibáñez, 2020), nenhuma das fontes de resistência

disponíveis contra este grupo de patógeno confere imunidade (Wang *et al.*, 2018; Beam & Ascencio-Ibáñez, 2020; Yan *et al.*, 2021). Segundo Cooper & Jones (1983), a resistência ocorre quando o vírus é impedido de invadir e infectar uma célula. Todavia esses genes de resistência cumprem seu papel em reduzir os danos do patógeno na planta e o progresso da virose no campo (Lapidot *et al.*, 1997, 2015; Levy & Lapidot, 2008).

Mais de uma dezena de genes são conhecidos atualmente em *Solanum lycopersicum* L. por algum tipo de resistência contra begomovírus (Beam & Ascencio-Ibáñez, 2020). Porém o foco dos programas de melhoramento têm sido a utilização de *Ty-1* e *Ty-3*, que são os principais genes presentes em cultivares comerciais (Beam & Ascencio-Ibáñez, 2020; Yan *et al.*, 2021). Ambos são alelos dominantes e introgrididos de *S. chilense*, cujo principal mecanismo relacionado com a resistência é a metilação do DNA viral (Butterbach *et al.*, 2014; Voorburg *et al.*, 2020).

A utilização de fontes de resistência parcial para o controle de begomovírus tem despertado preocupação quanto à adaptação e evolução destes vírus para isolados mais agressivos, principalmente devido à alta taxa de multiplicação e os possíveis erros no processo de replicação que podem, em fenômeno oportuno, modificar a interação vírus-hospedeira e conseqüentemente desencadear o ressurgimento de antigas viroses (Van den Bosch *et al.*, 2006; Amrao *et al.*, 2010; Li *et al.*, 2014; Wang *et al.*, 2018; Aguilar, Garnelo Gomez & Lozano-Duran, 2020; Beam & Ascencio-Ibáñez, 2020; Voorburg *et al.*, 2020; Yan *et al.*, 2021). Cultivares parcialmente resistentes podem servir como uma fonte de inóculo viral no campo e por esta razão não deveriam ser a principal estratégia de manejo (Lapidot *et al.*, 2001; Van Den Bosch *et al.*, 2006). Diante do exposto, a disponibilidade de mais estratégias de manejo são necessárias (Mehta *et al.*, 2019; Beam & Ascencio-Ibáñez, 2020; Zaidi *et al.*, 2020; Yan *et al.*, 2021).

O conhecimento básico da interação vírus-planta em begomoviroses, especificamente no processo de infecção viral e quanto a resposta do hospedeiro nesta interação, necessita avançar mais para possibilitar a obtenção de melhores cultivares resistentes (Aguilar, Garnelo Gomez & Lozano-Duran, 2020; Beam & Ascencio-Ibáñez, 2020). Citando Pavan *et al.* (2010), é importante relembrar que resistência e susceptibilidade são lados opostos de uma mesma moeda em que o foco dos estudos têm sido genes de resistência (R-genes) e outros genes de defesa em plantas.

As cultivares suscetíveis de tomateiro são pouco utilizadas na produção de tomate devido à alta incidência e agressividade de begomoviroses no campo (Lapidot *et al.*, 2001; Giordano *et al.*, 2005; Lapidot *et al.*, 2006), entretanto estas cultivares são preferíveis às resistentes quando estratégias de manejo eficientes estão disponíveis para garantir sua maior produtividade, qualidade de frutos e aceitabilidade pelo consumidor (Nicola, Tibaldi & Fontana, 2009; Kelley & Boyhan, 2014).

Um opção de resistência pouco explorada contra begomoviroses é a resistência relacionada a idade (conhecida como ARR: “age-related resistance”) ou estágio de desenvolvimento da planta em que ocorre a infecção com o patógeno (Panter & Jones, 2002; Ashby & Bruns, 2018). Durante o seu crescimento, as plantas interagem com fatores bióticos e abióticos em que estas condições criam distintos nichos ecológicos para a interação patógeno-hospedeiro (Hu & Yang, 2019). O termo ARR em geral refere-se ao ganho de resistência a alguma doença, contra um certo patógeno, quando a planta alcança um determinado estágio de maturação (Hu & Yang, 2019).

Na infecção viral a doença pode não ocorrer em todos os estágios de desenvolvimento da planta, talvez ocorra escape a infecção em um determinado momento ou órgão (Hull *et al.*, 2009). Por exemplo, cauliflower mosaic virus ao infectar plantas de *Arabidopsis* sp. tem seu movimento a longa distância afetado em plantas com florescimento precoce, pois quando no



início do florescimento a planta torna-se inacessível para o vírus (Leisner et al., 1993). Outros exemplos de ARR em patossistemas virais são reportados por Akhtar *et al.* (2004), Balogun (2008), Levy & Lapidot (2008) e Aliyu *et al.* (2010). Para o tomateiro, existem poucos estudos explorando este fenômeno de resistência contra patógenos (Balogun, 2008; Levy & Lapidot, 2008; Sharabani *et al.*, 2013), sendo Levy & Lapidot (2008) o único relacionado a begomovirose. Estes autores avaliaram a resposta de cultivares suscetíveis e resistentes à infecção por TYLCV em três distintas idades (14, 28 e 45 dias após a semeadura) e relataram que a idade de 45 dias proporcionou menor expressão de sintomas e maior produtividade nos tomateiros.

## 1.5 REFERÊNCIAS

- Aguilar, E., Garnelo Gomez, B., & Lozano-Duran, R. (2020). Recent advances on the plant manipulation by geminiviruses. *Current Opinion in Plant Biology*, 56, 56–64. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2020.03.009>
- Akhtar, K. P., Hussain, M., Khan, A. I., Haq, M. A., & Mohsin Iqbal, M. (2004). Influence of plant age, whitefly population and cultivar resistance on infection of cotton plants by cotton leaf curl virus (CLCuV) in Pakistan. *Field Crops Research*, 86(0378–4290), 15–21. [https://doi.org/10.1016/S0378-4290\(03\)00166-7](https://doi.org/10.1016/S0378-4290(03)00166-7)
- Albuquerque, L. C., Inoue-Nagata, A. K., Pinheiro, B., da Ribeiro, S. G., Resende, R. O., Moriones, E., & Navas-Castillo, J. (2011). A novel monopartite begomovirus infecting sweet potato in Brazil. *Archives of Virology*, 156(7), 1291–1294. <https://doi.org/10.1007/s00705-011-1016-x>
- Aliyu, T. H., S. Balogun, O., & Arogundade, O. A. (2010). Influence of Seedling Age at Inoculation and Cultivar on the Pathogenicity of a Virus Causing Yellow Mosaic Disease of *Commelina benghalensis* L. on Cowpea. *Journal of Agricultural Science*, 2(1). <https://doi.org/10.5539/jas.v2n1p180>
- Amrao, L., Amin, I., Shahid, M. S., Briddon, R. W., & Mansoor, S. (2010). Cotton leaf curl disease in resistant cotton is associated with a single begomovirus that lacks an intact transcriptional activator protein. *Virus Research*, 152(1–2), 153–163. <https://doi.org/10.1016/j.virusres.2010.06.019>
- Ashby, B., & Bruns, E. (2018). The evolution of juvenile susceptibility to infectious disease. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 285(1881). <https://doi.org/10.1098/rspb.2018.0844>
- Assunção, I. P., Listik, A. F., Barros, M. C. S., Amorin, E. P. R., Silva, S. J. C., O. Silva, I., et al. (2006). Diversidade genética de *Begomovirus* que infectam plantas invasoras na região nordeste. *Planta Daninha*, 24(2), 239–244. <https://doi.org/10.1590/s0100-83582006000200005>
- Balogun, O. S. (2008). Seedling age at inoculation and infection sequence affect disease and growth responses in tomato mixed infected with potato virus X and tomato mosaic virus. *International Journal of Agriculture and Biology*, 10(2), 145–150.
- Barbosa, L. da F., Yuki, V. A., Marubayashi, J. M., De Marchi, B. R., Perini, F. L., Pavan, M. A., et al. (2015). First report of *Bemisia tabaci* Mediterranean (Q biotype) species in Brazil. *Pest Management Science*, 71(4), 501–504. <https://doi.org/10.1002/ps.3909>
- Barboza, N. M., Esker, P., Inoue-Nagata, A. K., & Moriones, E. (2019). Genetic diversity and geographic distribution of *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes vaporariorum* in Costa Rica. *Annals of Applied Biology*, 174(2), 248–261. <https://doi.org/10.1111/aab.12490>
- Beam, K., & Ascencio-Ibáñez, J. T. (2020). Geminivirus Resistance: A Minireview. *Frontiers in Plant Science*, 11(July), 1–9. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.01131>
- Bello, V. H., Watanabe, L. F. M., Fusco, L. M., De Marchi, B. R., Da Silva, F. B., Gorayeb, E. S., et al. (2020). Outbreaks of *Bemisia tabaci* Mediterranean species in vegetable crops in São Paulo and Paraná States, Brazil. *Bulletin of Entomological Research*. <https://doi.org/10.1017/S0007485319000841>
- Bergamin Filho, A., Inoue-Nagata, A. K., Bassanezi, R. B., Belasque, J., Amorim, L., Macedo, M. A., et al. (2016). The importance of primary inoculum and area-wide disease

- management to crop health and food security. *Food Security*, 8(1), 221–238. <https://doi.org/10.1007/s12571-015-0544-8>
- Bergamin Filho, A., Macedo, M. A., Favara, G. M., Bampi, D., Oliveira, de F. F., & Rezende, J. A. M. (2020). Amplifier hosts may play an essential role in tomato begomovirus epidemics in Brazil. *Frontiers in Plant Science*, 11(April), 1–6. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.00414>
- Bergougnoux, V. (2014). The history of tomato: From domestication to biopharming. *Biotechnology Advances*, 32(1), 170–189. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2013.11.003>
- Blancard, D. (2012). *Tamato diseases identification, biology and control 2<sup>a</sup> edition* (Quae.). London: Manson Publishing Ltd, London.
- Borges, R. C. F., Fontes, M. G., Macedo, M. A., Lima, M. F., Boiteux, L. S., & Fonseca, M. E. N. (2019). First report of tomato chlorosis virus infecting *Tectona grandis* associated with infestation of *Bemisia tabaci* Mediterranean in Central Brazil. *Plant Disease*, 103(10), 2704. <https://doi.org/10.1094/PDIS-10-18-1840-PDN>
- Bosco, D., Loria, A., Sartor, C., & Cenis, J. L. (2006). PCR-RFLP identification of *Bemisia tabaci* biotypes in the Mediterranean Basin. *Phytoparasitica*, 34(3), 243–251. <https://doi.org/10.1007/BF02980951>
- Branthôme, F.-X. (2020a). Worldwide consumption of tomato products, 2018/2019 (part 2). *Tomato news*. [http://www.tomatonews.com/en/worldwide-consumption-of-tomato-products-20182019-part-2\\_2\\_995.html](http://www.tomatonews.com/en/worldwide-consumption-of-tomato-products-20182019-part-2_2_995.html). Accessed 28 May 2021
- Branthôme, F.-X. (2020b). Worldwide consumption of tomato products, 2018/2019 (part 1). *Tomato news*. [http://www.tomatonews.com/en/worldwide-consumption-of-tomato-products-20182019-part-1\\_2\\_994.html](http://www.tomatonews.com/en/worldwide-consumption-of-tomato-products-20182019-part-1_2_994.html). Accessed 28 May 2021
- Bridson, R. W. (2015). *Geminiviridae*. In *eLS* (pp. 1–12). Chichester, UK: John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9780470015902.a0000750.pub3>
- Bridson, R. W., Bull, S. E., Amin, I., Idris, A. M., Mansoor, S., Bedford, I. D., et al. (2003). Diversity of DNA  $\beta$ , a satellite molecule associated with some monopartite begomoviruses. *Virology*, 312(1), 106–121. [https://doi.org/10.1016/S0042-6822\(03\)00200-9](https://doi.org/10.1016/S0042-6822(03)00200-9)
- Butterbach, P., Verlaan, M. G., Dulleman, A., Lohuis, D., Visser, R. G. F., Bai, Y., et al. (2014). Tomato yellow leaf curl virus resistance by Ty-1 involves increased cytosine methylation of viral genomes and is compromised by cucumber mosaic virus infection. *Pnas*, 111(35), 12942–12947. <https://doi.org/10.1073/pnas.1400894111>
- Caro, M., Verlaan, M. G., Julián, O., Finkers, R., Wolters, A. M. A., Hutton, S. F., et al. (2015). Assessing the genetic variation of *Ty-1* and *Ty-3* alleles conferring resistance to tomato yellow leaf curl virus in a broad tomato germplasm. *Molecular Breeding*, 35(6). <https://doi.org/10.1007/s11032-015-0329-y>
- Çelik, A., Yaman, H., Turan, S., Kara, A., Kara, F., Zhu, B., et al. (1986). The tomato crop: A scientific basis for improvement. (J. G. Atherton & J. Rudich, Eds.) *Journal of Materials Processing Technology* (Vol. 1). <http://dx.doi.org/10.1016/j.cirp.2016.06.001><http://dx.doi.org/10.1016/j.powtec.2016.12.055><https://doi.org/10.1016/j.ijfatigue.2019.02.006><https://doi.org/10.1016/j.matlet.2019.04.024><https://doi.org/10.1016/j.matlet.2019.127252><http://dx.doi.org/10.1016/j.cirp.2016.06.001>

- Chaves, A. L. R., Eiras, M., Rodrigues, L. K., Ramos, A. de F., & Colariccio, A. (2016). First report of *Tomato mottle leaf curl virus* infecting tomato in São Paulo State, Brazil. *Summa Phytopathologica*, 43(4), 353–353. <https://doi.org/10.1590/0100-5405/175450>
- Chinnaraja, C., Ramkissoon, A., Ramsubhag, A. & Jayaraj, J. (2017). First Report of Tomato yellow leaf curl virus Infecting Tomatoes in Trinidad. *Plant Dis.* 100, 1958. <https://doi.org/10.1094/PDIS-04-16-0446-PDN>
- Clemente, F. M. V. T., & Boiteux, L. S. (Eds.). (2012). *Produção de tomate para processamento industrial* (Embrapa.). Brasília. <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/941866>
- Cohen, S., & Antignus, Y. (1994). Tomato yellow leaf curl virus, a whitefly-borne *Geminivirus* of tomatoes, 10, 259–288. [https://doi.org/10.1007/978-1-4612-2590-4\\_10](https://doi.org/10.1007/978-1-4612-2590-4_10)
- Conflon, D., Granier, M., Tiendrébéogo, F., Gentit, P., Peterschmitt, M., & Urbino, C. (2018). Accumulation and transmission of alphasatellite, betasatellite and tomato yellow leaf curl virus in susceptible and *Ty-1*-resistant tomato plants. *Virus Research*, 253(June), 124–134. <https://doi.org/10.1016/j.virusres.2018.06.003>
- Cooper, J. I., & Jones, A. T. (1983). Responses of plants to viruses: proposals for the use of terms. *Phytopathology*, 73(2), 127–128. <https://doi.org/10.1094/phyto-73-127>
- Costa, J. M., & Heuvelink, E. (2018). The global tomato industry. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes 2nd edition* (2nd ed., pp. 1–26). Boston, MA: CAB International.
- Costa, T. M., Inoue-Nagata, A. K., Vidal, A. H., Ribeiro, S. da G., & Nagata, T. (2020). The recombinant isolate of cucurbit aphid-borne yellows virus from Brazil is a polerovirus transmitted by whiteflies. *Plant Pathology*, 69(6), 1042–1050. <https://doi.org/10.1111/ppa.13186>
- De Barro, P. J., Liu, S., Boykin, L. M., & Dinsdale, A. B. (2011). *Bemisia tabaci*: A statement of species status. *Annual Review of Entomology*, 56(1), 1–19. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-112408-085504>
- De Marchi, B. R., Marubayashi, J. M., Favara, G. M., Yuki, V. A., Watanabe, L. F. M., Barbosa, L. F., et al. (2017). Comparative transmission of five viruses by *Bemisia tabaci* NW2 and MEAM1. *Tropical Plant Pathology*, 42(6), 495–499. <https://doi.org/10.1007/s40858-017-0186-9>
- Delatte, H., Reynaud, B., Granier, M., Thornary, L., Lett, J. M., Goldbach, R., & Peterschmitt, M. (2005). A new silverleaf-inducing biotype Ms of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) indigenous to the islands of the south-west Indian Ocean. *Bulletin of Entomological Research*, 95(1), 29–35. <https://doi.org/10.1079/ber2004337>
- Dinsdale, A., Cook, L., Riginos, C., Buckley, Y. M., & De Barro, P. (2010). Refined global analysis of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aleyrodoidea: Aleyrodidae) mitochondrial cytochrome oxidase 1 to identify species level genetic boundaries. *Annals of the Entomological Society of America*, 103(2), 196–208. <https://doi.org/10.1603/an09061>
- Duarte, M. F., Fonseca, M. E. N., Costa, H., Fernandes, N. A. N., Reis, A., Boiteux, L. S., & Pereira-Carvalho, R. C. (2021). Diversity of tomato-infecting begomoviruses and spatiotemporal dynamics of an endemic viral species of the Brazilian Atlantic rain forest biome. *Virus Genes*, 57(1), 83–93. <https://doi.org/10.1007/s11262-020-01812-x>
- Elfekih, S., Tay, W. T., Gordon, K., Court, L. N., & De Barro, P. J. (2018a). Standardized molecular diagnostic tool for the identification of cryptic species within the *Bemisia*

- tabaci* complex. *Pest Management Science*, 74(1), 170–173. <https://doi.org/10.1002/ps.4676>
- FAO. (2021). Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). *FAO Stat*. <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>. Accessed 12 May 2021
- Faria, J. C., Bezerra, I. C., Zerbini, F. M., Ribeiro, S. G., & Lima, M. F. (2000). Situação atual das geminiviruses no Brasil. *Fitopatologia Brasileira*. <http://www.alice.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/208019/1/Faria2.pdf>
- Faria, J. C. & Yokoyama, M. (2008). Integração da avaliação de danos causados pelo mosaico dourado do feijoeiro: O papel de culturas hospedeiras do vetor do vírus e manejo da praga e doença. *Comunicado técnico. Embrapa Arroz e Feijão*, 203, 28.
- Fernandes, F. R., de Albuquerque, L. C., de Britto Giordano, L., Boiteux, L. S., de Ávila, A. C., & Inoue-Nagata, A. K. (2008). Diversity and prevalence of Brazilian bipartite begomovirus species associated to tomatoes. *Virus Genes*, 36(1), 251–258. <https://doi.org/10.1007/s11262-007-0184-y>
- Ferro, C. G., Silva, J. P., Xavier, C. A. D., Godinho, M. T., Lima, A. T. M., Mar, T. B., et al. (2017). The ever increasing diversity of begomoviruses infecting non-cultivated hosts: new species from *Sida* spp. and *Leonurus sibiricus*, plus two New World alphasatellites. *Annals of Applied Biology*, 170(2), 204–218. <https://doi.org/10.1111/aab.12329>
- Ferro, M. M. M., Ramos-Sobrinho, R., Silva, J. T., Assunção, I. P., & Lima, G. S. A. (2017). Genetic structure of populations of the begomoviruses Tomato mottle leaf curl virus and Sida mottle Alagoas virus infecting tomato (*Solanum lycopersicum*) and *Sida* spp., respectively. *Tropical Plant Pathology*, 42(1), 39–45. <https://doi.org/10.1007/s40858-016-0119-z>
- Fiallo-Olivé, E., & Navas-Castillo, J. (2020). Molecular and biological characterization of a New World mono-/bipartite begomovirus/deltasatellite complex infecting *Corchorus siliquosus*. *Frontiers in Microbiology*, 11(July), 1–14. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.01755>
- Fiallo-Olivé, E., Pan, L. L., Liu, S. S., & Navas-Castillo, J. (2020). Transmission of begomoviruses and other whitefly-borne viruses: Dependence on the vector species. *Phytopathology*, 110(1), 10–17. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-07-19-0273-FI>
- Flores, E., Silberschmidt, K., & Kramer, M. (1960). Observações de “clorose infecciosa” das malváceas em tomateiro do campo. *O Biológico*, 26(4), 65–69.
- Friedmann, M., Lapidot, M., Cohen, S., & Pilowsky, M. (1998). A novel source of resistance to Tomato yellow leaf curl virus exhibiting a symptomless reaction to viral infection. *Journal of the American Society for Horticultural Science*. <http://journal.ashspublications.org/content/123/6/1004.abstract>
- Frohlich, D. R., Torres-Jerez, I., Bedford, I. D., Markham, P. G., & Brown, J. K. (1999). A phylogeographical analysis of the *Bemisia tabaci* species complex based on mitochondrial DNA markers. *Molecular Ecology*, 8(10), 1683–1691. <https://doi.org/10.1046/j.1365-294X.1999.00754.x>
- García-Arenal, F., & Zerbini, F. M. (2019). Life on the edge: Geminiviruses at the interface between crops and wild plant hosts. *Annual Review of Virology*, 6, 411–433. <https://doi.org/10.1146/annurev-virology-092818-015536>

- Ghosh, S., Kanakala, S., Lebedev, G., Kontsedalov, S., Silverman, D., Alon, T., et al. (2019). Transmission of a new *Polerovirus* infecting pepper by the whitefly *Bemisia tabaci*. *Journal of Virology*, 93(15), 1–14. <https://doi.org/10.1128/jvi.00488-19>
- Giordano, L. de B., Fonseca, M. E. de N., Silva, J. B. C. da, Inoue-Nagata, A. K., & Boiteux, L. S. (2005). Efeito da infecção precoce por *Begomovirus* com genoma bipartido em características de frutos de tomate industrial. *Horticultura Brasileira*, 23(3), 815–818. <https://doi.org/10.1590/s0102-05362005000300025>
- GISD, G. I. S. D. (2021). *Bemisia tabaci*. *Invasive Species Specialist Group (ISSG)*. <http://www.iucngisd.org/gisd/species.php?sc=106>. Accessed 4 May 2021
- Gorayeb, E. S., Bello, V. H., Cruciol, G. C. D., Watanabe, L. F. M., Dovigo, L. H., Sartori, M. M. P., et al. (2020). Evaluation of *Datura stramonium* and *Nicandra physaloides* as reservoirs of tomato severe rugose virus and whiteflies. *Plant Pathology*, 69(3), 569–575. <https://doi.org/10.1111/ppa.13139>
- Guimarães, L. R. P., Nozaki, D. N., Moura, M. F., de Almeida Spadotti, D. M., Mituti, T., Krause-Sakate, R., & Pavan, M. A. (2017). Fungicide application can improve production of tomato coinfecting with *Begomovirus* and *Crinivirus*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 52(6), 435–442. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2017000600007>
- Heusden, S. van, & Lindhout, P. (2018). Genetics and Breeding. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes 2nd edition* (2nd ed., pp. 27–58). Boston, MA: CAB International.
- Heuvelink, E., & Okello, R. C. O. (2018). Developmental Processes. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes 2nd edition* (2nd ed.). Boston, MA: CAB International. <https://lccn.loc.gov/2018002400>
- HFBrasil. (2020). HortiFruti Brasil - Especial Tomate. *CEPEA- Centro de Estudos Avançados em Economia Aplicada - ESALQ/USP*, 201(9), 1981–19. <https://www.hfbrasil.org.br/br/revista/acessar/completo/especial-tomate-impactos-covid-19-nos-curto-e-medio-prazos.aspx>. Acessado em 28 de maio 2021.
- Horowitz, A. R., Kontsedalov, S., Khasdan, V., & Ishaaya, I. (2005). Biotypes B and Q of *Bemisia tabaci* and their relevance to neonicotinoid and pyriproxyfen resistance. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology*, 58(4), 216–225. <https://doi.org/10.1002/arch.20044>
- Hu, J., Zhang, X., Jiang, Z., Zhang, F., Liu, Y., Li, Z., & Zhang, Z. (2018). New putative cryptic species detection and genetic network analysis of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in China based on mitochondrial COI sequences. *Mitochondrial DNA Part A: DNA Mapping, Sequencing, and Analysis*, 29(3), 474–484. <https://doi.org/10.1080/24701394.2017.1307974>
- Hu, L., & Yang, L. (2019). Time to fight: molecular mechanisms of age-related resistance. *Phytopathology*, 109(9), 1500–1508. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-11-18-0443-RVW>
- Hu, T., Huang, C., He, Y., Castillo-González, C., Gui, X., Wang, Y., et al. (2019).  $\beta$ C1 protein encoded in geminivirus satellite concertedly targets MKK2 and MPK4 to counter host defense. *PLoS pathogens*, 15(4), e1007728. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1007728>
- Hull, R., Fellow, E., Centre, D. of D. and S. B. J. I., & Norwich, U. (2009). Comparative plant virology. *Elsevier*, 31(2), 70–76.

- IBGE. (2021). Indicadores IBGE - Levantamento sistemático da produção agrícola (Dezembro/2018). *Instituto Brasileiro de Geografia e Estatísticas*, 89. <https://biblioteca.ibge.gov.br/index.php/biblioteca-catalogo?view=detalhes&id=72415>. Acessado em 28 de maio de 2021.
- ICTV. (2021). International Committee on Taxonomy of Viruses (ICTV). *Virus Taxonomy: 2020 Release*. <https://talk.ictvonline.org/taxonomy/>. Accessed 12 May 2021
- Inoue-Nagata, A. K., Lima, M. F., & Gilbertson, R. L. (2016). Uma revisão de geminivíroses (begomovíroses) em hortaliças e outras culturas: Situação atual e estratégias de manejo. *Horticultura Brasileira*, 34(1), 8–18. <https://doi.org/10.1590/S0102-053620160000100002>
- Jankauskiene, J., Brazaityte, A., Bobinas, Č., & Duchovskis, P. (2013). Effect of transplant growth stage on tomato productivity. *Acta Scientiarum Polonorum, Hortorum Cultus*, 12(2), 143–152.
- Jeger, M. J., Holt, J., Van Den Bosch, F., & Madden, L. V. (2004). Epidemiology of insect-transmitted plant viruses: Modelling disease dynamics and control interventions. *Physiological Entomology*, 29(3 SPEC. ISS.), 291–304. <https://doi.org/10.1111/j.0307-6962.2004.00394.x>
- Jiu, M., Hu, J., Wang, L. J., Dong, J. F., Song, Y. Q., & Sun, H. Z. (2017). Cryptic species identification and composition of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) complex in Henan Province, China. *Journal of Insect Science*, 17(3), 1–7. <https://doi.org/10.1093/jisesa/iex048>
- Kanakala, S., & Ghanim, M. (2019). Global genetic diversity and geographical distribution of *Bemisia tabaci* and its bacterial endosymbionts. *PLoS ONE*, 14(3). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0213946>
- Kandel, D. R., Marconi, T. G., Badillo-Vargas, I. E., Enciso, J., Zapata, S. D., Lazcano, C. A., et al. (2020). Yield and fruit quality of high-tunnel tomato cultivars produced during the off-season in South Texas. *Scientia Horticulturae*, 272(June), 109582. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109582>
- Kelley, W. T., & Boyhan, G. (2014). *Commercial tomato production handbook*. UGA Extension. Georgia, USA.
- Lapidot, M., Ben-Joseph, R., Cohen, L., Machbash, Z., & Levy, D. (2006). Development of a scale for evaluation of Tomato yellow leaf curl virus resistance level in tomato plants. *Phytopathology*, 96(12), 1404–1408. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-96-1404>
- Lapidot, M., Friedmann, M., Lachman, O., Yehezkel, A., Nahon, S., Cohen, S., & Pilowsky, M. (1997). Comparison of resistance level to tomato yellow leaf curl virus among commercial cultivars and breeding lines. *Plant Disease*, 81(12), 1425–1428. <https://doi.org/10.1094/PDIS.1997.81.12.1425>
- Lapidot, M., Friedmann, M., Pilowsky, M., Ben-Joseph, R., & Cohen, S. (2001). Effect of Host plant resistance to tomato yellow leaf curl virus (TYLCV) on virus acquisition and transmission by its whitefly vector. *Phytopathology*®, 91(12), 1209–1213. <https://doi.org/10.1094/PHYTO.2001.91.12.1209>
- Lapidot, M., Karniel, U., Gelbart, D., Fogel, D., Evenor, D., Kutsher, Y., et al. (2015a). A Novel route controlling begomovirus resistance by the messenger RNA surveillance factor *Pelota*. *PLoS Genetics*, 11(10), 1–19. <https://doi.org/10.1371/journal.pgen.1005538>

- Lee, W., Park, J., Lee, G. S., Lee, S., & Akimoto, S. (2013). Taxonomic status of the *Bemisia tabaci* complex (Hemiptera: Aleyrodidae) and reassessment of the number of its constituent species, 8(5). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0063817>
- Leisner, S. M., Turgeon, R., & Howell, S. H. (1993). Effects of host plant development and genetic determinants on the long-distance movement of cauliflower mosaic virus in *Arabidopsis*. *Plant Cell*, 5(2), 191–202. <https://doi.org/10.1105/tpc.5.2.191>
- Levy, D., & Lapidot, M. (2008a). Effect of plant age at inoculation on expression of genetic resistance to tomato yellow leaf curl virus. *Archives of Virology*, (153), 171–179. <https://doi.org/10.1007/s00705-007-1086-y>
- Li, R., Weldegergis, B. T., Li, J., Jung, C., Qu, J., Sun, Y., et al. (2014). Virulence factors of geminivirus interact with MYC2 to subvert plant resistance and promote vector performance. *Plant Cell*, 26(12), 4991–5008. <https://doi.org/10.1105/tpc.114.133181>
- Lima, G. G. da S., Nsacimento, A. dos R., & Ázara, N. A. (2012). Produção de Mudas. In F. V. T. M. Clemente & L. S. Boiteux (Eds.), *Produção de tomate para processamento industrial* (1st ed., pp. 77–101). Brasília, DF: Embrapa. <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/941866>
- Lima, L. H. C., Návia, D., Inglis, P. W., & De Oliveira, M. R. V. (2000). Survey of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) biotypes in Brazil using RAPD markers. *Genetics and Molecular Biology*, 23(4), 781–785. <https://doi.org/10.1590/S1415-47572000000400012>
- Lourenção, A. L., & Nagai, H. (1994). Surtos populacionais de *Bemisia tabaci* no estado de São Paulo. *Bragantia*, 53(1), 53–59. <https://doi.org/10.1590/S0006-87051994000100006>
- Lowe, S., Browne, M., Boudjelas, S., & De Poorter, M. (2000). *100 of the world's worst invasive alien species a selection from the global invasive species database*. *Weed Technology* (1st ed.). The Invasive Species Specialist Group (ISSG). <https://doi.org/10.1614/WT-04-126.1>
- Macedo, M. A., Albuquerque, L. C., Maliano, M. R., Souza, J. O., Rojas, M. R., Inoue-Nagata, A. K., & Gilbertson, R. L. (2018). Characterization of tomato leaf curl purple vein virus, a new monopartite New World begomovirus infecting tomato in Northeast Brazil. *Archives of Virology*, 163(3), 737–743. <https://doi.org/10.1007/s00705-017-3662-0>
- Macedo, M. A., Rêgo-Machado, C. M., Maliano, M. L., Rojas, M. R., Inoue-Nagata, A. K., & Gilbertson, R. L. (2020). Complete sequence of a new bipartite begomovirus infecting *Sida* sp. in Northeastern Brazil. *Archives of Virology*, 165(1), 253–256. <https://doi.org/10.1007/s00705-019-04458-9>
- Macedo, M.A., Michereff Filho, M., Navas-Castillo, J., & Inoue-Nagata, A. K. (2015). Host range and whitefly transmission efficiency of tomato severe rugose virus and tomato golden vein virus in tomato plants. *Tropical Plant Pathology*, 40(6), 405–409. <https://doi.org/10.1007/s40858-015-0055-3>
- Mansoor, S., Briddon, R. W., Zafar, Y., & Stanley, J. (2003). Geminivirus disease complexes: An emerging threat. *Trends in Plant Science*, 8(3), 128–134. [https://doi.org/10.1016/S1360-1385\(03\)00007-4](https://doi.org/10.1016/S1360-1385(03)00007-4)
- McKenzie, C. L., Bethke, J. A., Byrne, F. J., Chamberlin, J. R., Dennehy, T. J., Dickey, A. M., et al. (2012). Distribution of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) Biotypes in



- North America after the Q Invasion. *Journal of Economic Entomology*, 105(3), 753–766. <https://doi.org/10.1603/EC11337>
- Mehboob-Ur-Rahman, Khan, A. Q., Rahmat, Z., Iqbal, M. A., & Zafar, Y. (2017). Genetics and genomics of cotton leaf curl disease, its viral causal agents and whitefly vector: A way forward to sustain cotton fiber security. *Frontiers in Plant Science*, 8(July), 1–14. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01157>
- Mehta, D., Stürchler, A., Anjanappa, R. B., Zaidi, S. S. E. A., Hirsch-Hoffmann, M., Gruissem, W., & Vanderschuren, H. (2019). Linking CRISPR-Cas9 interference in cassava to the evolution of editing-resistant geminiviruses. *Genome Biology*, 20(1), 1–10. <https://doi.org/10.1186/s13059-019-1678-3>
- Melgarejo, T. A., Kon, T., Rojas, M. R., Paz-Carrasco, L., Zerbini, F. M., & Gilbertson, R. L. (2013). Characterization of a New World monopartite begomovirus causing leaf curl disease of tomato in Ecuador and Peru reveals a new direction in geminivirus evolution. *Journal of Virology*, 87(10), 5397–5413. <https://doi.org/10.1128/jvi.00234-13>
- Misaka, B. C., Wosula, E. N., Marchelo-D'ragga, P. W., Hvoslef-Eide, T., & Legg, J. P. (2020). Genetic diversity of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (hemiptera: Aleyrodidae) colonizing sweet potato and cassava in south sudan. *Insects*, 11(1), 1–15. <https://doi.org/10.3390/insects11010058>
- Mituti, T., Moura, M. F., Macedo, M. A., Silva, T. N. Z., Pinto, L. R., Costa, H., et al. (2019). Survey of begomoviruses and the crinivirus, tomato chlorosis virus, in solanaceous in Southeast/Midwest of Brazil. *Tropical Plant Pathology*, 44(5), 468–472. <https://doi.org/10.1007/s40858-019-00294-z>
- Moraes, L. A., Marubayashi, J. M., Yuki, V. A., Ghanim, M., Bello, V. H., De Marchi, B. R., et al. (2017). New invasion of *Bemisia tabaci* Mediterranean species in Brazil associated to ornamental plants. *Phytoparasitica*, 45(4), 517–525. <https://doi.org/10.1007/s12600-017-0607-9>
- Moraes, L. A., Muller, C., Bueno, R. C. O. de F., Santos, A., Bello, V. H., De Marchi, B. R., et al. (2018a). Distribution and phylogenetics of whiteflies and their endosymbiont relationships after the Mediterranean species invasion in Brazil. *Scientific Reports*, 8(1), 1–13. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-32913-1>
- Morales, F. J., & Anderson, P. K. (2001). The emergence and dissemination of whitefly-transmitted geminiviruses in Latin America. *Archives of Virology*, 146(3), 415–441. <https://doi.org/10.1007/s007050170153>
- Mugerwa, H., Seal, S., Wang, H. L., Patel, M. V., Kabaalu, R., Omongo, C. A., et al. (2018). African ancestry of New World, *Bemisia tabaci*-whitefly species. *Scientific Reports*, 8(1), 1–11. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-20956-3>
- Naika, S., Jeude, J. van L. de, Goffau, M. de, Hilmi, M., & Dam, B. van. (2005). *A cultura do tomate: produção, processamento e comercialização*. (B. van Dam, Ed.). Wageningen, Países Baixos.
- Navas-Castillo, J., Fiallo-Olivé, E., & Sánchez-Campos, S. (2011). *Emerging virus diseases transmitted by whiteflies*. *Annual Review of Phytopathology* (Vol. 49). <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-072910-095235>
- Nawaz-ul-Rehman, M. S., & Fauquet, C. M. (2009). Evolution of geminiviruses and their satellites. *FEBS Letters*, 583(12), 1825–1832. <https://doi.org/10.1016/j.febslet.2009.05.045>

- Nicaise, V. (2014). Crop immunity against viruses: Outcomes and future challenges. *Frontiers in Plant Science*, 5(NOV), 1–18. <https://doi.org/10.3389/fpls.2014.00660>
- Nicola, S., Tibaldi, G., & Fontana, E. (2009). Tomato production systems and their application to the tropics. *Acta Horticulturae*, 821(821), 27–34. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2009.821.1>
- Panter, S. N., & Jones, D. A. (2002). Age-related resistance to plant pathogens. *Advances in Botanical Research*, 38, 251–280. [https://doi.org/10.1016/s0065-2296\(02\)38032-7](https://doi.org/10.1016/s0065-2296(02)38032-7)
- Paprotka, T., Metzler, V., & Jeske, H. (2010). The first DNA 1-like  $\alpha$  satellites in association with New World begomoviruses in natural infections. *Virology*, 404(2), 148–157. <https://doi.org/10.1016/j.virol.2010.05.003>
- Parry, H., Kalyebi, A., Bianchi, F., Sseruwagi, P., Colvin, J., Schellhorn, N., & Macfadyen, S. (2020). Evaluation of cultural control and resistance-breeding strategies for suppression of whitefly infestation of cassava at the landscape scale: a simulation modeling approach. *Pest Management Science*, 76(8), 2699–2710. <https://doi.org/10.1002/ps.5816>
- Passos, L. S., Teixeira, J. W. M., Teixeira, K. J. M. L., Xavier, C. A. D., Zerbini, F. M., Araújo, A. S. F., & Beserra, J. E. A. (2017). Two new begomoviruses that infect non-cultivated malvaceae in Brazil. *Archives of Virology*, 162(6), 1795–1797. <https://doi.org/10.1007/s00705-017-3283-7>
- Pavan, S., Jacobsen, E., Visser, R. G. F., & Bai, Y. (2010). Loss of susceptibility as a novel breeding strategy for durable and broad-spectrum resistance. *Molecular Breeding*, 25(1), 1–12. <https://doi.org/10.1007/s11032-009-9323-6>
- Pereira-Carvalho, R. C., Díaz-Pendón, J. A., Fonseca, M. E. N., Boiteux, L. S., Fernández-Muñoz, R., Moriones, E., & Resende, R. O. (2015). Recessive resistance derived from tomato cv. Tyking-limits drastically the spread of tomato yellow leaf curl virus. *Viruses*, 7(5), 2518–33. <https://doi.org/10.3390/v7052518>
- Perring, T. M. (2001). The *Bemisia tabaci* species complex. *Crop Protection*, 20(9), 725–737. [https://doi.org/10.1016/S0261-2194\(01\)00109-0](https://doi.org/10.1016/S0261-2194(01)00109-0)
- Picó, B., Díez, J. M., & Nuez, F. (1996). Review viral diseases causing the greatest economic losses to the tomato crop. II. The tomato yellow leaf curl virus—a review. *Scientia Horticulturae*, 67, 151–196.
- Pinheiro-Lima, B., Pereira-Carvalho, R. C., Alves-Freitas, D. M. T., Kitajima, E. W., Vidal, A. H., Lacorte, C., et al. (2020). Transmission of the bean-associated Cytorhabdovirus by the whitefly *Bemisia tabaci* MEAM1. *Viruses*, 12(9), 1028. <https://doi.org/10.3390/v12091028>
- Polston, J. E., & Anderson, P. K. (1997). The emergence of whitefly-transmitted geminiviruses in tomato in the Western Hemisphere. *Plant Disease*, 81(12), 1358–1369. <https://doi.org/10.1094/PDIS.1997.81.12.1358>
- Tomar, S., Malik, K., Ellango, R., & Singh, B. (2014). Analysis of whitefly, *Bemisia tabaci*: sequencing of the mitochondrial cytochrome oxidize I mtCoI. *International Journal of Genetic Engineering and Biotechnology*. ISSN 0974, 3073(2), 185–190. <http://www.irphouse.com>
- Reis, L. de N. A. dos, Fonseca, M. E. de N., Ribeiro, S. G., Naito, F. Y. B., Boiteux, L. S., & Pereira-Carvalho, R. de C. (2020). Metagenomics of neotropical single-stranded DNA viruses in tomato cultivars with and without the *Ty-1* gene. *Viruses*, 12(8), 819. <https://doi.org/10.3390/v12080819>

- Riley, D. G., & Srinivasan, R. (2019). Integrated management of tomato yellow leaf curl virus and its whitefly vector in tomato. *Journal of Economic Entomology*, 112(4), 1526–1540. <https://doi.org/10.1093/jee/toz051>
- Rocha, C. S., Castillo-Urquiza, G. P., Lima, A. T. M., Silva, F. N., Xavier, C. A. D., Hora-Junior, B. T., et al. (2013). Brazilian begomovirus populations are highly recombinant, rapidly evolving, and segregated based on geographical location. *Journal of Virology*, 87(10), 5784–5799. <https://doi.org/10.1128/JVI.00155-13>
- Rodrigues, C. da S., Nakasu, E. Y. T., Ortiz, G. V., Pereira, J. L., Lucena-Leandro, V. S., Rêgo-Machado, C. M., Souza, T. A., Martins, T. P. & Inoue-Nagata, A. K. (2021). Evidence of Spread of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) Mediated by Internal Transportation of Ornamental Plants in Brazil. *Neotrop. Entomol.* <https://doi.org/10.1007/s13744-021-00881-3>
- Rojas, M. R., Macedo, M. A., Maliano, M. R., Soto-Aguilar, M., Souza, J. O., Briddon, R. W., et al. (2018). World Management of Geminiviruses. *Annual Review of Phytopathology*, 56, 637–677. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-080615-100327>
- Romay, G., Chirinos, D., Geraud-Pouey, F., & Desbiez, C. (2010). Association of an atypical alphasatellite with a bipartite New World begomovirus. *Archives of Virology*, 155(11), 1843–1847. <https://doi.org/10.1007/s00705-010-0760-7>
- Roy, A., Acharyya, S., Das, S., Ghosh, R., Paul, S., Srivastava, R. K., & Ghosh, S. K. (2009). Distribution, epidemiology and molecular variability of the begomovirus complexes associated with yellow vein mosaic disease of mesta in India. *Virus Research*, 141(2), 237–246. <https://doi.org/10.1016/j.virusres.2008.11.022>
- Sánchez-Campos, S., Martínez-Ayala, A., Márquez-Martín, B., Aragón-Caballero, L., Navas-Castillo, J., & Moriones, E. (2013). Fulfilling Koch's postulates confirms the monopartite nature of tomato leaf deformation virus: A begomovirus native to the New World. *Virus Research*, 173(2), 286–293. <https://doi.org/10.1016/j.virusres.2013.02.002>
- Sanfacon, H., Varsani, A., Lambertini, P. M. L., Medina, C. G. V., Teppa, E., Bornancini, V. A., et al. (2018). Tomato apical leaf curl virus: A novel, monopartite geminivirus detected in tomatoes in argentina. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.02665>
- Santana, F. M., Inoue-Nagata, A. K., Nagata, T., Ribeiro, S. G., Ávila, A. C., & Giordano, L. B. (2007). Detecção de um begomovírus em amostras foliares de tomateiro com sondas não-radioativas. *Ciência Rural*, 37, 269–272.
- Sharabani, G., Shtienberg, D., Borenstein, M., Shulhani, R., Lofthouse, M., Sofer, M., et al. (2013). Effects of plant age on disease development and virulence of *Clavibacter michiganensis* subsp. *michiganensis* on tomato. *Plant Pathology*, 62(5), 1114–1122. <https://doi.org/10.1111/ppa.12013>
- Sharma, H. J., Sharma, S. K., & Singh, N. B. (2019). Genome complexity of begomovirus disease and a concern in agro-economic loss. *Journal of Applied Biology & Biotechnology*, 7(3), 78–83. <https://doi.org/10.7324/JABB.2019.70314>
- Shatters, R. G., Powell, C. A., Boykin, L. M., Liansheng, H., & McKenzie, C. L. (2009). Improved DNA barcoding method for *Bemisia tabaci* and related Aleyrodidae: Development of universal and *Bemisia tabaci* biotype-specific mitochondrial cytochrome c oxidase I polymerase chain reaction primers. *Journal of Economic Entomology*, 102(2), 750–758. <https://doi.org/10.1603/029.102.0236>

- Siddell, S. G., Walker, P. J., Lefkowitz, E. J., Mushegian, A. R., Dutilh, B. E., Harrach, B., et al. (2020). Binomial nomenclature for virus species: a consultation. *Archives of Virology*, *165*(2), 519–525. <https://doi.org/10.1007/s00705-019-04477-6>
- Simmonds, P., Adams, M. J., Benk, M., Breitbart, M., Brister, J. R., Carstens, E. B., et al. (2017). Consensus statement: Virus taxonomy in the age of metagenomics. *Nature Reviews Microbiology*, *15*(3), 161–168. <https://doi.org/10.1038/nrmicro.2016.177>
- Simon, C., Frati, F., Beckenbach, A., Crespi, B., Liu, H., & Flook, P. (1994). Evolution, weighting, and phylogenetic utility of mitochondrial gene sequences and a compilation of conserved polymerase chain reaction primers. *Annals of the Entomological Society of America*, *87*(6), 651–701. <https://doi.org/10.1093/aesa/87.6.651>
- Sivalingam, P. N., & Varma, A. (2012). Role of betasatellite in the pathogenesis of a bipartite begomovirus affecting tomato in India. *Archives of Virology*, *157*(6), 1081–1092. <https://doi.org/10.1007/s00705-012-1261-7>
- Souza, T. A., Silva, J. M. F., Nagata, T., Martins, T. P., Nakasu, E. Y. T., & Inoue-Nagata, A. K. (2020). A temporal diversity analysis of Brazilian begomoviruses in tomato reveals a decrease in species richness between 2003 and 2016. *Frontiers in Plant Science*, *11*(August), 1–13. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.01201>
- Srinivasan, R., Riley, D., Diffie, S., Sparks, A., & Adkins, S. (2012). Whitefly population dynamics and evaluation of whitefly-transmitted tomato yellow leaf curl virus (TYLCV)-resistant tomato genotypes as whitefly and TYLCV reservoirs. *Journal of Economic Entomology*, *105*(4), 1447–1456. <https://doi.org/10.1603/EC11402>
- Tay, W. T., Elfekih, S., Court, L., Gordon, K. H., & De Barro, P. J. (2016). Complete mitochondrial DNA genome of *Bemisia tabaci* cryptic pest species complex Asia I (Hemiptera: Aleyrodidae). *Mitochondrial DNA*, *27*(2), 972–973. <https://doi.org/10.3109/19401736.2014.926511>
- Tay, W. T., Elfekih, S., Polaszek, A., Court, L. N., Evans, G. A., Gordon, K. H. J., & De Barro, P. J. (2017). Novel molecular approach to define pest species status and tritrophic interactions from historical *Bemisia* specimens. *Scientific Reports*, *7*(1), 429. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-00528-7>
- Toloy, R. S., Mituti, T., Freitas, D. M. S., Maluta, N. K. P., Silva, T. N. Z., Lopes, J. R. S., et al. (2018). Features of the relationship between Tomato severe rugose begomovirus and *Bemisia tabaci* MEAM1 reveal that the virus is acquired during a probe lasting only one minute. *European Journal of Plant Pathology*, *151*(2), 541–547. <https://doi.org/10.1007/s10658-017-1388-1>
- Van Den Bosch, F., Akudibilah, G., Seal, S., & Jeger, M. (2006). Host resistance and the evolutionary response of plant viruses. *Journal of Applied Ecology*, *43*(3), 506–516. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2006.01159.x>
- Varsani, A., Navas-Castillo, J., Moriones, E., Hernández-Zepeda, C., Idris, A., Brown, J. K., et al. (2014). Establishment of three new genera in the family Geminiviridae: Becurtovirus, Eragrovirus and Turncurtovirus. *Archives of Virology*, *159*(8), 2193–2203. <https://doi.org/10.1007/s00705-014-2050-2>
- Voorburg, C. M., Yan, Z., Bergua-Vidal, M., Wolters, A. M. A., Bai, Y., & Kormelink, R. (2020). Ty-1, a universal resistance gene against geminiviruses that is compromised by co-replication of a betasatellite. *Molecular Plant Pathology*, *21*(2), 160–172. <https://doi.org/10.1111/mpp.12885>

- Wang, H.-L., Lei, T., Xia, W.-Q., Cameron, S. L., Liu, Y.-Q., Zhang, Z., et al. (2019). Insight into the microbial world of *Bemisia tabaci* cryptic species complex and its relationships with its host. *Scientific Reports*, 9(1), 6568. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-42793-8>
- Wang, Y., Jiang, J., Zhao, L., Zhou, R., Yu, W., & Zhao, T. (2018). Application of whole genome resequencing in mapping of a tomato yellow leaf curl virus resistance gene. *Scientific Reports*, 8(1), 9592. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-27925-w>
- Wilisiani, F., Mashiko, T., Wang, W. Q., Suzuki, T., Hartono, S., Neriya, Y., et al. (2019). New recombinant of tomato leaf curl New Delhi virus infecting melon in Indonesia. *Journal of General Plant Pathology*, 0(0), 0. <https://doi.org/10.1007/s10327-019-00849-7>
- Wills, Kathy J. (Royal Botanic Gardens, K. (Ed.). (2017). Plant health – state of research. In *State of the world's Plants 2017* (pp. 64–71). Royal Botanic Gardens, KEW. [https://stateoftheworldsplants.org/2017/report/SOTWP\\_2017\\_10\\_plant\\_health\\_state\\_of\\_research.pdf](https://stateoftheworldsplants.org/2017/report/SOTWP_2017_10_plant_health_state_of_research.pdf)
- Yan, Z., Wolters, A.-M. A., Navas-Castillo, J., & Bai, Y. (2021). The global dimension of tomato yellow leaf curl disease: Current status and breeding perspectives. *Microorganisms*, 9(4), 740. <https://doi.org/10.3390/microorganisms9040740>
- Yang, X., Guo, W., Li, F., Sunter, G., & Zhou, X. (2019). Geminivirus-associated betasatellites: Exploiting chinks in the antiviral arsenal of plants. *Trends in Plant Science*, 24(6), 519–529. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2019.03.010>
- Yuki, V. A., Lourenção, A. L., Kuniyuki, H., & Betti, J. A. (1998). Transmissão experimental do vírus do mosaico dourado do feijoeiro por *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 27(4), 675–678. <https://doi.org/10.1590/S0301-80591998000400025>
- Zaidi, S. S. e. A., Naqvi, R. Z., Asif, M., Strickler, S., Shakir, S., Shafiq, M., et al. (2020). Molecular insight into cotton leaf curl geminivirus disease resistance in cultivated cotton (*Gossypium hirsutum*). *Plant Biotechnology Journal*, 18(3), 691–706. <https://doi.org/10.1111/pbi.13236>
- Zerbini, F. M., Briddon, R. W., Idris, A., Martin, D. P., Moriones, E., Navas-Castillo, J., et al. (2017). ICTV virus taxonomy profile: Geminiviridae. *Journal of General Virology*, 98(2), 131–133. <https://doi.org/10.1099/jgv.0.000738>
- Zerbini, F. M., Ribeiro, S. G., Andrade, E. C., Lopes, E. F., Fernandes, J. J., & Fontes, E. P. B. (2002). Identificação e taxonomia de novas espécies de vírus transmitidos por mosca-branca no Brasil. *Biológico*, 64(2), 151–152.

## **2 CAPÍTULO II**

---

**Qualidade das mudas de tomateiro industrial em diferentes idades de semeadura e produzidas em bandejas com distintos volumes de células**

## RESUMO

O tomate é a segunda hortaliça mais consumida no mundo, sendo principalmente produzida para consumo fresco ou processamento em indústrias. A produção de tomate é iniciada com a preparação de mudas a serem estabelecidas no campo. No Brasil, mudas de tomateiro são produzidas em bandejas com muitas células (> 300) com pequeno volume disponível de solo (11,5 cm<sup>3</sup>), que são entregues no campo com 25-30 dias após a semeadura (DAS). Outros países produtores de tomate utilizam bandejas com maiores volumes de célula e entregues ao produtor com 45-50 DAS. Neste estudo, a qualidade das mudas produzidas de modo tradicional em bandejas com 400 células na idade de 25-30 DAS foi determinada e comparada com mudas produzidas com outras idades e em bandejas com maior volume de célula. As idades avaliadas foram 20, 30, 40, 50 e 60 DAS em bandejas com 400, 162 e 72 células que possuem, respectivamente, os volumes de 11,5 cm<sup>3</sup>, 50,0 cm<sup>3</sup> e 113,0 cm<sup>3</sup> por célula. A produção das mudas foi realizada por dois viveiros certificados na região Central do Brasil, em 2018 e 2019. As mudas foram avaliadas por parâmetros de desenvolvimento (número de folhas e inflorescências) e crescimento (altura, diâmetro do coleto e peso seco da planta) para a qualidade. O índice de Dickson foi utilizado para compilar os resultados em um único valor de qualidade para as mudas. Além deste parâmetro foi estimado o potencial fotossintético das mudas. A análise evidenciou uma baixa qualidade das mudas produzidas de forma tradicional. As mudas com melhores qualidades foram observadas em bandeja de 72 células com o maior volume disponível por célula, seguida das mudas produzidas em bandeja de 162 células com o segundo maior volume disponível por célula. As plântulas com idade de 50 DAS em 2018 e 40 DAS em 2019 foram as de maior qualidade. Entre as demais idades, plântulas de 20 DAS apresentaram a menor qualidade e aquelas de 40 e 60 DAS foram similares ou inferiores as de 50 DAS. Plântulas de 30 DAS apresentaram uma qualidade inferior àquelas de 40 DAS, principalmente na bandeja com o maior volume de célula. A idade de 50 DAS é proposta como a melhor opção de idade para qualidade das mudas por proporcionar melhor qualidade em todas as bandejas nos dois anos. Uma nova opção de produção de mudas é aqui proposta como uma possível estratégia para melhoria do sistema de produção de mudas utilizado para estabelecimento do tomateiro no campo.

**Palavras-chaves:** qualidade de mudas, volume de células, idade de mudas, índice de Dickson, *Solanum lycopersicum*

## ABSTRACT

Tomato is the second most consumed vegetable in the world, produced for fresh consumption or industrial processing. Tomato production starts with the production of seedlings that are used for transplanting in the field. In Brazil, tomato seedlings are prepared in trays with many cells (> 300) with a low volume of soil (11,5 cm<sup>3</sup>), which are delivered to the growers 25-30 days after seeding (DAS). In other countries, tomato seedling production is conducted in trays with a higher cell volume and delivered to the field at 45-50 DAS. In this study, the quality of seedlings traditionally produced in trays with 400 cells, and aged 25-30 DAS was analysed, and compared with alternative ages and trays. The seedling ages evaluated were 20, 30, 40, 50, and 60 DAS in trays with 400, 162, and 72 cells with respective volumes of 11.5 cm<sup>3</sup>, 50.0 cm<sup>3</sup> and 113 cm<sup>3</sup> per cell. The seedling production was carried out into two certified nurseries in the central region of Brazil, in 2018 and 2019. The seedlings were evaluated by parameters of development (number of leaves, inflorescences) and growth (height, stem diameter, and dry weight of plant) for quality. The Dickson index was used to compile the results into a single value representing the seedling quality. In addition to this parameter, the photosynthetic capacity of the seedlings was estimated. A low seedling quality was observed in seedlings produced by the traditional method. The best seedlings were observed in trays with 72-cells, followed by seedlings produced in trays with 162-cells. The seedling age of the highest quality was 50 DAS in 2018 and 40 DAS in 2019. Among the other ages, 20 DAS seedlings were of the lowest quality, 40 and 60 DAS were either similar or of lower quality than those of 50 DAS. In general, seedlings of 30 DAS showed a quality lower than those of 40 DAS. The seedling aged 50 DAS is proposed as the recommended option, as it is ranked among the seedlings with the best quality in all trays in both years. A new seedling production option is highlighted here and proposed as a potential strategy for improving the seedlings production system used for the establishment of tomatoes in the field.

**Keywords:** quality seedling, cell volume, seedling age, index of Dickson, *Solanum lycopersicum*



## 2.1 INTRODUÇÃO

O cultivo do tomateiro (*Solanum lycopersicum*) teve início há mais de três séculos atrás e hoje é plantado em todo o mundo (Bergougnoux, 2014), ocupando o segundo lugar entre as hortaliças mais cultivadas e consumidas (FAO, 2021). Entretanto, o maior avanço no cultivo tem ocorrido apenas nas últimas quatro décadas, com o surgimento de novas técnicas de cultivo, avanço no melhoramento genético e ampliação do conhecimento sobre a planta (Bergougnoux, 2014; Kandel *et al.*, 2020).

O tomateiro é cultivado de forma tutorada ou rasteira, conforme seu hábito de crescimento, respectivamente, indeterminado ou determinado. Cultivares de crescimento indeterminado, conduzidas de forma tutorada, têm os frutos direcionados ao consumo *in natura*, e as com crescimento determinado, conduzidas de forma rasteira, têm os frutos direcionados às indústrias de processamento (Nicola, Tibaldi & Fontana, 2009; Bergougnoux, 2014). Entretanto, variações a esses dois sistemas de cultivo estão sendo observadas, principalmente em relação às cultivares de crescimento determinado. Estas tendem a produzir frutos mais saborosos e estão ganhando mercado, com cultivo rasteiro em grandes áreas ou em sistema de tutoramento adaptados (Kandel *et al.*, 2020).

Independente da cultivar e da destinação do produto, o cultivo do tomateiro de forma comercial inicia-se com a produção das mudas que serão estabelecidas no campo (Nicola, Tibaldi & Fontana, 2009). As mudas de tomateiro são produzidas em sementeiras ou em recipientes como bandejas de polietileno ou isopor (Leskovar, Cantliffe & Stoffella, 1994; NeSmith & Duval, 1998; Bouzo & Favaro, 2015). A utilização de bandejas é uma técnica vantajosa e foi rapidamente adotada pelos produtores devido à individualização das mudas, aumento da uniformidade, redução da competição no desenvolvimento das plântulas, melhor estabelecimento dessas no campo e melhor resposta das mudas a estresses biótico e abiótico

quando comparadas a plântulas em semeadura direta no campo (Latimer, 1991; Bouzo & Favaro, 2015; Balliu, 2017).

A alta demanda por mudas levou ao surgimento de viveiristas responsáveis por produzir mudas de qualidade, bem desenvolvidas, livres de patógenos e com alta performance no campo (Balliu, 2017). Os viveiristas mantêm as mudas em condições controladas até o momento do transplante pelo agricultor, o que favorece a melhor adaptação da planta e encurta o ciclo da cultura no campo (Vavrina & Orzolek, 1993; Garner & Björkman, 1999; Jankauskiene *et al.*, 2013). Este sistema de produção de mudas foi estabelecido nas últimas três décadas do século XX, sendo o processo de aperfeiçoamento realizado de forma contínua (Çelik *et al.*, 1986; Vavrina & Orzolek, 1993; Kumar & Raheman, 2008; Lima, Nascimento & Ázara, 2012).

As mudas com idade de 25 a 35 dias após a semeadura são as mais recomendadas e consideradas adequadas para estabelecimento do tomateiro no campo (Naika *et al.*, 2005; Nicola, Tibaldi & Fontana, 2009; Lima, Nascimento & Ázara, 2012). Entretanto, alguns estudos sugerem o uso de mudas mais desenvolvidas e com maior qualidade (Latimer, 1991; Garner & Björkman, 1999; Singh *et al.*, 2007; Jankauskiene *et al.*, 2013). A qualidade das mudas é normalmente definida por parâmetros como altura, diâmetro do coleto, desenvolvimento foliar, peso seco total e as relações entre altura e diâmetro do coleto, assim como entre o peso seco da parte aérea e radicular (Lima, Nascimento & Ázara, 2012; Santos *et al.*, 2017). Um método normalmente utilizado para definir a qualidade de diferentes mudas em um único índice é o proposto por Dickson, Leaf & Hosner (1960) e utilizado até hoje (Santos *et al.*, 2017; Medeiros *et al.*, 2018).

No Brasil, as mudas de tomateiro são transplantadas entre o 25º e o 30º dia após a semeadura (Lima, Nascimento & Ázara, 2012), produzidas em volume de células com 10 a 15 cm<sup>3</sup> em bandejas com mais de 300 células. A utilização de mudas mais desenvolvidas é

explorada e recomendada para o transplante em outros países (Orzolek *et al.*, 2016), bem como a utilização de bandejas com volumes de célula maiores na semeadura (NeSmith & Duval, 1998; Kandel *et al.*, 2020).

O plantio de mudas no campo reduz gastos com replante e raleio, frequentemente observados com a semeadura direta, muito comum antes da utilização de mudas produzidas em bandejas (Lin, Luther & Hanson, 2015). Apesar do avanço recente no processo de produção de mudas no mundo, adequações às necessidades do produtor ainda são necessárias. Estudos que avaliem a qualidade dessas mudas e que despertem o interesse do produtor para explorar novas opções de mudas, possivelmente mais vantajosas, devem ser realizados para determinar características de mudas mais adequadas para cada tipo de cultivo (tomate para mesa ou indústria). O volume da célula na bandeja influencia diretamente o desenvolvimento das mudas no viveiro, e este desenvolvimento é também afetado pela idade em que a muda será finalizada. Ambos, volume de célula e idade das mudas, interferem em parâmetros de qualidade (Heuvelink & Okello, 2018). Estas características devem ser as mais adequadas para favorecer o estabelecimento das plantas e resultar em alta produção de frutos no campo.

Desta forma, este estudo teve como objetivo analisar parâmetros de qualidade em mudas de uma cultivar de tomateiro industrial quando semeada em diferentes volumes de células (11.5 cm<sup>3</sup>, 50.0 cm<sup>3</sup> e 128 cm<sup>3</sup>) e em cinco idades distintas (20, 30, 40, 50 e 60 dias).

## **2.2 MATERIAL E MÉTODOS**

### **2.2.1 Produção das mudas**

A cultivar de tomateiro Heinz-9553 (H-9553) é uma das mais plantadas no Brasil para a produção de tomate industrial (Luz *et al.*, 2016), sendo assim utilizada para o estudo. As mudas foram produzidas em dois viveiros certificados em casas de vegetação fechadas e aclimatizadas que possuem sistema de irrigação controlado e automatizado. Em 2018, a produção foi realizada no Viveiro BrazPlanta de Brazlândia, DF, com semeadura entre agosto

e outubro. Em 2019, as mudas foram produzidas no Viveiro Brambilla de Cristalina, GO, e a semeadura foi realizada entre fevereiro e abril de 2019. Em ambos os casos, a semeadura foi realizada de forma manual em três tipos de bandejas e em cinco datas. As bandejas utilizadas foram de 400, 162 e 72 células, correspondendo, respectivamente, aos volumes de 11,5 cm<sup>3</sup>, 50,0 cm<sup>3</sup> e 113,0 cm<sup>3</sup>, sendo as duas primeiras em material de polipropileno e a última em isopor por não ser encontrada em material de polipropileno. As datas de semeadura iniciaram em 21/08 e foram espaçadas a cada 10 dias para obter mudas com 60, 50, 40, 30 e 20 dias após a semeadura em 2018. O mesmo processo foi realizado em 2019, com a semeadura sendo iniciada em 21/02 e finalizada em 01/04/2019.

### **2.2.2 Parâmetros de desenvolvimento das mudas**

As diferentes bandejas com mudas prontas foram transportadas para a Embrapa Hortaliças, em Brasília, DF, e avaliadas quanto a características de desenvolvimento. Foram analisados os parâmetros morfológicos de altura da parte aérea em centímetros, diâmetro do coleto em milímetros na altura abaixo dos cotilédones e contagem do número de folhas com ao menos um folíolo expandido. Na contagem do número de folhas foi contabilizado também a cicatriz deixada no caule em mudas que sofreram abscisão foliar ainda nas bandejas, sendo cuidadosamente verificado sua presença e a distinção quanto as cicatrizes deixadas pelas folhas cotiledonares. Foi também verificado e contado a presença de inflorescências. Em cada uma das idades em cada bandeja foi realizado a análise de 20 mudas, divididas em quatro repetições compostas por cinco plantas cada.

### **2.2.3 Análise da qualidade das mudas**

A determinação da qualidade das mudas foi realizada a partir do índice de qualidade proposto por Dickson, Leaf & Hosner (1960) com a equação  $IQD = \frac{PMST}{[(Alt_{cm} / Diâm_{mm}) + (PMSA_g / PMSR_g)]}$  utilizada até hoje na avaliação de mudas (Medeiros *et al.*, 2018). Para a realização do cálculo, foram mensuradas as variáveis peso seco total (PMST), das

partes aérea (PMSA) e radicular (PMSR), a altura (Alt) e o diâmetro (Diâm) do coleto das mudas para cada um dos tratamentos idade e bandeja avaliados. Além destas variáveis, foi mensurado com o aparelho Minolta SPAD-502 o índice de SPAD, o potencial fotossintético, estimado pela quantidade de clorofila presente na folha, relativa à quantidade de radiação verde refletida. Para este parâmetro foram realizadas três leituras na mesma folha de cada uma das repetições em todos os tratamentos.

#### **2.2.4 Análise estatística**

O desenho experimental utilizado para a montagem e avaliação dos ensaios foi em delineamento inteiramente casualizado com esquema fatorial de 5x3; idades (20, 30, 40, 50 e 60 dias após a semeadura – DAS) e bandejas (400, 162 e 72 células). Em cada tratamento foram utilizadas 4 repetições compostas por cinco mudas. O experimento foi repetido em dois anos (2018 e 2019). Os dados foram avaliados em software SAS (Statistical Analysis Software) com o modelo PROC GLM para análise conjunta dos anos com valor de  $p < 0,05$  de erro após análise individual dos ensaios em cada ano por anova com  $p < 0,05$ .

### **2.3 RESULTADOS**

Os estudos para determinação dos parâmetros de qualidade e desenvolvimento das mudas foram realizados em idades ligeiramente diferentes em 2019 devido à logística dos viveiros. Desta forma as reais idades no momento das análises foram de 20, 30, 40, 50 e 60 DAS em 2018 e 25, 32, 43, 52 e 60 DAS em 2019. Houve uma interação significativa entre os fatores idades e bandejas entre os anos, sendo assim o desdobramento dos resultados é apresentado para cada um dos anos separadamente.

#### **2.3.1 Variação morfológica das mudas em função do volume de células e idade das mudas**

O efeito das idades e volume de célula nas bandejas sobre o desenvolvimento das plântulas em número de folhas verdadeiras foi significativamente diferente entre os anos

(**Tabela suplementar 1**). Entretanto a mesma tendência foi verificada entre eles, quanto mais velhas eram as mudas maior foi o número de folhas, bem como quanto maior o volume da célula nas bandejas maior o número de folhas (**Fig. 1**). As mudas com 50 e 60 DAS desenvolveram, em média, 6 a 8 folhas por plântula em ambos os anos. Estes resultados nestas idades foram similares dentro das bandejas, diferindo estatisticamente apenas na bandeja com 162 células em que os valores obtidos no número de folhas das mudas de 50 DAS foram maiores que aquelas de 60 DAS no ano de 2018. Entretanto, em números absolutos, as plântulas com 60 DAS apresentaram menos folhas que plântulas com 50 DAS. Nas demais idades o número de folhas foi menor e observou-se maior variação entre este parâmetro nas idades. Foi verificado que plântulas com 20 DAS desenvolveram um menor número de folhas, entre 2 a 4 folhas, sendo maior o número em bandejas com maior volume de célula. Os valores nesta idade foram estatisticamente inferiores às demais em todos os níveis do fator bandeja, com exceção em 2019 quando foram similares a aquelas da idade de 30 DAS na bandeja convencional (400 células). As plântulas com 30 DAS desenvolveram de 3 a 5 folhas, diferindo estatisticamente entre os níveis do fator bandeja, com a maior quantidade de folhas verificada na bandeja com 72 células seguida de 162 e 400 células. A idade de 40 DAS desenvolveu um número de folhas maior que 30 DAS em quase todos os tratamentos de bandeja, com exceção apenas em 2018, na bandeja com 162 células. Nesta idade, as plântulas desenvolveram de 4 a 6 folhas, com diferenças estatísticas entre as bandejas, sendo o maior número de folhas observado no maior volume de célula na bandeja com 72 células. Na bandeja convencional (400 células), uma quantidade significativamente menor de folhas foi observada em comparação com mudas nas mesmas idades nas demais bandejas.

A presença de inflorescências não foi observada em todas as idades de mudas nas bandejas. O mesmo efeito observado para o número de folhas foi verificado para as

inflorescências, quanto mais velhas as mudas e quanto maior o volume da célula maior o número de plantas com inflorescências. Uma exceção foi observada nas mudas com 60 DAS em que o número de inflorescências foi inferior ao verificado nas mudas com 50 DAS na bandeja com 72 células nos dois anos. Esta observação indica que a idade de 50 DAS pode ser melhor que 60 DAS e pode ser o limite de uma idade adequada para produção de mudas de tomateiro. As mudas com 50 e 60 DAS desenvolveram mais inflorescências em bandejas com maior volume de célula, apresentando ao menos uma inflorescência (**Fig. 1**). Nas demais idades avaliadas, o aparecimento de inflorescência foi observado em mudas na bandeja com 72 células com plântulas a partir do tratamento de 40 DAS em 2018 e de 30 DAS em 2019. Na bandeja com 162 células o aparecimento de inflorescências foi observado nas mudas de 50 e 60 DAS em 2018 e 2019, e em 2019 na idade de 40 DAS. O menor volume de célula favoreceu o aparecimento de inflorescência na idade de 60 DAS em 2018 e em 50 e 60 DAS em 2019. A presença de inflorescências foi maior no ano de 2019, sendo possível observar até duas inflorescências por planta em algumas mudas na bandeja com 72 células. A diferença entre número de inflorescências e folhas observadas entre 2018 e 2019 devem-se possivelmente à diferença na época de plantio, inverno do primeiro ano e verão no segundo.

Para os parâmetros altura e diâmetro do coleto das mudas também foi verificado aumento na altura e espessura do caule das mudas com o aumento da idade e do volume da célula nas bandejas, ou seja, quanto mais velhas as mudas e maiores as células mais altas as mudas e maior o diâmetro do coleto (**Fig. 2**). Uma grande variação na altura das mudas foi verificada entre as mudas mais altas (50 DAS) e as mais baixas (20 DAS), com 6,0 a 21,0 cm a mais em 2018 e 6,0 a 13,0 cm a mais em 2019. Esta variação foi dependente do volume da célula em que foram semeadas, sendo que na bandeja com 72 células as mudas com 50 DAS foram superiores em 5,81 e 3,90 vezes às mudas com 20 DAS, respectivamente, em 2018 e 2019. Para as demais idades, a variação entre 50 DAS e estas foi de 1,25 a 1,90 a mais em

2018 e 1,09 a 2,14 em 2019. Verificou-se que as mudas produzidas com 60 DAS foram 5,2 cm menores que as mudas produzidas com a idade de 50 DAS em 2018 e 1,58 cm a menos que esta mesma idade em 2019. Na bandeja com 162 células o mesmo efeito foi observado e as mudas com 50 DAS foram 1,56 a 4,34 vezes maiores que as demais em 2018 e 1,29 a 2,42 vezes maiores em 2019. Na bandeja convencional (400 células) a altura das mudas foi inferior a observada nas demais bandejas em ambos os anos, com exceção para a idade de 20 DAS em que as mudas nesta bandeja foram maiores que as demais bandejas em 2018, foram similares às mudas na bandeja com 162 células e superiores à bandeja com 72 células em 2019. A altura das plântulas de 40 DAS em 2018 foi inferior à observada em 2019, o que sugere que algo restringiu o desenvolvimento das mudas nesta idade em todas as bandejas neste ano.

Quanto ao diâmetro do coleto, a variação mais nítida ocorreu entre a bandeja de 72 células e as demais bandejas nas idades de 40, 50 e 60 DAS (**Fig. 2; Tabela suplementar 1**). Apesar de significativamente diferentes as mudas com 20 DAS e 30 DAS apresentaram baixa variação entre as bandejas nos anos de 2018 e 2019. Nas plântulas de 40 DAS o diâmetro do coleto foi inferior ao das mudas de 50 e 60 DAS nos dois anos; quando comparadas com as plântulas de 30 DAS, o diâmetro do coleto foi similar na bandeja com 400 células e inferior na bandeja com 162 células em 2018. A idade de 50 DAS apresentou o maior diâmetro do coleto em todas as bandejas e destacou-se também neste parâmetro.

### **2.3.2 Efeito do volume de células e idade das mudas sobre parâmetros de qualidade**

A determinação da qualidade de mudas foi feita com base no índice proposto por Dickson, Leaf & Hosner (1960), em que é mensurado o peso seco das partes aérea, radicular e total das mudas para compor a equação do Índice de Qualidade de Dickson (IQD) (**Tabela Suplementar 2**). O índice SPAD para estimativa da clorofila presente nas folhas pela mensuração da radiação verde refletida em unidade de SPAD foi também utilizado como indicador de qualidade.



Na **Figura 3** são apresentados os valores do peso total das mudas e o valor de SPAD, de forma que é possível verificar um comportamento semelhante entre estas variáveis. A análise do peso das mudas, como os parâmetros de desenvolvimento descritos acima, revelou uma relação direta com o aumento da idade e o volume da célula até a idade de 50 DAS (**Fig. 3**), já que na idade de 60 DAS uma redução ocorreu em ambos os anos. As mudas com 50 DAS foram as mais pesadas em todas as bandejas em 2018 e 2019, com exceção da bandeja com 400 células em 2018 em que nesta idade os valores para as plântulas não diferiram estatisticamente daqueles de 60 DAS (**Tabela suplementar 2**). Quanto às demais idades, foi observado que mudas de 20 DAS foram inferiores às demais idades na maioria das bandejas. Mudanças com 60 DAS foram superiores a mudas com 40 e 30 DAS nas três bandejas em 2018, enquanto em 2019 as plântulas das idades de 40 e 60 DAS não diferiram estatisticamente daquelas na bandeja com 72 e 162 células. As plântulas nas idades de 40 e 60 DAS foram superiores a aquelas de 30 DAS nas duas maiores bandejas. Na bandeja convencional (400 células), a variação com as demais bandejas na idade de 20 DAS foi de apenas 0,30 g em 2018 e 0,60 g em 2019. Na idade de 50 DAS as mudas apresentaram uma variação de 2,09 e 1,56 g entre as bandejas, respectivamente, em 2018 e 2019, o que demonstra o maior acúmulo de matéria seca nesta idade (**Fig. 3**). Quando o peso das plântulas foi comparado nas demais idades um acréscimo 1,65 a 3,97 vezes na matéria seca foi observado entre as mudas na bandeja com 72 células e 400 células em 2018 e um acréscimo de 2,08 a 6,05 vezes em 2019. Na bandeja com 162 células, as mudas foram mais pesadas que as mudas na bandeja com menor volume de célula em ambos os anos, com uma variação de 1,40 a 4,03 vezes mais matéria seca. O aumento na matéria seca entre a bandeja de 162 células e 72 células foi menor nos dois anos, com peso 1,05 a 2,52 vezes inferiores. As mudas de 50 DAS foram as mais pesadas em ambos os anos, principalmente na bandeja com maior volume de célula.

O índice SPAD para mensuração da radiação verde refletida como estimativa da quantidade de clorofila e capacidade fotossintética das mudas em uma determinada área foliar serviu como um parâmetro para comparação das mudas (Jiang *et al.*, 2017). Os valores de SPAD no estágio vegetativo dos tomateiros podem atingir até 55 SPAD e quanto maior o valor, maior o conteúdo de clorofila total nas folhas (Jiang *et al.*, 2017). Este parâmetro evidenciou que o maior volume na célula está relacionado a valores maiores de cor verde nas folhas e, conseqüentemente, em maior quantidade de clorofila (**Fig. 3**), principalmente nas mudas com 40, 50 e 60 DAS. Entretanto, os valores observados entre as bandejas em mesma idade demonstraram baixa variação em 2018 e 2019, com plântulas da mesma idade nas bandejas com 162 e 400 células sendo similares (**Fig. 3; Tabela suplementar 2**). As mudas na bandeja com 72 células em 2018 e 2019 foram superiores àquelas nas demais bandejas, com exceção apenas para a idade de 20 DAS em 2019 em que os valores não diferiram estatisticamente entre as bandejas. Este resultado das mudas de 20 DAS nas diferentes bandejas destaca a ausência do efeito do volume da célula sobre a restrição do desenvolvimento das plântulas dentro do curto período de 20 dias.

Para simplificar a análise, foi realizado o cálculo do índice de qualidade proposto por Dickson, Leaf & Hosner (1960), em que os parâmetros coletados são sintetizados em um único resultado com intervalo entre 0 e 1, onde as melhores mudas apresentam valores próximos a 1. As mudas com 50 DAS e 40 DAS na bandeja com maior volume de célula foram, respectivamente, as melhores em 2018 e 2019. Em termos gerais, as mudas na bandeja com 72 células apresentaram os maiores índices, superando todas as idades nas bandejas com menores volumes de célula (**Fig. 4**). Na bandeja com 162 células, a idade de 50 DAS continuou em destaque no ano de 2018, mas em 2019 o índice não diferiu estatisticamente daqueles nas idades de 40 e 60 DAS. As mudas com 20 DAS foram inferiores a todas as demais idades em ambos os anos, com exceção para mudas de 30 DAS em 2019 em que o

IDQ foi extremamente baixo. As mudas de 30 DAS em 2018 e 2019 foram sempre inferiores às mudas com 40, 50 e 60 DAS em seus respectivos tratamentos.

## 2.4 DISCUSSÃO

Neste estudo determinamos parâmetros de crescimento e desenvolvimento de mudas de tomateiro preparadas em bandejas com diferentes volumes de 11,5 cm<sup>3</sup>, 50,0 cm<sup>3</sup> e 113,0 cm<sup>3</sup> de substrato por célula em viveiros certificados na região Centro-Oeste do Brasil onde foram mantidas até as idades de 20, 30, 40, 50 e 60 DAS.

Segundo Heuvelink & Okello (2018), o crescimento e desenvolvimento de plantas são processos bem definidos, o primeiro compreende eventos irreversíveis de aumento da dimensão da planta ou de seus órgãos no decorrer do tempo (ex. comprimento, diâmetro, área, volume e massa). Já o segundo, é uma série de eventos identificáveis que resultam em características qualitativas (germinação, florescimento, etc.) ou quantitativas (número de folhas, número de inflorescências ou flores, etc.) que mudam a estrutura da planta. Dentro desta definição, caracterizamos o crescimento em altura das plantas, diâmetro do coleto e peso seco total das mudas, enquanto o desenvolvimento das mudas foi determinado com base na análise do número de folhas e presença de inflorescência.

O padrão de recomendação de mudas de tomateiro para o transplântio mais utilizado até os dias de hoje são plantas com 3 a 5 folhas verdadeiras, aproximadamente com quatro semanas de idade após a sementeira, apresentando uma altura de 12 a 15 cm e sem a presença de inflorescências ou flores (Naika *et al.*, 2005; Lin, Luther & Hanson, 2015). A presença de inflorescências ou frutos nas mudas ainda na bandeja representa um dreno de nutrientes e energia do desenvolvimento vegetativo para o reprodutivo, que pode prejudicar o estabelecimento da muda no campo (Lin, Luther & Hanson, 2015). Na **Figura 1**, verificamos que em algumas idades de mudas avaliadas as plantas apresentaram inflorescências, principalmente quando sementeiras em bandejas com maior volume de células (50,0 cm<sup>3</sup> e

113,0 cm<sup>3</sup>). Este fenômeno foi observado principalmente nas idades de 40, 50 e 60 DAS nos dois anos, porém muito mais nítido na bandeja com 72 células no ano de 2019. Isso sugeriu que há um efeito do maior volume da célula em acelerar o desenvolvimento das mudas.

Segundo Jankauskienè *et al.* (2013), é comum que mudas de tomateiro mais velhas iniciem o florescimento mais cedo. Estes autores observaram que mudas com 5 a 6 folhas floresceram 8 a 12 dias depois daquelas com 9 a 10 folhas, e 4 a 6 dias depois das mudas com 7 a 8 folhas. Entretanto, as mudas com diferentes idades tendem a apresentar um mesmo tamanho e desenvolvimento em estádios mais tardios, três a quatro semanas após o transplântio no campo, tornando-se similares em produção (Leskovar, Cantliffe & Stoffella, 1991). No presente estudo, não conduzimos as mudas para transplântio no campo e desta forma não podemos comparar o resultado destas diferentes idades nas diferentes bandejas para desenvolvimento e produtividade. Os estudos com este objetivo foram realizados e encontram-se descritos no capítulo III desta tese.

O uso de mudas mais novas em detrimento das mais velhas tem sido recomendado devido a uma produção final semelhante ser geralmente observada (Leskovar, Cantliffe & Stoffella, 1991; Vavrina, 1998). Por exemplo, o Centro Asiático de Pesquisa e Desenvolvimento em Hortaliças em Taiwan (AVRDC) recomenda o plantio de mudas de tomateiro com idades de 4 a 5 semanas produzidas em bandejas com 72 células (4,0 cm de profundidade e 4,5 cm de largura) (Lin, Luther & Hanson, 2015), como utilizado por Kandel *et al.* (2020). O estágio de desenvolvimento das mudas, caracterizado aqui a partir do número de folhas presentes no momento da avaliação, é um padrão aceitável de estimativa da idade ideal da muda (Jankauskiene *et al.*, 2013). Entretanto o tomateiro é uma planta muito sensível à temperatura e geralmente apresenta comportamento diferente dependendo da época do ano em que é cultivado (Leskovar, Cantliffe & Stoffella, 1991). Este fato pode explicar a variação observada entre os anos de 2018 e 2019, principalmente em relação ao menor número de

folhas na idade de 20 DAS em 2018 e o maior número de inflorescências observado em 2019, já que as mudas foram preparadas no inverno em 2018 e no verão em 2019.

As mudas mais velhas, de 50 e 60 DAS, apresentaram o maior desenvolvimento em todas as bandejas nos dois anos estudados, sendo a idade bem correlacionada com o aumento do volume de célula disponível na bandeja para o desenvolvimento da planta. Resultados semelhantes foram encontrados por Latimer (1991), Romano, Paratore & Rosi (2003) e Costa *et al.* (2012). Estes autores demonstraram que mudas com a mesma idade podem alcançar tamanhos diferentes em relação ao volume de célula disponível para desenvolvimento radicular. Jankauskiene *et al.* (2013), avaliando diferentes estádios de crescimento em mudas de tomateiro também verificaram variação no desenvolvimento. Entretanto, no campo os autores não verificaram efeitos significativos do estágio de crescimento da muda sobre a massa seca de folhas e frutos na fase vegetativa e nem na média da produção de frutos final.

A recomendação de mudas produzidas em volumes de células maiores possibilita uma maior disponibilidade de substrato para as mudas e pode ser utilizada sem grande aumento da área necessária para a produção da mesma quantidade de mudas (Romano, Paratore & Rosi, 2003). Neste estudo, o maior volume de célula (113 cm<sup>3</sup> na bandeja com 72 células) proporcionou o maior número de folhas, ou seja, favoreceu o melhor desenvolvimento das mudas nas diferentes idades avaliadas. Entre as bandejas, a mais aceita e utilizada (400 células) apresentou o pior desempenho em quase todas as idades, sendo a exceção apenas 20 DAS em que as plantas se desenvolveram melhor. Entretanto, o plantio de mudas jovens (3 a 4 semanas após a semeadura) requer um maior período de cultivo para obter uma adequada produção, quando comparadas com mudas mais velhas (com 7 a 9 semanas) que têm uma produção satisfatória em período mais curto (Jankauskiene *et al.*, 2013).

Nossos dados corroboram com os de Costa *et al.* (2012) ao demonstrarem que o menor volume de bandeja proporcionou o menor desenvolvimento das mudas, tomando como base a

idade de 30 DAS em bandeja com 200 células (22.3 cm<sup>3</sup>). Romano, Paratore & Rosi (2003) também encontraram que o volume de células afeta o crescimento das plantas de tomateiro, condicionando aumento significativo da massa seca, diâmetro do coleto e número de folhas nas mudas em células com maiores volumes disponível para substrato. Algum mecanismo fisiológico talvez restrinja o crescimento das mudas quando limitadas pelo volume disponível para crescimento radicular e este precisa ser melhor caracterizado (Latimer, 1991; Romano, Paratore & Rosi, 2003). Além disso, mudas menores geralmente requerem maiores cuidados durante o transplântio no campo para garantir um contato satisfatório das mesma como o novo solo e proporcionar assim um adequado estabelecimento (Dufault & Waters, 1985 em Latimer, 1991).

As mudas de 60 DAS (6 a 8 folhas) foram inferiores ou iguais às mudas de 50 DAS (6 a 8 folhas) em todos os parâmetros avaliados, demonstrando assim que 50 DAS pode ser uma idade limite como nova opção na produção de mudas. Este fato desperta a necessidade de maior cuidado ao utilizar o número de folhas como único critério para estimar a idade ideal das mudas, como proposto por Jankauskiene *et al.* (2013), pois neste estudo 50 e 60 DAS na maioria dos caso não diferiram estatisticamente. Devido à alta sensibilidade do tomateiro à temperatura (Leskovar, Cantliffe & Stoffella, 1991), é possível que este comportamento diferente seja consequência da variação na época em que as mudas foram produzidas.

O menor desenvolvimento das mudas com 20 DAS na bandeja com maior volume de célula possivelmente está relacionado ao curto período para desenvolvimento radicular que foi priorizado na fase vegetativa inicial. O crescimento radicular insuficiente nas mudas de 20 DAS em bandejas grandes pode também ocorrer em mudas com 30 DAS, desta forma a produção de mudas destas idades em bandejas com maior volume de células não irá afetar a qualidade de mudas nesta idade. Entretanto, as idades mais maduras (40 e 50 DAS) são beneficiadas com a utilização de células maiores para a produção.

A partir do índice de qualidade de Dickson, foi determinado que as mudas com melhor qualidade foram 50 DAS e 40 DAS na bandeja com 72 células, respectivamente em 2018 e 2019. Na bandeja de 162 células a melhor idade foi 50 DAS, porém muito inferior à mesma idade na bandeja de 72 células em 2018. Em 2019, não foram observadas diferenças significativas entre as idades de 40, 50 e 60 DAS na bandeja de 162 células. Estes dados destacam o significativo efeito do volume de célula sobre a qualidade das mudas de tomateiro produzidas. Na bandeja convencional com o menor volume de célula, o índice de Dickson foi baixo para todas as idades.

A cadeia produtiva do tomate, principalmente o destinado para processamento industrial, está em expansão e melhorias no cultivo e conseqüentemente na qualidade da matéria-prima são um constante desafio (Nicola, Tibaldi & Fontana, 2009). A adequação de um sistema de produção de mudas que melhore o estabelecimento destas no campo com a redução do ciclo da planta e conseqüentemente do risco de danos por estresses bióticos e abióticos pode favorecer a produção de frutos melhores e com maior qualidade para as indústrias, bem como pode favorecer uma melhor adequação de cultivares para produção de frutos destinados ao consumo fresco.

## **2.5 CONCLUSÕES**

A proposta deste estudo foi sugerir novas opções de idades, em dias após a semeadura, e volumes de célula para a produção de mudas com melhor qualidade e possivelmente melhor desempenho no campo. Aqui as mudas com idades de 40 e 50 DAS quando produzidas em bandeja com 72 células apresentaram os maiores índices de qualidade, sendo o índice de 50 DAS superior no inverno de 2018 e 40 DAS superior no verão de 2019.

A produção de mudas na bandeja com 162 células é uma alternativa a bandeja com 72 células, pois apresentou satisfatórios índices de qualidade das mudas e estas foram superiores àquelas na bandeja convencional. Desta forma, com base no índice de qualidade de Dickson

determinado neste estudo e a possível viabilidade de produção em larga escala, sugerimos a utilização das mudas nas idades de 40 e 50 DAS em bandejas com 162 células como opções à idade de 30 DAS na bandeja de 400 células.

Para a bandeja convencional com 400 células a melhor idade pelo índice de Dickson foi 50 DAS no inverno de 2018 e 40, 50 e 60 DAS no verão de 2019. As plântulas de 30 DAS na bandeja com 400 células apresentaram valor muito baixo no índice de Dickson em 2018 (0,104) e 2019 (0,011) e foi inferior às mudas de 40, 50 e 60 DAS. As mudas com 50 DAS, seja no inverno ou no verão, parecem ser a melhor opção em substituição à idade rotineiramente utilizada de 25 a 35 DAS.

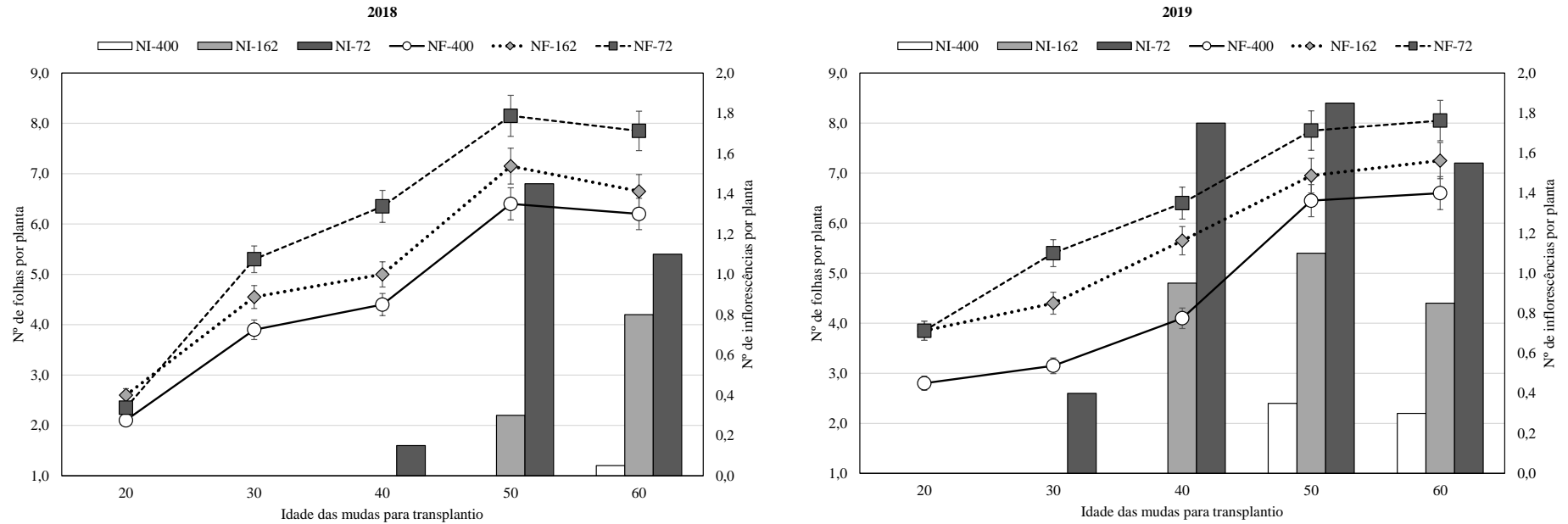


## 2.6 REFERÊNCIAS

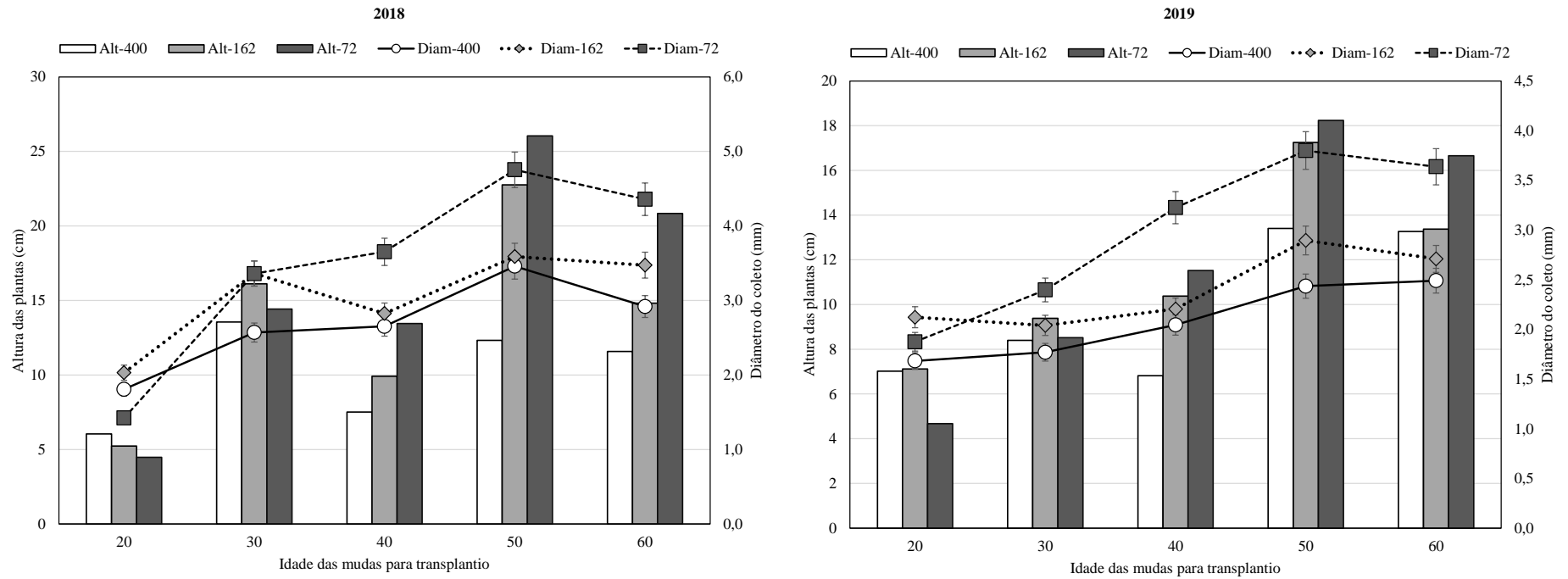
- Balliu, A. (2017). Nursery management practices influence the quality of vegetable seedlings. *Italus Hortus*, 24(24), 39–52. <https://doi.org/10.26353/j.itahort/2017.3.3952>
- Bergougnoux, V. (2014). The history of tomato: From domestication to biopharming. *Biotechnology Advances*, 32(1), 170–189. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2013.11.003>
- Bouzo, C. A., & Favaro, J. C. (2015). Container size effect on the plant production and precocity in tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Bulgarian Journal of Agricultural Science*, 21(2), 325–332. [18.indd \(agrojournal.org\)](http://18.indd.agrojournal.org)
- Çelik, A., Yaman, H., Turan, S., Kara, A., Kara, F., Zhu, B., et al. (1986). *The tomato crop: A scientific basis for improvement*. (J. G. Atherton & J. Rudich, Eds.) *Journal of Materials Processing Technology* (Vol. 1). <http://dx.doi.org/10.1016/j.cirp.2016.06.001> <http://dx.doi.org/10.1016/j.powtec.2016.12.055> <https://doi.org/10.1016/j.jfatigue.2019.02.006> <https://doi.org/10.1016/j.matlet.2019.04.024> <https://doi.org/10.1016/j.matlet.2019.127252> <http://dx.doi.org/10.1016/j.matlet.2019.127252>
- Costa, E., Leal, P. A. M., Benett, C. G. S., Benett, K. S. S., & Slalamene, L. C. P. (2012). Production of tomato seedlings using different substrates and trays in three protected environments. *Engenharia Agrícola*, 32(5), 822–830. <https://doi.org/10.1590/S0100-69162012000500002>
- Dickson, A., Leaf, A. L., & Hosner, J. F. (1960). Quality appraisal of white spruce and white pine seedling stock in nurseries. *The Forestry Chronicle*, 36(1), 10–13. <https://doi.org/10.5558/tfc36010-1>
- Dufault, R. J. & Waters, Jr. L. (1985). Container size influences broccoli and cauliflower transplant growth but not yield. *HortScience* 20:682-684.
- FAO. (2021). Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). *FAO Stat*. <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>. Accessed 12 May 2021
- Garner, L. C., & Björkman, T. (1999). Mechanical conditioning of tomato seedlings improves transplant quality without deleterious effects on field performance. *HortScience*, 34(5), 848–851. <https://doi.org/10.21273/hortsci.34.5.848>
- Heuvelink, E., & Okello, R. C. O. (2018). Developmental Processes. In E. Heuvelink (Ed.), *Tomatoes 2nd edition* (2nd ed.). Boston, MA: CAB International. <https://lcn.loc.gov/2018002400>
- Jankauskiene, J., Brazaityte, A., Bobinas, Č., & Duchovskis, P. (2013). Effect of transplant growth stage on tomato productivity. *Acta Scientiarum Polonorum, Hortorum Cultus*, 12(2), 143–152.
- Jiang, C., Johkan, M., Hohjo, M., Tsukagoshi, S., & Maturo, T. (2017). A correlation analysis on chlorophyll content and SPAD value in tomato leaves. *HortResearch*, 71(March), 37–42. <https://doi.org/10.20776/S18808824-71-P37>
- Kandel, D. R., Marconi, T. G., Badillo-Vargas, I. E., Enciso, J., Zapata, S. D., Lazcano, C. A., et al. (2020). Yield and fruit quality of high-tunnel tomato cultivars produced during the off-season in South Texas. *Scientia Horticulturae*, 272(June), 109582. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109582>

- Kumar, G. V. P., & Raheman, H. (2008). Vegetable transplanters for use in developing countries a review. *International Journal of Vegetable Science*, 14(3), 232–255. <https://doi.org/10.1080/19315260802164921>
- Latimer, J. G. (1991). Container size and shape influence growth and landscape performance of marigold seedlings. *HortScience*, 26(2), 124–126. <https://doi.org/10.21273/hortsci.26.2.124>
- Leskovar, D. I., Cantliffe, D. J., & Stoffella, P. J. (1991). Growth and yield of tomato plants in response to age of transplants. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 116(3), 416–420. <https://doi.org/10.21273/jashs.116.3.416>
- Leskovar, D. I., Cantliffe, D. J., & Stoffella, P. J. (1994). Transplant production systems influence growth and yield of fresh-market tomatoes. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 119(4), 662–668. <https://doi.org/10.21273/JASHS.119.4.662>
- Lima, G. G. da S., Nascimento, A. dos R., & Ázara, N. A. (2012). Produção de Mudas. In F. V. T. M. Clemente & L. S. Boiteux (Eds.), *Produção de tomate para processamento industrial* (1st ed., pp. 77–101). Brasília, DF: Embrapa. <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/941866>
- Lin, L., Luther, G. C., & Hanson, P. (2015). Raising healthy tomato seedlings. (B. T. Kurien & R. H. Scofield, Eds.) *AVRDC – The World Vegetable Center publication* (Vol. 869). Totowa, NJ: Humana Press. <https://doi.org/10.1007/978-1-61779-821-4>
- Luz, J. M., Bittar, C. A., Oliveira, R. C., Nascimento, A. R., & Nogueira, A. P. (2016). Desempenho e divergência genética de genótipos de tomate para processamento industrial. *Horticultura Brasileira*, 34(4), 483–490. <https://doi.org/10.1590/s0102-053620160406>
- Medeiros, M. do B. C. L., Jesus, H. I., Santos, N. de F. A., Melo, M. R. S., Souza, V. Q., Borges, L. S., et al. (2018). Índice de qualidade de Dickson e característica morfológica de mudas de pepino, produzidas em diferentes substratos alternativos. *Revista Agroecossistemas*, 10(1), 159. <https://doi.org/10.18542/ragros.v10i1.5124>
- Naïka, S., Jeude, J. van L. de, Goffau, M. de, Hilmi, M., & Dam, B. van. (2005). *A cultura do tomate: produção, processamento e comercialização*. (B. van Dam, Ed.). Wageningen, Países Baixos.
- NeSmith, D. S., & Duval, J. R. (1998). The effect of container size. *HortTechnology*, 8(4), 495–498. <https://doi.org/10.21273/horttech.8.4.495>
- Nicola, S., Tibaldi, G., & Fontana, E. (2009). Tomato production systems and their application to the tropics. *Acta Horticulturae*, 821(821), 27–34. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2009.821.1>
- Orzolek, M. D., Bogash, S. M., Kime, L. F., & Harper, J. K. (2016). Agricultural. *The Pennsylvania State University*, pp. 1–8.
- Romano, D., Paratore, A., & Rosi, A. L. (2003). Plant density and container cell volume on solanaceous seedling growth. *Acta Horticulturae*, 614(614), 247–253. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2003.614.36>
- Santos, S. T. dos, De Oliveira, F. D. A., De Medeiros Costa, J. P. B., Souza Neta, M. L. de, Alves, R. D. C., & Costa, L. P. (2017). Qualidade de mudas de cultivares de tomateiro em função de soluções nutritivas de concentrações crescentes. *REVISTA AGRO@MBIENTE ON-LINE*, 10(4), 326. <https://doi.org/10.18227/1982-8470ragro.v10i4.3096>

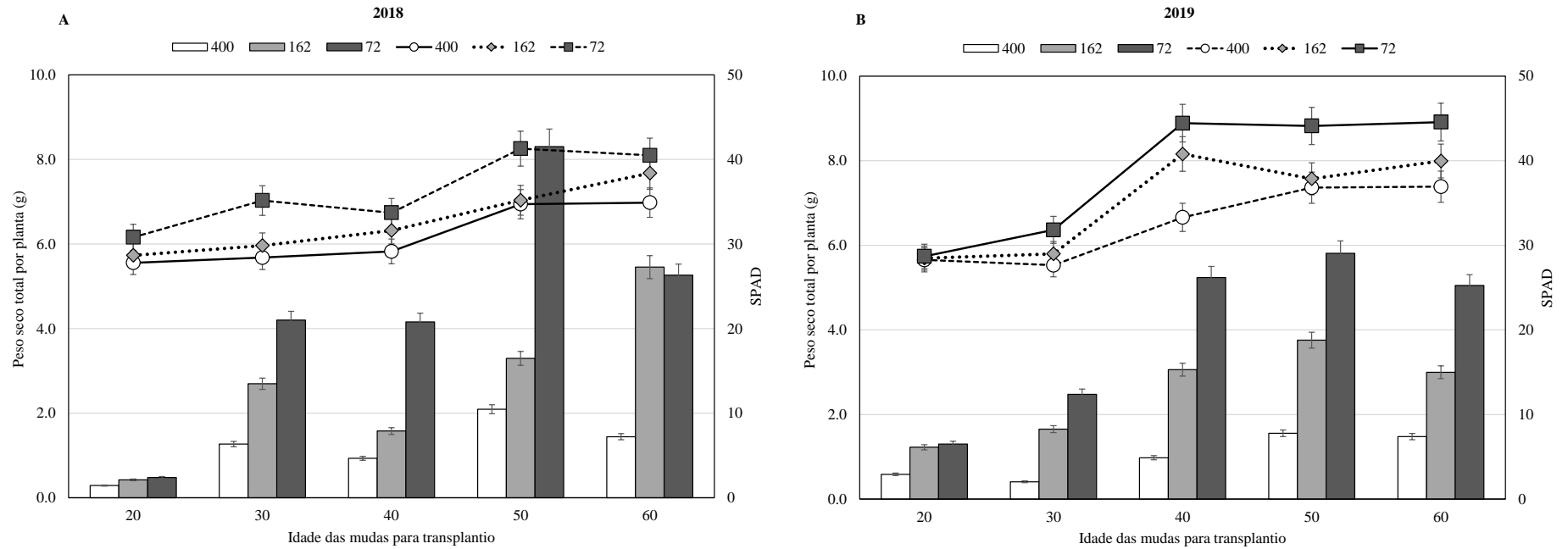
- Singh, B., Yadav, H. L., Kumar, M., & Sirohi, N. P. S. (2007). Effect of plastic plug-tray cell size and shape on quality of soilless media grown tomato seedlings. *Acta Horticulturae*, 742, 57–60. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2007.742.7>
- Vavrina, C. S. (1998). Transplant age in vegetable crops. *HortTechnology*, 8(4), 550–555. <https://doi.org/10.21273/horttech.8.4.550>
- Vavrina, C. S., & Orzolek, M. D. (1993). Tomato transplant age: A review, 3(3), 313–316.



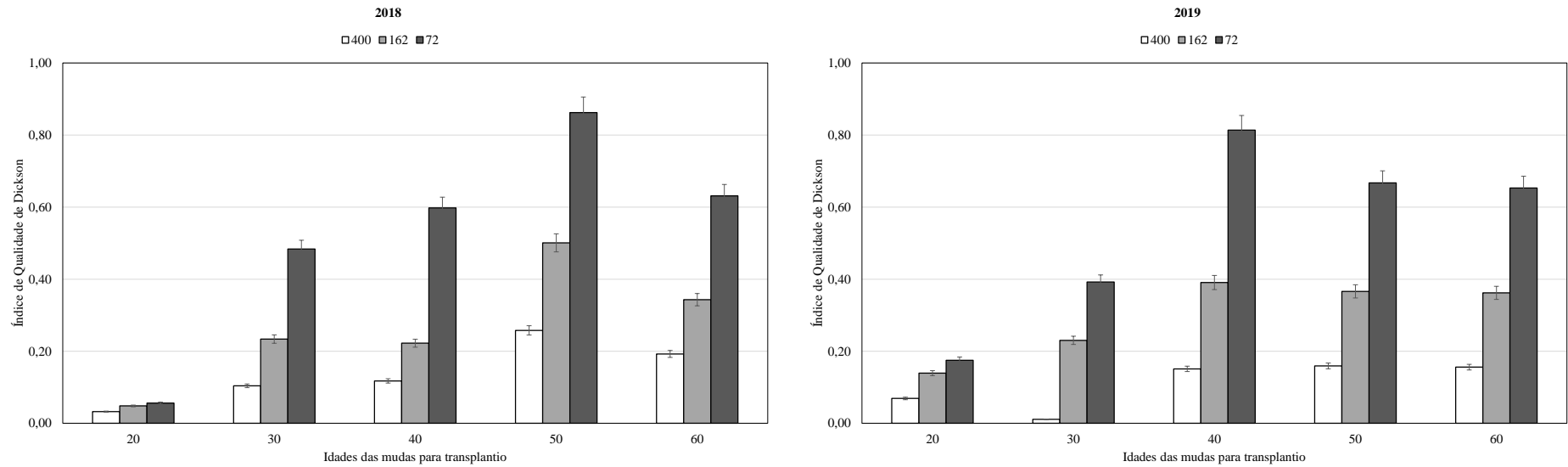
**Figura 1.** Número médio de folhas verdadeiras e número de inflorescências por muda de tomateiro H-9553 em diferentes idades cronológicas após a semeadura (20, 30, 40, 50, 60 dias), produzidas em três bandejas (72, 162 e 400 células) no ano de 2018 (A) e 2019 (B). NF-400 representa o número médio de folhas das mudas nas cinco idades dentro da bandeja de 400 células, NF-162 na bandeja de 162 células e NF-72 na bandeja de 72 células. NI-400 representa o número de inflorescências nas cinco idades na bandeja de 400 células, e assim sucessivamente para as bandejas de 162 e 72 células. A barra de desvio padrão é apresentada com erro de 5% nas médias.



**Figura 2.** Altura e diâmetro do coleto das mudas de tomateiro H-9553 em diferentes idades cronológicas após a sementeira, produzidas em diferentes recipientes (bandejas de 72, 162 e 400 células) nos anos de 2018 (A) e 2019 (B). Alt-400 representa a altura das plantas na bandeja de 400 células, Diam-400 representa o diâmetro do coleto das mudas na bandeja de 400, Alt-162 e Dim-162 representam altura e diâmetro das mudas na bandeja de 162 células e Alt-72 e Diam-72 altura e diâmetro das mudas na bandeja de 72 células. A barra de desvio padrão é apresentada com erro de 5% nas médias.



**Figura 3.** Valores médios da massa seca total (barras) das mudas de tomateiro H-9553 e a determinação da estimativa da radiação verde refletida em SPAD (linhas) nas folhas das mudas em diferentes idades cronológicas após a semeadura, produzidas em diferentes recipientes (bandejas de 72, 162 e 400 células) nos anos de 2018 (A) e 2019 (B). A barra de desvio padrão é apresentada com erro de 5% nas médias.



**Figura 4.** Média dos valores do Índice de Qualidade de Dickson para as mudas de tomateiro H-9553 em diferentes idades cronológicas após a sementeira e produzidas em três diferentes bandejas (72, 162 e 400 células) nos anos de 2018 (A) e 2019 (B). A barra de desvio padrão é apresentada com erro de 5% nas médias.

**Tabela suplementar 1.** Parâmetros de desenvolvimento utilizados para comparação entre os estádios de desenvolvimento para qualidade de mudas de tomateiro H-9553 em cinco idades (20, 30, 40, 50 e 60 DAS) e três bandejas (400, 162 e 72 células) nos anos de 2018 e 2019.

	Ano	Bandeja	Idade das mudas após semeadura					C.V. % <sup>b</sup>
			20*	30*	40*	50*	60	
Número de folhas <sup>a</sup>	2018	72	2,35 dAB <sup>c</sup>	5,30 cA	6,35 bA	8,15 aA	7,85 aA	4,68
		162	2,60 dA	4,55 cB	5,00 cB	7,15 aB	6,65 bB	
		400	2,10 dB	3,90 cC	4,4 bC	6,40 aB	6,20 aC	
	2019	72	3,85dA	5,40 cA	6,40 bA	7,85 aA	8,05 aA	3,89
		162	3,85 dA	4,40 cB	5,65 bB	6,45 aB	6,60 aB	
		400	2,80 cB	3,15 cC	4,10 bC	6,95 aC	7,25 aB	
Número de inflorescências <sup>a</sup>	2018	72	0,00 cA	0,00 cA	0,15 cA	1,45 aA	1,10 bA	40,66
		162	0,00 cA	0,00 cA	0,00cA	0,30 bB	0,80 aB	
		400	0,00 aA	0,00 aA	0,00 aA	0,00 aC	0,05 aC	
	2019	72	0,00 dA	0,40 cA	1,75 abA	1,85 aA	1,55 bA	21,14
		162	0,00 bA	0,00 bB	0,95 aB	1,10 aB	0,85 aB	
		400	0,00 bA	0,00 bB	0,00 bC	0,35 aC	0,30 aC	
Altura (cm) <sup>a</sup>	2018	72	4,47 dB	14,42 cB	13,45 cA	26,04 aA	20,83 bA	5,60
		162	5,23 dAB	16,11 bA	9,91 cB	22,76 aB	14,82 bB	
		400	6,05 cA	13,55 aB	7,51 cC	12,32 abC	11,58 bC	
	2019	72	4,67 eB	8,51 dB	11,52 cA	18,23 aA	16,65 bA	4,47
		162	7,12 dA	9,38 cA	10,37 cB	17,25 aB	13,37 bB	
		400	7,02 cA	8,39 bB	6,81 cC	13,40 aC	13,27 aB	
Diâmetro (mm) <sup>a</sup>	2018	72	1,42 eB	3,36 dA	3,65 cA	4,75 aA	4,35 bA	4,67
		162	2,03 cA	3,36 aA	2,82 bB	3,58 aB	3,47 aB	
		400	1,80 dA	2,57 cB	2,65 bcB	3,46 aB	2,91 bC	
	2019	72	1,87 dAB	2,39 cA	3,22 bA	3,80 aA	3,63 aA	6,49
		162	2,12 bA	2,04 bB	2,20 bB	2,89 aB	2,71 aB	
		400	1,68 cB	1,77 bcB	2,04 bB	2,43 aC	2,49 aB	

<sup>a</sup>Valores médios obtidos nos experimentos e analisados em ANOVA com valor de  $p < 0,05$ , desdobramento das médias por teste de Tukey a 5%.

<sup>b</sup>C.V.% (coeficiente de variação).

<sup>c</sup>Letras minúsculas demonstram diferenças significativas entre as médias dos tratamentos dentro da mesma linha. Letras maiúsculas demonstram diferenças significativas entre as médias dos tratamentos dentro da mesma coluna.

\*As reais idades das mudas após a semeadura no ano de 2019 foram de 25, 32, 43 e 52 DAS.



**Tabela suplementar 2.** Parâmetros de crescimento para avaliação da qualidade de mudas de tomateiro H-9553 em cinco idades (20, 30, 40, 50 e 60 DAS) e três bandejas (400, 162 e 72 células) nos anos de 2018 e 2019.

	Ano	Bandeja	Idade das mudas após semeadura					C.V. % <sup>b</sup>
			20*	30*	40*	50*	60	
<b>Peso total da muda (g)<sup>a</sup></b>	2018	72	0,478 dA <sup>c</sup>	4,199 cA	4,157 cA	8,304 aA	5,262 bA	8,38
		162	0,424 eA	2,697 cB	1,578 dB	3,297 aB	5,453 bB	
		400	0,289 dA	1,270 bcC	0,935 cC	2,093 aC	1,443 bC	
	2019	72	1,302 dA	2,479 cA	5,240 bA	5,812 aA	5,052 bA	8,73
		162	1,226 cA	1,654 cB	3,059 bC	3,759 aB	3,000 bB	
		400	0,586 bB	0,410 cC	0,977 bC	1,557 aC	1,479 aC	
<b>Massa seca aérea (g)<sup>a</sup></b>	2018	72	0,060 eA	0,329 dA	0,490 cA	0,950 aA	0,608 bA	8,33
		162	0,056 dA	0,225 cB	0,231 cB	0,618 aB	0,436 bB	
		400	0,039 dA	0,110 cC	0,149 bcC	0,303 aC	0,197 bC	
	2019	72	0,090 eA	0,174 dA	0,513 cA	0,747 aA	0,598 bA	11,26
		162	0,079 cA	0,115 cB	0,316 bB	0,513 aB	0,373 bB	
		400	0,043 bA	0,055 bC	0,096 bC	0,210 aC	0,195 aC	
<b>Massa seca da raiz (g)<sup>a</sup></b>	2018	72	0,011 eA	0,075 dA	0,149 cA	0,229 aA	0,171 bA	11,29
		162	0,009 eA	0,033 dB	0,064 cB	0,136 aB	0,099 bB	
		400	0,007 cA	0,016 bcC	0,031 bC	0,067 aC	0,056 aC	
	2019	72	0,018 cA	0,063 bA	0,179 aA	0,191 aA	0,185 aA	10,20
		162	0,015 dA	0,045 cB	0,101 bB	0,119 aB	0,111 abB	
		400	0,010 cA	0,020 bcC	0,031 bC	0,049 aC	0,047 aC	
<b>SPAD<sup>a</sup></b>	2018	72	30,79 cA	35,14 bA	33,69 bA	41,27 aA	40,48 aA	3,63
		162	28,66 dB	29,81 cdB	31,60 cB	35,16 bB	38,37 aB	
		400	27,78 bB	28,39 bB	29,12 bC	34,71 aB	34,88 aC	
	2019	72	28,69 cA	31,82 bA	44,43 aA	44,11 aA	44,56 aA	3,04
		162	28,48 cA	28,99 cB	40,79 aB	37,86 bB	39,97 abB	
		400	28,28 cA	27,65 cB	33,30 bC	36,82 aB	36,93 aC	
<b>Índice de Qualidade<sup>a</sup> de Dickson</b>	2018	72	0,056 dA	0,484 cA	0,598 bA	0,863 aA	0,631 bA	13,71
		162	0,048 dA	0,234 cB	0,222 cB	0,501 aB	0,343 bB	
		400	0,032 cA	0,104 cC	0,118 bcC	0,258 aC	0,192 abC	
	2019	72	0,175 dA	0,392 cA	0,814 aA	0,667 bA	0,653 bA	8,74
		162	0,139 cA	0,230 bB	0,391 aB	0,366 aB	0,362 aB	
		400	0,069 bB	0,011 cC	0,151 aC	0,159 aC	0,156 aC	

<sup>a</sup>Valores médios obtidos nos experimentos e analisados em ANOVA com valor de  $p < 0,05$ , desdobramento das médias por teste de Tukey a 5%.

<sup>b</sup>C.V% (coeficiente de variação);

<sup>c</sup>Letras minúsculas demonstram diferenças significativas entre as médias dos tratamentos dentro da mesma linha. Letras maiúsculas demonstram diferenças significativas entre as médias dos tratamentos dentro da mesma coluna.

\*As reais idades das mudas após a semeadura no ano de 2019 foram de 25, 32, 43 e 52 DAS.

### **3 CAPÍTULO III**

---

---

**Effect of begomovirus infection, transplant tray types, and transplant ages on tomato production**

## ABSTRACT

Based on the hypothesis that older plants are more resistant to pathogen infection, a phenomenon known as age-related resistance (ARR), we studied the effects of using tomato transplants with different developmental ages and produced in two cell sizes on infection with the begomovirus tomato severe rugose virus (ToSRV) and on plant development and yield. Transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding (DAS), produced in conventional trays with 400 cells (SC; volume 11.5 cm<sup>3</sup>/cell) or in trays with 162 cells (LC; 50.0 cm<sup>3</sup>/cell) were tested. Transplants grown in LC-trays were more vigorous and more mature than those in SC-trays. The older the transplants, the more physiologically older they were, except for those aged 60 DAS, which were similar to 50-DAS transplants. The plant cycle was not shortened by using older transplants, as by ~40 days after transplanting the plants were uniformly developed in all treatments; only the 20-DAS transplants were slightly delayed. While cell size had no effect on the rate of ToSRV infection, older transplants were likely more resistant, confirming the potential of using ARR as a management strategy. This was particularly apparent for transplants aged 40 DAS. ToSRV infection caused a sharp decrease (~45%) in fruit yield (both number and weight) and quality. Our data indicate that tomato growers may benefit from using older transplants produced in trays with cells containing more soil, especially in areas with a high incidence of begomoviruses.

**Keywords:** Geminivirus, Seedling, Age-related resistance, *Solanum lycopersicum*, Transplant vigour, Tomato severe rugose virus

### 3.1 INTRODUCTION

Brazil is ranked 9th in world tomato production, with a production of 3,917,967 tonnes, and 3rd in productivity (~72 tonnes/ha) in 2020 (FAO, 2021). Productivity is not uniform throughout the country and is affected by numerous problems; in particular, viral diseases are among the greatest causes of crop losses (Inoue-Nagata et al., 2016; Bergamin Filho et al., 2016). Chemical and cultural control practices are usually adopted to manage the virus diseases. Since 2007, tomato-free periods have been used to reduce the damage caused by begomoviruses and their vector whiteflies (cryptic species of *Bemisia tabaci*) to the tomato crop. *Bemisia tabaci* is one of the most important agricultural pests and transmits viruses belonging to 7 genera: *Begomovirus*, *Carlavirus*, *Crinivirus*, *Cytorhabdovirus*, *Ipomovirus*, *Polerovirus*, and *Torradovirus* (Navas-Castillo et al., 2011; Ghosh et al., 2019; Costa et al., 2020; Fiallo-Olivé et al., 2020; Pinheiro-Lima et al., 2020). Of these, begomoviruses are the most numerous and widespread (Bridson, 2015; Rojas et al., 2018; ICTV, 2021), especially in tomato crops (Leke et al., 2015; Prasad et al., 2020; Souza et al., 2020; Yan et al., 2021). In Brazil, at least 24 begomoviruses are reported in tomatoes (Faria et al., 2000; Fernandes et al., 2006; Castillo-Urquiza et al., 2008; Fernandes et al., 2008; Rocha et al., 2013; Barbosa et al., 2016; Ferro et al., 2017; Macedo et al., 2018; Quadros et al., 2019; Reis et al., 2020; Duarte et al., 2021), but the tomato severe rugose virus (ToSRV) is the most important and affects the

entire country (Fernandes et al., 2008; Inoue-Nagata et al., 2016; Rojas et al., 2018; Mituti et al., 2019; Reis et al., 2020; Souza et al., 2020; Duarte et al., 2021).

Nowadays, hybrid cultivars with moderate resistance to begomovirus infection are available in Brazil (Inoue-Nagata et al., 2016; Souza et al., 2020; Duarte et al., 2021). They are widely used in periods and regions with high incidences of whiteflies and begomoviruses. However, these cultivars are not immune to begomovirus infection (Rojas et al., 2018; Beam & Ascencio-Ibáñez, 2020) and may not express the traits desired by growers, such as resistance to other pathogens, high yield, fruit quality, and attractive taste. For these reasons, growers prefer to use non-resistant cultivars whenever possible. In susceptible cultivars, another type of resistance, termed age-related resistance, might be used to reduce the damage caused by pathogens (Panter & Jones, 2002; Balogun, 2008; Sharabani et al., 2013), but is still little studied for the begomovirus disease.

Tomato plants are planted as transplants produced in specialized nurseries. Customarily in Brazil, transplants are produced in polypropylene trays with 396 to 450 cells (each cell  $\sim 11 \text{ cm}^3$ ) and transplanted about 30 days after seeding (Lima et al., 2012). Fresh market tomatoes are transplanted manually, while for processing tomatoes, growers use semi-automated transplanting: the transplanting machine digs furrows and the plugs are fed manually by operators into a carousel that drops each transplant into the furrow at a defined spacing, resulting in  $\sim 30,000$  plants/ha. Although, the volume of cells used for transplant production is believed to affect the root growth, the use of large trays with older transplants may increase the cost and labor, and hence is not attractive to growers (NeSmith & Duval, 1998). Here, we tested whether the use of physiologically older transplants produced in cells with a larger soil volume could result in less damage from begomovirus infection, and in higher yields in processing-tomato production. The begomovirus ToSRV was used to inoculate transplants aged 20 to 60 days after seeding, produced in two types of trays. The plant development, begomovirus infection rate, and fruit productivity and quality were evaluated.

## **3.2 MATERIALS AND METHODS**

### **3.2.1 Transplant production**

Transplants of the bush-type tomato cultivar Heinz 9553 were produced by the commercial nursery Brambilla, located at Cristalina, Goiás state, in March to May of 2019 and 2020. Heinz 9553 is a hybrid cultivar widely used for processing tomatoes and is susceptible to begomovirus infection. Seeding was done about every 10 days to produce

transplants aged about 20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding (DAS) for inoculation of the virus. Two trays were tested, the conventional size with 400 cells (volume of 11.5 cm<sup>3</sup>/cell), and another size with 162 cells (50.0 cm<sup>3</sup>/cell). The transplants were kept in a screenhouse with a plastic cover and anti-aphid screen.

### 3.2.2 Virus inoculation

The ToSRV isolate 1164 (Macedo et al., 2015) was used for the inoculation, mediated by the whitefly *Bemisia tabaci* MEAM1. The transplants were transported to the Laboratory of Virology of Embrapa Vegetables and each treatment was subdivided into two groups, in four replications. Groups of 30 transplants per age and tray were transferred to a voile-covered cage, and ~30 individuals/plant of MEAM1 whiteflies, fed on a ToSRV-infected tomato leaf (acquisition access period of 48 h), were introduced into the cage. The inoculation access period was 72 h. The inoculation was performed in transplants with the following ages, in 2019: 25, 32, 43, 52, and 60 DAS; and in 2020: 22, 31, 40, 51, and 57 DAS. The ages differed from the programmed 20, 30, 40, 50, and 60 DAS, due to logistical issues at the nursery. A second, identical group for each treatment was separated and no whiteflies were introduced into the cage; this corresponded to the negative control group. The inoculated and non-inoculated transplants, in a total of 80 cages, were kept separately in the same screenhouse. After the inoculation, the transplants were sprayed with the insecticides Thiamethoxam and Pyriproxyfen to eliminate the whiteflies. After 4 days, the plants were inspected for the absence of whiteflies and transplanted to the field 7–10 days after the first day of inoculation.

### 3.2.3 Field trials

The inoculated and non-inoculated plants were transplanted to a commercial field for processing-tomato production at Luziânia, Goiás state (coordinates 16°19'26.6"S 47°43'26.5"W) on May 30, 2019, and at Cristalina (coordinates 16°23'20.3"S 47°31'48.8"W) on May 26, 2020. Both areas belong to Sorgatto Alimentos and are located ~23 Km apart. In 2019 the transplanting was done manually, and in 2020 by a transplanting machine. In 2019, the transplanting was done in double rows with 16 plants per plot (8 plants per row, plot 2.6 x 0.7 m). In 2020, 10 plants were used per row, for a total of 20 plants per plot (3.3 x 0.7 m). The transplant density was ~30,000 plants per hectare, i.e., spacing of 0.37 m between plants, 0.7 m within a double row, and 1.1 m between double rows. In 2020, lost transplants were manually replaced by new seedlings immediately after the transplanting step. The plots were

distributed in a randomized complete block design in a 3-factorial design with five ages x two trays x two virus treatments, totaling 20 treatments for each block. The plots were separated from each other by ~10 border plants in the row or by a double row of the grower's plants (cultivar Heinz 9992 in 2019, and HMX 7885 in 2020). The grower conducted irrigation, fertilization, and disease/pest control, following his routine schedule.

### **3.2.4 Analyses of morphological parameters**

For morphological analysis, the transplants were produced in 2018 and 2019, following the same age and tray cell-size treatments. The transplants were taken from the nursery to the laboratory and 20 plants from each treatment were subdivided into sets of 5 plants, with 4 replications. Leaves (at least one completely expanded leaflet) and inflorescences were counted; the number of any fruits present was also recorded. Seedling height was measured from the stem base to the top, using a ruler, and the stem diameter was measured at the first internode above the cotyledon, using an electronic caliper (Xu et al., 2021). Fresh weight of the above-ground parts and roots was measured; then, for dry mass, they were dried at 60 °C for at least 72 h in a forced-air circulation oven before weighing (Xu et al., 2021). Then, during the first two months following transplantation to the field, the plant development was evaluated weekly. The number of leaves was recorded for 4 to 6 plants in all plots, up to the appearance of the 12<sup>th</sup> leaf in the 20-DAS treatment, when evaluation was halted. In the same period, the number of inflorescences and the number of stems were recorded.

### **3.2.5 Virus infection analyses**

The infection rate of ToSRV was evaluated weekly by visual inspection of the symptoms. The plants were considered infected when they showed chlorotic spots, interveinal chlorosis, and/or stunting. At 50 days after transplanting (DAT) and 62 DAT, in 2019 and 2020, respectively, the symptomatic non-inoculated plants and the non-symptomatic inoculated plants were tested by PCR for begomovirus detection, using the primer pair PAR1c496 and PAL1v1978 (Rojas et al., 1993). Infected non-inoculated plants and non-infected inoculated plants were eliminated (60–70 DAT).

### **3.2.6 Fruit analyses**

In 2019, at least 8 plants were harvested from each plot. In a few plots, all plants were harvested if fewer than 8 plants remained. In 2020, 4 plants per plot were randomly selected and harvested. The fruits were classified as mature, immature, and sunscald, then weighed

and counted. A sample of mature fruits was separated (~1 Kg) from each plot and the following properties were analyzed, by the Sorgatto Tomato Paste Industry Laboratory: soluble solid content (°Brix), consistency, color, and pH. In 2019, samples from two blocks were analyzed, due to the limitations of the laboratory; while in 2020, all samples were analysed.

### **3.2.7 Statistical analyses**

Statistical analyses were performed using the software Sisvar (UFPA, Lavras, MG, Brazil) (Ferreira, 2019). Data were evaluated for variance homogeneity (Levene test) and normality (Shapiro-Wilk test). All collected data were analysed with ANOVA to test for significant main effects and interactions. The significance of differences was evaluated by analysis of the mean values of the main effects (plant age, tray, and inoculation) at the  $p < 0.05$  or  $p < 0.01$  significance levels, and the interaction effects at the  $p < 0.20$  significance level. The Tukey test ( $\alpha = 0.05$ ) was used to test any significant differences among treatments.

## **3.3 RESULTS**

### **3.3.1 Survival rate of transplants according to age, tray type, and infection with ToSRV**

The effects of transplant age, size of the cell for root growth, and infection by ToSRV on tomato development and fruit production were tested in two trials, performed in the same period of the year in 2019 and 2020 (Supplementary Information S1). The transplants were planted manually in 2019 and mechanically in 2020, to reproduce real situations. Due to logistics in the nursery, the transplants differed slightly in age, with transplants in 2020 ~2 days younger than those in 2019. Furthermore, the plants of 2020 were less developed, most likely because of the cooler temperatures during May 2020 (average 19.63°C) than in May 2019 (average 22.07°C) (INMET, 2021).

Mean survival rates in 2019 and 2020, measured ~30 days after transplanting (DAT), ranged from ~50 to ~100% according to transplant age and cell size ( $p < 0.01$ ) (Fig. 1; Supplementary Table 1). The lowest survival rates were observed in transplants aged 20 DAS in 2020, and the highest in those aged 20 DAS in 2019 and 60 DAS in 2020. In 2019, the overall survival rate (mean 91.17%) was affected by a severe infestation in the first week by the cucurbit beetle (*Diabrotica speciosa* Germar, 1824), which preferentially fed on the transplants in the trial, as they were not treated with insecticides prior to transplanting. In 2020, the survival rate was lower (89.00%), due to the exceptionally low survival rate for

transplants aged 20 DAS in both tray types. We believe that, in this case, the substrate plug was still loose and collapsed during the mechanical transplanting, resulting in frequent partial or complete burial of the transplants. In general, transplants prepared in trays with LC showed a higher survival rate (mean 96.44% in 2019 and 91.38% in 2020) compared to those prepared in smaller cells (SC) (85.94% in 2019 and 86.62% in 2020), indicating a gain in transplant survival with the use of LC trays (circles and squares in Fig. 1; Supplemental Information S2). Infection of the plants with ToSRV had no clear effect on plant survival after transplantation to the field (bars in Fig. 1).

### **3.3.2 ToSRV incidence in plants inoculated at different ages and produced in different trays**

The plants were monitored weekly to evaluate the expression of symptoms caused by ToSRV infection. Symptoms became clearly visible by 4 weeks after transplanting (WAT) in both years. Symptoms evolved rapidly in 2020, when all infected plants were already symptomatic at 6 WAT, but developed more gradually, over three weeks, in 2019, due to the slow recovery of the plants from the heavy beetle infestation (data not shown). No significant differences were observed among plant ages and trays, considering the infection rate at 63 and 65 DAT in 2019 and 2020, respectively, except for the 40-DAS transplants in 2020 at  $p < 0.01$  (Fig. 2; Supplementary Information SI3). The infection rate of this group (mean 70.1%) was significantly lower than transplants with other ages (88.4–93.4%). Transplants aged 40 DAS may be less susceptible to begomovirus infection, particularly those produced in SC trays, although this must be further evaluated. This result also indicated that the inoculation procedure was efficient, but not enough to produce a 100% infection rate.

### **3.3.3 Development of tomato plants with different transplant ages and produced in different trays**

Morphological parameters of the transplants were evaluated immediately before undergoing the ToSRV inoculation process through viruliferous whiteflies. Plants in the larger cells were larger, with fresh (AFM) and dry (ADM) mass of the above-ground part and fresh (RFM) and dry (RDM) mass of roots (10.15 g, 1.39 g, 4.34 g and 0.39 g, respectively). This corresponded to 2.6x, 2.3x, 2.9x, and 2.4x the value obtained for SC, respectively. The number of leaves (NL) was on average 1.3x larger in LC for 20, 30, and 40-DAS transplants, but similar between LC and SC for 50 and 60-DAS plants, which had 6.8 leaves on average. The LC volume led to greater seedling height in plants aged 30, 40, and 50 DAS, whereas



plants at the extreme ages, 20 and 60 DAS, showed no difference between LC and SC trays. Seedlings from LC had a mean stem diameter 1.1x larger than those from SC, regardless of transplant age. Inflorescences were observed in LC beginning 40 DAS and in SC beginning 50 DAS, indicating that the LC trays accelerated plant development.

The 50-DAS seedlings had the highest values for AFM, ADM, RFM, and RDM among the different ages, regardless of the cell volume. Mean values for the 50-DAS seedlings were 3.4x, 4.3x, 2.7x and 2.6x higher than for the 30-DAS seedlings, which are widely used by growers. The plants were also tallest (163.0 mm) at 50 DAS. This means that after 50 days, the seedlings growth was likely inhibited and grow no further in the trays, even if fertilizers are supplied by irrigation. The NL at 50 DAS was on average equivalent to 1.8x the NL for the transplants aged 30 DAS. The mean stem diameter of 50-DAS transplants was 1.3x larger than those of 20, 30, and 40-DAS transplants, and did not differ from the 60-DAS transplants (mean 2.6 mm).

After transplanting, only the following morphological traits were evaluated weekly: number of leaves, inflorescences, and stems. Transplants with different ages before transplanting showed differences in NL, though the difference gradually decreased as the plants grew (Fig. 3; Table 1;  $p < 0.05$ ). Before transplanting, in 2019 the transplants were physiologically older, with ~3 to ~8 leaves, while in 2020 they had ~3 to ~6 leaves. However, at ~40 DAT the NL was similar in plants in both years. This suggests that the plants developed faster in 2020 than in 2019. Again, in 2019 development was likely slowed by the severe beetle attack. No clear effect of cell size or begomovirus infection was observed in the leaf number at ~30 DAT (Table 1).

Plant age had no significant impact on inflorescence development (Table 1; Supplementary Fig. 2). However, ToSRV infection and cell size did produce a contrasting number of inflorescences, particularly in begomovirus-infected plants. The ToSRV infection reduced the number of inflorescences from 10.57 to 7.59 in 2019 at 29 DAT, and from 19.71 to 16.03 in 2020 at 29 DAT. This indicated that a high impact of the virus on fruit production would be expected. Furthermore, the plants from the LC tray treatment had significantly more inflorescences than the SC tray in 2019; the same tendency was observed in 2020, but not at a significant level. This suggests that the use of LC trays may lead to a higher yield than SC trays.

For the number of stems, in the 2019 trial, no difference could be detected in any of the variables. However, in the 2020 trial, the older transplants had more stems than the younger transplants, as did the healthy plants compared to the infected plants (Table 1).

Overall, the age of the transplants did not strongly affect the morphological properties of the plants in the field.

### **3.3.4 Productivity of tomatoes planted at different ages and trays and inoculated with ToSRV**

The tomatoes were harvested at 121–122 DAT in 2019. In 2020, the uninoculated plants were harvested at 118 DAT (all plots with inoculated plants), 125 DAT (50 and 60-DAS transplant age treatments), and 127 DAT (20–40 DAS).

In 2019, plants transplanted 50 DAS showed the highest productivity per plant, with ca. 5 Kg/plant of total fruits, significantly different from the others (Table 2). The lowest productivity was observed in transplants aged 20 DAS. However, in 2020, the highest productivity was found in transplants aged 20 days (5 Kg/ plant), followed by 50 days (4.3 Kg/plant). The overall productivity was higher in 2020 than in 2019 (~8.6% higher on average), except for the 50-DAS plants. This implies that the growth conditions of 2019 were less favorable, including the severe infestation of beetles. Tray type did not clearly affect fruit productivity, but usually the transplants produced in SC trays showed higher productivities (Table 2).

The infection with ToSRV, though, had a clear and significant effect on productivity. Infected plants produced from 22.13 to 69.20% fewer fruits than uninfected plants (Table 2). This concurs with the usual heavy damage of ToSRV infection to tomato production.

When the fruits were classified as ripe, unripe and sunscald, it became clear that the rate of sunscald fruits in 2019 (22.80–37.98%; mean 30.78%) was higher than in 2020 (0.21–6.04%; mean 3.02%) (Fig. 4; Supplementary Table 3). The sunscald effect was more clearly observed in ToSRV-infected (average of 19.14% of the fruits) than in non-infected plants (mean 14.66%), whereas tray had no observable effect. The proportion of unripe fruits was high in 2020, suggesting that the harvest was most likely premature, particularly in ToSRV-uninoculated transplants aged 20 DAS (Fig. 4c, 4d). This indicated that harvesting of plants grown from 20-DAS transplants should be delayed in relation to plants grown from transplants  $\geq 30$  days. In general, the proportion of unripe fruits was similar in other transplant-age treatments when uninfected by ToSRV (Fig. 4c). Infection with ToSRV shortened the plant cycle in transplants aged 20 and 30 DAS, but this was not observed in transplants aged  $\geq 40$  DAS (Fig. 4d; Supplementary Table 3).

The pattern for the number of fruits was essentially similar to that for fruit weight (Table 2). The fruits in 2019 were smaller (~31 g) than in 2020 (~37 g), and the fruits

produced from ToSRV infected plants were on average 10% smaller than those produced from uninfected plants (Table 2). When only ripe fruits were analyzed, a significant overall effect of the ToSRV infection was observed (Table 3). Uninfected plants produced more ripe fruits (mean 4.08 Kg) than infected plants (2.11 Kg). This means that the ToSRV infection reduced the yield of ripe fruits by ~48% in the trials. Furthermore, the mean mass of ripe fruits was reduced by ~10% by the ToSRV infection.

Next, the quality of fruits from each treatment was evaluated. Ripe fruits were collected from each plot, and the properties: soluble solid content, acidity, color, and consistency were evaluated (Table 4; Supplementary Table 4). In general, no significant effect was observed in different transplant ages or trays (Supplementary Table 4). However, plants infected with ToSRV showed a clear difference (Table 4). The quality of the fruits was significantly lower in all traits analyzed in plants infected with ToSRV, especially for pH, color, and consistency. The overall lower consistency of fruits in the 2019 trial indicates that they were partially wilted at harvest, and thus harvested later than the ideal time, consistent with the observation of a high proportion of sunscald fruits and a low proportion of unripe fruits. The harvest date was decided by the grower and depended on the logistics of the industry. Overall, this result demonstrated the heavy impact of ToSRV infection on the yield and quality of tomatoes produced.

### **3.4 DISCUSSION**

The use of trays with a large number of cells is more profitable for transplant growers. This increases the number of plants that can be produced in the same area (NeSmith & Duval, 1998). Growers also benefit when the transplants are ready after shorter growth periods (Bouzo & Favaro, 2015). The most important concern when using trays with small cell volumes is the fragility of the transplants, which may result in a low stand, a potential delay in maturity, and low early-season harvest yields (Kemble et al., 1994). Transplants produced in large cells usually mature earlier (Marr & Jirak, 1990; Cagas et al., 2008) and produce higher early yields (Weston & Zandstra, 1986). Kemble et al. (1994) found that the number of days from seeding to anthesis decreased quadratically as the cell volume increased. In our study, flowering was advanced by ~10 days (50 and 40 DAS) using LC during the transplant growing phase, whereas the cell-size effect did not accelerate the plant cycle.

In a study comparing different trays and substrates for transplant production, the transplant height and fresh mass (either the above-ground or the root part) affected the final

productivity in the field: the lowest yield was obtained with the lowest-quality transplants, whereas the good-quality transplants produced higher yields (Markovic et al., 1997). Our results showed that the use of LC resulted in stronger and more vigorous transplants, regardless of their age. Moreover, the 50-DAS transplants were the best performers for both cell sizes. Surprisingly, these stronger transplants from LC trays did not produce a higher yield in the field, in either ToSRV infected or uninfected plants. In contrast, the transplant age did influence the productivity. The 50-DAS transplants showed high productivity in both years, although the 20-DAS transplants exceeded them numerically (but not statistically) in 2020.

When the plants were analyzed at ~40 DAT, the physiological age as evaluated based on the number of leaves, inflorescences, and stems was similar for all treatments (Table 1; Supplementary Information SI1), suggesting that the rate of growth provided by the nutrition supplied from the soil overcame any difference in transplant age. This contrasts with Jaenkauskienė et al. (2013), who observed a continuous difference in plant growth according to the transplant physiological age (physiological stage of 5–6, 7–8, and 9–10 leaves). It is likely, though, that the 20-DAS transplanted plants were harvested too early compared to the other treatments in 2020. This could not be observed in 2019, as the harvest was done late, as concluded from the consistency values for the fruits and the proportion of unripe fruits in 2019 (Table 4; Supplementary Table 4). Furthermore, the transplant mortality rate was higher in younger transplants and in those produced in SC. This implies that older transplants are likely more advantageous to the grower when the transplanting efficiency is taken into account.

The effect of the developmental stage or age of tomato transplants on parameters such as plant growth and yield has been assessed in several studies (Leskovar et al., 1991; Jankauskienė et al., 2013). Nevertheless, little is known about the effects on disease resistance, even though this was studied as early as the 1970s (Loerenstein, 1972). The phenomenon known as age-related resistance (ARR) is observed in many plants and is associated with changes in the resistance level according to the age of the plant (Panter & Jones 2002; Balogun 2008; Levy & Lapidot, 2008; Sharabani et al., 2013; Farber & Mundt, 2017; Ashby & Bruns, 2018; Hu & Yang 2019; Liu et al., 2019).

Levy & Lapidot (2007) demonstrated that when the begomovirus tomato yellow leaf curl virus (TYLCV) infected older plants (28 or 45 DAT), the yield was reduced less than when plants were inoculated at earlier stages (14 DAT). Current options for disease management by protecting plants from insect vectors include insecticides or a nonwoven

fabric cover such as those used for melon crops (Santos et al., 2015; Braga et al., 2017). For a simpler alternative to these methods, we tested here if older transplants could express ARR against the begomovirus ToSRV infection.

We evaluated seedlings of different ages (~20 to ~60 DAS), produced in two types of trays, to assess the effect of the ARR phenomenon on infection with the begomovirus ToSRV. Older transplants ( $\geq 40$  DAS) showed a slightly lower infection rate, particularly those ~40 DAS (Fig. 2; Supplementary Information SI3). We speculate that the transition between the vegetative and reproductive phases, which in tomatoes occurs at around 40 DAS, may be related to ARR, as suggested earlier by Panter & Jones (2002) and explored by Ashby & Bruns (2018). Since this may be a promising strategy, this subject will be further studied further in the future, particularly using a lower inoculation pressure. A less intense inoculation would be used because the number of ~30 viruliferous whiteflies per plant is high and may not often occur in the field.

Begomovirus infection symptoms were clearly visible after 40 DAT on all infected plants and increased in severity regardless of the seedling age and the tray used (data not shown). Plants showed mottling, chlorotic spots, leaf distortion, rugosity, and stunting, with low growth (Supplementary Information SII) and reduced fruit production, only ToSRV was found at the trial.

The impact of the ToSRV infection was clearly high, with reduced numbers of leaves, inflorescences, stems, and fruits (Table 1). Infection with ToSRV affected production in transplants of all ages. Levy & Lapidot (2008) reported that plants infected with TYLCV showed a reduction in yield, due mainly to a sharp reduction in the number of fruits per plant in resistant cultivars, while decreases in fruit size and yield were observed in susceptible cultivars. In the case of ToSRV, clear reductions occurred in fruit number and mass and in total yield (Table 2 and 3). The estimated yield for a standard density of 27,000 plants per hectare (considering a 10% loss of the original transplants) was ~145 tonnes/ha for non-infected plants, compared to ~76 tonnes/ha for ToSRV-infected plants, i.e., a ~44.5% reduction in yield. Moreover, the fruit consistency was higher in fruits from non-infected plants, especially in plants that were transplanted  $\geq 40$  DAS. Color and acidity were also favored by the absence of infection. The infection, though, did not accelerate the plant cycle, as unripe fruits were present in a similar proportion to those on non-infected plants. However, the proportion of sunscald fruits was significantly higher in infected plants. TYLCV can cause huge losses in tomatoes (Picó et al., 1996), and here ToSRV was associated with a ~45% yield decrease, while the begomovirus tomato chlorotic mottle virus caused a ~60% decrease

(Giordano et al., 2005). This confirms that New World bipartite begomoviruses are also responsible for huge losses when infecting tomato plants at an early growth stage.

Comparison of transplants of different ages grown in trays with different cell sizes did not show a clear and significant difference in yield (Table 2), in contrast to the findings of Vavrina & Orzolek (1993), Jankauskienė et al. (2013) and Bouzo & Favaro (2015). Jankauskienė et al. (2013) tested transplants with 5–6 (35–42 DAS), 7–8 (40–49 DAS), and 9–10 leaves (48–56 DAS) and concluded that the transplants with 7–8 leaves produced the highest yield, followed by those with 9–10 leaves. However, in our study, comparison of yields showed that the best treatment was the transplant with 50 DAS (5–7 leaves), which showed the highest total productivity or ripe fruit productivity. This result may indicate that using older transplants increases yield. Field experiments are extremely difficult due to the numerous factors that affect plant growth, such as pests, diseases, irrigation, and nutrition issues that may not affect all plants uniformly in the plots. Our study indicated that using older transplants may be of some benefit, and this deserves further investigation. Considering that in California, the largest tomato-producing region of the world, growers use 6–9-week-old transplants (Winans et al., 2020), we intend to continue these tests, as the standard transplant age in Brazil is ~30 DAS.

### **3.5 HIGHLIGHTS**

- The use of trays with a cell size larger than 11.5 cm<sup>3</sup> (400 cells) may improve transplant quality, but no advantages are expected concerning productivity and plant cycle precocity under standard growth conditions;
- The improved quality of transplants grown in larger cells did not reduce the impact of ToSRV infection on the productivity and quality of fruits;
- Transplants older than 30 DAS are promising for improving resistance to ToSRV (40 DAS) and productivity (50 DAS);
- Further studies with a lower pressure of viruliferous whiteflies (< 30 insects/plant) may demonstrate the actual potential of using ARR as a strategy for managing ToSRV in the tomato crop.

### 3.6 REFERENCES

- Ashby, B., & Bruns, E. (2018). The evolution of juvenile susceptibility to infectious disease. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 285(1881), 20180844. <https://doi.org/10.1098/rspb.2018.0844>
- Balogun, O. S. (2008). Seedling age at inoculation and infection sequence affect disease and growth responses in tomato mixed infected with potato virus X and tomato mosaic virus. *International Journal of Agriculture and Biology*, 10(2), 145–150
- Barbosa, J. C., Albuquerque, L. C., Rezende, J. A. M., Inoue-Nagata, A. K., Filho, A. B., & Costa, H. (2016). Occurrence and molecular characterization of tomato common mosaic virus (ToCmMV) in tomato fields in Espírito Santo state, Brazil. *Tropical Plant Pathology*, 41(1), 62–66. <https://doi.org/10.1007/s40858-015-0064-2>
- Beam, K., & Ascencio-Ibáñez, J. T. (2020). Geminivirus resistance: A minireview. *Frontiers in Plant Science*, 11(July), 1–9. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.01131>
- Bergamin Filho, A., Inoue-Nagata, A. K., Bassanezi, R. B., Belasque, J., Amorim, L., Macedo, M. A., Barbosa, J. C., Willocquet, L., & Savary, S. et al., (2016). The importance of primary inoculum and area-wide disease management to crop health and food security. *Food Security*, 8(1), 221–238. <https://doi.org/10.1007/s12571-015-0544-8>
- Bouzo, C. A., & Favaro, J. C. (2015). Container size effect on the plant production and precocity in tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Bulgarian Journal of Agricultural Science*, 21(2), 325–332.
- Braga, M. B., Marouelli, W. A., Resende, G. M., Moura, M. S. B., Costa, N. D., Calgaro, M., & Correia, J. S. (2017). Coberturas do solo e uso de manta agrotêxtil (TNT) no cultivo do meloeiro. *Horticultura Brasileira*, 35(1), 147–153. <https://doi.org/10.1590/s0102-053620170123>
- Bridson, R. W. (2015). Geminiviridae. In *eLS* (pp. 1–12). Chichester, UK: John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9780470015902.a0000750.pub3>
- Cagas, C. C., Nakata, M., Sumugat, M. R., & Sugiyama, N. (2008). Effect of cultivar, root container size and temperature on days to flower and number of leaves before flowering in tomato. *Journal of Applied Horticulture*, 10(02), 106–108. <https://doi.org/10.37855/jah.2008.v10i02.22>
- Castillo-Urquiza, G. P., Beserra, J. E. A., Bruckner, F. P., Lima, A. T. M., Varsani, A., Alfenas-Zerbini, P., & Murilo Zerbini, F. (2008). Six novel begomoviruses infecting tomato and associated weeds in Southeastern Brazil. *Archives of Virology*, 153(10), 1985–1989. <https://doi.org/10.1007/s00705-008-0172-0>
- Costa, T. M., Inoue-Nagata, A. K., Vidal, A. H., Ribeiro, S. da G., & Nagata, T. (2020). The recombinant isolate of cucurbit aphid-borne yellows virus from Brazil is a polerovirus transmitted by whiteflies. *Plant Pathology*, 69(6), 1042–1050. <https://doi.org/10.1111/ppa.13186>
- Duarte, M. F., Fonseca, M. E. N. N., Costa, H., Fernandes, N. A. N. N., Reis, A., Boiteux, L. S., & Pereira-Carvalho, R. C. (2021). Diversity of tomato-infecting begomoviruses and spatiotemporal dynamics of an endemic viral species of the Brazilian Atlantic rain forest biome. *Virus Genes* 57(1), 83–93. <https://doi.org/10.1007/s11262-020-01812-x>
- Online document FAO. (2021). *FAO Stat*. Retrieved March 1, 2021, from <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>.

- Farber, D. H., & Mundt, C. C. (2017). Effect of plant age and leaf position on susceptibility to wheat stripe rust. *Phytopathology*, *107*(4), 412–417. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-07-16-0284-R>
- Faria, J. C., Bezerra, I. C., Zerbini, F. M., Ribeiro, S. G., & Lima, M. F. (2000). Situação atual das geminiviroses no Brasil. *Fitopatologia Brasileira*, *25*(2), 125–137.
- Fernandes, F. R., Albuquerque, L. C., Giordano, L. B., Boiteux, L. S., Ávila, A. C., & Inoue-Nagata, A. K. (2008). Diversity and prevalence of Brazilian bipartite begomovirus species associated to tomatoes. *Virus Genes*, *36*(1), 251–258. <https://doi.org/10.1007/s11262-007-0184-y>
- Fernandes, J. J., Carvalho, M. G., Andrade, E. C., Brommonschenkel, S. H., Fontes, E. P. B., & Zerbini, F. M. (2006). Biological and molecular properties of tomato rugose mosaic virus (ToRMV), a new tomato-infecting begomovirus from Brazil. *Plant Pathology*, *55*(4), 513–522. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2006.01395.x>
- Ferreira, D. F. (2019). Sisvar: a computer analysis system to fixed effects split plot type designs. *Revista Brasileira de Biometria*, *37*(4), 529. <https://doi.org/10.28951/rbb.v37i4.450>
- Ferro, M. M. M., Ramos-Sobrinho, R., Silva, J. T., Assunção, I. P., & Lima, G. S. A. (2017). Genetic structure of populations of the begomoviruses tomato mottle leaf curl virus and Sida mottle Alagoas virus infecting tomato (*Solanum lycopersicum*) and *Sida* spp., respectively. *Tropical Plant Pathology*, *42*(1), 39–45. <https://doi.org/10.1007/s40858-016-0119-z>
- Ghosh, S., Kanakala, S., Lebedev, G., Kontsedalov, S., Silverman, D., Alon, T., Mor, N., Sela, N., Luria, N., Dombrovsky, A., Mawassi, M., Haviv, S., Czosnek, H., & Ghanim, M. et al., (2019). Transmission of a new Polerovirus infecting pepper by the whitefly *Bemisia tabaci*. *Journal of Virology*, *93*(15), 1–14. <https://doi.org/10.1128/JVI.00488-19>
- Giordano, L. D. B., Fonseca, M. E. D. N., Silva, J. B. C., Inoue-nagata, A. K., & Boiteux, L. S. (2005). Efeito da infecção precoce por Begomovirus com genoma bipartido em características de frutos de tomate industrial. *Horticultura Brasileira*, 815–818.
- Guo, Q., Major, I. T., & Howe, G. A. (2018). Resolution of growth–defense conflict: mechanistic insights from jasmonate signaling. *Current Opinion in Plant Biology*, *44*, 72–81. <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2018.02.009>
- Hu, L., & Yang, L. (2019). Time to Fight: Molecular mechanisms of age-related resistance. *Phytopathology*, *109*(9), 1500–1508. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-11-18-0443-RVW>
- ICTV. Online document. (2021). *Virus Taxonomy: 2020 Release*. Retrieved February 20, 2021, from <https://talk.ictvonline.org/taxonomy>.
- INMET. Online documento. (2021). *Gráficos anuais de estações automáticas*. Retrieved May 11, 2021, from <https://tempo.inmet.gov.br/TabelaEstacoes/A012>
- Inoue-Nagata, A. K., Lima, M. F., & Gilbertson, R. L. (2016). A review of geminivirus diseases in vegetables and other crops in Brazil: current status and approaches for management. *Horticultura Brasileira*, *34*(1), 8–18. <https://doi.org/10.1590/S0102-053620160000100002>
- Jankauskienė, J., Brazaitytė, A., Bobinas, Č., & Duchovskis, P. (2013). Effect of transplant growth stage on tomato productivity. *Acta Scientiarum Polonorum*, *12*(2), 143–152
- Kemble, J. M., Davis, J. M., Gardner, R. G., & Sanders, D. C. (1994). Root cell volume



- affects growth of compact-growth-habit tomato transplants. *HortScience*, 29(4), 261–262. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.29.4.261>
- Leke, W. N., Mignouna, D. B., Brown, J. K., & Kvarnheden, A. (2015). Begomovirus disease complex: emerging threat to vegetable production systems of West and Central Africa. *Agriculture & Food Security*, 4(1), 1. <https://doi.org/10.1186/s40066-014-0020-2>
- Leskovar, D. I., Cantliffe, D. J., & Stoffella, P. J. (1991). Growth and yield of tomato plants in response to age of transplants. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 116(3), 416–420. <https://doi.org/10.21273/JASHS.116.3.416>
- Levy, D., & Lapidot, M. (2008). Effect of plant age at inoculation on expression of genetic resistance to tomato yellow leaf curl virus. *Archives of Virology*, 153(1), 171–179. <https://doi.org/10.1007/s00705-007-1086-y>
- Lima, G. G. S., Nascimento, A. R., & Ázara, N. A. (2012). Produção de mudas. In F. M. V. T. Clemente & L. S. Boiteux (Eds.), *Produção de tomate para processamento industrial* (1st ed., pp. 79–101). Brasília: Embrapa. <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/941866>
- Liu, J., Hu, T., Feng, P., Wang, L., & Yang, S. (2019). Tomato yield and water use efficiency change with various soil moisture and potassium levels during different growth stages. *PLOS ONE*, 14(3), e0213643. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0213643>
- Loerenstein, G. (1972). Localization and induced resistance in virus-infected plants. *Annual Review of Phytopathology*, 10(1), 177–206. <https://doi.org/10.1146/annurev.py.10.090172.001141>
- Macedo, M. A., Albuquerque, L. C., Maliano, M. R., Souza, J. O., Rojas, M. R., Inoue-Nagata, A. K., & Gilbertson, R. L. (2018). Characterization of tomato leaf curl purple vein virus, a new monopartite New World begomovirus infecting tomato in Northeast Brazil. *Archives of Virology*, 163(3), 737–743. <https://doi.org/10.1007/s00705-017-3662-0>
- Macedo, M. A., Michereff Filho, M., Navas-Castillo, J., & Inoue-Nagata, A. K. (2015). Host range and whitefly transmission efficiency of Tomato severe rugose virus and Tomato golden vein virus in tomato plants. *Tropical Plant Pathology*, 40(6), 405–409. <https://doi.org/10.1007/s40858-015-0055-3>
- Markovic, V., Djurovka, M., & Ilin, Z. (1997). The effect of seedling quality on tomato yield, plant and fruit characteristics. *Acta Horticulturae*, 462(462), 163–170. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1997.462.21>
- Marr, C. W., & Jirak, M. (1990). Holding tomato transplants in plug trays. *HortScience*, 25(2), 173–176. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.25.2.173>
- Mituti, T., Moura, M. F., Macedo, M. A., Silva, T. N. Z., Pinto, L. R., Costa, H., et al., (2019). Survey of begomoviruses and the crinivirus, tomato chlorosis virus, in solanaceous in Southeast/Midwest of Brazil. *Tropical Plant Pathology*, 44(5), 468–472. <https://doi.org/10.1007/s40858-019-00294-z>
- Navas-Castillo, J., Fiallo-Olivé, E., & Sánchez-Campos, S. (2011). Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. *Annual Review of Phytopathology*, 49(1), 219–248. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-072910-095235>
- NeSmith, D. S., & Duval, J. R. (1998). The effect of container size. *HortTechnology*, 8(4), 495–498. <https://doi.org/10.21273/HORTTECH.8.4.495>

- Panter, S. N., & Jones, D. A. (2002). Age-related resistance to plant pathogens. In *Advances in Botanical Research* (Vol. 38, pp. 251–280). [https://doi.org/10.1016/S0065-2296\(02\)38032-7](https://doi.org/10.1016/S0065-2296(02)38032-7)
- Picó, B., Díez, J. M., & Nuez, F. (1996). Viral diseases causing the greatest economic losses to the tomato crop. II. The tomato yellow leaf curl virus—a review. *Scientia Horticulturae*, 67, 151–196.
- Pinheiro-Lima, B., Pereira-Carvalho, R. C., Alves-Freitas, D. M. T., Kitajima, E. W., Vidal, A. H., Lacorte, C., Godinho, M. T., Fontenele, R. S., Faria, J. C., Abreu, E. F. M., Varsani, A., Ribeiro, S. G., & Melo, F. L. et al., (2020). Transmission of the bean-associated cytorhabdovirus by the whitefly *Bemisia tabaci* MEAM1. *Viruses*, 12(9), 1028. <https://doi.org/10.3390/v12091028>
- Prasad, A., Sharma, N., Hari-Gowthem, G., Muthamilarasan, M., & Prasad, M. (2020). Tomato yellow leaf curl virus: Impact, challenges, and management. *Trends in Plant Science*, 25(9), 897–911. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2020.03.015>
- Quadros, A. F. F., Silva, J. P., Xavier, C. A. D., Zerbini, F. M., & Boari, A. J. (2019). Two new begomoviruses infecting tomato and *Hibiscus* sp. in the Amazon region of Brazil. *Archives of Virology* 164(7), 1897–1901. <https://doi.org/10.1007/s00705-019-04245-6>.
- Reis, L. de N. A. dos, Fonseca, M. E. de N., Ribeiro, S. G., Naito, F. Y. B., Boiteux, L. S., & Pereira-Carvalho, R. de C. (2020). Metagenomics of neotropical single-stranded DNA viruses in tomato cultivars with and without the *Ty-1* gene. *Viruses*, 12(8), 819. <https://doi.org/10.3390/v12080819>
- Rocha, C. S., Castillo-Urquiza, G. P., Lima, A. T. M., Silva, F. N., Xavier, C. A. D., Hora-Junior, B. T., Beserra-Júnior, J. E. A., Malta, A. W. O., Martin, D. P., Varsani, A., Alfenas-Zerbini, P., Mizubuti, E. S. G., & Zerbini, F. M. et al., (2013). Brazilian begomovirus populations are highly recombinant, rapidly evolving, and segregated based on geographical location. *Journal of Virology*, 87(10), 5784–5799. <https://doi.org/10.1128/JVI.00155-13>
- Rojas, M. R., Gilbertson, R.L., Russel, D.R., Maxwell, D.P. (1993). Use of degenerate primers in the polymerase chain reaction to detect whitefly-transmitted geminiviruses. *Plant Disease*, 77(4), 340. <https://doi.org/10.1094/PD-77-0340>
- Rojas, M. R., Macedo, M. A., Maliano, M. R., Soto-Aguilar, M., Souza, J. O., Briddon, R. W., Kenyon, L., Rivera Bustamanate, R. F., Zerbini, F. M., Adkins, S., Legg, J. P., Kvarnheden, A., Wintermantel, W. M., Sudarshana, M. R., Peterschmitt, M., Lapidot, M., Martin, D. P., Moriones, E. Inoue-Nagata, A. K., & Gilbertson, R. L. et al., (2018). World management of geminiviruses. *Annual Review of Phytopathology*, 56(1), 637–677. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-080615-100327>
- Santos, F. G. B. dos, Negreiros, M. Z. de, Medeiros, J. F. de, Nunes, G. H. de S., Medeiros, D. C. de, & Grangeiro, L. C. (2015). Produção e qualidade de melão Cantaloupe em cultivo protegido temporariamente com agrotêxtil em Mossoró, Rio Grande do Norte. *Revista Ceres*, 62(1), 93–100. <https://doi.org/10.1590/0034-737X201562010012>
- Sharabani, G., Shtienberg, D., Borenstein, M., Shulhani, R., Lofthouse, M., Sofer, M., Chalupowicz, L., Barel, V., & Manulis-Sasson, S. et al., (2013). Effects of plant age on disease development and virulence of *Clavibacter michiganensis* subsp. *michiganensis* on tomato. *Plant Pathology*, 62(5), 1114–1122. <https://doi.org/10.1111/ppa.12013>
- Souza, T. A., Silva, J. M. F., Nagata, T., Martins, T. P., Nakasu, E. Y. T., & Inoue-Nagata, A.

- K. (2020). A temporal diversity analysis of Brazilian begomoviruses in tomato reveals a decrease in species richness between 2003 and 2016. *Frontiers in Plant Science*, 11(August), 1–13. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.01201>
- Vavrina, C. S., & Orzolek, M. D. (1993). Tomato transplant age: a review. *HortTechnology*, 3(3), 313–316. <https://doi.org/10.21273/HORTTECH.3.3.313>
- Weston, L. A., & Zandstra, B. H. (1986). Effect of root container size and location of production on growth and yield of tomato transplants. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 111, 498–501
- Winans, K., Brodt, S., & Kendall, A. (2020). Life cycle assessment of California processing tomato: an evaluation of the effects of evolving practices and technologies over a 10-year (2005–2015) timeframe. *The International Journal of Life Cycle Assessment*, 25(3), 538–547. <https://doi.org/10.1007/s11367-019-01688-6>
- Xu, C., Kim, S. H., Kim, J. K., Heo, J. Y., Vu, N. T., Choi, K. Y., et al., (2021). The effect of transplant age on vegetable growth characteristic in a cylindrical paper pot system. *Horticulture, Environment, and Biotechnology*, 62(3), 313–323. <https://doi.org/10.1007/s13580-020-00318-7>
- Yan, Z., Wolters, A. M. A., Navas-Castillo, J., & Bai, Y. (2021). The global dimension of Tomato yellow leaf curl disease: current status and breeding perspectives. *Microorganisms*, 9(4), 740. <https://doi.org/10.3390/microorganisms9040740>

**Table 1.** Morphological parameters (number of leaves, inflorescences, and stems) evaluated in tomato plants in 2019 and 2020, using transplants with different ages, produced in two tray types and inoculated with the begomovirus tomato severe rugose virus.

Number of leaves per plant							
		20 <sup>b</sup>	30	40	50	60	
C.V. = 8.59% <sup>a</sup>	2019 <sup>d</sup>	Mean <sup>c</sup>	12.42 ab <sup>§</sup>	11.95 b	12.42 ab	13.16 a	13.45 a
		NWF <sup>e</sup>	12.47 bA	12.41 bA	13.31 abA	13.50 abA	14.38 aA
		WFV	12.37 aA	11.49 aA	11.53 aB	12.82 aA	12.52 aB
		SC <sup>f</sup>	12.54 aA	11.73 aA	11.86 aB	12.26 aB	12.97 aA
		LC	12.29 bA	12.17 bA	12.99 abA	14.06 aA	13.93 aA
C.V. = 4.85%	2020 <sup>d</sup>	Mean	11.72 d	12.86 c	13.09 bc	13.64 ab	14.36 a
		NWF <sup>e</sup>	12.06 cA $\alpha$	12.94 bcA $\alpha$	13.44 abA $\alpha$	13.88 abA $\alpha$	14.44 aA $\alpha$
		WFV	10.69 cB $\beta$	12.06 bA $\alpha$	12.06 bB $\beta$	12.89 abB $\alpha$	13.75 aA $\alpha$
		LC	11.88 bA $\alpha$	13.69 aA $\alpha$	13.63 aA $\alpha$	14.56 aA $\alpha$	14.81 aA $\alpha$
		WFV	12.25 bA $\alpha$	12.75 bB $\alpha$	13.25 abA $\alpha$	13.25 abB $\alpha$	14.44 aA $\alpha$
Number of inflorescences per plant							
2019 <sup>d</sup>			2020				
20 <sup>b</sup>	10.05 <sup>ns</sup>	NWF <sup>e</sup>	10.57 a	20	13.58 <sup>ns</sup>	NWF <sup>e</sup>	19.71 a
30	8.93 <sup>ns</sup>	WFV	7.59 b	30	19.58 <sup>ns</sup>	WFV	16.03 b
40	8.19 <sup>ns</sup>	SC <sup>f</sup>	7.80 b	40	17.84 <sup>ns</sup>	SC <sup>f</sup>	17.11 <sup>ns</sup>
50	9.62 <sup>ns</sup>	LC	10.36 a	50	18.91 <sup>ns</sup>	LC	18.63 <sup>ns</sup>
60	8.63 <sup>ns</sup>	C.V. = 38.57%		60	19.45 <sup>ns</sup>	C.V. = 34.87%	
Number of stems per plant							
2019 <sup>d</sup>			2020 <sup>d</sup>				
20 <sup>b</sup>	6.87 <sup>ns</sup>	NWF <sup>e</sup>	6.57 <sup>ns</sup>	20 <sup>2</sup>	6.63 c	NWF <sup>e</sup>	8.65 a
30	6.28 <sup>ns</sup>	WFV	6.11 <sup>ns</sup>	30	8.00 b	WFV	7.71 b
40	6.15 <sup>ns</sup>	SC <sup>f</sup>	6.14 <sup>ns</sup>	40	8.48 ab	SC <sup>f</sup>	8.26 <sup>ns</sup>
50	6.11 <sup>ns</sup>	LC	6.54 <sup>ns</sup>	50	8.94 a	LC	8.11 <sup>ns</sup>
60	6.29 <sup>ns</sup>	C.V. = 20.27%		60	8.86 a	C.V. = 8.87%	

<sup>a</sup>Significant interactions ( $p < 0.01$ ) are shown with the correspondent coefficient of variation (C.V.).

<sup>b</sup>Transplants aged 20, 30, 40, 50 and 60 days after seeding

<sup>c</sup>Mean = mean for each transplant age

<sup>d</sup>Data were collected in 2019 and 2020

<sup>e</sup>Transplants were non-inoculated (NWF) and inoculated (WFV) with tomato severe rugose virus by whitefly transmission

<sup>f</sup>Transplants were produced in trays with small cells (11.5 cm<sup>3</sup> - SC), and large cells (50.0 cm<sup>3</sup> - LC)

<sup>§</sup>Lowercase letters show differences of values within the lines. Uppercase letters show differences within the column. Greek alphabet letters show differences between tray-types. Non-significant differences are indicated by ns.

**Table 2.** Fruit production (number and weight) by tomato plants in 2019 and 2020, using transplants with different ages, produced in two tray types and inoculated with the begomovirus tomato severe rugose virus.

		2019 <sup>a</sup>					
		Transplant age <sup>b</sup>					
		20	30	40	50	60	
		Number of fruits per plant					
C.V. = 25.24 <sup>c</sup>	Mean	100.04 b <sup>f</sup>	119.34 b	125.60 b	159.95 a	130.05 ab	
	SC <sup>d</sup>	NWF <sup>e</sup>	135.73 aA $\alpha$	187.88 aA $\alpha$	182.14 aA $\alpha$	191.70 aA $\alpha$	179.29 aA $\alpha$
		WFV	74.52 aB $\alpha$	86.24 aB $\alpha$	101.30 aB $\alpha$	122.36 aB $\alpha$	66.06 aB $\beta$
	LC	NWF	114.78 bA $\alpha$	149.36 abA $\alpha$	148.99 abA $\alpha$	198.46 aA $\alpha$	148.49 abA $\alpha$
		WFV	75.14 abA $\alpha$	53.87 bB $\alpha$	69.98 abB $\alpha$	127.29 aB $\alpha$	126.34 aA $\alpha$
		Total fruit weight per plant (Kg)					
C.V. = 26.61	Mean	3.15 b	3.71 b	3.90 b	4.97 a	3.89 b	
	SC	NWF	4.48 aA $\alpha$	6.39 aA $\alpha$	5.79 aA $\alpha$	6.11 aA $\alpha$	5.73 aA $\alpha$
		WFV	2.13 aB $\alpha$	2.26 aB $\alpha$	3.07 aB $\alpha$	3.31 aB $\alpha$	1.81 aB $\beta$
	LC	NWF	3.73 bA $\alpha$	4.74 bA $\beta$	4.83 bA $\alpha$	7.03 aA $\alpha$	4.67 bA $\alpha$
		WFV	2.28 aA $\alpha$	1.46 aB $\alpha$	1.90 aB $\alpha$	3.44 aB $\alpha$	3.36 aA $\alpha$
		2020 <sup>a</sup>					
		Transplant age <sup>b</sup>					
		20	30	40	50	60	
		Number of fruits per plant					
C.V. = 16.53%	Mean	134.13 a	109.79 bc	99.88 c	119.14 ab	109.28 bc	
	SC	NWF	166.94 aA $\alpha$	156.69 abA $\alpha$	113.19 cA $\alpha$	146.13 abcA $\alpha$	123.68 bcA $\alpha$
		WFV	97.88 aB $\alpha$	79.69 aB $\alpha$	80.58 aB $\alpha$	101.94 aB $\alpha$	105.10 aA $\alpha$
	LC	NWF	189.56 aA $\alpha$	115.65 bA $\beta$	132.44 bA $\alpha$	145.56 bA $\alpha$	116.75 bA $\alpha$
		WFV	82.13 aB $\alpha$	87.13 aB $\alpha$	73.33 aB $\alpha$	82.94 aB $\alpha$	91.61 aA $\alpha$
		Total fruit weight per plant (Kg)					
C.V. = 16.81%	Mean	5.00 a	4.12 b	3.92 b	4.30 ab	3.97 b	
	SC	NWF	6.43 aA $\alpha$	5.97 abA $\beta$	4.78 bA $\alpha$	5.01 abA $\alpha$	4.70 bA $\alpha$
		WFV	3.43 aB $\alpha$	2.93 aB $\alpha$	2.82 aB $\alpha$	3.50 aB $\alpha$	3.66 aB $\alpha$
	LC	NWF	7.03 aA $\alpha$	4.53 bA $\alpha$	5.27 bA $\alpha$	5.76 abA $\alpha$	4.40 bA $\alpha$
		WFV	3.11 aB $\alpha$	3.04 aB $\alpha$	2.79 aB $\alpha$	2.95 aB $\alpha$	3.10 aB $\alpha$

<sup>a</sup>Data were collected in 2019 and 2020

<sup>b</sup>Transplants aged 20, 30, 40, 50 and 60 days after seeding

<sup>c</sup>Significant interactions are shown with the correspondent coefficient of variation (C.V.).

<sup>d</sup>Transplants were produced in trays with small cells (11.5 cm<sup>3</sup> - SC), and large cells (50.0 cm<sup>3</sup> - LC)

<sup>e</sup>Transplants were non-inoculated (NWF) and inoculated (WFV) with ToSRV by whitefly transmission

<sup>f</sup>Lowercase letters show differences of values within the lines. Uppercase letters show differences within the column. Greek alphabet letters show differences between tray-types.

**Table 3.** Production of mature fruits by tomato plants in 2019 and 2020, using transplants with different ages, produced in two tray types and inoculated with the begomovirus tomato severe rugose virus.

2019 <sup>a</sup>					2020 <sup>a</sup>				
Weight of mature fruits per plant (Kg)					Weight of mature fruits per plant (Kg)				
NWF <sup>b</sup>	WFV	SC <sup>c</sup>	LC	C.V. <sup>d</sup>	NWF	WFV	SC	LC	C.V.
3.78 a <sup>e</sup>	1.57 b	2.76 <sup>ns</sup>	2.59 <sup>ns</sup>	<b>31.63%</b>	4.38 a	2.65 b	3.49 <sup>ns</sup>	3.55 <sup>ns</sup>	<b>18.22%</b>
<b>20</b>	<b>30</b>	<b>40</b>	<b>50</b>	<b>60</b>	<b>20</b>	<b>30</b>	<b>40</b>	<b>50</b>	<b>60</b>
2.21 b	2.45 b	2.68 ab	3.43 a	2.61 ab	3.73 <sup>ns</sup>	3.56 <sup>ns</sup>	3.32 <sup>ns</sup>	3.64 <sup>ns</sup>	3.32 <sup>ns</sup>
Weight of one fruit (g)					Weight of one fruit (g)				
NWF	WFV	SC	LC	C.V.	NWF	WFV	SC	LC	C.V.
37.11 a	32.15 b	34.99 <sup>ns</sup>	34.26 <sup>ns</sup>	11.69%	45.96 a	42.38 b	44.97 <sup>ns</sup>	43.37 <sup>ns</sup>	8.98%
<b>20</b>	<b>30</b>	<b>40</b>	<b>50</b>	<b>60</b>	<b>20</b>	<b>30</b>	<b>40</b>	<b>50</b>	<b>60</b>
34.91 <sup>ns</sup>	35.23 <sup>ns</sup>	34.84 <sup>ns</sup>	34.17 <sup>ns</sup>	33.89 <sup>ns</sup>	46.64 <sup>ns</sup>	43.26 <sup>ns</sup>	44.99 <sup>ns</sup>	42.93 <sup>ns</sup>	43.01 <sup>ns</sup>

<sup>a</sup>Data were collected in 2019 and 2020

<sup>b</sup>Transplants were non-inoculated (NWF) and inoculated (WFV) with ToSRV by whitefly transmission

<sup>c</sup>Transplants were produced in trays with small cells (11.5 cm<sup>3</sup> - SC), and large cells (50.0 cm<sup>3</sup> - LC)

<sup>d</sup>Significant interactions are shown with the correspondent coefficient of variation (C.V.).

<sup>e</sup>Lowercase letters show differences of values within the lines. Non-significant differences are indicated by ns.

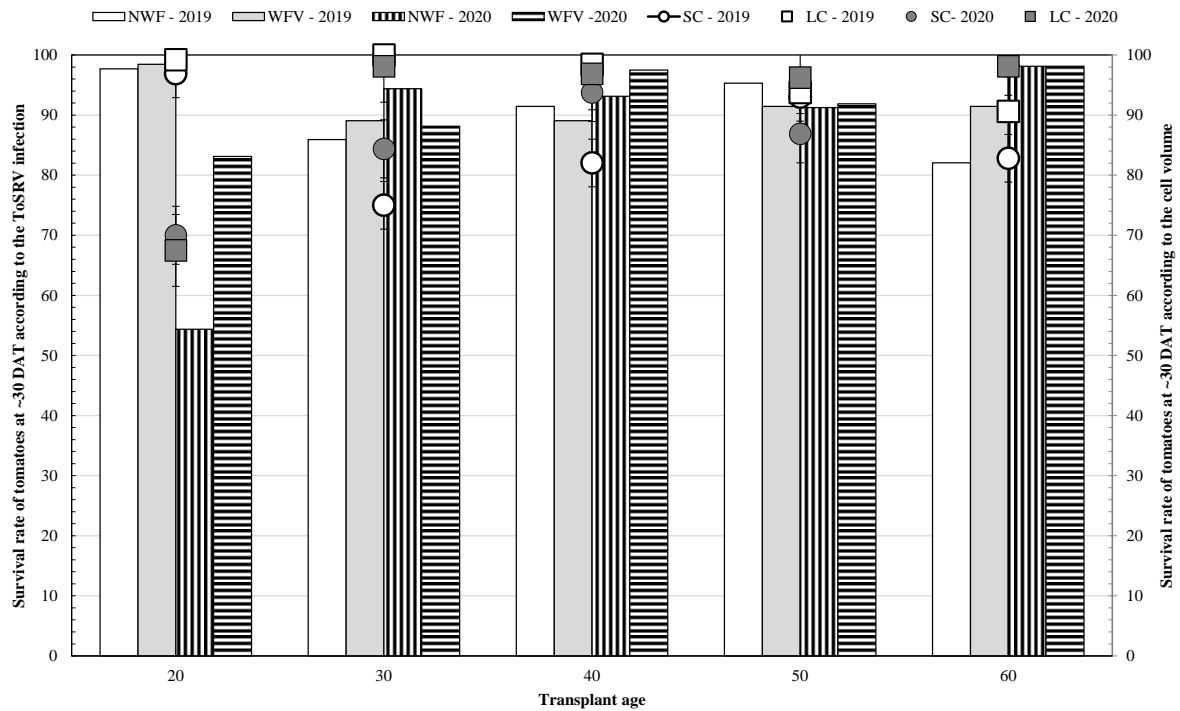
**Table 4.** Effects of the begomovirus tomato severe rugose virus infection on tomato paste properties.

Year	Inoculation	°Brix	pH	Color	Consistency
<b>2019<sup>a</sup></b>	NWF <sup>b</sup>	4.49 a	4.51 b	2.21 a	3.12 a
	WFV	4.35 a	4.58 a	2.08 b	2.53 a
	C.V. <sup>c</sup>	5.62%	2.04%	4.82%	66.59%
<b>2020</b>	NWF	4.51 a	4.32 b	2.51 a	7.53 a
	WFV	3.99 b	4.37 a	2.31 b	5.31 b
	C.V.	8.60%	1.50%	5.60%	25.71%

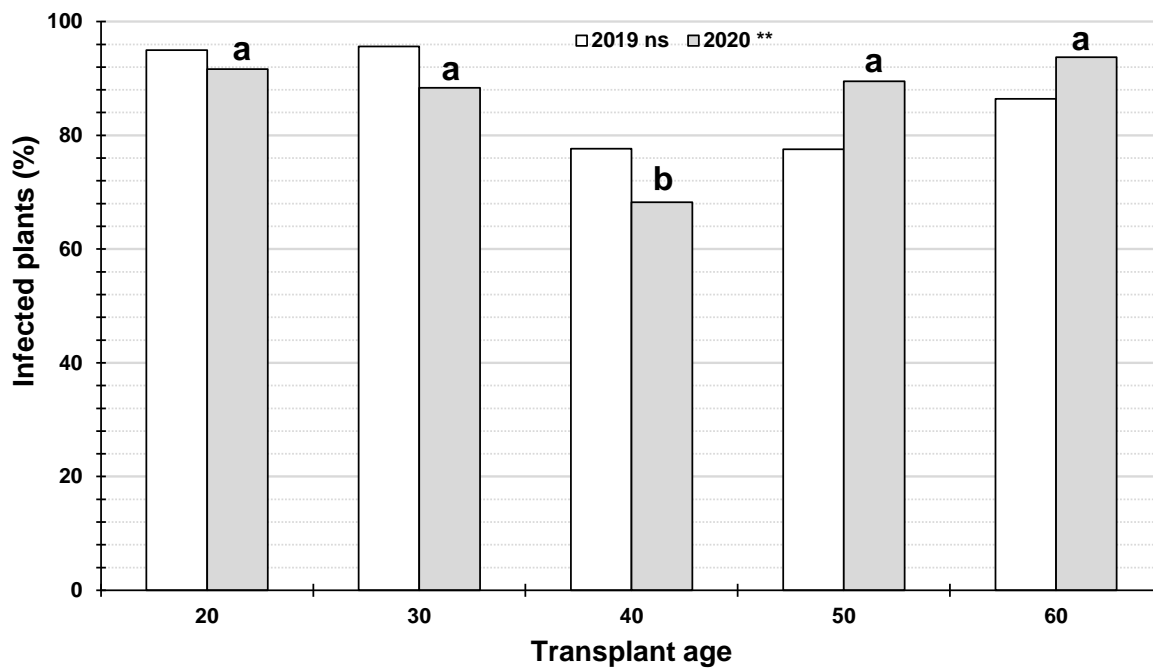
<sup>a</sup>Data were collected in 2019 and 2020

<sup>b</sup>Transplants were non-inoculated (NWF) and inoculated (WFV) with ToSRV by whitefly transmission

<sup>c</sup>Significant interactions are shown with the correspondent coefficient of variation (C.V.).

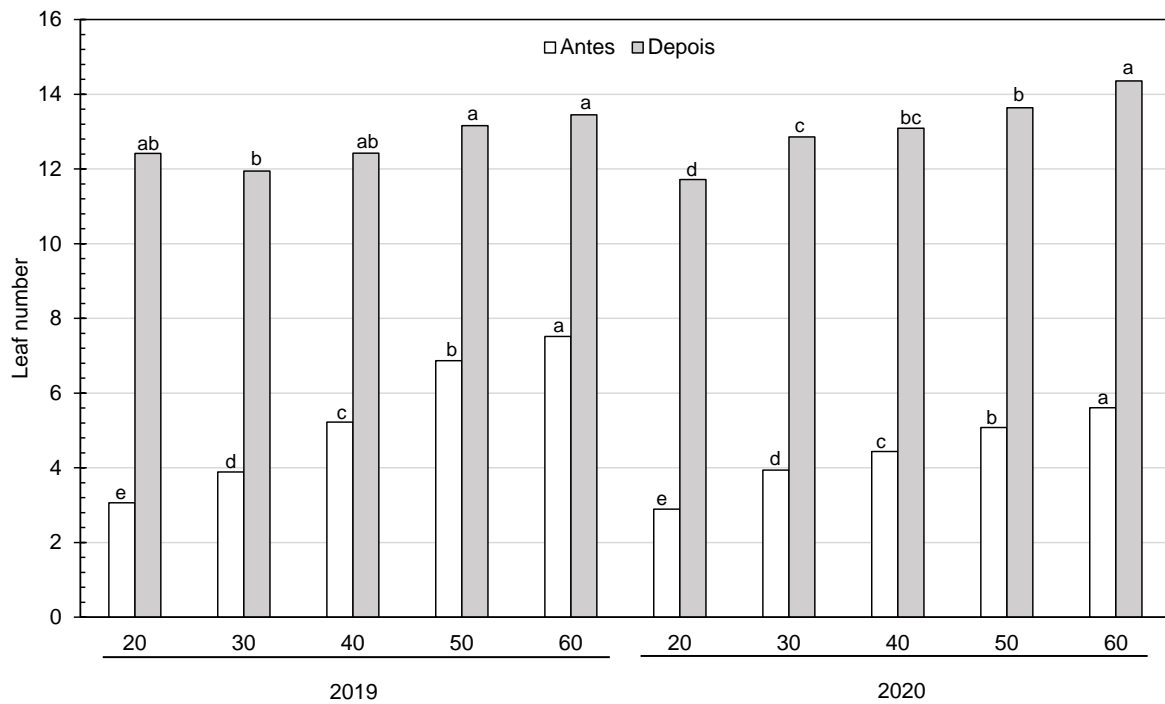


**Figure 1.** Survival rate of tomato plants in the field at ~30 days after transplanting (DAT) using transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding (X-axis), produced in two types of trays (SC with 11.5 cm<sup>3</sup> cell volume, and LC with 50.0 cm<sup>3</sup>), inoculated with the begomovirus tomato severe rugose virus (ToSRV) by whiteflies (WFV) and non-inoculated controls (NWF). Field trials were conducted in 2019 and 2020. Survival rates showed a significant difference in the interaction of trays and transplant ages ( $p < 0.2\%$ ).

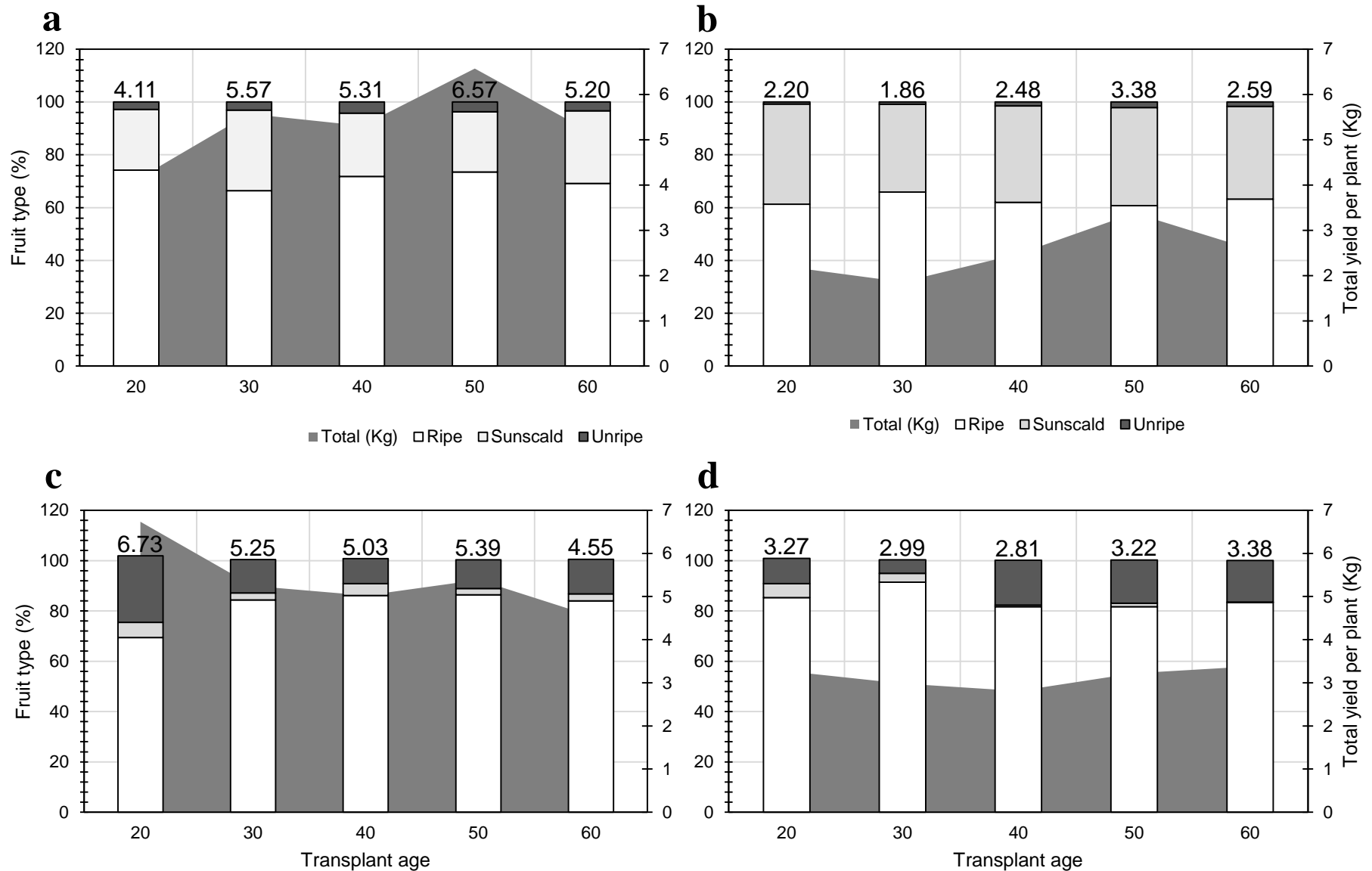


**Figure 2.** Infection rate of tomato plants after inoculation of the begomovirus tomato severe rugose virus (ToSRV) by whiteflies in transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding (X-axis), measured in 2019 (white bars) and 2020 (gray bars) at 63 and 65 days after inoculation, respectively. \*\* Significant at  $p < 0.01$ . ns – non-significant differences.

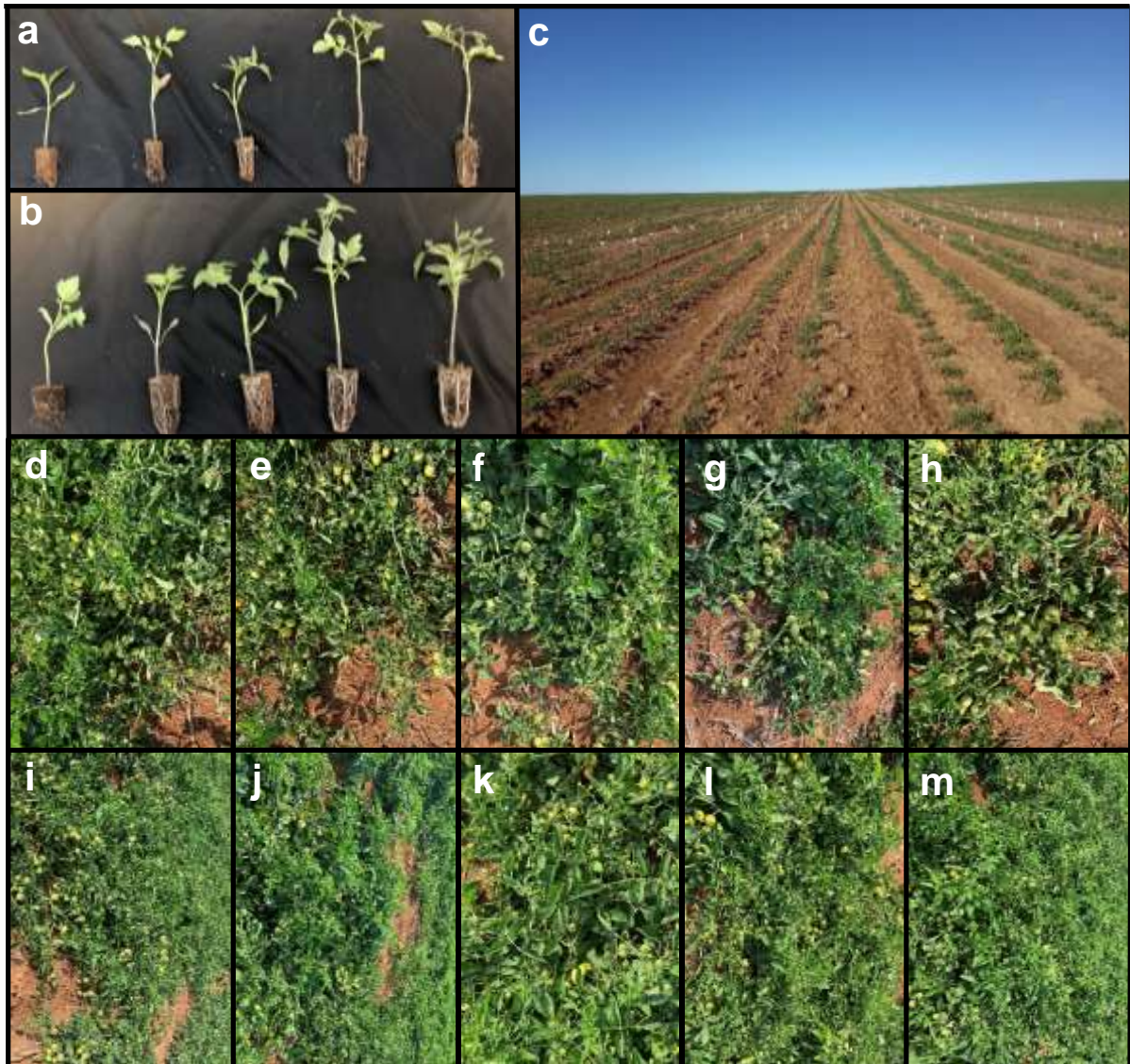




**Figure 3.** Comparison of leaf numbers in tomato plants from transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding (X-axis), in 2019 and in 2020, counted 9 and 7 days before transplanting (white bars), and 36 and 41 days after transplanting (gray bars), respectively. Means were compared by ANOVA ( $p < 0.05\%$ ) within each group and year.



**Figure 4.** Yield and proportion of tomato fruit types harvested from plants derived from transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding (X-axis). Fruits were harvested from plants inoculated by whiteflies with the begomovirus ToSRV (b, d), and from non-infected plants (a, c), in field trials conducted in 2019 (a, b) and 2020 (c, d). The mean yield per plant for each transplant age is shown above the bars (Kg) and depicted as a gray area (right Y-axis). Proportions (%) of mature (white), sunscald (light gray) and immature (dark gray) fruits are shown as bars (left Y-axis).



**Supplementary Figure 1.** Illustrative photographs showing different stages of the trials. Tomato transplants were produced in trays with small cells (a, 11.5 cm<sup>3</sup>) or large cells (b, 50.0 cm<sup>3</sup>), and used at ages of 20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding (DAS) (left to right, respectively). c. Transplanting was done in a central pivot-irrigated field for commercial production of processing tomatoes (2020). d-h. ToSRV-infected tomato plants in the field, grown from transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 DAS, respectively. i-m. Non-infected tomato plants in the field, grown from transplants aged 20, 30, 40, 50, and 60 DAS, respectively.

**Supplementary Table 1.** Survival rate of tomato plants using transplants with different ages and produced in trays with two cell sizes, inoculated with the begomovirus ToSRV.

		Transplant age <sup>a</sup>					Average <sup>b</sup>		
		20	30	40	50	60			
2019 <sup>d</sup>	C.V. = 9.00% <sup>c</sup>	Mean <sup>e</sup>	98.06 a <sup>h</sup>	87.50 b	90.25 ab	93.38 ab	86.75 b		
		SC <sup>f</sup>	96.88 aA	75.00 cB	82.06 bcB	93.00 abA	82.81 bcA		
		LC	99.25 aA	100.00 aA	98.44 aA	93.75 aA	90.63 aA		
		NWF <sup>g</sup>	97.69 aA	85.94 bcA	91.44 abcA	95.31 abA	82.06 cB		
		WFV	98.44 aA	89.06 aA	89.06 aA	91.44 aA	91.44 aA		
		SC <sup>ns</sup>	NWF	96.88	71.88	84.38	95.31	78.13	85.94 b
		WFV	96.88	78.13	79.69	90.63	87.50		
		LC <sup>ns</sup>	NWF	98.44	100.00	98.44	95.31	85.94	96.44 a
			WFV	100.00	100.00	98.44	92.19	95.31	
	2020	C.V. = 10.12%	Mean	68.75 b <sup>7</sup>	91.25 a	95.31 a	91.56 a	98.13 a	
			SC	70.00 cA	84.38 bB	93.75 abA	86.88 abB	98.13 aA	
			LC	67.50 bA	98.13 aA	96.88 aA	96.25 aA	98.13 aA	
NWF			54.38 bB	94.38 aA	93.13 aA	91.25 aA	98.13 aA		
WFV			83.13 bA	88.13 abA	97.50 aA	91.88 abA	98.13 aA		
SC			NWF	65.00 bA $\alpha$	91.25 aA $\alpha$	92.50 aA $\alpha$	90.00 aA $\alpha$	98.75 aA $\alpha$	89.62 b
		WFV	75.00 cA $\beta$	77.50 bcB $\beta$	95.00 abA $\alpha$	83.75 abcA $\beta$	97.50 aA $\alpha$		
		LC	NWF	43.75 bB $\beta$	97.50 aA $\alpha$	93.75 aA $\alpha$	92.50 aA $\alpha$	97.50 aA $\alpha$	91.38 a
			WFV	91.25 aA $\alpha$	98.75 aA $\alpha$	100.00 aA $\alpha$	100.00 aA $\alpha$	98.75 aA $\alpha$	

<sup>a</sup>Transplants of 20, 30, 40, 50 and 60 days after seeding

<sup>b</sup>Mean value for each tray

<sup>c</sup>Significant interactions are shown with the correspondent coefficient of variation (C.V.).

<sup>d</sup>Data were collected in 2019 and 2020

<sup>e</sup>Mean value for each transplant age

<sup>f</sup>Transplants were produced in trays with small cells (11.5 cm<sup>3</sup> - SC), and large cells (50.0 cm<sup>3</sup> - LC)

<sup>g</sup>Transplants were non-inoculated (NWF) and inoculated (WFV) with ToSRV by whitefly transmission

<sup>h</sup>Lowercase letters show differences of values within the lines. Uppercase letters show differences of values within the columns. Greek alphabet letters show differences between tray-types. Non-significant differences are indicated by ns.

**Supplementary Table 2.** Infection rate (%) of tomato plants by the begomovirus ToSRV when transplants were inoculated at different ages and produced in two types of trays.

		Transplant age <sup>a</sup>					
		20	30	40	50	60	
<b>2019<sup>b</sup></b>	<b>Mean<sup>c</sup></b>	94.98 a <sup>c</sup>	95.63 a	77.64 a	77.53 a	86.39 a	<b>C.V.<sup>f</sup> = 18.26</b>
	<b>SC<sup>d</sup></b>	96.88 aA	91.25 abA	59.45 bB	82.14 abA	82.79 abA	
	<b>LC</b>	93.08 aA	100.00 aA	95.83 aA	72.92 aA	90.00 aA	
<b>2020</b>	<b>Mean</b>	91.66 a	88.36 a	68.22 b	89.49 a	93.75 a	<b>C.V. = 13.71</b>
	<b>SC</b>	91.87 aA	93.49 aA	62.88 bA	87.79 aA	98.75 aA	
	<b>LC</b>	91.46 aA	83.23 aA	73.55 aA	91.19 aA	88.75 aA	

<sup>a</sup>Mean values of infection rates in transplants of 20, 30, 40, 50 and 60 days after seeding

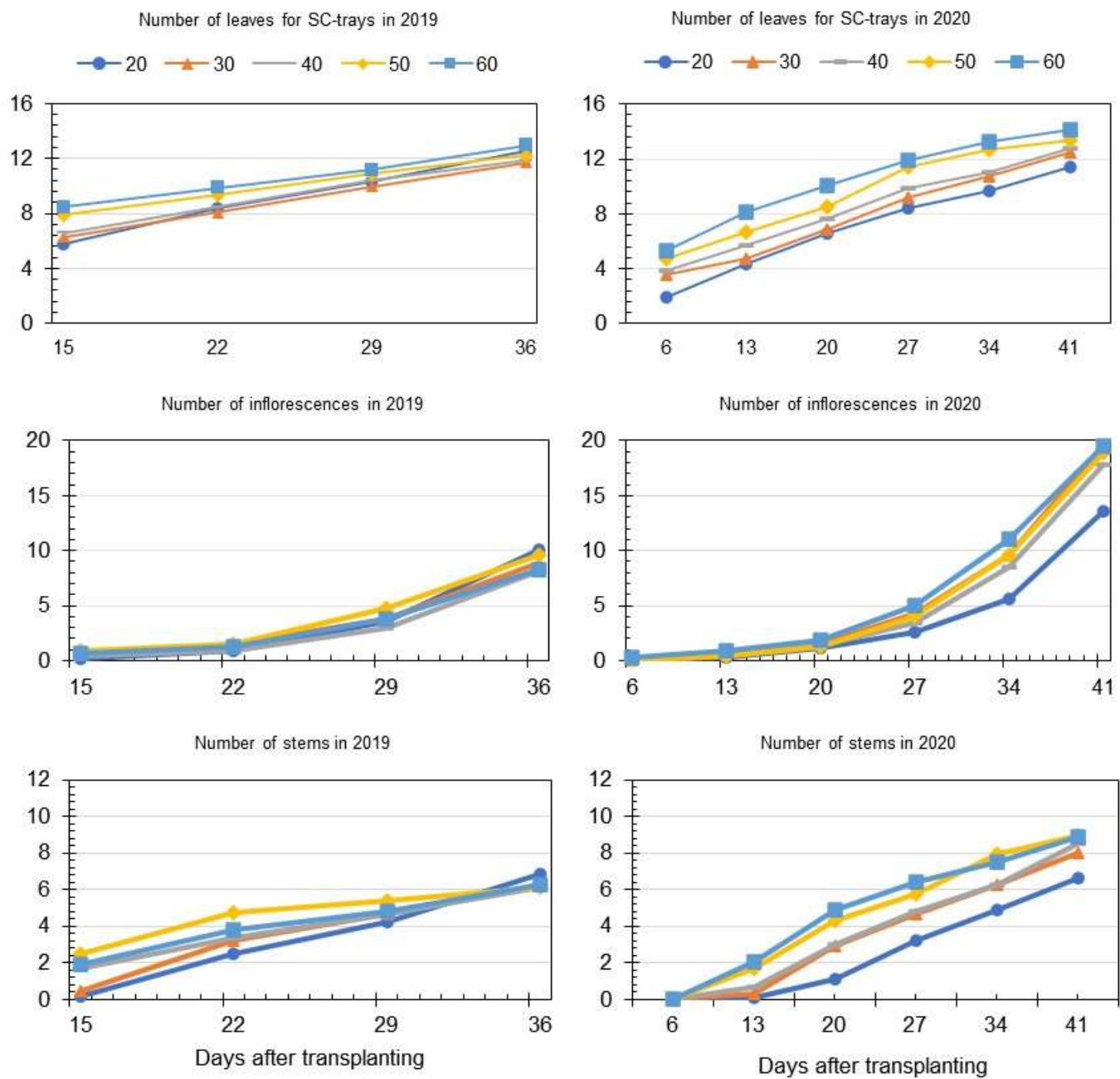
<sup>b</sup>Data were collected in 2019 and 2020

<sup>c</sup>Mean = general mean value for each age

<sup>d</sup>Transplants were produced in trays with small cells (11.5 cm<sup>3</sup> - SC), and large cells (50.0 cm<sup>3</sup> - LC)

<sup>e</sup>Lowercase letters show differences of values within the lines. Uppercase letters show differences of values within the columns.

<sup>f</sup>Significant interactions are shown ( $p < 0.01\%$ ) with the correspondent coefficient of variation (C.V.).



**Supplementary Figure 2.** Monitoring plant growth in the field by counting the number of leaves, inflorescences, and stems, when using transplants with different ages (20, 30, 40, 50, and 60 days after seeding: colored lines). Only for the number of leaves, the values are separated into trays with small cells (SC, 11.5 cm<sup>3</sup>) and large cells (LC, 50.0 cm<sup>3</sup>). Means for ToSRV-infected and non-infected plants for each plant age were combined and plotted.

**Supplementary Table 3.** Proportion of tomato fruit types harvested from plants derived from transplants with different ages, produced in two tray types, and inoculated with the begomovirus ToSRV.

Rate of ripe fruits per plant (%) <sup>a</sup>										
Mean	2019 <sup>b</sup>					2020				
	NWF <sup>c</sup>	WFV	SC <sup>d</sup>	LC	C.V. <sup>e</sup>	NWF	WFV	SC	LC	C.V.
	20 <sup>g</sup>	30	40	50	60	20	30	40	50	60
	71.01 a <sup>f</sup>	62.64 b	66.04 <sup>ns</sup>	67.61 <sup>ns</sup>	11.12%	82.06 <sup>ns</sup>	84.68 <sup>ns</sup>	81.33 b	85.42 a	7.55%
	67.76 a	66.16 a	66.87 a	67.13 a	66.19 a	77.33 b	87.92 a	83.90 a	84.03 a	83.68 a
NWF <sup>c</sup>	74.25 aA	66.40 aA	71.78 aA	73.47 aA	69.16 aA	69.39 bB	84.40 aB	86.11 aA	86.40 aA	84.02 aA
WFV	61.28 aB	65.93 aA	61.97 aB	60.80 aB	63.22 aA	85.27 abA	91.45 aA	81.70 bA	81.66 bA	83.34 abA
Rate of sunscald fruits per plant (%) <sup>a</sup>										
Mean	2019					2020				
	NWF	WFV	SC	LC	C.V.	NWF	WFV	SC	LC	C.V.
	20	30	40	50	60	20	30	40	50	60
	25.55 b	36.01 a	31.22 <sup>ns</sup>	30.35 <sup>ns</sup>	23.94%	3.76 a	2.27 b	3.68 <sup>ns</sup>	2.35 <sup>ns</sup>	105.92%
	30.46 a	31.88 a	30.29 a	29.97 a	31.31 a	5.83 a	3.10 ab	2.72 ab	1.95 b	1.49 b
NWF	22.95 aB	30.53 aA	24.00 aB	22.80 aB	27.47 aB	6.04 <sup>ns</sup>	2.74 <sup>ns</sup>	4.79 <sup>ns</sup>	2.47 <sup>ns</sup>	2.78 <sup>ns</sup>
WFV	37.98 aA	33.22 aA	36.58 aA	37.13 aA	35.16 aA	5.62 <sup>ns</sup>	3.47 <sup>ns</sup>	0.64 <sup>ns</sup>	1.43 <sup>ns</sup>	0.21 <sup>ns</sup>
Rate of unripe fruits per plant (%) <sup>a</sup>										
Mean	2019					2020				
	NWF	WFV	SC	LC	C.V.	NWF	WFV	SC	LC	C.V.
	20	30	40	50	60	20	30	40	50	60
	3.44 a	1.35 b	2.74 a	2.05 b	55.62%	14.96 <sup>ns</sup>	13.37 <sup>ns</sup>	15.74 a	12.59 b	39.98%
	1.78 a	1.96 a	2.83 a	2.90 a	2.50 a	18.27 a	9.33 b	13.82 ab	14.32 ab	15.10 a
NWF	2.80 aA	3.07 aA	4.22 aA	3.73 aA	3.38 aA	26.51 aA	13.25 bA	9.87 bB	11.46 bB	13.72 bA
WFV	0.75 aB	0.85 aB	1.45 aB	2.07 aB	1.62 aB	10.03 abB	5.41 bB	17.77 aA	17.18 aA	16.48 aA

<sup>a</sup>Fruits were classified in ripe, sunscald and unripe

<sup>b</sup>Data were collected in 2019 and 2020

<sup>c</sup>Transplants were non-inoculated (NWF) and inoculated (WFV) with ToSRV by whitefly transmission

<sup>d</sup>Transplants were produced in trays with small cells (11.5 cm<sup>3</sup> - SC), and large cells (50.0 cm<sup>3</sup> - LC)

<sup>e</sup>Significant interactions are shown with the correspondent coefficient of variation (C.V.).

<sup>f</sup>Significant interactions are shown (p<0.01%). Lowercase letters show differences of values within the lines. Uppercase letters show differences of values within the columns.

<sup>g</sup>Transplants aged 20, 30, 40, 50 and 60 days after seeding

**Supplementary Table 4.** Effects of transplant age and tray type and infection by begomovirus ToSRV on tomato paste properties.

2019 <sup>a</sup>								
Paste property		Transplant age <sup>b</sup>					C.V. <sup>c</sup>	
		20	30	40	50	60		
°Brix	SC <sup>d</sup>	4.50 aB <sup>f</sup>	4.33 aA	4.28 aA	4.70 aA	4.40 aA	5.62%	
	LC	4.03 bA	4.38 abA	4.58 aA	4.35 abA	4.65 aA		
Consistency	NWF <sup>e</sup>	2.00 <sup>ns</sup>	4.50 <sup>ns</sup>	2.73 <sup>ns</sup>	3.13 <sup>ns</sup>	3.25 <sup>ns</sup>	66.59%	
	WFV	2.98 <sup>ns</sup>	2.13 <sup>ns</sup>	2.75 <sup>ns</sup>	2.50 <sup>ns</sup>	2.30 <sup>ns</sup>		
Paste color	SC	NWF	2.29 aAα	2.08 aAα	2.18 aAα	2.30 aAα	2.20 aAα	4.82%
		WFV	2.00 aBα	2.03 aAα	2.03 aAb	2.07 aBα	2.27 aAα	
	LC	NWF	2.14 aAα	2.17 aAα	2.39 aAα	2.10 aAα	2.27 aAα	
		WFV	2.00aAα	2.01 aAα	2.26 aAα	2.10 aAα	2.06 aAα	
pH	SC	NWF	4.45 <sup>ns</sup>	4.57 <sup>ns</sup>	4.54 <sup>ns</sup>	4.42 <sup>ns</sup>	4.47 <sup>ns</sup>	2.04%
		WFV	4.60 <sup>ns</sup>	4.62 <sup>ns</sup>	4.52 <sup>ns</sup>	4.52 <sup>ns</sup>	4.54 <sup>ns</sup>	
	LC	NWF	4.49 <sup>ns</sup>	4.54 <sup>ns</sup>	4.40 <sup>ns</sup>	4.64 <sup>ns</sup>	4.56 <sup>ns</sup>	
		WFV	4.66 <sup>ns</sup>	4.64 <sup>ns</sup>	4.55 <sup>ns</sup>	4.52 <sup>ns</sup>	4.62 <sup>ns</sup>	
2020								
Paste property		Transplant age					C.V.	
		20	30	40	50	60		
°Brix	SC	4.22 <sup>ns</sup>	4.29 <sup>ns</sup>	4.30 <sup>ns</sup>	4.31 <sup>ns</sup>	4.29 <sup>ns</sup>	8.60%	
	LC	4.16 <sup>ns</sup>	4.16 <sup>ns</sup>	4.28 <sup>ns</sup>	4.43 <sup>ns</sup>	4.11 <sup>ns</sup>		
Consistency	NWF	6.63 aA	8.64 aA	7.31 aA	8.11 aA	6.95 aA	25.71%	
	WFV	6.33 abA	8.04 aA	4.66 bcB	3.99 cB	3.55 cB		
Paste color	SC	NWF	2.59 aAα	2.59 aAα	2.58 aAα	2.36 aAα	2.54 aAα	5.60%
		WFV	2.32 aBα	2.37 aBα	2.22 aBα	2.48 aAα	2.25 aBα	
	LC	NWF	2.52 aAα	2.55 aAα	2.54 aAα	2.43 aAα	2.39 aAα	
		WFV	2.40 aAα	2.37 aAα	2.17 aBα	2.21 aBβ	2.36 aAα	
pH	SC	NWF	4.28 abBα	4.33 abAα	4.24 bBα	4.39 aAα	4.29 abBβ	1.50%
		WFV	4.38 aAα	4.40 aAα	4.36 aAα	4.28 aBβ	4.40 aAα	
	LC	NWF	4.31 abAα	4.33 abAα	4.28 bAα	4.36 abAα	4.41 aAα	
		WFV	4.38 aAα	4.37 aAα	4.36 aAα	4.41 aAα	4.32 aAα	

<sup>a</sup>Data were collected in 2019 and 2020

<sup>b</sup>Transplants aged 20, 30, 40, 50 and 60 days after seeding were used

<sup>c</sup>Significant interactions are shown (p<0.01%) with the correspondent coefficient of variation (C.V.).

<sup>d</sup>Transplants were produced in trays with small cells (11.5 cm<sup>3</sup> - SC), and large cells (50.0 cm<sup>3</sup> - LC)

<sup>e</sup>Transplants were non-inoculated (NWF) and inoculated (WFV) with ToSRV by whitefly transmission

<sup>f</sup>Lowercase letters show differences of values within the lines. Uppercase letters show differences of values within the columns. Greek alphabet letters show differences between tray-types. Non-significant differences are indicated by ns.



## CONCLUSÕES GERAIS DA TESE

Mudas de tomateiro Heinz-9553 sofreram direta influência do volume de célula utilizado para a semeadura e desta forma apresentaram variação no índice de qualidade. Esta variação foi diretamente relacionada com a idade em que a muda foi retirada do viveiro e colocada à disposição para o transplante, sendo que as mudas de 50 DAS tanto em bandeja convencional (400 células) como nas bandejas com células maiores (162 e 72 células) apresentaram a melhor qualidade.

Quanto à infecção por tomate severe rugose virus a agressividade do patógeno foi evidenciada em todas as idades avaliadas e sintomas característicos da virose foram observados. A begomovirose reduziu o desenvolvimento das plantas independentemente da idade no momento da inoculação. Além do efeito sobre o desenvolvimento das plantas uma drástica queda foi verificada sobre a produtividade de tomate por planta no campo nos tipos de bandejas avaliados.

A cultivar susceptível H-9553 apresenta propriedades de qualidade e produtividade adequadas às exigidas para tomates destinados ao processamento industrial. Neste estudo, foi verificado que a produção de mudas mais velhas em bandeja com maior volume de célula que o padrão tradicionalmente usado pode representar uma melhor opção para o produtor de tomate. Foi verificado aumento em produtividade principalmente em mudas transplantadas na idade de 50 dias após a semeadura e um efeito do fenômeno de ARR contra begomovírus foi observado em mudas mais velhas, especificamente na idade de 40 dias após a semeadura. Mais estudos precisam ser realizados para adequação do cultivo de mudas mais velhas no Brasil e para a compreensão do mecanismo de ARR como uma estratégia de manejo contra os begomovírus bipartidos do “New World”.