



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL
DE PERNAMBUCO**

PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO



**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO
EM FITOPATOLOGIA**

Dissertação de Mestrado

**Espécies de *Lasiodiplodia* associadas aos restos de poda
de videira em três tipos climáticos do Nordeste brasileiro**

Everton Sebastião do Nascimento

**Recife – PE
2023**

EVERTON SEBASTIÃO DO NASCIMENTO

**ESPÉCIES DE *LASIODIPLODIA* ASSOCIADAS AOS RESTOS
DE PODA DE VIDEIRA EM TRÊS TIPOS CLIMÁTICOS DO
NORDESTE BRASILEIRO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Fitopatologia.

COMITÊ DE ORIENTAÇÃO:

Orientador: Prof. Dr. Sami Jorge Michereff

Coorientadora: Profa. Dra. Kamila Câmara Correia

Coorientadora: Dra. Ana Paula Oliveira de Barros

**RECIFE – PE
FEVEREIRO – 2023**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal Rural de Pernambuco
Sistema Integrado de Bibliotecas
Gerada automaticamente, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

- N244e Nascimento, Everton Sebastião do
Espécies de Lasiodiplodia associadas aos restos de poda de videira em três tipos climáticos do Nordeste brasileiro / Everton Sebastião do Nascimento. - 2023.
74 f. : il.
- Orientador: Sami Jorge Michereff.
Coorientadora: Ana Paula Oliveira de Barros.
Inclui referências, apêndice(s) e anexo(s).
- Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, Recife, 2023.
1. Agresividade. 2. Botryosphaeriaceae. 3. Clima. 4. Filogenia multilocus. 5. Vitis. I. Michereff, Sami Jorge, orient. II. Barros, Ana Paula Oliveira de, coorient. III. Título

ESPÉCIES DE *LASIODIPLODIA* ASSOCIADAS AOS RESTOS DE PODA DE VIDEIRA EM TRÊS TIPOS CLIMÁTICOS DO NORDESTE BRASILEIRO

EVERTON SEBASTIÃO DO NASCIMENTO

Dissertação defendida e aprovada pela Banca Examinadora em: 28/02/2023

ORIENTADOR:

Documento assinado digitalmente
 SAMI JORGE MICHEREFF
Data: 18/04/2023 19:36:47-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Sami Jorge Michereff (UFCA)

EXAMINADORES:

Documento assinado digitalmente
 FABIO JUNIOR ARAUJO SILVA
Data: 19/04/2023 08:34:51-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Fábio Júnior de Araújo Silva (IFAC)

Documento assinado digitalmente
 ALEXANDRE REIS MACHADO
Data: 19/04/2023 11:24:12-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof. Dr. Alexandre Reis Machado (UFPE)

**RECIFE – PE
FEVEREIRO – 2023**

Aos meus pais, Lerita Maria da Conceição (in memoriam) e Manoel Sebastião do Nascimento, pelo exemplo, dedicação, amor e confiança, e a meus irmãos Everlane Nascimento, Damiana Nascimento e Renison Nascimento, pelo apoio incondicional, meu eterno agradecimento.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Ao meu amigo Daniel (*in memorian*) por ter acreditado em mim na pior fase da minha vida;
A minha sobrinha Liz Fernanda por vir ao mundo e se tornar minha força de viver diante as perdas;

À Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE) e À Universidade Federal do Cariri (UFCA), pela oportunidade de formação acadêmica e acolhimento;

À Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia do Estado de Pernambuco (FACEPE) pela concessão da bolsa de estudo;

Ao meu orientador Prof. Dr. Sami Jorge Michereff, pelo aprendizado, orientação, apoio e confiança;

As minhas coorientadoras Dr^a Ana Paula de Oliveira Barros e Prof^a Dr^a Kamila Câmara Correia pelos ensinamentos;

Ao corpo docente do Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia da UFRPE pelos ensinamentos transmitidos;

À toda equipe do Laboratório de Fitopatologia da UFCA, Campus Crato, em especial, Euzanyr Gomes, Layla Victória, Letícia Rejane, Rizelle Barros, Gessiane Silva, Wellica Bastos, Cosma Amanda, Damiana Andressa, Diego Vinícius e Rafael Oliveira por todo apoio, conhecimentos compartilhados e momentos de alegria;

Aos meus amigos Douglas Rozendo, Sara Padilha, Rafaela Ferreira, Luiz Neto e Alverlan Araújo, que mesmo distantes, foram importante nessa fase da minha vida.

A todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.

SUMÁRIO

	Página
RESUMO GERAL	viii
GENERAL ABSTRACT	ix
CAPÍTULO I – Introdução Geral	10
Referências Bibliográficas	27
CAPÍTULO II – Espécies de <i>Lasiodiplodia</i> associadas aos restos de poda de videira em três tipos climáticos do Nordeste brasileiro	33
Resumo	34
Abstract	35
Introdução	36
Materiais e métodos	38
Resultados	43
Discussão	46
Agradecimentos	50
Declaração de disponibilidade de dados	50
Conformidade com padrões éticos	50
Referências	50
CONCLUSÕES GERAIS	73

RESUMO GERAL

A morte descendente, causada principalmente por espécies de *Lasiodiplodia*, é uma das principais doenças do tronco da videira no Nordeste do Brasil e no mundo. Os restos de poda de videira deixados no campo são importantes fontes de inóculo para epidemias da doença. Considerando a importância da doença e dos patógenos envolvidos na colonização dos restos de poda, o presente trabalho teve como objetivos: a) identificar as espécies de *Lasiodiplodia* associadas aos restos de poda em pomares localizados em três tipos climáticos do Nordeste brasileiro; b) investigar a prevalência, a distribuição e a diversidade das espécies; e c) avaliar a patogenicidade e a agressividade dos isolados representativos das espécies de *Lasiodiplodia*. Amostras de restos de poda de *Vitis labrusca* e *V. vinifera* foram coletadas em 22 pomares localizados nas regiões do Vale do São Francisco (clima semiárido), Vale do Siriji (clima tropical com verão seco) e Cariri cearense (clima de savana). Noventa e seis isolados de *Lasiodiplodia* foram identificados a partir de dados de sequências de DNA (*tef1-α*, ITS e *tub2*), sendo encontradas 11 espécies: *L. brasiliense*, *L. crassispota*, *L. euphorbiaceicola*, *L. hormozganensis*, *L. iraniensis*, *L. laeliocattleyae*, *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis*, *L. pseudotheobromae*, *L. theobromae* e *L. viticola*. Dois isolados (*Lasiodiplodia* sp. 1 e *Lasiodiplodia* sp. 2) não se agruparam com nenhum táxon conhecido deste gênero. É o primeiro relato de *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis* e *L. viticola* em videira no Brasil. *Lasiodiplodia pseudotheobromae* foi a mais prevalente, seguida de *L. brasiliensis*. No clima semiárido foram registradas 10 espécies, predominando *L. hormozganensis* e *L. theobromae*. No clima de savana foram observadas sete espécies, predominando *L. brasiliense* e *L. pseudotheobromae*. No clima tropical com verão seco foram registradas somente três espécies, predominando *L. pseudotheobromae*. Foi constatada elevada diversidade de espécies de *Lasiodiplodia* nos restos de poda dos climas de savana e semiárido, comparada à observada no clima tropical com verão seco. As espécies de *Lasiodiplodia* foram inoculadas em ramos destacados de videira (cv. Vitória) e isolados de *L. euphorbiaceicola* e *Lasiodiplodia* sp. 2 não foram patogênicos. As demais espécies diferiram nos níveis de agressividade, sendo *L. viticola* a mais agressiva. Os resultados mostram a grande diversidade de espécies de *Lasiodiplodia* associadas à restos de poda de videira no Nordeste brasileiro e possíveis diferenças em função do tipo climático.

Palavras-chave: Agressividade, Botryosphaeriaceae, clima, filogenia multilocus, poda, *Vitis*.

GENERAL ABSTRACT

Botryosphaeria dieback, mainly caused by species of *Lasiodiplodia*, is considered one of the main grapevine trunk diseases in Northeastern Brazil and worldwide. The grapevine pruning debris left in the field are important source of inoculum for disease epidemics. Considering the importance of the disease and the pathogens involved in the colonization of pruning debris, the present work aimed to: a) identify the species of *Lasiodiplodia* associated with pruning debris in orchards located in three climatic types in Northeast Brazil; b) investigate the prevalence, distribution and diversity of the species; and c) evaluate the pathogenicity and aggressiveness of representative isolates of *Lasiodiplodia* species. Samples of grapevine pruning debris were collected in 22 orchards located in the regions of Vale do São Francisco (semi-arid climate), Vale do Siriji (tropical with dry summer climate) and Cariri in Ceará (savannah climate). Ninety-six *Lasiodiplodia* isolates were identified from grapevine pruning debris from DNA sequence data (*tef1- α* , ITS e *tub2*), with 11 species found: *L. brasiliense*, *L. crassispora*, *L. euphorbiaceicola*, *L. hormozganensis*, *L. iraniensis*, *L. laeliocattleyae*, *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis*, *L. pseudotheobromae*, *L. theobromae* e *L. viticola*. Two isolates (*Lasiodiplodia* sp. and *Lasiodiplodia* sp. 2) did not cluster with any known taxa of this genus. It is the first report of *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis* and *L. viticola* in grapevine in Brazil. *Lasiodiplodia pseudotheobromae* was the most prevalent, followed by *L. brasiliensis*. In the semi-arid climate, 10 species were recorded, predominantly *L. hormozganensis* and *L. theobromae*. In the savanna climate, seven species were observed, predominantly *L. brasiliense* and *L. pseudotheobromae*. In the tropical climate with dry summer, only three species were recorded, predominantly *L. pseudotheobromae*. A high diversity of species of *Lasiodiplodia* was observed in the pruning debris of the semi-arid and savannah climates, compared to that observed in the tropical climate with dry summer. The species of *Lasiodiplodia* were inoculated on detached branches of grapevine (cv. Vitória) and isolated from *L. euphorbiaceicola* and *Lasiodiplodia* sp. 2 were not pathogenic. The other species differed in terms of aggressiveness, with *L. viticola* being the most aggressive. The results show the great diversity of *Lasiodiplodia* species associated with grapevine pruning debris in Northeast Brazil and possible differences depending on the climate type.

Key-words: Aggressiveness, Botryosphaeriaceae, climate, multilocus phylogeny, pruning, *Vitis*.

Capítulo I

Introdução Geral

DIVERSIDADE E PATOGENICIDADE DE ESPÉCIES DE LASIODIPLODIA ASSOCIADAS AOS RESTOS DE PODA DE VIDEIRA EM TRÊS TIPOS CLIMÁTICOS DO NORDESTE BRASILEIRO

INTRODUÇÃO GERAL

1. A viticultura no Brasil

Cultivada em todo o mundo, a videira, tem seu fruto utilizado em uma ampla gama de produtos, sendo comercializada na forma de frutas frescas, compotas, sucos, vinhos e passas. Pertencente ao gênero *Vitis* L. e família Vitaceae, consistindo de dois subgêneros, *Vitis* e *Muscadinia*. Estes são distintos por apresentarem diferentes números de cromossomos (38 para *Vitis* e 40 para *Muscadinia*) e características morfológicas. No subgênero *Muscadinia* apenas uma espécie é cultivada, por apresentar resistência a filoxera e a algumas doenças. O subgênero *Vitis*, representa a maior parte das videiras cultivadas, dividindo-se em três grupos geográficos: americano, asiático e europeu (CREASY; CREASY, 2018).

No Brasil, as primeiras videiras cultivadas foram as de origem europeia e surgiram com a chegada dos colonizadores portugueses. Em meados do século XIX, os imigrantes italianos trouxeram a cultivar de uva americana ‘Isabel’, culminando na rápida substituição dos vinhedos das variedades europeias, tornando a mesma a base para o desenvolvimento da vitivinicultura comercial nos estados do Rio Grande do Sul e São Paulo (LEÃO, 2010). Essa atividade era restrita à região Sul, leste de São Paulo e Sul de Minas Gerais até o final da década de 1950. Posteriormente, os plantios de videiras seguiram para o Vale do São Francisco, nos estados de Pernambuco e Bahia, depois para as regiões norte do Paraná, noroeste de São Paulo e norte de Minas Gerais (CAMARGO; TONIETTO; HOFFMANN, 2011). Atualmente, os cultivos de videira são localizados em regiões brasileiras de clima temperado, subtropical e tropical (CAMARGO; TONIETTO; HOFFMANN, 2011), entre as latitudes 30°S e 9°S (AMORIM; SPÓSITO; KUNIYUKI, 2016), sendo que em 2022 foram registrados 17 estados e o Distrito Federal com produção da fruta (IBGE, 2023a).

A viticultura de clima temperado no Brasil se caracteriza por um ciclo anual, seguido de um período de dormência induzido pelas baixas temperaturas do inverno. É a viticultura tradicional no Sul e em regiões de altitude do Sudeste do Brasil, nos Estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Paraná, São Paulo e Minas Gerais. A viticultura subtropical é praticada em regiões de invernos amenos e curtos, porém sujeitos à ocorrência de geadas. Nessas condições, a videira tem um período de dormência natural em junho e julho, e pode ser manejada da

maneira tradicional, com um ciclo por ano. Com a utilização de sistemas especiais de manejo, são realizados dois ciclos vegetativos, com a obtenção de duas colheitas por ano. A viticultura subtropical é importante no norte do Paraná e no leste de São Paulo. A viticultura tropical é típica de regiões onde as temperaturas mínimas não são suficientemente baixas para induzir a videira à dormência. A videira cresce continuamente e, com o uso de tecnologia apropriada, é possível a obtenção de duas ou mais colheitas por ano, no mesmo vinhedo. A época de colheita pode ser programada para qualquer dia do ano. Os principais polos de viticultura tropical são o Vale do Submédio São Francisco, o noroeste Paulista e o norte de Minas Gerais. Nos últimos anos, a viticultura tropical expandiu-se por vários outros estados, como Espírito Santo, Mato Grosso do Sul, Mato Grosso, Goiás, Rondônia, Ceará e Piauí (CAMARGO; TONIETTO; HOFFMANN, 2011).

As espécies de videira *Vitis vinifera* L. (origem europeia) e *Vitis labrusca* L. (origem americana) são economicamente mais importantes para a agricultura, tanto para a produção de vinhos, quanto para o consumo *in natura* (CREASY; CREASY, 2018). No Brasil, são utilizados mais de 120 cultivares de *V. vinifera* e mais de 40 cultivares de uvas americanas, incluindo castas de *V. labrusca*, *Vitis bourquina* Munson e híbridas interespecíficas (CAMARGO; TONIETTO; HOFFMANN, 2011).

As principais cultivares pertencentes a espécie *V. labrusca* produzidas no país são Isabel, Bordô, Niágara Rosada e Niágara Branca; da espécie *V. vinifera* dentre as uvas com sementes destacam-se as cultivares Itália, Benitaka e Red Globe, enquanto sem sementes destacam-se as cultivares Festival, Crimson e Thompson e, mais recentemente, as cultivares BRS Isis e BRS Vitória (CARVALHO; TREICHE; BELING, 2016).

A viticultura é uma atividade de extrema importância para a sustentabilidade de milhares de pequenas propriedades e tem se tornado determinante no desenvolvimento de algumas regiões e na geração de empregos em grandes empreendimentos que produzem uvas de mesa e para processamento (POLL *et al.*, 2013). Além disso, a atividade tem grande importância social, econômica e cultural no agronegócio brasileiro, destacando-se ao agregar valor à cadeia produtiva e impulsionar outros ramos da economia, como turismo e gastronomia (REETZ *et al.*, 2015).

A videira é uma das culturas de frutas perenes mais cultivadas e economicamente importantes para o Brasil, sendo superada apenas pela produção de laranja e banana (KIST; CARVALHO; BELING, 2022). Em 2022, foram cultivados aproximadamente 88,4 mil hectares (ha) com videira e colhidas cerca de 1,5 milhões de toneladas de uva no país. A região Sul se destaca como a maior produtora de uva no Brasil, com 846,9 mil toneladas de uvas

produzidas em 54,9 mil ha cultivados, seguida da região Nordeste, com produção de 462,7 mil toneladas em 10,4 mil ha. Essas duas regiões são responsáveis por quase 86% da produção brasileira de uva (IBGE, 2023a).

A fruta produzida na região Sul destina-se, principalmente, à produção de vinho, enquanto na região Nordeste predomina a produção de uvas de mesa (SILVA; CORREIA, 2016). A uva de mesa é uma das principais frutas frescas exportadas pelo Brasil, sendo que em 2021 foram exportadas 76,6 mil toneladas, com faturamento de 155,9 milhões de dólares (KIST; CARVALHO; BELING, 2022). A região Nordeste é responsável por 99% das exportações brasileiras de uvas finas de mesa, sendo o Vale do São Francisco o principal polo produtor, responsável por 98% da produção (ARAÚJO; RAMALHO, 2009; LAZZAROTTO; FIORAVANÇO, 2013).

1.2. A viticultura no Nordeste do Brasil

A viticultura no Nordeste brasileiro é de clima tropical, onde temperaturas elevadas durante todo o ano são responsáveis pela aceleração dos processos fisiológicos e rápida propagação da videira, permitindo a primeira colheita um ano e meio após a instalação da cultura. Considerando que o ciclo produtivo da videira pode oscilar de 90 a 130 dias, dependendo da cultivar, podem ser obtidas até duas safras e meia por ano, mediante a adequação das técnicas de produção, como podas, modificação da irrigação e uso de reguladores de crescimento. Isso possibilita a produção de uvas durante todo o ano (SILVA; CORREIA, 2016; ARATA; HAUSCHILD; SCKOKAI, 2017).

A poda tem grande importância na viticultura e compreende a remoção de ramos, braços e, excepcionalmente, do tronco, assim como, de partes herbáceas (brotações, gavinhas, folhas, cachos, etc.), que resultam em alterações significativas na fisiologia da planta. Algumas são realizadas durante o período de repouso, e são denominadas de poda seca, e outras que são executadas durante o período de crescimento vegetativo da planta, são denominadas de poda verde. Nas condições do Nordeste brasileiro, a poda da videira é realizada duas vezes ao ano, e está diretamente ligada à obtenção de duas safras por ano (LEÃO, 2016).

Atualmente existem dois polos vitícolas bem consolidados na região Nordeste, o Vale do São Francisco e o Vale do Siriji. O Vale do São Francisco, localizado nos estados da Bahia e Pernambuco, se caracteriza pelo clima semiárido (BSh), com temperatura média anual próxima a 28 °C, precipitação pluviométrica anual inferior a 500 mm, altos índices de insolação durante a maior parte do ano, período de estiagem de nove meses e período chuvoso de fevereiro a abril (ALVARES *et al.*, 2013). Neste polo, os cultivos de videira são caracterizados por um

sistema de produção com alta tecnologia desde o início da implantação do parreiral, grandes plantios em extensão e comércio voltado à exportação (LAZZAROTTO; FIORAVANÇO, 2013). As principais cultivares com sementes plantadas são Itália e Benitaka, enquanto sem sementes são BRS Vitória, BRS Isis e Festival (CARVALHO; TREICHE; BELING, 2016). Os principais produtores são os estados de Pernambuco e Bahia, cobrindo uma área de 10.325 mil ha cultivados e 459.936 mil toneladas de uvas produzidas, respondendo por aproximadamente 99% da produção na região (IBGE, 2023a). Em Pernambuco destaca-se o município de Petrolina, com 6.250 ha cultivados e produção de 312,5 mil toneladas, seguido de Lagoa Grande, com 1.630 ha cultivados e produção de 76,6 mil toneladas. Na Bahia, destaca-se o município de Juazeiro, com 1.580 ha cultivados e produção de 47,9 mil toneladas, seguido de Casa Nova, com 800 ha cultivados e produção de 20,7 mil toneladas. (IBGE, 2023b).

O Vale do Siriji, situado na região do Médio Capibaribe do estado de Pernambuco, está localizado em área de clima tropical com verão seco (As), com temperatura média anual em torno de 25 °C, precipitação pluviométrica anual de 1.100 mm, concentrada em uma estação chuvosa de maio a julho, e uma estação seca de setembro a dezembro (ALVARES *et al.*, 2013). Neste polo, a produção de uva é realizada há mais de 50 anos, em pequenas propriedades e com baixo perfil tecnológico, exclusivamente da cultivar Isabel, e se destina ao mercado interno (TAVARES; LIMA, 2009). O município de São Vicente Férrer se destaca como principal produtor nesse polo, com 600 hectares cultivados e produção de 16,2 mil toneladas (IBGE, 2023b).

Além do Vale do São Francisco e do Vale do Siriji, existem vários outros pequenos polos de produção de uvas de mesa no Nordeste brasileiro, dentre os quais a região do Cariri cearense, localizada no Sul do estado do Ceará. O clima é do tipo savana (AW), com verão chuvoso e inverno seco, temperatura média anual em torno de 25 °C, precipitação pluviométrica anual de 1.100 mm, concentrada em uma estação chuvosa de janeiro a abril, e uma estação seca de agosto a novembro (LIMA *et al.*, 2017). Neste polo, a produção de uva é realizada há menos de 10 anos, em pequenas propriedades e com médio perfil tecnológico, destinada ao mercado regional, com o plantio principalmente das cultivares Isabel, BRS Vitória e BRS Isis. O município de Barbalha se destaca como principal produtor nesse polo, abrangendo área total de 11 ha e 315 toneladas produzidas (IBGE, 2023b).

O crescimento da cadeia produtiva de uva é contínuo, levando ao aumento da importância econômica e social da atividade. No entanto, a videira está sujeita ao ataque de diversos patógenos causadores de doenças, que reduzem a produção e a longevidade do parreiral, afetando a qualidade do produto final e em alguns casos causando a morte da planta

(CARVALHO; TREICHE; BELING, 2016). A videira é uma das culturas perenes lenhosas que mais hospeda patógenos, pois somente de origem fúngica foram registradas mais de 29 doenças (WILCOX; GUBLER; UYEMOTO, 2015).

1.3. Doenças da videira no Nordeste do Brasil

No Nordeste brasileiro, as condições intensas de manejo das plantas de videira propiciam, e em alguns casos potencializam, problemas fitossanitários que, se não contornados podem trazer sérios prejuízos econômicos e diminuir a vida útil dos parreirais. Entre as doenças que afetam a videira nesta região destacam-se o míldio [*Plasmopara viticola* (Berk. & M.A. Curtis) Berl. & De Toni], o oídio [*Uncinula necator* (Schwein.) Burril.], a ferrugem (*Phakopsora euvis* Ono), a morte descendente (Botryosphaeriaceae), a antracnose (*Elsinoë ampelina* Shear), o cancro bacteriano [*Xanthomonas campestris* pv. *viticola* (Nayudu) Dye], o enrolamento das folhas (*Grapevine leafroll-associated virus* 1-9 - GLRaV 1-9), a malformação infecciosa (*Grapevine fanleaf virus*) e os nematoides das galhas (*Meloidogyne* spp.) (BARBOSA *et al.*, 2016; TERAQ *et al.*, 2016;).

As doenças fúngicas que comprometem o tronco da videira estão entre as mais importantes por limitarem a longevidade dos vinhedos e estarem presente em todas as principais regiões produtoras de uvas (LAWRENCE *et al.*, 2017; GRAMAJE; ÚRBEZ-TORRES; SOSNOWSKI, 2018). Essas doenças afetam o rendimento da cultura, por causarem a morte das posições de frutificação, danificando o tecido vascular entre os rebentos e as raízes, ou devido ao atraso no amadurecimento dos frutos (LORRAIN *et al.*, 2012). Dentre as várias doenças que atingem o tronco da videira, a morte descendente é responsável por importantes danos, como redução da vida útil e da produtividade dos parreirais, resultando em aumentos consideráveis nos custos de produção (ÚRBEZ-TORRES, 2011; YAN *et al.*, 2013; HRYCAN *et al.*, 2020).

1.4. Morte descendente da videira

1.4.1. Distribuição e importância

A morte descendente da videira pode ser causada por espécies da Botryosphaeriaceae e Diatrypaceae (GRAMAJE; ÚRBEZ-TORRES; SOSNOWSKY, 2018; KENFAOUI *et al.*, 2022). No Brasil, os fungos associados a doença são principalmente da família Botryosphaeriaceae, sendo a doença conhecida internacionalmente como “Botryosphaeria dieback” (CORREIA *et al.*, 2013, 2016; BARBOSA *et al.*, 2016; GARRIDO; GAVA; CAROLLO, 2017). Descrita pela primeira vez em 1974 na Hungria (LEHOCZKY, 1974), essa

doença já foi relatada em quase todos os principais países produtores de uva (GRAMAJE; ÚRBEZ-TORRES; SOSNOWSKY, 2018; KENFAOUI *et al.*, 2022).

O primeiro relato de ocorrência da morte descendente em videiras no Brasil foi em 1991, nos municípios de Jales - SP e Petrolina - PE (RIBEIRO *et al.*, 1992; AMORIM; SPÓSITO; KUNYUKI, 2016). A incidência dessa doença vem aumentando nos últimos anos, em todas as áreas de produção de uva do Brasil, ocorrendo principalmente em vinhedos dos estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Paraná, São Paulo, Minas Gerais, Pernambuco e Bahia (GARRIDO *et al.*, 2011). A morte descendente é considerada uma das principais causas de mortalidade de plantas de videira na Serra Gaúcha, com perdas de 5% a 60%, dependendo da extensão do vinhedo atacado. O plantio de mudas contaminadas pode levar a perdas de até 100%, devido o bloqueio do fluxo da seiva na área da enxertia infectada pelo fitopatógeno (GARRIDO; GAVA; CAROLLO, 2017). No Nordeste brasileiro, essa doença tem sido registrada em mudas, plantas jovens e adultas, causando mortalidade de plantas e reduções de produção (BATISTA *et al.*, 2010; CORREIA *et al.*, 2013, 2016; SILVA *et al.*, 2018; RÊGO *et al.*, 2019).

1.4.2. Sintomatologia

A necrose do lenho do tronco e dos braços das videiras infectadas é a principal característica da morte descendente. Sintomas da doença incluem cancrios, mortalidade das brotações, deformação das folhas, podridão e necrose setorial da madeira, descoloração castanho-escuro da parte afetada e falha na unificação do enxerto. A presença de faixas pretas no xilema da madeira infectada é característica da doença, causando podridão seca geralmente em forma de cunha no tronco e nos braços. Os cancrios são mais facilmente vistos quando a videira é cortada na seção transversal (ÚRBEZ-TORRES; GUBLER; LEAVITT, 2013). O desenvolvimento da doença ocorre lentamente nas videiras e nenhum sintoma é notado na primeira ou na segunda estação de crescimento após a infecção. Na terceira ou quarta estação, um cancro é frequentemente visto e acompanhado pela manifestação dos sintomas nas folhas. Os principais danos verificados incluem a redução da produtividade das plantas atacadas e a formação de cachos menores, apresentando bagas com menor teor de açúcar e maior acidez (GARRIDO *et al.*, 2011).

Devido à natureza dos patógenos envolvidos na infecção, aumenta a importância da morte descendente, pois estes podem permanecer latentes e ocasionar a doença de forma silenciosa, durante um longo período do seu processo de evolução, só desenvolvendo os sintomas quando os danos são irreversíveis (SÔNEGO; GARRIDO; GRIGOLETTI JÚNIOR,

2005). Devido aos danos não serem visíveis imediatamente, faz com que não haja preocupação inicial por parte dos produtores. Somente mais tarde, cerca de 2 a 4 anos após infecção em plantas adultas, quando os sintomas se tornam mais expressivos, que surge o interesse na adoção de alguma medida de controle, porém, os danos podem ser irreversíveis (GARRIDO; GAVA; CAROLLO; 2017).

1.4.3. Etiologia

A morte descendente da videira é causada por várias espécies de fungos da família Botryosphaeriaceae, que pertence ao filo Ascomycota, classe, Dothideomycetes e ordem Botryosphaerales (MYCOBANK, 2023). A família Botryosphaeriaceae contém numerosas espécies com distribuição cosmopolita (PHILLIPS *et al.*, 2013), sendo conhecidos como patógenos endofíticos e oportunistas de plantas lenhosas, capazes de infectar plantas através de feridas ou aberturas naturais, como brotos, lenticelas e estômatos (SLIPPERS; WINGFIELD, 2007). A maioria das espécies de Botryosphaeriaceae possuem uma ampla gama de plantas hospedeiras, incluindo culturas frutíferas, hortaliças, essências florestais, plantas ornamentais e plantas em ecossistemas nativos (FARR; ROSSMAN, 2023).

A taxonomia da família Botryosphaeriaceae é complexa e vem sofrendo alterações nos últimos anos com a utilização de ferramentas moleculares (PHILLIPS *et al.*, 2013; ZHANG *et al.*, 2021). A identificação morfológica das espécies de Botryosphaeriaceae não é precisa e as análises multilocus usando a região do espaço interno transcrito (ITS) e dos genes fator de alongação (EF1- α), beta-tubulina (β -tubulina) e RNA polimerase II (RPB2) têm sido empregadas com sucesso para discriminar espécies crípticas e elucidar as relações filogenéticas em Botryosphaeriaceae (SLIPPERS *et al.*, 2017; ZHANG *et al.*, 2021).

Atualmente a família Botryosphaeriaceae é constituída de 23 gêneros: *Allanphillipsia* Crous & M.J. Wingf., *Bahusutrabeeja* Subram. & Bhat, *Barriopsis* A.J.L. Phillips *et al.*, *Botryobambusa* Phook. *et al.*, *Botryosphaeria* Ces. & De Not., *Cophinforma* Doilom *et al.*, *Diplodia* Fr., in Montagne, *Dothiorella* Sacc., *Eutiarosporella* Crous, *Lasiodiplodia* Ellis & Everh., *Macrophomina* Petr., *Marasasiomyces* Crous, *Mucoharknessia* Crous *et al.*, *Neodeightonia* C. Booth, *Neofusicoccum* Crous *et al.*, *Neoscytalidium* Crous & Slippers, *Oblongocollomyces* Tao Yang & Crous, *Othia* Nitschke ex Fuckel, *Phaeobotryon* Theiss. & Syd., *Sakireeta* Subram. & K. Ramakr., *Sardiniella* Linaldeddu *et al.*, *Sphaeropsis* Sacc.e *Tiarosporella* Höhn. (SLIPPERS *et al.*, 2017). Em relação ao número de espécies destacam-se *Neofusicoccum* (37 espécies), *Lasiodiplodia* (34 espécies), *Dothiorella* (29 espécies), *Diplodia* (25 espécies) e *Saccharata* (20 espécies) (ZHANG *et al.*, 2021).

Entre as commodities agrícolas afetadas por espécies de Botryosphaeriaceae, a videira está entre as mais importantes (ÚRBEZ-TORRES, 2011; ÚRBEZ-TORRES; GUBLER; LEAVITT, 2013). Até o momento, 26 espécies de Botryosphaeriaceae pertencentes aos gêneros *Botryosphaeria*, *Diplodia*, *Dothiorella*, *Lasiodiplodia*, *Neofusicoccum*, *Neoscytalidium*, *Phaeobotryosphaeria* e *Spencermartinsia* foram registradas associadas com a morte descendente da videira no mundo (GRAMAJE; ÚRBEZ-TORRES; SOSNOWSKI, 2018; BILLONES-BAAIJENS; SAVOCCHIA, 2019).

O gênero de *Lasiodiplodia* é um dos mais prevalentes em videira em nível mundial (GRAMAJE; ÚRBEZ-TORRES; SOSNOWSKI, 2018). Atualmente esse gênero é constituído de 45 espécies válidas (DOUANLA-MELI; SCHARNHORST, 2021; XIAO *et al.*, 2021; ZHANG *et al.*, 2021; EL-GANAINY *et al.*, 2022; XIA *et al.*, 2022; WANG *et al.*, 2023), mas em videira foram constatadas 17 espécies (Tabela 1).

A distribuição de *Lasiodiplodia* parece ser largamente influenciada por condições ambientais, como temperatura, umidade e altitude, bem como por práticas de manejo (SLIPPERS *et al.*, 2017; BATISTA; LOPES; ALVES, 2021), sendo que as espécies tendem a ser distribuídos em áreas tropicais ou subtropicais (BATISTA; LOPES; ALVES, 2021). No Brasil, as espécies de *Lasiodiplodia* constatadas em videira são: *L. brasiliense* M.S.B. Netto, M.W. Marques & A.J.L. Phillips, *L. crassispora* T.I. Burgess & Barber, *L. euphorbiaceicola* A.R. Machado & O.L. Pereira, *L. hormozganensis* Abdollahz., Zare & A.J.L. Phillips, *L. iraniensis* Abdollahzadeh, Zare & A.J.L. Phillips, *L. laeliocattleyae* (Sibilia) A. Alves, *L. parva* A.J.L. Phillips, A. Alves & Crous, *L. pseudotheobromae* A.J.L. Phillips, A. Alves & Crous e *L. theobromae* (Pat.) Griff. & Maubl. (Tabela 1).

Lasiodiplodia theobromae é a espécie mais prevalente em videira e tem sido reportada como a mais agressiva entre as espécies de Botryosphaeriaceae (ÚRBEZ-TORRES, 2011; YAN *et al.*, 2013; CORREIA *et al.*, 2016).

Tabela 1 – Espécies de *Lasiodiplodia* associadas com a morte descendente da videira no mundo, com primeiro registro em cada país.

Espécie	País
<i>Lasiodiplodia brasiliense</i> M.S.B. Netto, M.W. Marques & A.J.L. Phillips	Brasil (CORREIA <i>et al.</i> , 2016), México (RANGEL-MONTOYA <i>et al.</i> , 2021)
<i>Lasiodiplodia citricola</i> Abdollahzadeh, Javadi & A.J.L. Phillips (sin. <i>Lasiodiplodia vaccinii</i> Y. Zhang <i>et al.</i> & L. Zhao)	Austrália (BURGESS <i>et al.</i> , 2019), Itália (CARLUCCI <i>et al.</i> , 2015)
<i>Lasiodiplodia crassispora</i> T.I. Burgess & Barber (sin. <i>Lasiodiplodia pyriformis</i> F.J.J. Van der Walt, Slippers & G.J. Marais)	África do Sul (VAN NIEKERK <i>et al.</i> , 2010a), Brasil (CORREIA <i>et al.</i> , 2013), EUA (ÚRBEZ-TORRES; PEDUTO; GUBLER, 2010), México (RANGEL-MONTOYA <i>et al.</i> , 2021)
<i>Lasiodiplodia euphorbiaceicola</i> A.R. Machado & O.L. Pereira	Brasil (CORREIA <i>et al.</i> , 2016)
<i>Lasiodiplodia gilanensis</i> Abdollahz., Javadi & A.J.L. Phillips (sin. <i>Lasiodiplodia missouriana</i> J.R. Úrbez-Torres, F. Peduto & W.D. Gubler)	EUA (ÚRBEZ-TORRES <i>et al.</i> , 2012), México (RANGEL-MONTOYA <i>et al.</i> , 2021)
<i>Lasiodiplodia hormozganensis</i> Abdollahz., Zare & A.J.L. Phillips	Brasil (CORREIA <i>et al.</i> , 2016)
<i>Lasiodiplodia iraniensis</i> Abdollahzadeh, Zare & A.J.L. Phillips (sin. <i>Lasiodiplodia jatrophicola</i> A.R. Machado & O.L. Pereira)	Brasil (CORREIA <i>et al.</i> , 2016)
<i>Lasiodiplodia laeliocattleyae</i> (Sibilia) A. Alves (sin. <i>Lasiodiplodia egyptiaca</i> A.M. Ismail, L. Lombard & Crous)	Brasil (CORREIA <i>et al.</i> , 2016), México (RANGEL-MONTOYA <i>et al.</i> , 2021)
<i>Lasiodiplodia mahajangana</i> Begoude, Jol. Roux & Slippers (sin. <i>Lasiodiplodia exigua</i> Linaldeddu, Deidda & A.J.L. Phillips)	México (RANGEL-MONTOYA <i>et al.</i> , 2021), Turquia (AKGUL; SAVAS; ÖZARSLANDAN, 2019)
<i>Lasiodiplodia margaritacea</i> Pavlic, T.I. Burgess & M.J. Wingf.	China (JAYAWARDENA <i>et al.</i> , 2018)
<i>Lasiodiplodia mediterranea</i> Linaldeddu, Deidda & Berraf-Tebbal	EUA (JAYAWARDENA <i>et al.</i> , 2018), (Itália (LINALDEDDU <i>et al.</i> , 2015)
<i>Lasiodiplodia parva</i> A.J.L. Phillips, A. Alves & Crous	Brasil (CORREIA <i>et al.</i> , 2013)
<i>Lasiodiplodia plurivora</i> Damm & Crous	Austrália (BURGESS <i>et al.</i> , 2019)
<i>Lasiodiplodia pseudotheobromae</i> A.J.L. Phillips, A. Alves & Crous	Brasil (CORREIA <i>et al.</i> , 2013)
<i>Lasiodiplodia theobromae</i> (Pat.) Griff. & Maubl.	África do Sul (VAN NIEKERK <i>et al.</i> , 2004), Austrália (PITT <i>et al.</i> , 2010), Brasil (GAVA <i>et al.</i> , 2010), China (YAN <i>et al.</i> , 2013), Espanha (AROCA <i>et al.</i> , 2008), EUA (ÚRBEZ-TORRES <i>et al.</i> , 2006), Iraque (AL-SAADOON <i>et al.</i> , 2012), Itália (BURRUANO <i>et al.</i> , 2008), Peru (RODRÍGUEZ-GÁLVEZ; MALDONADO; ALVES, 2015); Turquia (AKGUL; SAVAS; ESKALEN, 2014), Uruguai (ABREO <i>et al.</i> , 2013)
<i>Lasiodiplodia viticola</i> J.R. Úrbez-Torres, F. Peduto & W.D. Gubler	EUA (ÚRBEZ-TORRES <i>et al.</i> , 2012), França (COMONT; MAYET; CORIO-COSTET, 2016),
<i>Lasiodiplodia vitis</i> Tao Yang & Crous	Itália (YANG <i>et al.</i> , 2017)

1.4.4. Epidemiologia

Os fatores epidemiológicos determinantes para a ocorrência da morte descendente da videira são bem conhecidos (KENFAOUI *et al.*, 2022). As principais fontes de inóculo são o material de propagação infectado, corpos de frutificação do fungo dispersos nos órgãos da planta, ferramentas de poda contaminadas e restos culturais infectados. Além disso, culturas que sejam hospedeiras do patógeno e cultivadas próximo aos parreirais, também são importantes fontes de inóculo (ÚRBEZ-TORRES; GUBLER; LEAVITT, 2013; BILLONES-BAAIJENS *et al.*, 2015).

As espécies de Botryosphaeriaceae podem infectar videiras no campo ou durante a propagação ainda no viveiro, e então, persistirem de forma endofítica ou como patógeno latente nos tecidos das plantas (ÚRBEZ-TORRES, 2011). Os fungos podem sobreviver como picnídios em partes doentes da planta, como troncos e ramos com cancrios, ou na madeira abandonada após a poda. Os picnídios são liberados, frequentemente, após o período de molhamento da parte aérea da planta ou dos restos de poda, por meio de água da chuva ou pela água de irrigação e a disseminação dos conídios, a curta distância, ocorre pelo vento e por respingos de chuva, através do impacto das gotas de água nas estruturas de frutificação (ÚRBEZ-TORRES, 2011; GARRIDO; GAVA; CAROLLO, 2017).

Ferimentos de poda são a principal via de penetração da videira por Botryosphaeriaceae (ÚRBEZ-TORRES, 2011; GRAMAJE; ÚRBEZ-TORRES; SOSNOWSKY, 2018), bem como a frequência e a intensidade das podas afetam diferentemente a suscetibilidade das plantas à infecção (KRAUS *et al.*, 2022). A suscetibilidade dos ferimentos diminui bastante durante as duas semanas seguintes à poda e, após quatro semanas, os ferimentos estão cicatrizados e impróprios para a infecção. Assim, quanto mais rápida a cicatrização desses ferimentos, menor é o risco de infecção (GARRIDO *et al.*, 2011). Outras formas de penetração dos fungos ocorrem por aberturas naturais ou através das uniões de enxertos e porta-enxertos (ÚRBEZ-TORRES, 2011).

A temperatura ótima para a infecção da videira por Botryosphaeriaceae varia conforme a espécie do patógeno, mas em geral se situa entre 23 e 26 °C (ÚRBEZ-TORRES; GUBLER; LEAVITT, 2013). A infecção pode ser favorecida por condições que reduzam o vigor das plantas, como altas temperaturas, geadas, baixa nutrição e podas mal conduzidas (LARIGNON; DUBOS, 2001). O estresse hídrico também é um fator importante associado à maior incidência de plantas com sintomas de morte descendente (ÚRBEZ-TORRES; GUBLER; LEAVITT, 2013; DINIS *et al.*, 2022).

Nas áreas vitícolas, a maior parte do inóculo de Botryosphaeriaceae provem da própria área de cultivo. Picnídios podem ser encontradas em feridas de poda velhas, gemas infectadas, dentro da casca de ramos ou troncos de videiras infectadas, e adicionalmente em restos de poda deixados no parreiral (VAN NIEKERK *et al.*, 2010b; ÚRBEZ-TORRES; GUBLER; LEAVITT, 2013). Nesse contexto, os restos de poda desempenham um importante papel no ciclo de vida desse patógeno, uma vez que é comum a presença e acúmulo desses resíduos no interior ou arredores dos pomares, promovendo a sobrevivência, fornecendo as unidades propagativas para infecções dos novos tecidos e possibilitando o estabelecimento do ciclo da doença (VAN NIEKERK *et al.*, 2010b; ELENA; LUQUE, 2016; SILVA *et al.*, 2018; BILLONES-BAAIJENS; SAVOCCHIA, 2019).

Os restos de poda abrangem diferentes tipos de tecidos, como troncos, ramos, brotos verdes, flores e folhas necrosadas, que exibem diferenciação quanto à prevalência de Botryosphaeriaceae, sendo maior em tecidos mais lignificados, como troncos e ramos (AMPONSAH *et al.*, 2011). Os resíduos altamente lignificados com alto teor de celulose têm difícil decomposição, motivo pelo qual a ação como fonte de inóculo será prolongada, principalmente intensificada por outros fatores, como o constante fornecimento de água via precipitação ou irrigação que infiltra nos resíduos de poda fornecendo umidade e consequentemente condições ideais para a sobrevivência das espécies de Botryosphaeriaceae (BILLONES-BAAIJENS *et al.*, 2017, 2019).

No Brasil, particularmente no Nordeste brasileiro, os restos de poda de videiras são muitas vezes colocados nas entrelinhas ou mesmo nas linhas de plantio, ou amontoados ao redor dos parreirais, sem qualquer tratamento adicional. Com o tempo, nos ramos deixados no chão e não removidos podem se desenvolver corpos de frutificação (picnídios) de espécies de Botryosphaeriaceae, com posterior liberação de conídios.

Como exemplo da importância dos restos de poda nas infecções por Botryosphaeriaceae, na África do Sul foram avaliados os padrões temporais da dispersão de conídios de patógenos do tronco da videira pela coleta desses propágulos a 3 m de distância de restos de poda com uma armadilha automática de esporos, sendo constatados abundantes picnídios de espécies de *Diplodia* Pe. e *Dothiorella* Sacc. nas amostras, sugerindo que este material vegetal foi uma importante fonte de inóculo de Botryosphaeriaceae (VAN NIEKERK *et al.*, 2010b). Em outro estudo de aerobiologia, no qual foi monitorada a dispersão de conídios de Botryosphaeriaceae em parreirais do Vale do Siriji (Brasil), pela colocação de amostradores de lâminas de vidro com vaselina em plantas sintomáticas e próximo a restos de poda, foram registrados conídios de *Diplodia* sp. e *Lasiodiplodia* sp. em todos os períodos amostrados, com

maior abundância de *Lasiodiplodia* sp., bem como constatado um maior número de conídios coletado de restos de poda do que de plantas sintomáticas (SILVA *et al.*, 2018). Em ambos estudos, o inóculo aerotransportado constituído de picnídios foi liberado principalmente durante períodos de chuva. Em estudo realizado na Espanha, foi constatado que *Diplodia seriata* De Not. permaneceu por um longo tempo nos restos de poda, com picnídios fornecendo conídios viáveis à infecção por até 42 meses, indicando um período de sobrevivência a ser considerado a partir do momento em que as plantas são podadas (ELENA; LUQUE, 2016).

Nas condições irrigadas do Nordeste brasileiro, a reprodução dos fungos causadores da morte descendente ao longo do ano é favorecida pelo uso de sistemas de irrigação por microaspersão e ausência de práticas culturais como a remoção de restos de material vegetal infectados após a poda. A irrigação promove a umidade necessária para produção de picnídios e liberação dos esporos que, posteriormente, são disseminados pelo vento a partir dos restos de cultura contaminados e mantidos sobre o solo. Outro agravante no sistema de produção da videira no Nordeste brasileiro é que podas para diferentes finalidades são realizadas de forma rotineira, abrindo portas de entrada para os fungos que, na primeira oportunidade de predisposição da planta (estresse hídrico e/ou nutricional), induz o desenvolvimento de sintomas. Uma situação típica de indução de estresse na videira ocorre quando as bagas estão desenvolvidas e o produtor reduz a irrigação para favorecer o acúmulo de açúcares (sólidos solúveis), momento em que surgem os sintomas em algumas plantas com infecções latentes (BATISTA *et al.*, 2010).

1.4.5. Manejo

O manejo de doenças que afetam o tronco da videira é complicado, sendo influenciado pela doença e/ou patógenos envolvidos. As informações sobre medidas de controle são bem limitadas e variam entre regiões geográficas (GRAMAJE; ÚRBEZ-TORRES; SOSNOWSKY, 2018). Um programa de manejo integrado que inclua estratégias físicas, químicas, biológicas e/ou culturais tem sido sugerido como o procedimento mais eficaz para reduzir infecções por patógenos fúngicos em viveiros e em plantas adultas no campo (HALLEEN; FOURIE, 2016).

A melhor forma de controlar a morte descendente da videira é adotar um sistema de manejo que evite predispor a planta ou que desfavoreça a reprodução do patógeno dentro da área de cultivo (BATISTA *et al.*, 2010). Nenhum fungicida é registrado no Brasil para o controle de *Lasiodiplodia* em videira (MAPA, 2023).

Portanto, as medidas de manejo recomendadas incluem: Utilizar mudas sadias sem sinal de lesões no local da enxertia; Realizar, periodicamente, vistorias no pomar para verificar a

presença de plantas com sintomas de morte de ramos, para serem eliminadas; Evitar, quando possível, ferimentos, pois abrem portas de entrada para o fungo; Evitar podas durante períodos chuvosos; Erradicar as plantas com sintomas severos de anelamento do tronco; Eliminar ramos infectados com sintomas de morte descendente, para evitar que a doença progrida para o ramo principal; Proteger, com uma pasta cúprica os ferimentos ocasionados pela podas; Após a realização de podas para eliminação de ramos em plantas infectadas, desinfestar a ferramenta de poda com solução de água sanitária a 2% (hipoclorito de sódio); Realizar o controle da irrigação, evitando a predisposição das plantas a estresse hídrico prolongado, seja por falta ou excesso de água; Evitar estresse nutricional pela deficiência de nutrientes, pois plantas mal nutridas também se tornam predispostas; Remover as partes da planta infectadas (cirurgia corretiva), incluindo a poda drástica dos braços e parte do tronco infectado, no mínimo 10 cm abaixo dos sintomas vasculares visíveis (cancros, podridões internas e pontuações) (BATISTA *et al.*, 2010; BARBOSA *et al.*, 2016; GARRIDO; GAVA; CAROLLO, 2017).

As recomendações para o manejo dos restos culturais incluem: quando não eliminados da área, os restos de poda e outros restos culturais devem ser dispostos entre as linhas de plantio e fora do alcance da lâmina de irrigação, principalmente quando se tratar de microaspersão; remover os restos da área e enterrar em uma cova no solo (BATISTA *et al.*, 2010); remover os restos da área e queimar (TAVARES, 2004). Além disso, a compostagem é uma alternativa para o aproveitamento nos restos de poda de videira, pois propicia a inativação do inóculo de Botryosphaeriaceae existente e gera um produtos que pode ser utilizado como fertilizante orgânico (LECOMTE *et al.*, 2006).

1.4.6. Espécies de Botryosphaeriaceae em restos de poda

Os estudos realizados até o momento sobre restos de poda de videira se concentraram em análises epidemiológicas de dispersão dos inóculos de Botryosphaeriaceae, com pouca ênfase nas espécies envolvidas, sendo os fungos caracterizados em nível de gênero (VAN NIEKERK *et al.*, 2010b; SILVA *et al.*, 2018) ou de uma única espécie (*D. seriata*) (ELENA; LUQUE, 2016). Portanto, inexistem estudos em nível mundial sobre a diversidade e a patogenicidade das espécies de Botryosphaeriaceae associadas aos restos de poda de videira.

Apesar do avanço na caracterização e na distribuição das espécies de Botryosphaeriaceae em plantas sintomáticas nas áreas vitícolas do Brasil, atenção deve ser dada aos restos de poda como importantes fontes de inóculo para epidemias da morte descendente, com a identificação precisa das espécies associadas. Diante disso, os objetivos dessa dissertação foram: a) identificar as espécies de *Lasiodiplodia* associadas aos restos de poda de videira em

três tipos climáticos do Nordeste brasileiro; b) investigar a prevalência e a distribuição das espécies; e c) avaliar a patogenicidade e a agressividade dos isolados representativos das espécies de *Lasiodiplodia*. Os conhecimentos gerados sobre a diversidade e a patogenicidade das espécies de *Lasiodiplodia* associadas aos restos de poda de videira são fundamentais para o desenvolvimento de estratégias de ação específicas aos agentes causais, contribuindo para diminuir as perdas de produção e, conseqüentemente, aumentar a competitividade da viticultura no Nordeste do Brasil.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABREO, E.; MARTINEZ, S.; BETTUCCI, L.; LUPO, S. Characterization of Botryosphaeriaceae species associated with grapevines in Uruguay. **Australasian Plant Pathology**, Canberra, v. 42, n. 3, p. 241-249, 2013.
- AKGUL, D. S.; SAVAS, N. G.; ESKALEN, A. First report of wood canker caused by *Botryosphaeria dothidea*, *Diplodia seriata*, *Neofusicoccum parvum*, and *Lasiodiplodia theobromae* on grapevine in Turkey. **Plant Disease**, St. Paul, v. 98, n. 4, p. 568, 2014.
- AKGUL, D. S.; SAVAS, N. G.; ÖZARSLANDAN, M. First report of wood canker caused by *Lasiodiplodia exigua* and *Neoscytalidium novaehollandiae* on grapevine in Turkey. **Plant Disease**, St. Paul, v. 103, n. 5, p. 1036, 2019.
- AL-SAADON, A.H.; AMEEN, M.K.M.; HAMEED, M.A.; AL-BADRAN, A.; ALI, Z. First report of grapevine dieback caused by *Lasiodiplodia theobromae* and *Neoscytalidium dimidiatum* in Basrah, Southern Iraq. **African Journal of Biotechnology**, Nairobi, v. 11, n. 95, p. 16165-16171, 2012.
- ALVARES, C. A.; STAPE, J. L.; SENTELHAS, P. C.; GONÇALVES, J. L. M.; SPAROVEK, G. Köppen's climate classification map for Brazil. **Meteorologische Zeitschrift**, Berlin, v. 22, n. 6, p. 711-728, 2013.
- AMORIM, L.; SPÓSITO, M. B.; KUNIYUKI, H. Doenças da videira. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (ed.). **Manual de Fitopatologia: doenças de plantas cultivadas**. Ouro Fino: Agronômica Ceres, 2016. v. 2, p. 745-758.
- AMPONSAH, N. T.; JONES, E. E.; RIDGWAY, H. J.; JASPERS, M. V.; Identification, potential inoculum sources and pathogenicity of botryosphaeriaceous species associated with grapevine dieback disease in New Zealand. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 131, n. 3, p. 467-482, 2011.
- ARATA, L.; HAUSCHILD, S.; SCKOKAI, P. Economic and social impact of grape growing in Northeastern Brazil. **Bio-based and Applied Economics**, Firenze, v. 6, n. 3, p. 279-293, 2017.
- ARAÚJO, J. L. P.; RAMALHO, P. J. P. Custos de produção. In: SOARES, J. M.; LEÃO, P. C. S. (ed.). **A viticultura no Semi-árido brasileiro**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. p. 727-736.
- AROCA, A.; RAPOSO, R.; GRAMAJE, D.; ARMENGOL, J.; MARTOS, S.; LUQUE, J. First report of *Lasiodiplodia theobromae* associated with decline of grapevine rootstock mother plants in Spain. **Plant Disease**, St. Paul, v. 92, n. 5, p. 832, 2008.
- BARBOSA, M. A. G.; FREITAS, D. M. S.; RIBEIRO JUNIOR, P. M.; BATISTA, D. C. Doenças da videira. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 37, n. 291, p. 86-98, 2016.
- BATISTA, D. C.; COSTA, V. S. O.; BARBOSA, M. A. G.; TERAPO, D.; SILVA, F. M.; TAVARES, S. C. C. H. **Manejo integrado de *Lasiodiplodia theobromae* em videira no**

submédio do Vale do São Francisco. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2010. 7 p. (Embrapa Semiárido. Circular Técnica, 91).

BATISTA, E.; LOPES, A.; ALVES, A. What do we know about Botryosphaeriaceae? An overview of a worldwide curated dataset. **Forests**, Berna, v. 12, e313, 2021. DOI 10.3390/f12030313. Disponível em: <https://www.mdpi.com/1999-4907/12/3/313>. Acesso em: 08 fev. 2023.

BILLONES-BAAIJENS, R.; AYRES, M.; SAVOCCHIA S.; SOSNOWSKI, M. Monitoring inoculum dispersal by grapevine trunk disease pathogens using spore traps. **Wine and Viticulture Journal**, Canberra, v. 32, n. 4, p. 46-50, 2017.

BILLONES-BAAIJENS, R.; JASPERS, M.; ALLARD, A.; HONG, Y.; RIDGWAY, H.; JONES, E. Management of Botryosphaeriaceae species infection in grapevine propagation materials. **Phytopathologia Mediterranea**, Firenze, v. 54, n. 2, p. 355-367, 2015.

BILLONES-BAAIJENS, R.; RIDGWAY, H. J.; JONES, E. E.; JASPERS, M. V. Inoculum sources of Botryosphaeriaceae species in New Zealand grapevine nurseries. **European Journal Plant Pathology**, v. 135, n. 1, p. 159-174, 2013.

BILLONES-BAAIJENS, R.; SAVOCCHIA, S. A review of *Botryosphaeriaceae* species associated with grapevine trunk diseases in Australia and New Zealand. **Australasian Plant Pathology**, Canberra, v. 48, n. 1, p. 3-18, 2019.

BURGESS, T. I.; TAN, Y. P.; GARNAS, J.; EDWARDS, J.; SCARLETT, K. A.; SHUTTLEWORTH, L. A.; DANIEL, R.; DANN, E. K.; PARKINSON, L. E.; DINH, Q.; SHIVAS, R. G.; JAMI, F. Current status of the Botryosphaeriaceae in Australia. **Australasian Plant Pathology**, Canberra, v. 48, n. 1, p. 35-44, 2019.

BURRUANO, S.; MONDELLO, V.; CONIGLIARO, V.; ALFONZO, A.; SPAGNOLO, A.; MUGNAI, L. Grapevine decline in Italy caused by *Lasiodiplodia theobromae*. **Phytopathologia Mediterranea**, Firenze, v. 47, n. 2, p. 132-136, 2008.

CAMARGO, U. A.; TONIETTO, J.; HOFFMANN, A. Progressos na viticultura brasileira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 33, especial 1, p. 144-149, 2011.

CARLUCCI, A.; CIBELLI, F.; LOPS, F.; RAIMONDO, M. L. Characterization of Botryosphaeriaceae species as causal agents of trunk diseases on grapevines. **Plant Disease**, St. Paul, v. 99, p.1678-1688, 2015.

CARVALHO, C.; TREICHEL, M.; BELING, R. R. **Anuário brasileiro da uva 2016**. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta Santa Cruz, 2016. 64 p.

COMONT, G.; MAYET, V.; CORIO-COSTET, M. F. First report of *Lasiodiplodia viticola*, *Spencermartinsia viticola* and *Diplodia intermedia* associated with *Vitis vinifera* grapevine decline in French vineyards. **Plant Disease**, St. Paul, v. 100, n. 11, p. 2328, 2016.

CORREIA, K. C.; CÂMARA, M. P. S.; BARBOSA, M. A. G.; SALES JR., R.; AGUSTI-BRISACH, C.; GRAMAJE, D.; LEON, M.; GARCIA-JIMENEZ, J.; ABAD-CAMPOS, P.; ARMENGOL, J.; MICHEREFF, S. J. Fungal trunk pathogens associated with table grape decline in Northeastern Brazil. **Phytopathologia Mediterranea**, Firenze, v. 52, n. 2, p. 380-387, 2013.

CORREIA, K. C.; SILVA, M. A.; MORAIS JÚNIOR, M. A.; ARMENGOL, J.; PHILLIPS, A. J. L.; CÂMARA, M. P. S.; MICHEREFF, S. J. Phylogeny, distribution and pathogenicity of *Lasiodiplodia* species associated with dieback of table grape in the main Brazilian exporting region. **Plant Pathology**, London, v. 65, n. 1, p. 92-103, 2016.

CREASY, G. L.; CREASY, L. L. **Grapes**. 2. ed. Wallingford: CAB International, 2018. 396 p.

DINIS, L.-T.; JESUS, C.; AMARAL, J.; GÓMEZ-CADENAS, A.; CORREIA, B.; ALVES, A.; PINTO, G. Water deficit timing differentially affects physiological responses of grapevines infected with *Lasiodiplodia theobromae*. **Plants**, Berna, v. 11, e1961, 2022. DOI 10.3390/plants11151961. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2223-7747/11/15/1961>. Acesso em: 07 fev. 2023.

DOUANLA-MELI, C.; SCHARNHORST, A. Palm foliage as pathways of pathogenic Botryosphaeriaceae fungi and host of new *Lasiodiplodia* species from Mexico. **Pathogens**, Berna, v. 10, e1297, 2021. DOI 10.3390/pathogens10101297. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2076-0817/10/10/1297>. Acesso em: 10 fev. 2023.

ELENA, G.; LUQUE, J. Pruning debris of grapevine as a potential inoculum source of *Diplodia seriata*, causal agent of Botryosphaeria dieback. **European Journal of Plant Pathology**, v. 144, n. 4, p. 803–810, 2016.

EL-GANAINY, S.M.; ISMAIL, A.M.; IQBAL, Z.; ELSHEWY, E.S.; ALHUDAIB, K.A.; ALMAGHASLA, M.I.; MAGISTÀ, D. Diversity among *Lasiodiplodia* species causing dieback, root rot and leaf spot on fruit trees in Egypt, and a description of *Lasiodiplodia newvalleyensis* sp. nov. **Journal of Fungi**, Berna, v. 8, e1203, 2022. DOI 10.3390/jof8111203. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2309-608X/8/11/1203>. Acesso em: 08 fev. 2023.

FARR, D. F.; ROSSMAN, A. Y. **Fungal databases** - Fungus-host distributions [online]. Beltsville: U.S. National Fungus Collections, ARS, USDA, 2023. Disponível em: <https://nt.ars-grin.gov/fungaldbases/fungushost/fungushost.cfm>. Acesso em: 15 jan. 2023.

GARRIDO, L. R.; GAVA, R.; CAROLLO, L. A. **Podridão-descendente da videira na região sul do Brasil**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2017. 12 p. (Embrapa Uva e Vinho. Circular Técnica, 135).

GARRIDO, L. R.; GAVA, R.; URBEN, A. F.; RITSCHER, P. S. Podridão-descendente da videira no Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 44. 2011. Bento Gonçalves. **Tropical Plant Pathology**, Lavras, v. 36, Supplement, p. 33-34, 2011.

GAVA, R.; MENEGOTTO, M.; URBEN, A. F.; GARRIDO, L. R. Identification of Botryosphaeriaceae anamorphs associated with grapevines in Brazil. **Phytopathologia Mediterranea**, Firenze, v. 49, Supplement, p. S113, 2010.

GRAMAJE, D.; ÚRBEZ-TORRES, J. R.; SOSNOWSKI, M. R. Managing grapevine trunk diseases with respect to etiology and epidemiology: current strategies and future prospects. **Plant Disease**, St. Paul, v. 102, n. 1, p. 12-39, 2018.

HALLEEN, F.; FOURIE, P. H. An integrated strategy for the proactive management of grapevine trunk disease pathogen infections in grapevine nurseries. **South African Journal of Enology and Viticulture**, Stellenbosch, v. 37, p. 104-114, 2016.

HRYCAN, J.; HART, M.; BOWEN, P.; FORGE, T. ÚRBEZ-TORRES, J. R. Grapevine trunk disease fungi: their roles as latent pathogens and stress factors that favour disease development and symptom expression. **Phytopathologia Mediterranea**, Firenze, v. 59, n. 3, p. 395-424, 2020.

IBGE (INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA). **SIDRA - Sistema IBGE de recuperação automática** [online]. Rio de Janeiro: IBGE, 2023a. Disponível em: <https://sidra.ibge.gov.br/home/lspa/brasil>. Acesso em: 31 jan. 2023.

IBGE (INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA). **PAM -Produção agrícola municipal** [online]. Rio de Janeiro: IBGE, 2023b. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-e-pecuaria/9117-producao-agricola-municipal-culturas-temporarias-e-permanentes.html?=&t=resultados> . Acesso em: 31 jan. 2023.

JAYAWARDENA, R. S.; PURAHONG, W.; ZHANG, W.; WUBET, T.; LI, X. H.; LIU, M.; ZHAO, W.; HYDE, K. D.; LIU, L. H.; YAN, J. Biodiversity of fungi on *Vitis vinifera* L. revealed by traditional and high-resolution culture-independent approaches. **Fungal Diversity**, Kunming, v. 90, n. 1, p. 1-84, 2018.

KENFAOUI, J.; RADOUANE, N.; MENNANI, M.; TAHIRI, A.; EL GHADRAOUI, L.; BELABESS, Z.; FONTAINE, F.; EL HAMSS, H.; AMIRI, S.; LAHLALI, R.; BARKA, E. A. A panoramic view on grapevine trunk diseases threats: case of eutypa dieback, Botryosphaeria dieback, and esca disease. **Journal of Fungi**, Berna, v. 8, e595, 2022. DOI 10.3390/jof8060595. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2309-608X/8/6/595>. Acesso em: 06 fev. 2023.

KIST, B. B.; CARVALHO, C.; BELING, R. R. **Anuário brasileiro de horti&fruti 2022**. Santa Cruz: Editora Gazeta Santa Cruz, 2022. 96 p.

KRAUS, C.; RAUCH, C.; KALVELAGE, E. M.; BEHRENS, F. H.; D'AGUIAR, D.; DUBOIS, C.; FISCHER, M. Minimal versus intensive: how the pruning intensity affects occurrence of grapevine leaf stripe disease, wood integrity, and the mycobiome in grapevine trunks. **Journal of Fungi**, Berna, v. 8, e247, 2022. DOI 10.3390/jof8030247. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2309-608X/8/3/247>. Acesso em: 07 fev. 2023.

LARIGNON, P.; DUBOS, B. The villainy of Black Dead Arm. **Wines & Vines**, Ste. A San Rafael, v. 82, n. 3, p. 86-89, 2001.

LAWRENCE, D. P.; TRAVADON, R.; MIZUHO, N.; BAUMGARTNER, K. TrunkDiseaseID.org: A molecular database for fast and accurate identification of fungi commonly isolated from grapevine wood. **Crop Protection**, Oxford, v.102, p. 110-117, 2017.

LAZZAROTTO, J. J.; FIORAVANÇO, J. C. Tendências e sazonalidades nas exportações e importações brasileiras de uva de mesa. **Informações Econômicas**, São Paulo, v. 43, n. 1, p. 43-58, 2013.

LEÃO, P. C. S. Breve histórico da vitivinicultura e a sua evolução na região semiárida brasileira. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica**, Recife, v. 7, n. 1, p. p. 81-85, 2010b.

LEÃO, P. C. S. Manejo da parte aérea. In: LEÃO, P. C. S. (ed.). **Cultivo da videira**. 2. ed. [online] Petrolina: Embrapa Semiárido, 2016. Disponível em:

https://www.spo.cnptia.embrapa.br/conteudo?p_p_id=conteudoportlet_WAR_sistemasdeprod ucaolf6_1ga1ceportlet&p_p_lifecycle=0&p_p_state=normal&p_p_mode=view&p_p_col_id=column-1&p_p_col_count=1&p_r_p_-76293187_sistemaProducaoId=4102&p_r_p_-996514994_topicoId=4225. Acesso em: 08 dez. 2022.

LECOMTE, P.; LOUVET, G.; VACHER, B.; GUILBAUD, P. Survival of fungi associated with grapevine decline in pruned wood after composting. **Phytopathologia Mediterranea**, Firenze, Supplement, v. 45, S127–S130, 2006.

LEHOCZKY, J. Black Dead-arm disease of grapevine caused by *Botryosphaeria stevensii* infection. **Acta Phytopathologica Academiae Scientiarum Hungaricae**, Budapest, v. 9, n. 3/4, p. 319-327, 1974.

LIMA, M. T. V.; MEIRELES, A. C. M.; OLIVEIRA, C. W.; NASCIMENTO, M. T. B. Koppen-Geiger and Thornthwaite climatic classification for the metropolitan region of the Cariri, Ceará. **Revista Geama**, Recife, v. 3, n. 3, p. 136-143, 2017.

LINALDEDDU, B. T.; DEIDDA, A.; SCANU, B.; FRANCESCHINI, A.; SERRA, S.; BERRAF-TEBBAL, A.; ZOUAOU BOUTITI, M.; BEN JAMAA, M. L.; PHILIPS, A. J. L. Diversity of Botryosphaeriaceae species associated with grapevine and other woody hosts in Italy, Algeria and Tunisia, with descriptions of *Lasiodiplodia exigua* and *Lasiodiplodia mediterranea* sp. nov. **Fungal Diversity**, Kunming, v. 71, n. 1, p. 201-214, 2015.

LORRAIN, B.; KY, I.; PASQUIER, G.; JOURDES, M.; GUERIN-DUBRANA, L.; GENY, L.; REY, P.; DONECHE, B.; TEISSEDE, P. L. Effect of Esca disease on the phenolic and sensory attributes of Cabernet Sauvignon grapes, musts and wines. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, Canberra, v. 18, p. 64-72, 2012.

MAPA (MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO). **Agrofit**: Sistema de agrotóxicos fitossanitários. [online]. Brasília: MAPA, 2023. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 20 jan. 2023.

MYCOBANK. **Fungal databases**: nomenclature and species bank [online]. Utrecht: CBS-KNAW Fungal Biodiversity Center, 2023. Disponível em: <https://www.mycobank.org/>. Acesso em: 05 jan. 2023.

PHILLIPS, A. J. L.; ALVES, A.; ABDOLLAHZADEH, J.; SLIPPERS, B.; WINGFIELD, M. J.; GROENEWALD, J. Z.; CROUS, P. W. The Botryosphaeriaceae: genera and species known from culture. **Studies in Mycology**, Utrecht, v. 76, n. 1, p. 51-167, 2013.

PITT, W. M.; HUANG, R.; STEEL, C. C.; SAVOCCHIA, S. Identification, distribution and current taxonomy of Botryosphaeriaceae species associated with grapevine decline in New South Wales and South Australia. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, Canberra, v. 16, n. 1, p. 258-271, 2010.

POLL, H.; KIST, B. B.; SANTOS, C. E.; REETZ, E. R.; CARVALHO, C.; SILVEIRA, D. N. **Anuário brasileiro da fruticultura 2013**. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta Santa Cruz, 2013. 136 p.

RANGEL-MONTOYA, E. A.; PAOLINELLI, M.; ROLSHAUSEN, P. E.; VALENZUELA-SOLANO, C.; HERNANDEZ-MARTINEZ, R. Characterization of *Lasiodiplodia* species associated with grapevines in Mexico. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 60, n. 2, p. 237-251, 2021.

- REETZ, E. R.; KIST, B. B.; SANTOS, C. E.; CARVALHO, C.; DRUM, M. **Anuário brasileiro da fruticultura 2015**. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta Santa Cruz, 2015. 108 p.
- RÊGO, T. J. S.; ELENA, G.; CORREIA, K. C.; TOVAR-PEDRAZA, J. M.; CÂMARA, M. P. S.; ARMENGOL, J.; MICHEREFF, S. J.; BERBEGAL, M. Genetic diversity and population structure of *Lasiodiplodia theobromae* from different hosts in northeastern Brazil and Mexico. **Plant Pathology**, London, v. 68, n. 5, p. 930-938, 2019.
- RIBEIRO, I. J. A.; PARADELA FILHO, O.; TERRA, M. M.; PIRES, E. J. P. Uma nova doença da videira (*Vitis vinifera*) causada por *Botryodiplodia theobromae*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 18, p. 30, 1992.
- RODRÍGUEZ-GÁLVEZ, E.; MALDONADO, E.; ALVES, A. Identification and pathogenicity of *Lasiodiplodia theobromae* causing dieback of table grapes in Peru. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 141, n. 3, p. 477-489, 2015.
- SILVA, F. J. A.; SANTOS, K. M.; RÊGO, T. J. S.; ARMENGOL, J.; ROSSI, V.; MICHEREFF, S. J.; GONZÁLEZ-DOMÍNGUEZ, E. Temporal conidial dispersal pattern of Botryosphaeriaceae species in table-grape vineyards in Northeastern Brazil. **Phytopathologia Mediterranea**, Firenze, v. 57, n. 3, p. 547-556, 2018.
- SILVA, P. C. G.; CORREIA, R. C. Caracterização social e econômica da cultura da videira. In: LEÃO, P. C. S. (ed.). **Cultivo da videira**. 2. ed. [online] Petrolina: Embrapa Semiárido, 2016. Disponível em: https://www.spo.cnptia.embrapa.br/conteudo?p_p_id=conteudoportlet_WAR_sistemasdeproducao6_1ga1ceportlet&p_p_lifecycle=0&p_p_state=normal&p_p_mode=view&p_p_col_id=column-1&p_p_col_count=1&p_r_p_-76293187_sistemaProducaoId=4102&p_r_p_-996514994_topicoId=4235. Acesso em: 12 jan. 2023.
- SLIPPERS, B.; CROUS, P. W.; JAMI, F.; GROENEWALD, J. Z.; WINGFIELD, M. J. Diversity in the Botryosphaeriales: Looking back, looking forward. **Fungal Biology**, Manchester, v. 121, n. 4, p. 307-321, 2017.
- SLIPPERS, B.; WINGFIELD, M. J. Botryosphaeriaceae as endophytes and latent pathogens of woody plants: diversity, ecology and impact. **Fungal Biology Reviews**, London, v. 21, n. 2-3, p. 90-106. 2007.
- SÔNEGO, O. R.; GARRIDO, R. L.; GRIGOLETT JÚNIOR. **Principais doenças fúngicas da videira no Sul do Brasil**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2005. 32 p. (Embrapa Uva e Vinho. Circular Técnica, 56).
- TAVARES, S. C. C. H. Principais doenças e alternativas de controle. In: LEÃO, P. C. S.; SOARES, J. M. (ed.). **Cultivo da videira**. [online] Petrolina: Embrapa Semiárido, 2004. Disponível em: http://www.cpsa.embrapa.br:8080/sistema_producao/spvideira/doencas.htm. Acesso em: 10 dez. 2022.
- TAVARES, S. C. C. H.; LIMA, V. C. **A indicação geográfica da uva de São Vicente Férrer e Macaparana – PE a partir das pesquisas da Embrapa**. Recife: Embrapa Solos UEP Nordeste, 2009. 10 p. (Embrapa Solos UEP Nordeste. Circular Técnica, 43).
- TERAO, D.; BATISTA, D. C.; CASTRO, J. M. C.; BARBOSA, M. A. G.; LIMA, M. F.; TAVARES, S. C. C. H. Doenças. In: LEÃO, P. C. S. (ed.). **Cultivo da videira**. 2. ed. [online] Petrolina: Embrapa Semiárido, 2016. Disponível em:

https://www.spo.cnptia.embrapa.br/conteudo?p_p_id=conteudoportlet_WAR_sistemasdeprod ucaolf6_1ga1ceportlet&p_p_lifecycle=0&p_p_state=normal&p_p_mode=view&p_p_col_id=column-1&p_p_col_count=1&p_r_p_-76293187_sistemaProducaoId=4102&p_r_p_-996514994_topicoId=4229. Acesso em: 08 dez. 2022.

ÚRBEZ-TORRES, J. R. The status of Botryosphaeriaceae species infecting grapevines. **Phytopathologia Mediterranea**, Firenze, v. 50, Supplement, p. S5-S45, 2011.

ÚRBEZ-TORRES, J. R.; GUBLER, W. D.; LEAVITT, G. M. Botryosphaeria dieback. In: BETTIGA, L. J. (ed.). **Grape pest management**. Oakland, California: University of California - Agriculture and Natural Resources, 2013. p. 104-109.

ÚRBEZ-TORRES, J. R.; LEAVITT, G. M.; GUERRERO, J. C.; GUEVARA, J.; GUBLER, W. D. Identification and pathogenicity of *Lasioidiplodia theobromae* and *Diplodia seriata*, the causal agents of bot canker disease of grapevines in Mexico. **Plant Disease**, St. Paul, v. 92, n. 4, p. 519-529, 2008.

ÚRBEZ-TORRES, J. R.; LEAVITT, G. M.; VOEGEL, T. M.; GUBLER, W. D. Identification and distribution of *Botryosphaeria* spp. associated with grapevine cankers in California. **Plant Disease**, St. Paul, v. 90, n. 12, p. 1490-1503, 2006.

ÚRBEZ-TORRES, J. R.; PEDUTO, F.; GUBLER, W. D. First report of grapevine cankers caused by *Lasioidiplodia crassispota* and *Neofusicoccum mediterraneum* in California. **Plant Disease**, St. Paul, v. 94, p. 785, 2010.

ÚRBEZ-TORRES, J. R.; PEDUTO, F.; STRIEGLE, R. K.; URREA-ROMER, J. E. O.; RUPE, J. C.; CARTWRIGHT, R. D.; GUBLER, W. D. Characterization of fungal pathogens associated with grapevine trunk diseases in Arkansas and Missouri. **Fungal Diversity**, Kunming, v. 52, n. 1, p. 169-189, 2012.

VAN NIEKERK, J. M.; BESTER, W.; HALLEEN, F.; CROUS, P. W.; FOURIE, P. H. First report of *Lasioidiplodia crassispota* as a pathogen of grapevine trunks in South Africa. **Plant Disease**, St. Paul, v. 94, p. 1063, 2010a.

VAN NIEKERK, J. M.; CALITZ, F. J.; HALLEEN, F.; FOURIE, P. H. Temporal spore dispersal patterns of grapevine trunk pathogens in South Africa. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 127, n. 3, p. 375-390, 2010b.

VAN NIEKERK, J. M.; CROUS, P. W.; GROENEWALD, J. Z.; FOURIE, P. H.; HALLEEN, F. DNA phylogeny, morphology and pathogenicity of *Botryosphaeria* species on grapevines. **Mycologia**, Bronx, v. 96, n. 4, p. 781-798, 2004.

WANG, Y.; XIE, S.; CAO, J.; ZHAO, H.; YIN, X.; GUO, Y.; XU, C.; GUO, L.; WU, H.; ZHANG, M. *Lasioidiplodia regiae* sp. nov.: a new species causing canker and dieback of fruit trees in China. **Phytopathology**, St. Paul, 2023. Aceito para publicação. DOI 10.1094/PHYTO-06-22-0231-R. Disponível em: <https://apsjournals.apsnet.org/doi/10.1094/PHYTO-06-22-0231-R>. Acesso em: 09 fev. 2023.

WILCOX, W. F.; GUBLER, W. D.; UYEMOTO, J. K. (ed.). **Compendium of grape diseases, disorders, and pests**. 2. ed. St. Paul: APS Press, 2015. 232 p.

XIA, G.; MANAWASINGHE, I. S.; PHILLIPS, A. J. L.; YOU, C.; JAYAWARDENA, R. S.; LUO, M.; HYDE, K. D. *Lasioidiplodia fici* sp. nov., causing leaf spot on *Ficus altissima* in

China. **Pathogens**, Berna, v. 11, e840, 2022. DOI 10.3390/pathogens11080840. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2076-0817/11/8/840>. Acesso em: 15 fev. 2023.

XIAO, X. E.; WANG, W.; CROUS, P. W.; WANG, H. K.; JIAO, C.; HUANG, F.; PU, Z. X.; ZHU, Z. R.; LI, H.Y. Species of *Botryosphaeriaceae* associated with citrus branch diseases in China. **Persoonia**, Utrecht, v. 47, p. 106-135, 2021.

YAN, J.-Y.; XIE, Y.; ZHANG, W.; WANG, Y.; LIU, J.-K.; HYDE, K.D.; SEEM, R.C.; ZHANG, G.-Z.; WANG, Z.-Y.; YAO, S.-W.; BAI, X.-J.; DISSANAYAKE, A.J.; PENG, Y.-L.; LI, X. Species of *Botryosphaeriaceae* involved in grapevine dieback in China. **Fungal Diversity**, Kunming, v. 61, n. 1, p. 221-236, 2013.

YANG, T.; GROENEWALD, J. Z.; CHEEWANGKOON, R.; JAMI, F.; ABDOLLAHZADEH, J.; LOMBARD, L.; CROUS, P. W. Families, genera, and species of *Botryosphaeriales*. **Fungal Biology**, Manchester, v. 121, n. 4, p. 322-346, 2017.

ZHANG, W.; GROENEWALD, J. Z.; LOMBARD, L.; SCHUMACHER, R. K.; PHILLIPS, A. J. L.; CROUS, P. W. Evaluating species in *Botryosphaeriales*. **Persoonia**, Utrecht, v. 46, n. 1, p. 63-115, 2021.

Capítulo II

Espécies de *Lasiodiplodia* associadas aos restos de poda de videira em três tipos climáticos do Nordeste brasileiro

Periódico: **Plant Pathology**
London, Inglaterra
Qualis CAPES = A1

Espécies de *Lasiodiplodia* associadas aos restos de poda de videira em três tipos climáticos do Nordeste brasileiro

Everton Sebastião do Nascimento¹ | Ana Paula Oliveira de Barros¹ | Jadson Araújo da Silva¹ | Valdir de Queiroz Balbino² | Kamila Câmara Correia³ | Sami Jorge Michereff³

¹Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, Pernambuco, Brasil

²Departamento de Genética, Centro de Biociências, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Pernambuco, Brasil

³Centro de Ciências Agrárias e da Biodiversidade, Universidade Federal do Cariri, Crato, Ceará, Brasil

Correspondência

Sami Jorge Michereff, Centro de Ciências Agrárias e da Biodiversidade, Universidade Federal do Cariri, Crato, Ceará, Brasil.

E-mail: sami.michereff@ufca.edu.br

Resumo

A morte descendente, causada principalmente por espécies de *Lasiodiplodia*, é uma importante doença do tronco da videira no Brasil. Os objetivos desse estudo foram identificar as espécies de *Lasiodiplodia* associadas aos restos de poda em pomares localizados em três tipos climáticos do Nordeste brasileiro, investigar a prevalência, a distribuição e a diversidade das espécies nesses tipos climáticos, e avaliar a patogenicidade e a agressividade dos isolados representativos das espécies. Amostras de restos de poda de *Vitis labrusca* e *V. vinifera* foram coletadas em 22 pomares nas regiões do Vale do São Francisco (clima semiárido), Vale do Siriji (clima tropical com verão seco) e Cariri cearense (clima de savana). Um total de 96 isolados de *Lasiodiplodia* foram identificados a partir de dados de sequências de DNA (*tef1-α*, ITS e *tub2*), sendo encontradas 11 espécies: *L. brasiliense*, *L. crassispora*, *L. euphorbiaceicola*, *L. hormozganensis*, *L. iraniensis*, *L. laeliocattleyae*, *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis*, *L. pseudotheobromae*, *L. theobromae* e *L.*

viticola. É o primeiro relato de *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis* e *L. viticola*. É o primeiro relato de *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis* e *L. viticola* em videira no Brasil. *Lasiodiplodia pseudotheobromae* foi a mais prevalente, seguida de *L. brasiliense*. Foram registradas 10 espécies de *Lasiodiplodia* no clima semiárido, sete espécies no clima de savana e três espécies no clima tropical com verão seco. As espécies de *Lasiodiplodia* foram inoculadas em ramos destacados de videira (cv. Vitória) e diferiram nos níveis de agressividade, sendo *L. viticola* a mais agressiva.

Palavras-chave

Agressividade, Botryosphaeriaceae, clima, filogenia multilocus, poda, *Vitis*

Abstract

Botryosphaeria dieback, mainly caused by species of *Lasiodiplodia*, is an important disease of the grapevine trunk in Brazil. The objectives of this study were to identify the species of *Lasiodiplodia* associated with pruning debris in orchards located in three climatic types in Northeast Brazil, to investigate the prevalence, distribution and diversity of the species in the climatic types, and to evaluate the pathogenicity and aggressiveness of representative isolates of the species. Samples of *Vitis labrusca* and *V. vinifera* pruning residues were collected in 22 orchards in the regions of Vale do São Francisco (semi-arid climate), Vale do Siriji (tropical with dry summer climate) and Cariri Cearense (savannah climate). Ninety-six *Lasiodiplodia* isolates were identified from grapevine pruning debris from DNA sequence data (*tef1-α*, ITS e *tub2*), with 11 species found: *L. brasiliense*, *L. crassispora*, *L. euphorbiaceicola*, *L. hormozganensis*, *L. iraniensis*, *L. laeliocattleyae*, *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis*, *L. pseudotheobromae*, *L. theobromae* e *L. viticola*. It is the first report of *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis* and *L. viticola* in grapevine in Brazil. *Lasiodiplodia pseudotheobromae* was the most prevalent, followed by *L. brasiliense*. Ten species of *Lasiodiplodia* were recorded in the semi-arid climate, seven species in the savannah climate and three species in the tropical with dry summer climate. The species of *Lasiodiplodia* were inoculated in detached branches of vine (cv. Vitória) and differed in the levels of aggressiveness, being *L. viticola* the most aggressive

Keywords

Aggressiveness, Botryosphaeriaceae, climate, multilocus phylogeny, pruning, *Vitis*

1 | INTRODUÇÃO

A videira é uma das frutíferas perenes mais cultivadas e economicamente importantes para o Brasil, sendo superada apenas pela produção de laranja e banana. A uva de mesa é uma das principais frutas frescas exportadas pelo Brasil, sendo que em 2021 foram exportadas 76,6 mil toneladas, com faturamento de 155,9 milhões de dólares (Kist et al., 2022). Em 2022, na região Nordeste foram produzidas 462,7 mil toneladas de uva de mesa em 10,4 mil ha (IBGE, 2023), sendo responsável por 99% das exportações brasileiras dessa fruta (Lazzarotto & Fioravanço, 2013).

No Nordeste Brasileiro há dois polos vitícolas, o Vale do São Francisco e o Vale do Siriji. No Vale do São Francisco, localizado nos estados da Bahia e Pernambuco e caracterizado pelo clima semiárido (BSh) (Alvares et al., 2013), são cultivados 10.325 mil ha com videira e produzidas 459.936 mil toneladas de uvas, respondendo por 99% da produção na região (IBGE, 2023). No Vale do Siriji, situado em área de clima tropical com verão seco (As) (Alvares et al., 2013) no estado de Pernambuco, a videira é cultivada há mais de 50 anos em pequenas propriedades e com baixo perfil tecnológico (Tavares & Lima, 2009). Além desses, polos emergentes têm surgido nos últimos anos no Nordeste Brasileiro, dentre os quais a região do Cariri Cearense, localizada no Sul do estado do Ceará, que se caracteriza pelo clima do tipo savana (AW) (Lima et al., 2017).

Apesar da importância que a viticultura tem para a região Nordeste, a exploração é fortemente afetada por doenças que reduzem a produção e a produtividade. Entre as principais doenças que acometem a videira destaca-se a morte descendente, que reduz a vida útil e a produtividade dos parreirais, resultando em aumentos consideráveis nos custos de produção (Batista et al., 2010; Correia et al., 2013, 2016; Rêgo et al., 2019; Silva et al., 2018). Os sintomas dessa doença incluem cancrios, mortalidade das brotações, deformação das folhas, podridão e necrose setorial da madeira, descoloração castanho-escuro da parte afetada e falha na unificação do enxerto. A presença de faixas pretas no xilema da madeira infectada é característica da doença, causando podridão seca geralmente em forma de cunha no tronco e nos braços (Barbosa et al., 2016; Gramaje et al., 2018; Úrbez-Torres, 2011).

A morte descendente da videira é causada por fungos da família Botryosphaeriaceae, com destaque para o gênero *Lasiodiplodia*, um dos mais prevalentes nos principais polos vitícolas em todo o mundo (Úrbez-Torres, 2011; Gramaje et al., 2018). Atualmente esse gênero é constituído de 45 espécies válidas (Mycobank, 2023), sendo que em videira no Brasil foram constatadas nove espécies: *L. brasiliense*, *L. crassispota*, *L. euphorbiaceicola*, *L. hormozganensis*, *L. iraniensis*, *L. laeliocattleyae*, *L. parva*, *L. pseudotheobromae* e *L. theobromae* (Correia et al., 2013, 2016; Gava et al., 2010). *Lasiodiplodia theobromae* é a espécie mais prevalente em videira (Correia et al., 2016; Qiu et al., 2011; Úrbez-Torres, 2011; Rêgo et al., 2019; Yan et al., 2013) e tem sido reportada como a mais agressiva entre as espécies de Botryosphaeriaceae (Correia et al., 2016; Pitt et al., 2013; Úrbez-Torres, 2011; Úrbez-Torres et al., 2008; van Niekerk et al., 2006; Yan et al., 2013).

Nas áreas vitícolas, a maior parte do inóculo de Botryosphaeriaceae provem da própria área de cultivo. Nesse contexto, os restos de poda desempenham um importante papel no ciclo de vida desse patógeno, uma vez que é comum a presença e acúmulo desses resíduos no interior ou arredores dos pomares, promovendo a sobrevivência, fornecendo as unidades propagativas para infecções dos novos tecidos e possibilitando o estabelecimento do ciclo da doença (Amponsah et al., 2011; Billones-Baaijens; Savocchia, 2019; Elena & Luque, 2016; Silva et al., 2018; van Niekerk et al., 2010).

No Brasil, e particularmente no Nordeste brasileiro, os restos de poda de videiras são muitas vezes colocados nas entrelinhas ou mesmo nas linhas de plantio, ou amontoados ao redor dos parreirais, sem qualquer tratamento adicional. Nesses restos podem se desenvolver corpos de frutificação (picnídios) de espécies de Botryosphaeriaceae, com posterior liberação de conídios (Silva et al., 2018).

Os estudos realizados até o momento sobre restos de poda de videira se concentraram em análises epidemiológicas de dispersão dos inóculos de Botryosphaeriaceae, com pouca ênfase nas espécies envolvidas, sendo os fungos caracterizados em nível de gênero (Silva et al., 2018; van Niekerk et al., 2010) ou de uma única espécie (*D. seriata*) (Elena & Luque, 2016).

Inexistem estudos em nível mundial sobre a diversidade e a patogenicidade das espécies de Botryosphaeriaceae associadas aos restos de poda de videira. Diante disso, os objetivos desse trabalho foram: i) identificar as espécies de *Lasiodiplodia* associadas aos restos de poda em pomares localizados em três tipos climáticos do Nordeste brasileiro, ii) investigar a prevalência, a

distribuição e a diversidade das espécies nos tipos climáticos, e iii) avaliar sua patogenicidade e a agressividade das espécies em ramos destacados de videira.

2 | MATERIAIS E MÉTODOS

2.1 | Coleção de amostras e obtenção dos isolados

Amostras de restos de poda de 12 cultivares de videira (*V. labrusca* e *V. vinifera*) foram coletadas em 22 pomares localizados nas regiões do Vale do São Francisco (clima semiárido), Vale do Siriji (clima tropical com verão seco) e Cariri Cearense (clima de savana), de novembro de 2020 a maio de 2022 (Tabela 1). Em cada pomar foram coletados 30 restos de poda que se encontravam sobre o solo, selecionados arbitrariamente.

De cada ramo (resto de poda) foram cortados três segmentos (5 cm) e seccionados longitudinalmente na região central. Os segmentos dos ramos foram colocados em bandejas plásticas contendo papel de filtro umedecido, cobertas com saco plástico e incubadas a 25°C e 12 h de fotoperíodo, para induzir a formação de estruturas fúngicas a serem utilizadas em isolamentos subsequentes. Após 14 dias de incubação, cada segmento de ramo foi avaliado quanto à presença de picnídios, característicos da família Botryosphaeriaceae. Um picnídio foi retirado de cada segmento de ramo, com o auxílio de estilete esterilizado sob estereomicroscópio (Stemi DV4; Zeiss), e transferido para placas de Petri contendo o meio batata dextrose ágar (BDA) (Acumedia) suplementado com sulfato de estreptomicina (0,5 g L⁻¹) (PDAS). As placas foram incubadas a 25°C no escuro. Após 5 dias, colônias fúngicas emergindo dos picnídios que eram morfológicamente similares a espécies de Botryosphaeriaceae (Phillips et al., 2013) foram transferidas para placas com BDA e incubadas a 25°C no escuro, com observações até 15 dias. Após a obtenção de culturas puras, foram obtidas culturas pontas de hifa de cada isolado. Para isso, fragmentos de micélio foram retirados da margem de uma cultura com três dias de idade em meio BDA e transferidos para uma placa de Petri contendo meio de cultura ágar-água (AA) a 2%. As placas foram incubadas a 25°C no escuro e após 24 horas foi retirado um fragmento a partir da extremidade da hifa, com auxílio de microscópio óptico, e transferido para o centro de uma placa de Petri contendo meio BDA. As placas foram incubadas a 25°C no escuro por 15 dias. A preservação dos isolados foi realizada como discos de micélio em microtubos de 2 mL contendo 1,5 mL de água destilada esterilizada,

com armazenagem em temperatura ambiente de laboratório ($\cong 25^{\circ}\text{C}$). Culturas estoque foram mantidas em tubos de ensaio com meio BDA a 5°C no escuro.

2.2 | Extração do DNA, PCR e sequenciamento

Os isolados fúngicos foram cultivados em BDA sobreposto com uma membrana semipermeável de celofane e mantidos a 25°C no escuro por sete dias. O micélio aéreo foi raspado da superfície da colônia com o auxílio de bisturi esterilizado e colocado em microtubos de 2 ml contendo quatro esferas de vidro (3 mm) e 300 μL de solução de lise nuclear do kit Wizard Genomic DNA Purification (Promega). Os tubos foram colocados em um disruptor de células (L-Beater 6; Locus Biotecnologia) e a extração de DNA foi realizada seguindo o protocolo do fabricante. As concentrações de DNA foram estimadas visualmente em gel de agarose a 1% comparando-se a intensidade da banda com um marcador de peso molecular com escala de 1 kb (Axygen).

Para a identificação preliminar das espécies de Botryosphaeriaceae associadas aos restos de poda de videira, a amplificação PCR e o sequenciamento de uma porção do gene fator de alongação (*tef1- α*) foram realizadas para todos os isolados, usando os primers EF1-688F e EF1-1251R (Alves et al., 2008). Esta região foi utilizada para determinar a diversidade de haplótipos entre os isolados usando o programa DNA sequence polymorphism - Dnasp version 6:10:04 (<http://www.ub.es/dnasp>) (Rozas et al., 2003). Foram selecionados 46 isolados como representantes dos haplótipos, considerando o tipo climático predominante e a origem geográfica dos pomares. Para distinguir as espécies de *Lasiodiplodia* em análises multilocus, mais dois marcadores genômicos foram amplificados: região espaçadora transcrita interna (ITS) usando os primers ITS1 e ITS4 (White et al., 1990) e uma porção do gene β -tubulina (*tub2*) usando os primers Bt2 α e Bt2 β (Glass & Donaldson, 1995).

Cada reação PCR foi preparada pela adição de 6,25 μL GoTaq Green Master Mix (2X) (Promega), 0,5 μL de cada primer, 4,25 μL água livre de nucleases e 1 μL da amostra de DNA, totalizando 12,5 μL . A ciclagem térmica de PCR para *tef1- α* , ITS e *tub2* foram conduzidas em termociclador TION96GL (Thermion) como descrito por Phillips et al. (2005), Slippers et al. (2004) e Coelho et al. (2022), respectivamente. Após cada PCR, 5 μL do produto de PCR foram separados por eletroforese em gel de agarose 1% corado com GelRed (Biotium) e visualizado usando um transiluminador (LTB-STi; Locus Biotecnologia).

Os produtos PCR foram purificados usando a enzima NucleoSAP (Cellco Biotec) seguindo o protocolo do fabricante e sequenciados em ambas as direções usando um sequenciador ABI 3500 (Applied Biosystems) na Plataforma Multiusuário de Sequenciamento de DNA do Departamento de Genética do Centro de Biociências da Universidade Federal de Pernambuco (Recife, PE, Brasil).

2.3 | Análises filogenéticas

A análise dos cromatogramas gerados pelo sequenciamento e a montagem dos contigs foram realizadas utilizando Staden Package v. 2.0 (Staden et al., 1998). Para o alinhamento das sequências foi utilizado a interface MUSCLE (Edgar, 2004), ajustado após inspeção visual, e o alinhamento exportado como arquivo FASTA. As sequências consenso foram comparadas com o banco de dados GenBank (NCBI - National Center of Biotechnological Information; <http://www.ncbi.nlm.nih.gov>) usando o algoritmo BLASTn (Johnson et al., 2008). Sequências representativas da diversidade genética de *Lasiodiplodia* descritas em estudos prévios foram obtidas do GenBank (Tabela Suplementar 1) e incluídas nas análises. *Diplodia seriata* De Not. (CBS 112555) e *D. mutila* Fr. (CMW 7060) foram usados como grupos externos.

As novas sequências foram adicionadas ao conjunto de sequências obtidas no GenBank e alinhadas pela interface online do MAFFT v. 7 (Katoh & Toh, 2013). Os loci alinhados individualmente foram concatenados no programa SequenceMatrix v. 1.8 (Vaidya et al., 2011). As relações filogenéticas dos isolados obtidos neste estudo e representativos das espécies reconhecidas foram inferidas usando Máxima Verossimilhança (ML) e inferência Bayesiana (IB). A ML foi estimada com RA×ML-HPC2 (Stamatakis, 2014) aplicando o modelo GTR + GAMMA com suporte de nó estimado a partir de 1.000 replicações de bootstrap. Antes das análises de inferência Bayesiana, os melhores modelos de substituição de nucleotídeos para cada gene foram determinados com o software MrModeltest v. 2.4 (Nylander, 2004), de acordo com o Akaike Information Criterion corrigido para pequenos tamanhos de amostra (AICc). O modelo de substituição de nucleotídeos HKY + I + G foi usado para *tef1-α*, K80 + I + G para ITS e GTR + G para *tub2*. A filogenia foi inferida usando MrBayes v. 3.2.6 (Ronquist et al. 2012). Na análise IB, uma árvore foi amostrada a cada 1.000 gerações, resultando em 10.000 árvores. As 2.500 árvores com menor valores de probabilidade foram descartados da análise e os valores de probabilidade (Rannala & Yang, 1996) foram então determinados da árvore de consenso construída a partir das

7.500 árvores restantes. A ML e IB a foram realizadas utilizando o portal CIPRES (<https://www.phylo.org>) e as árvores obtidas foram visualizadas usando FigTree v. 1.4.2 (Rambaut, 2014). Com base nos resultados da filogenia, o reconhecimento das espécies foi determinado considerando valores de suporte acima de 70 % para ML e 0,95 para IB.

Sequências obtidas nesse estudo foram depositadas no GenBank (Tabela 1). As culturas representativas das espécies identificadas neste estudo foram depositadas na Coleção de Culturas de Fungos Fitopatogênicos do Cariri (CFC) da Universidade Federal do Cariri (Crato, Ceará, Brasil).

2.4 | Prevalência e distribuição das espécies de *Lasiodiplodia*

Baseado no número de isolados de cada espécie de *Lasiodiplodia* registrada, foi calculada a prevalência geral (PG), a prevalência por espécie de videira (PV) e a prevalência por tipo climático (PC) de acordo com a equação $P = (Ni/N).100$, onde: P é a prevalência percentual, N_i é o número de isolados para cada espécie e N é o número total de isolados.

2.5 | Diversidade das espécies de *Lasiodiplodia*

A diversidade das espécies de *Lasiodiplodia* nas espécies de videira e nos tipos climáticos foram mensuradas usando índices de diversidade cujos parâmetros são riqueza de espécies e abundância relativa de espécies (índice de Shannon-Wiener; H_s), dominância de espécies (índice de Simpson; D) e equidade de espécies (índice de Pelou; J) (Magurran & McGill, 2011). As fórmulas para cálculos dos índices foram: $H_s = -\sum_j (p_j \ln p_j)$, $j = 1 \dots N_t$, onde N_t é o número de espécies/táxons identificadas entre os isolados analisados e p_j é a proporção de indivíduos nas j^{th} espécies; $D = \sum n_i (n_i - 1) / N_i (N_i - 1)$, onde N_i é o número total de indivíduos e n_i a abundância de cada espécie/táxon; e $J = H_s / \ln N_i$. O valor H_s incrementa com o aumento do números de espécies na amostra ou reduz quando uma ou a poucas espécies dominam na amostra. Quanto maior o valor de D , maior a dominância e menor a riqueza (diversidade) de espécies. Os valores de J variam de 1 (espécies distribuídas igualmente) a 0 (espécies distribuídas em completa desigualdade) (Magurran & McGill, 2011). As diferenças nos valores de H_s , D e J entre as populações *Lasiodiplodia* de diferentes espécies de videira e tipos climáticos foram testadas por reamostragem, usando 1.000

reamostragens com um intervalo de confiança de 95% (Grünwald et al., 2003). Os índices foram calculados e comparados usando o programa R v. 4.1.0 (R Core Team, 2021).

Para quantificar o grau de sobreposição entre as espécies de *Lasiodiplodia* nas espécies de videira e nos tipos climáticos, uma medida da similaridade entre pares de amostras foi calculada pelo índice de Jaccard (IJ), em que $IJ = a/(a+b+c)$, onde a representa o número de espécies ocorrendo em ambas as amostras, b representa o número de espécies restritas à amostra 1 e c representa o número de espécies restritas à amostra 2. Os valores IJ variam de 0 (nenhuma espécie compartilhada) a 1 (todas as espécies compartilhadas) (Magurran & McGill, 2011).

2.6 | Patogenicidade e agressividade em ramos destacados de videira

Ramos verdes destacados da cultivar Vitória foram usados para investigar a patogenicidade e a agressividade de 28 isolados de *Lasiodiplodia*, representando as espécies identificadas neste estudo. Os ramos verdes foram cortados de um parreiral comercial não pulverizado em Barbalha (Ceará), do qual não foram detectadas espécies de Botryosphaeriaceae após repetidas amostragens e isolamentos. Após a coleta, os ramos foram imediatamente colocados em recipientes plásticos, selados e transportados para o laboratório. Os ramos foram cortados em segmentos de 30 cm de comprimento e as pontas mergulhadas em cera. No centro cada segmento foi feito um ferimento superficial (aproximadamente 4 mm de comprimento, 2 mm de profundidade) com bisturi estéril. A área ferida foi inoculada com um disco de micélio (4 mm de diâmetro) de cada isolado, removido da margem de uma cultura com 5 dias de idade em BDA. Discos de BDA não colonizados foram usados como testemunhas. A área inoculada foi envolvida com Parafilm (Pechiney) para prevenir a rápida desidratação. Os ramos inoculados foram colocados sobre grades plásticas em bandejas plásticas contendo papel de filtro umedecido, e incubados a 25°C com 12 h de fotoperíodo em câmara de crescimento. Após 10 dias, o Parafilm foi removido, os ramos foram cortados longitudinalmente e as lesões internas observadas visualmente. Os isolados foram considerados patogênicos quando a área da lesão avançou além da área inoculada (4 mm). A agressividade dos isolados foi avaliada pela mensuração do comprimento da lesão com um paquímetro digital (Mitutoyo). O experimento foi montado em delineamento inteiramente casualizado com 10 repetições por tratamento (isolado) e um segmento de ramo por repetição. As diferenças de agressividade entre as espécies de *Lasiodiplodia* foram determinadas pela análise de variância

(ANOVA) e as médias comparadas pelo teste da diferença mínima significativa (LSD) de Fisher ao nível de significância de 5%, usando STATISTIX v. 9.0 (Analytical Software).

3 | RESULTADOS

3.1 | Amostragem e isolados

Foram obtidos 96 isolados de restos de poda de videira com colônias características de Botryosphaeriaceae (Phillips et al., 2013), sendo 40 isolados do Vale do São Francisco (clima semiárido), 33 do Vale do Siriji (clima tropical com verão seco) e 23 do Cariri cearense (clima de savana). Em relação às espécies de videira, foram obtidos 33 isolados de *V. labrusca* e 63 isolados de *V. viticola* (Tabela 1).

3.2 | Análises filogenéticas e reconhecimento de espécies

A análise de haplótipos baseado em *tef1-α* dos 96 isolados de Botryosphaeriaceae obtidos de restos de poda de videira permitiu a identificação de 15 haplótipos (hap): hap 1 (1 isolado), hap 2 (5 isolados), hap 3 (1 isolado), hap 4 (12 isolados), hap 5 (31 isolados), hap 6 (3 isolados), hap 7 (1 isolado), hap 8 (2 isolados), hap 9 (16 isolados), hap 10 (19 isolados), hap 11 (1 isolado), hap 12 (1 isolado), hap 13 (1 isolado), hap 14 (1 isolado) e hap 15 (1 isolado).

Para confirmar a identidade dos isolados em nível de espécie, 46 isolados representando todos os haplótipos foram sequenciados para a região ITS e gene *tub2*. O conjunto combinado de dados *tef1-α*, ITS e *tub2* consistiu em 189 isolados, incluindo 93 isolados do GenBank, sendo dois de taxas fora do grupo (Tabela Suplementar 1). Os métodos ML e IB produziram árvores com topologias semelhantes, sendo apresentada somente a IB (Figura 1).

Entre os 46 isolados de Botryosphaeriaceae obtidos de restos de poda de videira foram identificados 13 clados diferentes, correspondentes a 11 espécies de *Lasiodiplodia* previamente descritas (*L. brasiliense*, *L. crassispota*, *L. euphorbiaceicola*, *L. hormozganensis*, *L. iraniensis*, *L. laeliocattleyae*, *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis*, *L. pseudotheobromae*, *L. theobromae* e *L. viticola*) e dois isolados que ficaram em clados separados de *Lasiodiplodia* (*Lasiodiplodia* sp. 1 e

Lasiodiplodia sp. 2) e não se agruparam com nenhuma espécie descrita até o momento (Figura 1; Tabela 1).

3.3 | Prevalência e distribuição das espécies de *Lasiodiplodia*

Considerando os 96 isolados, *L. pseudotheobromae* foi a espécie mais prevalente (35,4%) nos restos de poda de videira, seguida de *L. brasiliense* (19,8%), *L. theobromae* (15,6%), *L. hormozganensis* (13,5%), *L. laeliocattleyae* (5,2%) e *L. iraniensis* (3,1%), enquanto as demais espécies tiveram prevalência de 1% (Figura 2).

Quando consideradas as duas espécies de videira separadamente, em restos de poda de *V. labrusca* foram constatadas seis espécies de *Lasiodiplodia*, com predominância de *L. pseudotheobromae* (69,7%), seguida de *L. brasiliense* (15,2%), *L. laeliocattleyae* (6,1%), *L. euphorbiaceicola* (3,0%), *L. theobromae* (3,0%) e *L. viticola* (3,0%). Em *V. vinifera* foram constatadas nove espécies de *Lasiodiplodia* e dois táxons desconhecidos, sendo que *L. brasiliense* e *L. theobromae* foram as mais prevalentes (22,0% cada), seguidas de *L. hormozganensis* (20,6%) e *L. pseudotheobromae* (17,5%). As demais espécies/táxons constatadas em *V. vinifera* (*L. crassispora*, *L. hormozganensis*, *L. iraniensis*, *L. laeliocattleyae*, *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis*, *Lasiodiplodia* sp. 1 e *Lasiodiplodia* sp. 2) apresentaram prevalências entre 1,6 e 4,8% (Figura 3).

Em relação aos tipos climáticos, nos restos de poda de videira coletados em pomares localizados no clima tropical com verão seco (Vale do Siriji) foram constatadas três espécies de *Lasiodiplodia*, sendo *L. pseudotheobromae* a mais prevalente (80,7%), seguida de *L. brasiliense* (8,7%) e *L. euphorbiaceicola* (4,3%). Nos restos de poda de videira do clima de savana (Cariri cearense) foram registradas sete espécies/táxons de *Lasiodiplodia* nos restos de poda, sendo que *L. brasiliense* e *L. pseudotheobromae* foram as mais prevalentes, ambas com 33,3%, seguidas de *L. theobromae* e *L. laeliocattleyae*, ambas com 12,1%. As demais espécies/táxons constatadas nesse clima (*L. iraniensis*, *L. viticola* e *Lasiodiplodia* sp. 2) apresentaram prevalências de 3,0%. Nos restos de poda de videira do clima semiárido foram constatadas 10 espécies/táxons de *Lasiodiplodia*, não sendo registrados *L. euphorbiaceicola*, *L. viticola* e *Lasiodiplodia* sp. 2. *Lasiodiplodia hormozganensis* foi a mais prevalente (32,5%), seguida de *L. theobromae* (27,5%), *L. brasiliense* (15,0%), *L. pseudotheobromae* (7,5%) e *L. iraniensis* (5,0%). As demais

espécies/táxons (*L. crassispota*, *L. laeliocattleyae*, *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis* e *Lasiodiplodia* sp. 1) apresentaram prevalências de 2,5% (Figura 4).

3.4 | Diversidade das espécies de *Lasiodiplodia*

As diversidades das espécies de *Lasiodiplodia* isoladas de restos de poda de duas espécies de videira e de pomares localizados em três tipos climáticos do Nordeste brasileiro foram comparadas em termos de riqueza, equidade e dominância, pelos cálculos dos índices de Shannon-Wiener (H_s), Simpson (J) e Pielou (D), respectivamente. Houve maior riqueza, abundância e equidade de espécies de *Lasiodiplodia* em *V. vinifera* ($H_s = 1,92$; $J = 0,46$) do que em *V. labrusca* ($H_s = 1,03$; $J = 0,29$). Por outro lado, a dominância de espécies foi maior em *V. labrusca* ($D = 0,50$) do que em *V. vinifera* ($D = 0,16$) (Tabela 2).

Quando comparada a diversidade de espécies de *Lasiodiplodia* nos restos de poda dos pomares localizados dos três tipos climáticos, não houve diferença significativa ($p > 0,05$) entre os climas de savana e semiárido, que diferiram significativamente ($p \leq 0,05$) do clima tropical com verão seco. Houve maior riqueza, abundância e equidade de espécies de *Lasiodiplodia* nos climas de savana ($H_s = 1,56$; $J = 0,45$) e semiárido ($H_s = 1,81$; $J = 0,49$) do que no clima tropical com verão seco ($H_s = 0,47$; $J = 0,15$). Por outro lado, a dominância de espécies foi maior no clima tropical com verão seco ($D = 0,75$) do que nos climas de savana ($D = 0,23$) e semiárido ($D = 0,19$) (Tabela 3).

O grau de sobreposição entre as espécies de *Lasiodiplodia* foi mensurado pelo índice de Jaccard (IJ) e as duas espécies de videira (*V. labrusca* e *V. vinifera*) apresentaram $IJ = 0,31$, indicando que cerca de 30% das espécies de *Lasiodiplodia* constatadas são comuns às duas espécies de videira. Quando comparados os tipos climáticos, a maior sobreposição ($IJ = 0,42$) foi observada para as espécies de *Lasiodiplodia* oriundas de restos de poda dos climas semiárido e de savana, enquanto o menor valor de similaridade para as espécies de *Lasiodiplodia* ($IJ = 0,18$) foi constatado entre os restos de poda dos climas semiárido e tropical com verão seco. Os climas de savana e tropical com verão seco também apresentaram baixa sobreposição de espécies de *Lasiodiplodia* ($IJ = 0,25$).

3.5 | Patogenicidade e agressividade em ramos destacados de videira

Os isolados de *L. euphorbiaceicola* e *Lasiodiplodia* sp. 2 não foram patogênicos para os ramos destacados de videira (cv. Vitória), enquanto todos os isolados das demais espécies foram patogênicos, resultando em lesões visíveis aos 10 dias após a inoculação. Os sintomas observados tanto na superfície como internamente foram lesões necróticas castanho-escuros que se estendiam para cima e para baixo a partir do ponto de inoculação. Os isolados inoculados foram recuperados de tecidos sintomáticos, cumprindo os postulados de Koch. Houve diferença significativa ($p \leq 0,05$) nos comprimentos das lesões internas produzidas pelas diferentes espécies de *Lasiodiplodia*. As lesões mais longas foram produzida por *L. viticola* (95,0 mm), sendo assim considerada a mais agressiva, seguida por *L. iraniensis* (79,0 mm) e *L. mahajangana* (69,6 mm). *Lasiodiplodia crassispora* foi a menos agressiva (22,3 mm). As outras espécies patogênicas (*L. brasiliense*, *L. hormozganensis*, *L. laeliocattleyae*, *L. newvalleyensis*, *L. pseudotheobromae*, *L. theobromae* e *Lasiodiplodia* sp. 1) apresentaram agressividade intermediária, com lesões variando de 53,3 mm a 65,0 mm (Figura 5).

4 | DISCUSSÃO

Estudos de filogenia e patogenicidade têm sido essenciais no fornecimento de novas informações sobre a diversidade de espécies de *Lasiodiplodia* associadas à plantas sintomáticas de videira (Carlucci et al., 2015; Correia et al., 2016; Linaldeddu et al., 2015; Rangel-Montoya et al., 2021; Úrbez-Torres, 2011; Yan et al., 2013). No entanto, as informações sobre as espécies de *Lasiodiplodia* associadas aos restos de poda de videira são escassas. Nesse trabalho foram amostrados restos de poda de duas espécies de videira (*V. labrusca* e *V. vinifera*) em 22 pomares do Nordeste brasileiro, incluindo o principal polo de produção e exportação de uvas finas de mesa (Vale do São Francisco; clima semiárido), um importante polo de produção de uvas rústicas (Vale do Siriji; clima tropical com verão seco) e um pequeno polo de produção de uvas rústicas e finas (Cariri Cearense; clima de savana).

Foram identificados 13 clados de *Lasiodiplodia*, sendo 11 espécies previamente descritas e dois isolados que não se agruparam com nenhuma espécie descrita anteriormente, provavelmente representando novas linhagens. Para a identificação dessas prováveis novas linhagens de *Lasiodiplodia* há necessidade de estudos adicionais de filogenia envolvendo o sequenciamento do

gene que codifica a segunda maior subunidade proteica da RNA polimerase II (*rpb2*) (Zhang et al., 2021).

Dez espécies de *Lasiodiplodia* identificadas neste estudo associadas a restos de poda correspondem a espécies previamente descritas em videira em nível mundial (Akgul et al., 2019; Correia et al., 2016; Pitt et al., 2010; Rangel-Montoya et al., 2021; van Niekerk et al., 2010; Yan et al., 2013). Por outro lado, *L. newvalleyensis* foi identificada pela primeira vez nessa frutífera em nível mundial, provavelmente por ter sido caracterizada apenas recentemente como uma nova espécie de *Lasiodiplodia* (El-Ganainy et al., 2022). Nas condições brasileiras, previamente em videira haviam sido constadas *L. brasiliense*, *L. crassispora*, *L. euphorbiaceicola*, *L. hormozganensis*, *L. iraniensis* (sin. *L. jatrophiicola*), *L. laeliocattleyae* (sin. *L. egyptiaca*), *L. pseudotheobromae* (Correia et al., 2016) e *L. theobromae* (Gava et al., 2010). Portanto, com esse estudo, *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis* e *L. viticola* foram registradas pela primeira vez em videira no Brasil.

A maior prevalência de *L. pseudotheobromae* nos restos de poda de videira coletados no Nordeste brasileiro é resultante da elevada prevalência dessa espécie nos pomares em clima tropical com verão seco (87,0%) e de savana (33,3%), pois no clima semiárido apresentou baixa prevalência (7,5%). O resultado no clima semiárido assemelha-se ao constatado em estudo anterior com plantas sintomáticas de videira amostradas na mesma região, em que essa espécie apresentou baixa prevalência (3,6%) (Correia et al., 2016). Esses resultados podem indicar a menor adaptação de *L. pseudotheobromae* a uma combinação de altas temperaturas, baixa umidade e chuvas irregulares (<500 mm ano⁻¹) durante a maior parte do ano, como ocorre no clima semiárido (Alvares et al., 2013). A elevada predominância dessa espécie no clima tropical com verão seco pode reforçar essa hipótese, onde as temperaturas são mais amenas e as chuvas mais intensas (>1.100 mm ano⁻¹) (Alvares et al., 2013).

Lasiodiplodia pseudotheobromae foi relatado pela primeira vez por Alves et al. (2008) a partir de isolados previamente identificados como *L. theobromae*. Na época da sua descrição, esse fungo estava presente em poucos hospedeiros e com distribuição geográfica conhecida limitada (Alves et al., 2008). No entanto, atualmente essa espécie é de ocorrência comum em uma ampla gama de hospedeiros e em muitos países, incluindo o Brasil (Farr & Rossman, 2023).

Lasiodiplodia brasiliense teve a segunda maior prevalência neste estudo, com frequências elevada (33,3%) e intermediária (15,0%) nos climas de savana e semiárido, respectivamente. Essa

espécie foi descrita em 2014 causando podridão em frutos de mamão no Brasil (Netto et al., 2014), e tem sido relatada em vários países causando doenças em diferentes hospedeiros (Farr & Rossman, 2023). No Brasil, além do mamão e videira, também foi relatada em cajueiro (Netto et al., 2017), coqueiro (Rosado et al., 2016), macieira (Martins et al., 2018), mangueira (Marques et al., 2013), pinha e seriguela (Coutinho et al., 2017).

Lasiodiplodia theobromae foi a terceira espécie mais prevalente nos restos de poda de videira do Nordeste brasileiro, não sendo constatada no clima tropical com verão seco, mas tendo elevada prevalência no clima semiárido. Essa espécie é reconhecido como um patógeno global capaz de causar doenças em mais de 380 espécies de plantas (Farr & Rossman, 2023). No Nordeste do Brasil, essa espécie é geralmente a mais prevalente em estudos de filogenia, distribuição e patogenicidade de Botryosphaeriaceae (Coelho et al., 2022; Marques et al., 2013; Netto et al., 2014, 2017; Rosado et al., 2016; Santos et al., 2020).

Lasiodiplodia hormozganensis foi a quarta espécie mais prevalente nos restos de poda de videira, ocorrendo somente em clima semiárido. Essa espécie foi descrita inicialmente no Irã associada à manga e *Olea* sp. (Abdollahzadeh et al., 2010) e atualmente ocorre em mais de 20 hospedeiros e diversos países (Farr & Rossman, 2023). No Brasil, além de videira essa espécie foi relatada em batata-doce (Mello et al., 2021), mamão (Netto et al., 2014), mamona (Custódio et al., 2018), mandioca (Brito et al., 2020), mangueira (Marques et al., 2013) e pinha (Machado et al., 2019).

A elevada diversidade de espécies de *Lasiodiplodia* nos restos de poda de videira nos pomares localizados nos climas semiárido e de savana, comparada à observada no clima tropical com verão seco, podem estar relacionadas às diferenças de suscetibilidade entre *V. labrusca* e *V. vinifera*, bem como à maior intensificação da produção e maior número de cultivares plantadas nos climas de savana e semiárido.

Em geral, *V. vinifera* tem maior suscetibilidade às doenças do que a *V. labrusca*, que é considerada uma espécie rústica (Creasy & Creasy, 2018). Apesar de não existirem estudos comparativos da suscetibilidade dessas espécies à *Lasiodiplodia*, a rusticidade de *V. labrusca* pode propiciar maior adaptabilidade e resistência. Além disso, as plantas *V. labrusca* são cultivadas como pé-franco, sem a realização de enxertia, enquanto todas as mudas de *V. vinifera* são enxertadas. O processo de enxertia constitui uma via de infecção para vários fungos da madeira da videira, incluindo espécies de Botryosphaeriaceae (Úrbez-Torres, 2011; Gramaje et al., 2018).

Os sistemas de produção de uva de mesa nos climas de savana e semiárido são similares, apesar da grande diferença nas áreas plantadas. Nesses pomares, é possível a obtenção de até duas safras e meia por ano, mediante a realização de duas podas e adequação das técnicas de produção (Arata et al., 2017). No entanto, é importante ressaltar que os ferimentos de poda são a principal via de penetração da videira por *Botryosphaeriaceae* (Úrbez-Torres, 2011; Gramaje et al., 2018; Hrycan et al., 2020), bem como a frequência e a intensidade das podas afetam diferentemente a suscetibilidade das plantas à infecção (Kraus et al., 2022).

O número de cultivares de videira plantadas nos diferentes climas pode ter influenciado na diversidade de espécies de *Lasiodiplodia*, uma vez que no clima tropical com verão seco é plantada somente a cultivar Isabel (*V. labrusca*), enquanto no clima de savana são plantadas quatro cultivares ('Isabel' e três de *V. vinifera*) e no clima semiárido são plantadas 10 cultivares, todas de *V. vinifera*. A utilização de maior número de cultivares pode resultar na introdução de maior diversidade de materiais de propagação nas áreas de plantio, tendo como consequência o aumento dos riscos de utilização de materiais de propagação contaminados oriundos de diferentes fontes.

Em relação à sobreposição entre as espécies, somente *L. pseudotheobromae* e *L. brasiliense* foram constatadas nos restos de poda de videira nos três climas amostrados, evidenciando a elevada adaptação e versatilidade dessas espécies. A maior similaridade de espécies de *Lasiodiplodia* entre os restos de poda dos climas semiárido e de savana pode ser decorrente da semelhança dos sistemas de produção, como comentado anteriormente.

A maioria das espécies de *Lasiodiplodia* constatadas nesse estudo têm potencial para causar a morte descendente em videiras no Nordeste brasileiro. As diferenças de patogenicidade observadas entre as espécies podem indicar que alguns isolados obtidos de restos de poda, como de *L. euphorbiaceicola* e *Lasiodiplodia* sp. 2, são estritamente saprófitas ou endófitos, sem causarem doenças nos ramos de videira, confirmando observações anteriores sobre essas condições na família *Botryosphaeriaceae* (Phillips et al., 2013; Slippers & Wingfield, 2007).

Apesar da baixa prevalência de *L. viticola* nos restos de poda de videira, o nível de agressividade do isolado foi muito elevado quando comparado ao constatado em outras espécies inoculadas. Esse elevado nível de agressividade pode constituir um fator de preocupação para o futuro, uma vez que essa espécie foi constatada pela primeira vez no Brasil associada à videira e a agressividade dos isolados é um importante fator de adaptabilidade e competitividade para fungos fitopatogênicos (Lannou, 2012; Milgroom, 2015).

O conhecimento dos patógenos que causam doenças em videira é importante para o desenvolvimento de estratégias específicas de manejo (Gramaje et al., 2018; Úrbez-Torres, 2011; Úrbez-Torres et al., 2015). Embora já existam avanços no conhecimento da biologia, ecologia e epidemiologia das doenças do tronco da videira, incluindo a morte descendente, ainda não existe uma medida efetiva de controle desenvolvida, devido ao grande número de patógenos associados (Gramaje et al. 2018). O reconhecimento de *L. mahajangana*, *L. newvalleyensis* e *L. viticola* pela primeira vez em videira no Brasil serve como base para futuras pesquisas de fatores epidemiológicos, resistência a fungicidas, manejo fitossanitário e melhoramento genético, uma vez que cada uma dessas espécies, além das já registradas anteriormente na cultura, podem expressar diferentes padrões de resposta em relação às medidas de controle adotadas pelos produtores de uva.

AGRADECIMENTOS

Este trabalho foi financiado pela Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia de Pernambuco (FACEPE). S. J. Michereff e K. C. Correia agradecem as bolsas de pesquisa do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e Fundação Cearense de Apoio ao Desenvolvimento Científico e Tecnológico (FUNCAP), respectivamente.

DECLARAÇÃO DE DISPONIBILIDADE DE DADOS

Os dados que suportam as conclusões deste estudo estão disponíveis com o autor correspondente mediante solicitação razoável.

CONFORMIDADE COM OS PADRÕES ÉTICOS

Divulgação de potencial conflito de interesses - Os autores não têm nenhum conflito de interesses. Consentimento informado - Todos os autores revisaram o manuscrito e aprovaram sua submissão.

REFERÊNCIAS

Abdollahzadeh, J., Javadi, A., Mohammadi, E.G., Zare, R. & Phillips, A.J.L. (2010) Phylogeny and morphology of four new species of *Lasiodiplodia* from Iran. *Persoonia*, 25, 1–10.

- 523 Akgul, D.S., Savas, N.G. & Özarslandan, M. (2019) First report of wood canker caused by
 524 *Lasiodiplodia exigua* and *Neoscytalidium novaehollandiae* on grapevine in Turkey. *Plant*
 525 *Disease*, 103, 1036.
- 526 Alvares, C.A., Stape, J.L., Sentelhas, P.C., Gonçalves, J.L.M. & Sparovek, G. (2013) Köppen's
 527 climate classification map for Brazil. *Meteorologische Zeitschrift*, 22, 711–728.
- 528 Alves, A., Crous, P.W., Correia, A. & Phillips, A.J.L. (2008) Morphological and molecular data
 529 reveal cryptic speciation in *Lasiodiplodia theobromae*. *Fungal Diversity*, 28, 1–13.
- 530 Amponsah, N., Jones, E.E., Ridgway, H.J., Jaspers, M.V. (2011) Identification, potencial inoculum
 531 sources and pathogenicity of botryosphaeriaceous species associated with grapevine
 532 dieback disease in New Zealand. *European Journal of Plant Pathology*, 131, 467–482.
- 533 Arata, L., Hauschild, S. & Sckokai, P. (2017) Economic and social impact of grape growing in
 534 Northeastern Brazil. *Bio-based and Applied Economics*, 6, 279–293.
- 535 Barbosa, M.A.G.; Freitas, D.M.S.; Ribeiro Junior, P.M.; Batista, D.C. (2016) Doenças da videira.
 536 *Informe Agropecuário*, 37, 86–98.
- 537 Batista, D.C.; Costa, V.S.O.; Barbosa, M.A.G.; Terao, D.; Silva, F.M.; Tavares, S.C.C.H. (2010)
 538 *Manejo Integrado de Lasiodiplodia theobromae em Videira no Vubmédio do Vale do São*
 539 *Francisco*. Petrolina, Brasil: Embrapa Semiárido.
- 540 Billones-Baaijens, R.; Savocchia, S. (2019) A review of *Botryosphaeriaceae* species associated
 541 with grapevine trunk diseases in Australia and New Zealand. *Australasian Plant Pathology*,
 542 48, 3–18.
- 543 Brito, A.C.Q., Mello, J.F., Câmara, M.P.S., Vieira, J.C.B., Michereff, S.J., Souza-Motta, C.M. &
 544 Machado, A.R. (2020) Diversity and pathogenicity of *Botryosphaeriaceae* species
 545 associated with black root rot and stem cutting dry rot in *Manihot esculenta* in Brazil.
 546 *European Journal of Plant Pathology*, 157, 583–598.
- 547 Carlucci, A., Cibelli, F., Lops, F. & Raimondo, M.L. (2015) Characterization of
 548 *Botryosphaeriaceae* species as causal agents of trunk diseases on grapevines. *Plant Disease*,
 549 99, 1678–1688.
- 550 Coelho, I.L., Assis, T.C., Ferraz, L.G.B., Freitas, M.T.S.F., Balbino, V.Q.B., Vieira, W.A.S. et al.
 551 (2022) *Lasiodiplodia* species diversity associated with coconut leaf blight and stem-end rot
 552 in Northeastern Brazil. *European Journal of Plant Pathology*, 162, 45–61.

- Correia, K.C., Câmara, M.P.S., Barbosa, M.A.G., Sales, R.J.R., Agustí-Brisach, C., Gramaje, D. et al. (2013) Fungal trunk pathogens associated with table grape decline in Northeastern Brazil. *Phytopathologia Mediterranea*, 52, 380–387.
- Correia, K.C., Silva, M.A., Morais Júnior, M.A., Armengol, J., Phillips, A.J.L. Câmara, M.P.S. et al. (2016) Phylogeny, distribution and pathogenicity of *Lasiodiplodia* species associated with dieback of table grape in the main Brazilian exporting region. *Plant Pathology*, 65, 92–103.
- Coutinho, I.B.L., Freire, F.C.O., Lima, C.S., Lima, J.S., Gonçalves, F.J.T., Machado, A.R. et al. (2017) Diversity of genus *Lasiodiplodia* associated with perennial tropical fruit plants in northeastern Brazil. *Plant Pathology*, 66, 90–104.
- Creasy, G.L.; Creasy, L.L. (2018) *Grapes*. 2. ed. Wallingford, England: CAB International.
- Custódio, F.A., Machado, A.R., Soares, D.J. & Pereira, O.L. (2018) *Lasiodiplodia hormozganensis* causing basal stem rot on *Ricinus communis* in Brazil. *Australasian Plant Disease Notes*, 13, 25.
- Edgar, R.C. (2004) MUSCLE: multiple sequence alignment with high accuracy and high throughput. *Nucleic Acids Research*, 32, 1792–1797.
- Elena, G.; Luque, J. (2016) Pruning debris of grapevine as a potential inoculum source of *Diplodia seriata*, causal agent of Botryosphaeria dieback. *European Journal of Plant Pathology*, 144, 803–810.
- El-Ganainy, S.M., Ismail, A.Z.; Iqbal, Z.; Elshewy, E.S., Alhudaib, K.A., Almaghasla, M.I. et al. (2022) Diversity among *Lasiodiplodia* species causing dieback, root rot and leaf spot on fruit trees in Egypt, and a description of *Lasiodiplodia newvalleyensis* sp. nov. *Journal of Fungi*, 8, e1203.
- Farr, D.F., & Rossman, A.Y. (2023) *Fungal database - Fungus-host distributions*. U.S. National Fungus Collections – ARS/USDA, Beltsville, USA. Available at: <https://nt.ars-grin.gov/fungalDATABASES/fungushost/fungushost.cfm>. [Accessed 04 January 2023].
- Gava, R., Menegotto, M., Urban, A.F., Garrido, L.R. (2010) Identification of Botryosphaeriaceae anamorphs associated to grapevines in Brazil. *Phytopathologia Mediterranea*, 49, S113.
- Glass, N.L. & Donaldson, G.C. (1995) Development of primers sets designed for use with the PCR to amplify conserved genes from filamentous Ascomycetes. *Applied and Environmental Microbiology*, 61, 1323–1330.

- Gramaje, D., Úrbez-Torres, J.R. & Sosnowski, M.R. (2018) Managing grapevine trunk diseases with respect to etiology and epidemiology: current strategies and future prospects. *Plant Disease*, 102, 12–39.
- Grünwald, N.J., Goodwin, S.B., Milgroom, M.G. & Fry, W.E. (2003) Analysis of genotypic diversity data for populations of microorganisms. *Phytopathology*, 93, 738–746.
- Hrycan, J.; Hart, M.; Bowen, P.; Forge, T. Úrbez-Torres, J.R. (2020) Grapevine trunk disease fungi: their roles as latent pathogens and stress factors that favour disease development and symptom expression. *Phytopathologia Mediterranea*, 59, 395–424.
- IBGE. (2023) *SIDRA - Sistema IBGE de Recuperação Automática*. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Rio de Janeiro, Brasil. Available at: <https://sidra.ibge.gov.br/home/lspa/brasil>. [Accessed 07 January 2023].
- Johnson, M., Zaretskaya, I., Raytselis, Y., Merezuk, Y., McGinnis, S. & Madden, T.L. (2008) NCBI BLAST: a better web interface. *Nucleic Acids Research*, 36, W5-9.
- Katoh, K. & Toh, H. (2013) MAFFT multiple sequence alignment software version 7: improvements in performance and usability. *Molecular Biology and Evolution*, 30, 772–780.
- Kist, B.B., Carvalho, C. & Beling, R.R. (2022) *Anuário brasileiro de horti&fruti 2022*. Santa Cruz, Brasil: Editora Gazeta Santa Cruz.
- Kraus, C., Rauch, C., Kalvelage, E.M., Behrens, F.H., D’aguiar, D., Dubois, C. et al. (2022) Minimal versus intensive: how the pruning intensity affects occurrence of grapevine leaf stripe disease, wood integrity, and the mycobiome in grapevine trunks. *Journal of Fungi*, Berna, v. 8, e247.
- Lannou, C. (2012) Variation and selection of quantitative traits in plant pathogens. *Annual Review of Phytopathology*, 50, 319–338.
- Lazzarotto, J.J., Fioravanço, J.C. (2013) Tendências e sazonalidades nas exportações e importações brasileiras de uva de mesa. *Informações Econômicas*, 43, 43–58.
- Lima, M.T.V., Meireles, A.C.M., Oliveira, C.W. & Nascimento, M. T. B. (2017) Koppen-Geiger and Thornthwaite climatic classification for the metropolitan region of the Cariri, Ceará. *Revista Geama*, 3, 136–143.
- Linaldeddu, B.T.; Deidda, A.; Scanu, B.; Franceschini, A.; Serra, S.; Berraf-Tebbal, A. et al. (2015) Diversity of Botryosphaeriaceae species associated with grapevine and other woody hosts

- in Italy, Algeria and Tunisia, with descriptions of *Lasiodiplodia exigua* and *Lasiodiplodia mediterranea* sp. nov. *Fungal Diversity*, 71, 201–214.
- Machado, A.R., Custodio, F.A., Cabral, P.G.C., Capucho, A.S. & Pereira, O.L. (2019) Botryosphaeriaceae species causing dieback on Annonaceae in Brazil. *Plant Pathology*, 68, 1394–1406.
- Magurran, A.E. & McGill, B.J. (2011) *Biological Diversity: Frontiers in Measurement and Assessment*. Oxford, England: Oxford University Press.
- Marques, M.W., Lima, N.B., Morais, Jr., M.A., Barbosa, M.A.G., Souza, B.O., Michereff, S.J. et al. (2013) Species of *Lasiodiplodia* associated with mango in Brazil. *Fungal Diversity*, 61, 181–193.
- Martins, M.V.V., Lima, J.S., Hawerth, F.J., Ootani, M.A., Araujo, F.S.A., Cardoso, J.E., et al. (2018) First report of *Lasiodiplodia brasiliense* causing disease in apple trees in Brazil. *Plant Disease*, 102, 1027.
- Mello, J.F., Brito, A.C.Q., Vieira, J.C.B., Camara, M.P.S., Michereff, S.J., Souza-Motta, C.M. et al. (2021). Identification and pathogenicity of Botryosphaeriaceae species associated with root and stem rot of sweet potato in Brazil. *Plant Pathology*, 70, 1601–1615.
- Mycobank (2023) *Fungal databases: Nomenclature and species bank*. CBS-KNAW Fungal Biodiversity Center, Utrecht, The Netherlands. Available at: <https://www.mycobank.org/page/Simple%20names%20search>. [Accessed 25 March 2023].
- Milgroom, M.G. (2015) *Population Biology of Plant Pathogens: Genetics, Ecology, and Evolution*. St. Paul, MN, USA: APS Press.
- Netto, M.S.B., Assunção, I.P., Lima, G.S.A., Marques, M.W., Lima, W.G., Monteiro, J.H.A. et al. (2014) Species of *Lasiodiplodia* associated with papaya stem-end rot in Brazil. *Fungal Diversity*, 67, 127–41.
- Netto, M.S.B., Lima, W.G., Correia, K.C., Silva, C.F.B.D., Thon, M., Martins, R.B. et al. (2017) Analysis of phylogeny, distribution, and pathogenicity of Botryosphaeriaceae species associated with gummosis of *Anacardium* in Brazil, with a new species of *Lasiodiplodia*. *Fungal Biology*, 121, 437–451.
- Nylander, J.A.A. (2004) *MrModeltest v2*. Uppsala University, Uppsala, Sweden. Available at: <https://github.com/nylander/MrModeltest2>. [Accessed 06 January 2023].

- 646 Phillips, A., Alves, A., Abdollahzadeh, J., Slippers, B., Wingfield, M., Groenewald, J. et al. (2013)
 647 The Botryosphaeriaceae: genera and species known from culture. *Studies in Mycology*, 76
 648 51–167.
- 649 Phillips, A.J.L., Alves, A., Correia, A., & Luque, J. (2005). Two new species of Botryosphaeria
 650 with brown, 1-septate ascospores and *Dothiorella* anamorphs. *Mycologia*, 97, 513–29.
- 651 Pitt, W.M., Huang, R., Steel, C.C. & Savocchia, S. (2010) Identification, distribution and current
 652 taxonomy of Botryosphaeriaceae species associated with grapevine decline in New South
 653 Wales and South Australia. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 16, 258–271.
- 654 Pitt, W.M., Huang, R., Steel, C.C., & Savocchia, S. (2013) Pathogenicity and epidemiology of
 655 Botryosphaeriaceae species isolated from grapevines in Australia.
 656 *Australasian Plant Pathology*, 42, 573–582.
- 657 Qiu, Y., Steel, C.C., Ash, G.J., Savocchia, S. (2011) Survey of Botryosphaeriaceae associated with
 658 grapevine decline in the Hunter Valley and Mudgee grape growing regions of New South
 659 Wales. *Australasian Plant Pathology*, 40, 1–11.
- 660 R Core Team. (2021) *R: A language and environment for statistical computing*. R Foundation for
 661 Statistical Computing, Vienna, Austria. Available at: <https://www.R-project.org/>.
 662 [Accessed 17 January 2023].
- 663 Rambaut A. (2014). *Figtree, a graphical viewer of phylogenetic trees*. 1.4.2 ed. University of
 664 Edinburgh, Edinburgh, Scotland. Available at: <http://tree.bio.ed.ac.uk/>. [Accessed 06
 665 January 2023].
- 666 Rangel-Montoya, E.A., Paolinelli, M., Rolshausen, P.E., Valenzuela-Solano, C. & Hernandez-
 667 Martinez, R. (2021) Characterization of *Lasiodiplodia* species associated with grapevines
 668 in Mexico. *Phytopathologia Mediterranea*, 60, 237–251.
- 669 Rannala, B. & Yang, Z. (1996) Probability distribution of molecular evolutionary trees: a new
 670 method of phylogenetic inference. *Journal of Molecular Evolution*, 43, 304–311.
- 671 Rêgo, T.J.S., Elena, G., Correia, K.C., Tovar-Pedraza, J.M., Câmara, M.P.S., Armengol, J. et al.
 672 (2019) Genetic diversity and population structure of *Lasiodiplodia theobromae* from
 673 different hosts in northeastern Brazil and Mexico. *Plant Pathology*, 68, 930–938.
- 674 Ronquist, F., Teslenko, M., van der Mark, P., Ayres, D.L., Darling, A., Höhna, S. et al. (2012).
 675 MrBayes 3.2: efficient Bayesian phylogenetic inference and model choice across a large
 676 model space. *Systematic Biology*, 61, 539–542.

- 677 Rosado, A.W.C., Machado, A.R., Freire, F.O., Pereira, O.L. (2016) Phylogeny, identification and
 678 pathogenicity of *Lasiodiplodia* associated with postharvest stem-end rot of coconut in
 679 Brazil. *Plant Disease*, 100, 561–568.
- 680 Rozas, J., Sánchez-Delbarrio, J.C., Messeguer, X. & Rozas, R. (2003) DnaSP, DNA polymorphism
 681 analyses by the coalescent and other methods. *Bioinformatics*, 19, 2496–2497.
- 682 Santos, P.H.D., Carvalho, B.M., Aredes, F.A.S., Mussi-Dias, V., Pinho, D.B., Pereira, M.G. et al.
 683 (2020) Is *Lasiodiplodia theobromae* the only species that causes leaf blight disease in
 684 Brazilian coconut palms? *Tropical Plant Pathology*, 45, 434–442.
- 685 Silva, F.J.A., Santos, K.M., Rêgo, T.J.S., Armengol, J., Rossi, V., Michereff, S.J. et al. (2018)
 686 Temporal conidial dispersal pattern of Botryosphaeriaceae species in table-grape vineyards
 687 in Northeastern Brazil. *Phytopathologia Mediterranea*, 57, 547–556.
- 688 Slippers, B., Crous, P.W., Denman, S., Coutinho, T.A., Wingfield, B.D. & Wingfield, M.J. (2004)
 689 Combined multiple gene genealogies and phenotypic characters differentiate several
 690 species previously identified as *Botryosphaeria dothidea*. *Mycologia*, 96, 83–101.
- 691 Slippers, B., Wingfield, M.J. (2007) Botryosphaeriaceae as endophytes and latent pathogens of
 692 woody plants: diversity, ecology and impact. *Fungal Biology Reviews*, 21, 90–106.
- 693 Staden, R., Beal, K.F. & Bonfield, J.K. (1998) The Staden package, 1998. In: Misener, S. &
 694 Krawetz, S.A. (Eds.) *Bioinformatics Methods and Protocols*. New York, NY, USA:
 695 Humana Press, pp. 115–130.
- 696 Stamatakis, A. (2014). RAXML version 8: a tool for phylogenetic analysis and postanalysis of large
 697 *Phylogenies*. *Bioinformatics*, 30, 1312–1313.
- 698 Tavares, S.C.C.H.; Lima, V.C. (2009) *A Indicação Geográfica da Uva de São Vicente Férrer e*
 699 *Macaparana – PE d Partir das Pesquisas da Embrapa*. Recife, Brasil: Embrapa Solos UEP
 700 Nordeste.
- 701 Úrbez-Torres, J.R. (2011) The status of Botryosphaeriaceae species infecting grapevines.
 702 *Phytopathologia Mediterranea*, 50, S5–S45.
- 703 Úrbez-Torres, J.R., Leavitt, G.M., Guerrero, J.C., Guevara, J. & Gubler, W.D. (2008) Identification
 704 and pathogenicity of *Lasiodiplodia theobromae* and *Diplodia seriata*, the causal agents of
 705 Bot canker disease of grapevines in Mexico. *Plant Disease*, 92, 519–529.

- Úrbez-Torres, J.R., Phillips, A.J.L. & Gubler, W.D. (2015) *Botryosphaeria* dieback. In: Wilcox, W.F., Gubler, W.D. & Uyemoto, J.K. (Eds.) *Compendium of Grape Diseases, Disorders, and Pests*. 2 ed. St Paul, MN, USA: APS Press, pp. 33–39.
- Vaidya, G., Lohman, D. J. & Meier, R. (2011) SequenceMatrix: concatenation software for the fast assembly of multigene datasets with character set and codon information. *Cladistics*, 27, 171–180.
- van Niekerk, J.M., Calitz, F.J., Halleen, F., Fourie, P. (2010) Temporal spore dispersal patterns of grapevine trunk pathogens in South Africa. *European Journal of Plant Pathology*, 127, 375–390.
- van Niekerk, J.M., Fourie, P.H., Halleen, F., Crous, P. (2006) *Botryosphaeria* spp. as grapevines trunk disease pathogens. *Phytopathologia Mediterranea*, 45, 43–54.
- White, T.J., Bruns, T., Lee, S. & Taylor, J. (1990) Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis, M.A., Gelfand, D.H., Sninsky, J.J. & White, T.J. (Eds.) *PCR Protocols: A Guide to Methods and Applications*. San Diego, CA, USA: Academic Press, pp. 315–322.
- Yan, J.Y., Xie, Y., Zhang, W., Wang, Y., Liu, J.-K., Hyde, K.D. et al. (2013) Species of *Botryosphaeriaceae* involved in grapevine dieback in China. *Fungal Diversity*, 61, 221–236.
- Zhang, W., Groenewald, J.Z., Lombard, L., Schumacher, R.K., Phillips, A.J.L. & Crous, P.W. (2021) Evaluating species in *Botryosphaeriales*. *Persoonia*, 46, 63–115.

ORCID

- Everton Sebastião do Nascimento - <https://orcid.org/0000-0001-7471-4071>
- Ana Paula Oliveira de Barros - <https://orcid.org/0000-0002-2679-043X>
- Jadson Araújo da Silva - <https://orcid.org/0000-0002-8571-3477>
- Valdir de Queiroz Balbino - <https://orcid.org/0000-0002-4319-3952>
- Kamila Câmara Correia - <https://orcid.org/0000-0001-9113-9064>
- Sami Jorge Michereff - <https://orcid.org/0000-0002-2156-3502>

735 **TABELA SUPLEMENTAR 1**736 **Isolados de Botryosphaeriaceae derivados do GenBank incluídos nas análises filogenética**

Espécie	Código do isolado ^a	Hospedeiro/substrato	Origem geográfica	No. de acesso do GenBank		
				<i>tef1-a</i>	ITS	<i>tub2</i>
<i>Diplodia seriata</i>	CBS 112555	Vitis vinifera	Portugal	AY573220	AY259094	DQ458856
<i>D. mutila</i>	CMW 7060	Vitis vinifera	Portugal	AY236904	KF766158	AY236933
<i>Lasiodiplodia acaciae</i>	CBS 136434*	Acacia sp.	Indonésia	MT592133	MT587421	MT592613
<i>L. aquilariae</i>	CGMCC 3 18471	<i>Aquilaria crassna</i>	Laos	KY848600	KY783442	-
<i>L. avicenniae</i>	CMW 41467	<i>Avicennia marina</i>	Africa do Sul	KP860680	KP860835	KP860758
<i>L. avicenniae</i>	LAS 199	<i>Avicennia marina</i>	Africa do Sul	KU587947	KU587957	KU587868
<i>L. brasiliense</i>	CMW 35884	<i>Adansonia madagascariensis</i>	Madagascar	KU886972	KU887094	KU887466
<i>L. brasiliense</i>	CMM 4015*	<i>Mangifera indica</i>	Brasil	JX464063	JX464049	-
<i>L. bruguierae</i>	CMW 41470	Bruguiera gymnorhiza	Africa do Sul	KP860677	KP860832	KP860755
<i>L. bruguierae</i>	CMW 42480	Bruguiera gymnorhiza	Africa do Sul	KP860679	KP860834	KP860757
<i>L. caatinguensis</i>	CMM 1325*	Citrus sinensis	Brasil	KT008006	KT154760	KT154767
<i>L. caatinguensis</i>	IBL 381	Spondias purpurea	Brasil	KT154751	KT154757	KT154764
<i>L. chiangraiensis</i>	GZCC 210003	Hospedeiro desconhecido	Tailândia	MW815629	MW760853	MW815627
<i>L. chiangraiensis</i>	MFLU210003*	Hospedeiro desconhecido	Tailândia	MW815630	MW760854	MW815628
<i>L. cinnamomi</i>	CFCC 51997*	Cinnamomum camphora	China	MH236799	MG866028	MH236797
<i>L. cinnamomi</i>	CFCC 51998	Cinnamomum camphora	China	MH236800	MG866029	MH236798
<i>L. citricola</i>	IRAN 1521C	Citrus sp.	Iran	GU945339	GU945353	KU887504
<i>L. citricola</i>	IRAN 1522C*	Citrus sp.	Iran	GU945340	GU945354	KU887505
<i>L. clavispota</i>	CGMCC 3 19594	Vaccinium uliginosum	Fujian, China	OL773697	MK802166	MK816339
<i>L. clavispota</i>	CGMCC 3 19595*	Vaccinium uliginosum	Fujian, China	OL773696	MK802165	MK816338
<i>L. crassispota</i>	CMW 13488	<i>Ucalyptus urophylla</i>	Venezuela	DQ103559	DQ103552	KU887507
<i>L. crassispota</i>	WAC 12533*	<i>Santalum</i> sp	Australia	DQ103557	DQ103550	KU887506
<i>L. euphorbiaceicola</i>	CMM 3609*	<i>Jatropha curcas</i>	Brasil	KF226689	KF234543	KF254926
<i>L. euphorbiaceicola</i>	CMW 33350	<i>Adansonia digitata</i>	Botswana	KU887026	KU887149	KU887455
<i>L. fujianensis</i>	CGMCC 3 19593*	<i>Vaccinium uliginosum</i>	Fujian, China	MK887178	MK802164	MK816337
<i>L. gilanensis</i>	IRAN 1501C	Citrus sp.	Iran	GU945341	GU945352	KU887510
<i>L. gilanensis</i>	IRAN 1523C	Citrus sp.	Iran	GU945342	GU945351	KU887511
<i>L. gonubiensis</i>	CMW 14077*	Citrus sp.	Africa do Sul	DQ103566	AY639595	DQ458860
<i>L. gonubiensis</i>	CMW 14078	<i>Syzygium cordatum</i>	Africa do Sul	DQ103567	AY639594	EU673126
<i>L. gravistriata</i>	CMM 4564*	<i>Anacardium humile</i>	Brasil	KT250950	KT250949	
<i>L. gravistriata</i>	CMM 4565	<i>Anacardium humile</i>	Brasil	KT266812	KT250947	
<i>L. guilanensis</i>	IRAN1501C	Citrus sp., galhos caídos	Iran	GU945341	GU945352	KU887510
<i>L. guilanensis</i>	IRAN1523C*	Citrus sp., galhos caídos	Iran	GU945342	GU945351	KU887511
<i>L. henanica</i>	CGMCC 3 19176	Vaccinium uliginosum	Shandong, China	MH729357	MH729351	MH729360

737

738

739 TABELA SUPLEMENTAR 1

740 (continuação)

Espécie	Código do isolado ^a	Hospedeiro/substrato	Origem geográfica	No. de acesso do GenBank		
				<i>tef1-a</i>	ITS	<i>tub2</i>
<i>L. hormozganensis</i>	IRAN 1498C	<i>Mangifera indica</i>	Iran	GU945344	GU945356	KU887514
<i>L. hormozganensis</i>	IRAN 1500C*	<i>Olea</i> sp.	Iran	GU945343	GU945355	KU887515
<i>L. huangyanensis</i>	CGMCC 3 20381	<i>Citrus unshiu</i>	China	MW880674	MW884177	MW88426
<i>L. huangyanensis</i>	CGMCC 3 20380*	<i>Citrus lata</i>	China	MW880675	MW884178	MW884207
<i>L. hyalina</i>	CGMCC 3 17975*	<i>Acacia confusa</i>	China	KX499917	KX499879	KX499992
<i>L. iraniensis</i>	IRAN 1520C	<i>Juglans</i> sp.	Iran	GU945335	GU945347	KU887517
<i>L. iraniensis</i>	IRAN 1520C*	<i>Salvadora persica</i>	Iran	GU945336	GU945348	KU887516
<i>L. jatrophicola</i>	CMM 3610*	<i>Jatropha curcas</i>	Brasil	KF226690	KF234544	KF254927
<i>L. laeliocattleyae</i>	BOT 29	<i>Mangifera indica</i>	Egito	JN814428	JN814401	
<i>L. laeliocattleyae</i>	CBS 130992	<i>Mangifera indica</i>	Egito	JN814424	JN814397	KU887508
<i>L. laeliocattleyae</i>	CBS 167.28*	<i>Laelio cattleya</i>	Itália	MT592136	MT587425	MT592618
<i>L. lignicola</i>	CBS 134112*	Madeira morta desconhecida	Tailândia	KU887003	JX646797	JX646845
<i>L. lignicola</i>	MFLUCC 110656	Madeira morta desconhecida	Tailândia	JX646863	JX646798	
<i>L. linhaiensis</i>	CGMCC 3 20383	C. sinensis	China	MW884181	MW880678	MW884210
<i>L. linhaiensis</i>	CGMCC 3 20386*	<i>C. unshiu</i>	China	MW884180	MW880677	MW884209
<i>L. lodoiceae</i>	AGQMy 0002	<i>Lodoicea maldivica</i>	México	MW604230	MW274148	MW604240
<i>L. lodoiceae</i>	AGQMy 0006*	<i>Lodoicea maldivica</i>	México	MW604229	MW274146	MW604239
<i>L. macrospora</i>	CMM 3833*	<i>Jatropha curcas</i>	Brasil	KF226718	KF234557	KF254941
<i>L. mahajangana</i>	CMW 27801*	<i>Terminalia catappa</i>	Madagascar	FJ900641	FJ900595	FJ900630
<i>L. mahajangana</i>	CMW 27818	<i>Terminalia catappa</i>	Madagascar	FJ900642	FJ900596	FJ900631
<i>L. margaritacea</i>	CBS 122065	<i>Adansonia gibbosa</i>	Australia	EU144066	EU144051	
<i>L. margaritacea</i>	CBS 122519*	<i>Adansonia gibbosa</i>	Australia	EU144065	EU144050	KU887520
<i>L. mediterranea</i>	BL1*	<i>Quercus ilex</i>	Itália	KJ638331	KJ638312	KU887521
<i>L. mediterranea</i>	BL101	<i>Vitis vinifera</i>	Itália	KJ638330	KJ638311	KU887522
<i>L. mexicanensis</i>	AGQMy 0014*	<i>Chamaedorea seifrizii</i>	México	MW604234	MW274151	MW604243
<i>L. mexicanensis</i>	AGQMy 0015	<i>Chamaedorea seifrizii</i>	México	MW604233	MW274150	MW604242
<i>L. microconidia</i>	CGMCC 3 18485*	<i>Aquiliaria</i> sp.	Laos	KY848614	KY783441	
<i>L. mitidjana</i>	ALG 111*	<i>Citrus sinensis</i>	Algeria	MN159114	MN104115	
<i>L. mitidjana</i>	ALG 82	<i>Citrus sinensis</i>	Algeria	MN104112	MN159111	
<i>L. nanpingensis</i>	CGMCC 3 19596*	<i>Vaccinium uliginosum</i>	Fujian, China	-	MK802167	MK816340
<i>L. nanpingensis</i>	CGMCC 3 19597	<i>Vaccinium uliginosum</i>	Fujian, China	-	MK802168	MK816341
<i>L. newvalleyensis</i>	EGY 20113	<i>Phoenix dactylifera</i>	Egito	OP080253	ON392175	OP080271
<i>L. newvalleyensis</i>	EGY 20114*	<i>Phoenix dactylifera</i>	Egito	OP080254	ON392180	OP080272
<i>L. paraphysoides</i>	CGMCC 3 19174*	<i>Vaccinium uliginosum</i>	China	MH729355	MH729349	MH729358
<i>L. paraphysoides</i>	CGMCC 3 19175	<i>Vaccinium uliginosum</i>	China	MH729356	MH729350	MH729359

741

742

743 TABELA SUPLEMENTAR 1

744 (continuação)

Espécie	Código do isolado ^a	Hospedeiro/substrato	Origem geográfica	No. de acesso do GenBank		
				<i>tef1-a</i>	ITS	<i>tub2</i>
<i>L. parva</i>	CBS 456.78*	Solo de plantio de mandioca	Colômbia	EF622063	EF622083	KU887523
<i>L. parva</i>	CBS 494.78	Solo de plantio de mandioca	Colômbia	EF622064	EF622084	EU673114
<i>L. plurivora</i>	STEU 4583	<i>Vitis vinifera</i>	África do Sul	EF445396	AY343482	KU887525
<i>L. ponkanicola</i>	CGMCC 3 20388	<i>Camellia reticulata</i>	China	MW884188	MW880685	MW884214
<i>L. pontae</i>	IBL 12*	<i>Spondias purpurea</i>	Brasil	KT151791	KT151794	KT151797
<i>L. pseudotheobromae</i>	CBS 116459	<i>Gmelina arborea</i>	Costa Rica	EF622057	EF622077	EU673111
<i>L. pseudotheobromae</i>	CGMCC 3 18047*	<i>Pteridium aquilinum</i>	China	KX499914	KX499876	KX499989
<i>L. regiae</i>	CDZM 911	<i>Juglans regia</i>	Zhumadian, China	OK316928	OK317023	OK316948
<i>L. regiae</i>	CGMCC 3 20693*	<i>Juglans regia</i>	Xinyang, China	OK316929	OK317024	OK316949
<i>L. rubropurpurea</i>	WAC 12535*	<i>Eucalyptus grandis</i>	Australia	DQ103571	DQ103553	EU673136
<i>L. rubropurpurea</i>	WAC 12536	<i>Eucalyptus grandis</i>	Australia	DQ103572	DQ103554	KU887530
<i>L. subglobosa</i>	CMM 3872*	<i>Jatropha curcas</i>	Brasil	KF226721	KF234558	KF254942
<i>L. subglobosa</i>	CMM 4046	<i>Jatropha curcas</i>	Brasil	KF226723	KF234560	KF254944
<i>L. syzygii</i>	CBS 120512*	<i>Syzygium cordatum</i>	África do Sul	MT592147	MT587434	MT592632
<i>L. thailandica</i>	B 0041	<i>Phyllanthus acidus</i>	Tailândia	KM006464	KM006433	
<i>L. thailandica</i>	B 0421	<i>Phyllanthus acidus</i>	Tailândia	KM006433	KM006464	
<i>L. theobromae</i>	CBS 111530	<i>Leucospermum</i> sp	USA	EF622054	EF622074	KU887531
<i>L. theobromae</i>	CBS 164.96*	Frutos da costa de recife de corais	Papua, Nova Guiné	AY640258	AY640255	KU887532
<i>L. tropica</i>	CGMCC 3 18477*	<i>Aquilaria crassna</i>	Laos	KY848616	KY783454	KY848540
<i>L. venezuelensis</i>	WAC 12539*	<i>Acacia mangium</i> , madeira	Venezuela	DQ103568	DQ103547	KU887533
<i>L. venezuelensis</i>	WAC 12540	<i>Acacia mangium</i> , madeira	Venezuela	DQ103569	DQ103548	KU887534
<i>L. viticola</i>	UCD 2553AR	<i>Vitis vinifera</i>	USA	HQ288269	HQ288227	HQ288306
<i>L. viticola</i>	UCD 2604MO*	<i>Vitis vinifera</i>	USA	HQ288270	HQ288228	HQ288307
<i>L. vitis</i>	CBS 124060*	<i>Vitis vinifera</i>	Itália	MN938928	KX464148	KX464917

745

746

TABELA 1

Isolados de *Lasiodiplodia* obtidos de restos de poda de videiras cultivadas em três tipos climáticos do Nordeste brasileiro

Espécie de <i>Lasiodiplodia</i>	Código do isolado ^a	Espécie de <i>Vitis</i>	Cultivar	Município/UF (Região) ^b	Tipo climático ^c	No. de acesso do GenBank		
						<i>tef1-a</i>	ITS	<i>tub2</i>
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1372	<i>V. vinifera</i>	Isis	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1401	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Machados/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1405	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Machados/PE (VSI)	As	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1408	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1409	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1415	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1418	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1422	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1423	<i>V. vinifera</i>	Festival	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1424	<i>V. vinifera</i>	Festival	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1431	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1433	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1434	<i>V. vinifera</i>	Vitoria	Mauriti/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1438	<i>V. vinifera</i>	Vitoria	Mauriti/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1449	<i>V. vinifera</i>	Itália Muscat	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1450	<i>V. vinifera</i>	Crimson	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1456	<i>V. vinifera</i>	Thompson	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1459	<i>V. vinifera</i>	Candy Snaps	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. brasiliense</i>	CFC 1460	<i>V. vinifera</i>	Ara 15	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. crassispota</i>	CFC 1462	<i>V. vinifera</i>	Sugar Crisp	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. euphorbiaceicola</i>	CFC 1395	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1368	<i>V. vinifera</i>	Itália	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1369	<i>V. vinifera</i>	Itália	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1371	<i>V. vinifera</i>	Itália	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1373	<i>V. vinifera</i>	Isis	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1374	<i>V. vinifera</i>	Isis	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1440	<i>V. vinifera</i>	Vitória	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1441	<i>V. vinifera</i>	Vitória	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1445	<i>V. vinifera</i>	Itália	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1451	<i>V. vinifera</i>	Crimson	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1453	<i>V. vinifera</i>	Crimson	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1454	<i>V. vinifera</i>	Crimson	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1455	<i>V. vinifera</i>	Thompson	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. hormozganensis</i>	CFC 1461	<i>V. vinifera</i>	Sugar Crisp	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx

TABELA 1

(continuação)

Espécie de <i>Lasiodiplodia</i>	Código do isolado ^a	Espécie de <i>Vitis</i>	Cultivar	Município/UF (Região) ^b	Tipo climático ^c	No. de acesso do GenBank		
						<i>tef1-a</i>	ITS	<i>tub2</i>
<i>L. iraniensis</i>	CFC 1417	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. iraniensis</i>	CFC 1446	<i>V. vinifera</i>	Itália	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. iraniensis</i>	CFC 1463	<i>V. vinifera</i>	Sugar Crisp	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. laeliocattleyae</i>	CFC 1379	<i>V. vinifera</i>	Itália	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. laeliocattleyae</i>	CFC 1406	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. laeliocattleyae</i>	CFC 1407	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. laeliocattleyae</i>	CFC 1420	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. laeliocattleyae</i>	CFC 1430	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. mahajangana</i>	CFC 1375	<i>V. vinifera</i>	Isis	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. newvalleyensis</i>	CFC 1444	<i>V. vinifera</i>	Itália	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1383	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1384	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1385	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1386	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1387	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1388	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1389	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1390	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1391	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1392	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1393	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1394	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1396	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1397	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1398	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE (VSI)	As	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1399	<i>V. labrusca</i>	Isabel	São Vicente Férrer/PE	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1400	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Machados/PE (VSI)	As	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1402	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Machados/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1403	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Machados/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1404	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Machados/PE (VSI)	As	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1411	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1412	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1413	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1416	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1419	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		

TABELA 1

(continuação)

Espécie de <i>Lasiodiplodia</i>	Código do isolado ^a	Espécie de <i>Vitis</i>	Cultivar	Município/UF (Região) ^b	Tipo climático ^c	No. de acesso do GenBank		
						<i>tef1-a</i>	ITS	<i>tub2</i>
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1421	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1425	<i>V. vinifera</i>	Vitória	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1426	<i>V. vinifera</i>	Vitória	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1428	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1436	<i>V. vinifera</i>	Vitoria	Mauriti/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1437	<i>V. vinifera</i>	Vitoria	Mauriti/CE (CAR)	AW	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1439	<i>V. vinifera</i>	Vitória	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1442	<i>V. vinifera</i>	Vitória	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. pseudotheobromae</i>	CFC 1443	<i>V. vinifera</i>	Itália	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. theobromae</i>	CFC 1370	<i>V. vinifera</i>	Itália	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. theobromae</i>	CFC 1376	<i>V. vinifera</i>	Isis	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. theobromae</i>	CFC 1377	<i>V. vinifera</i>	Itália	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. theobromae</i>	CFC 1378	<i>V. vinifera</i>	Itália	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. theobromae</i>	CFC 1380	<i>V. vinifera</i>	Sweet Globe	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. theobromae</i>	CFC 1381	<i>V. vinifera</i>	Sweet Globe	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. theobromae</i>	CFC 1382	<i>V. vinifera</i>	Sweet Globe	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. theobromae</i>	CFC 1410	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. theobromae</i>	CFC 1429	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. theobromae</i>	CFC 1432	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. theobromae</i>	CFC 1435	<i>V. vinifera</i>	Vitoria	Mauriti/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. theobromae</i>	CFC 1447	<i>V. vinifera</i>	Itália Muscat	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>L. theobromae</i>	CFC 1448	<i>V. vinifera</i>	Itália Muscat	Petrolina/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. theobromae</i>	CFC 1452	<i>V. vinifera</i>	Crimson	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. theobromae</i>	CFC 1457	<i>V. vinifera</i>	Candy Snaps	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx		
<i>L. viticola</i>	CFC 1414	<i>V. labrusca</i>	Isabel	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>Lasiodiplodia</i> sp. 1	CFC 1458	<i>V. vinifera</i>	Candy Snaps	Lagoa Grande/PE (VSF)	BSh	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx
<i>Lasiodiplodia</i> sp. 2	CFC 1427	<i>V. vinifera</i>	Isis	Barbalha/CE (CAR)	AW	xxxxxxx	xxxxxxx	xxxxxxx

^aCFC, Coleção de Culturas de Fungos Fitopatogênicos do Cariri, Universidade Federal do Cariri, Crato, Ceará, Brasil.^bUF, Unidade da federação; CE, Ceará; PE, Pernambuco; VSF, Vale do São Francisco; VSI, Vale do Siriji; CAR, Cariri Cearense.^cAs, Tropical com verão seco; AW, savana; BSh, semiárido. Conforme classificação de Alvares et al. (2013).

TABELA 2

Diversidade em termos de riqueza, equidade e dominância de espécies de espécies de *Lasiodiplodia* isoladas de restos de poda de duas espécies de videira cultivadas em três tipos climáticos do Nordeste brasileiro

Fonte dos isolados	Ni	Nt	Hs	J	D
Espécies de videira					
<i>Vitis labrusca</i>	33	6	1,03 b	0,29 b	0,50 a
<i>Vitis vinifera</i>	63	11	1,92 a	0,46 a	0,16 b
Tipos climáticos					
Tropical com verão seco	23	4	0,47 b	0,15 b	0,75 b
Savana	33	7	1,56 a	0,45 a	0,23 a
Semiárido	40	10	1,81 a	0,49 a	0,19 a

Nota: Ni = Número de isolados, Nt = Número de espécies/táxons, Hs = Índice de diversidade de Shannon-Weiner, J = Índice de equidade de Pielou, D = Índice de dominância de Simpson. Números na coluna para a mesma fonte de *Lasiodiplodia* seguidos pela mesma letra não diferem significativamente entre si com base em seus intervalos de confiança a 95%.

771 **TABELA 3**

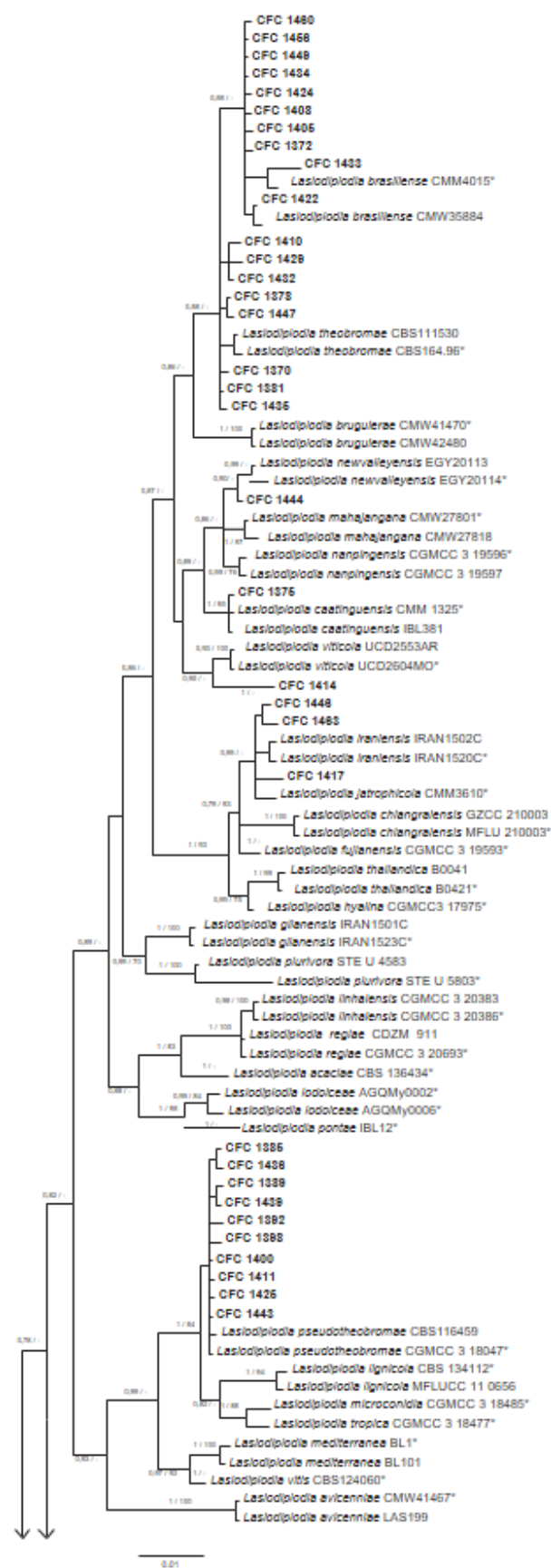
772 Índice de similaridade de Jaccard (IJ) calculado para espécies de *Lasiodiplodia* isoladas de restos
773 de poda de duas espécies de videiras cultivadas em três tipos climáticos do Nordeste brasileiro

774

Tipos climáticos	Tropical com verão seco	Savana	Semiárido
Tropical com verão seco	1,00		
Savana	0,25	1,00	
Semiárido	0,18	0,42	1,00

775

776



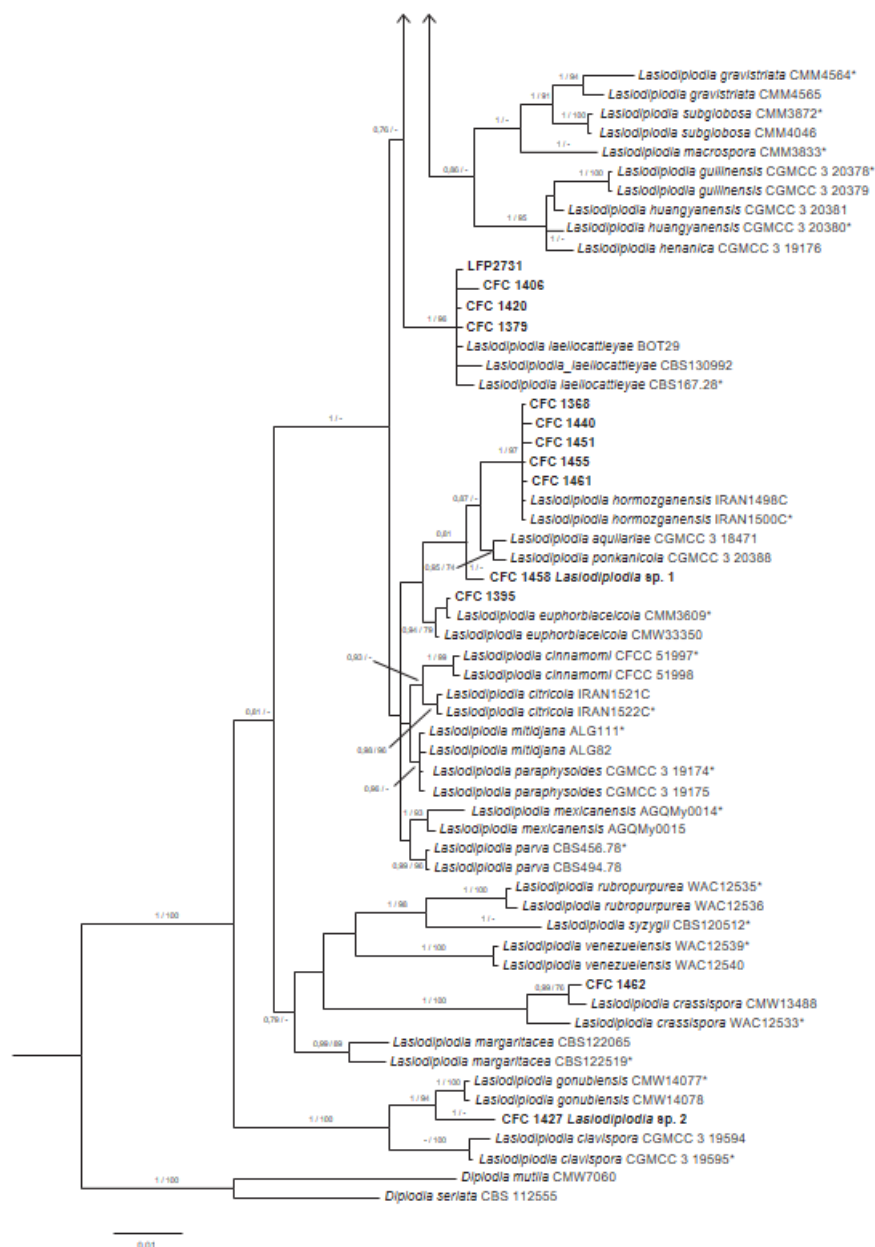
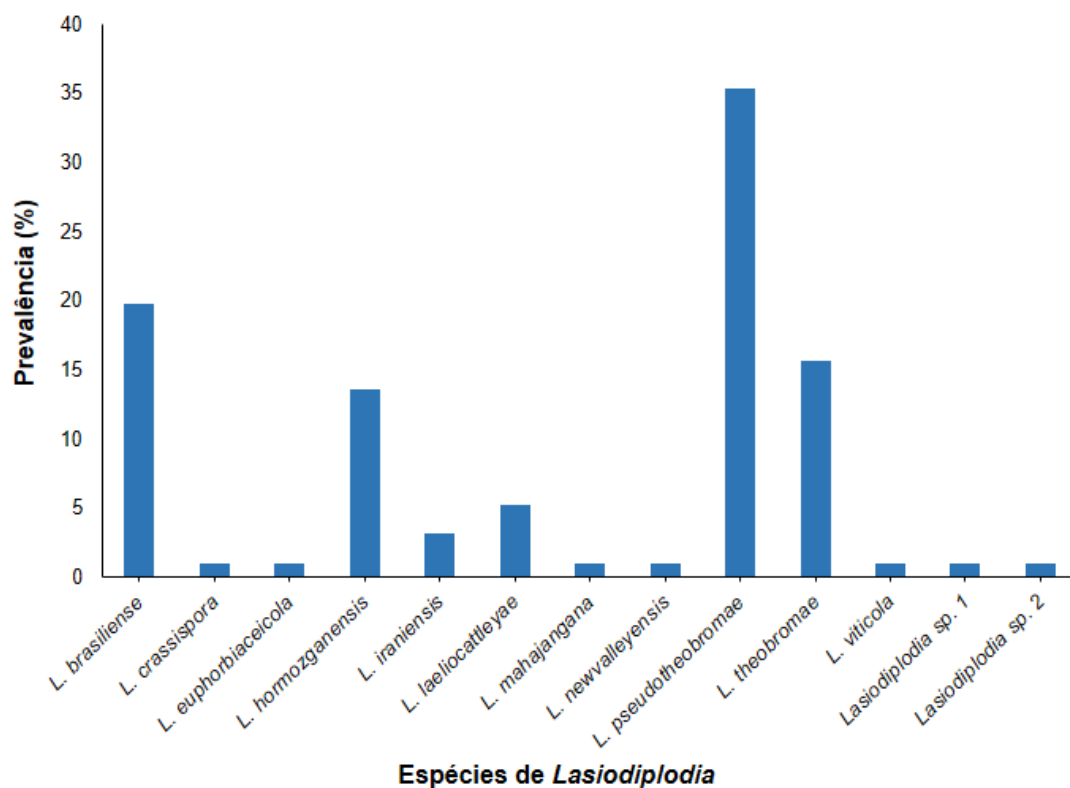


FIGURA 1 Árvore filogenética de inferência Bayesiana mostrando as inter-relações entre isolados de *Lasiodiplodia* obtidos de restos de poda de videira com base em dados combinados das sequências de *tef1*-ITS-tub2, com *D. mutila* CMW7060 e *Diplodia seriata* CBS 112555 incluídas como grupo externo. Probabilidade Bayesiano posterior ($PP \geq 0,70$) e valores de suporte de bootstrap IQtree ($ML \geq 70\%$) são mostrados nos nós (PP/ML). Os isolados do ex-tipo são assinalados com asterisco, enquanto os novos os novos isolados do presente estudo são destacados em negrito. A barra de escala indica 0,01 mudanças esperadas por sítio.



786
787 **FIGURA 2** Prevalência de espécies de *Lasiodiplodia* isoladas de restos de poda de videiras
788 cultivadas no Nordeste brasileiro.

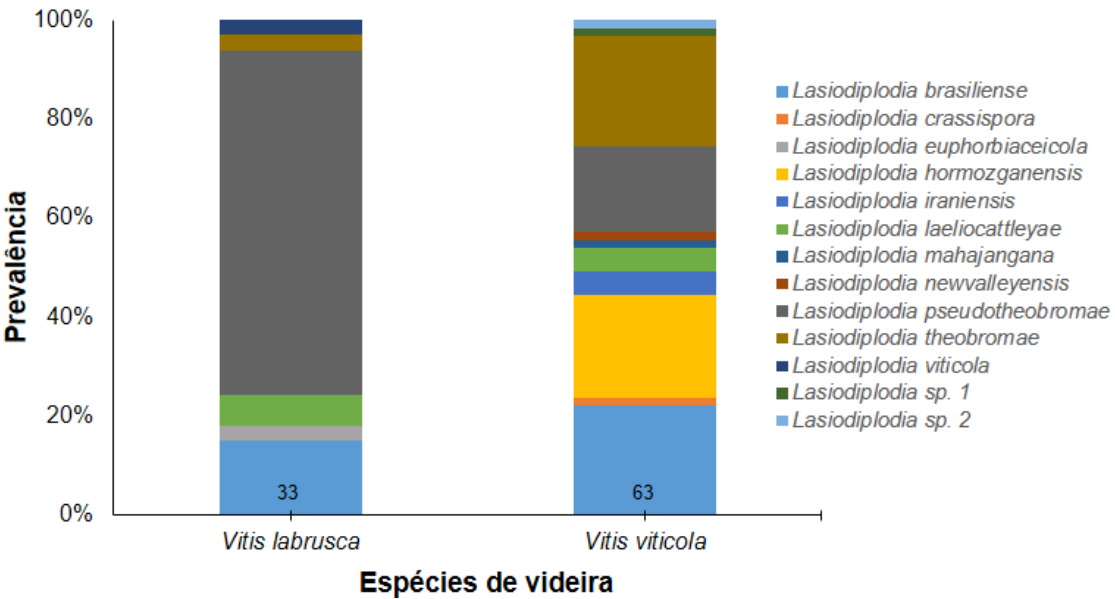


FIGURA 3 Prevalência de espécies de *Lasiodiplodia* isoladas de restos de poda de duas espécies de videiras cultivadas no Nordeste brasileiro.

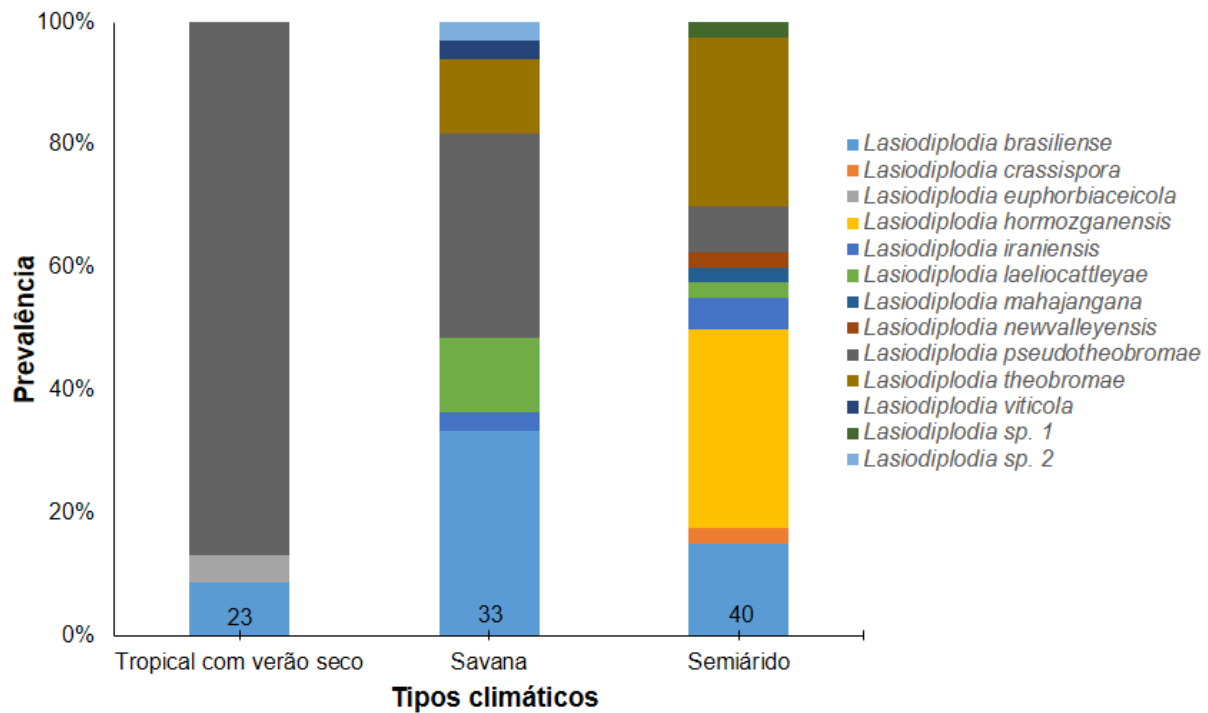


FIGURA 4 Prevalência de espécies de *Lasiodiplodia* isoladas de restos de poda de videiras cultivadas em três tipos climáticos no Nordeste brasileiro.

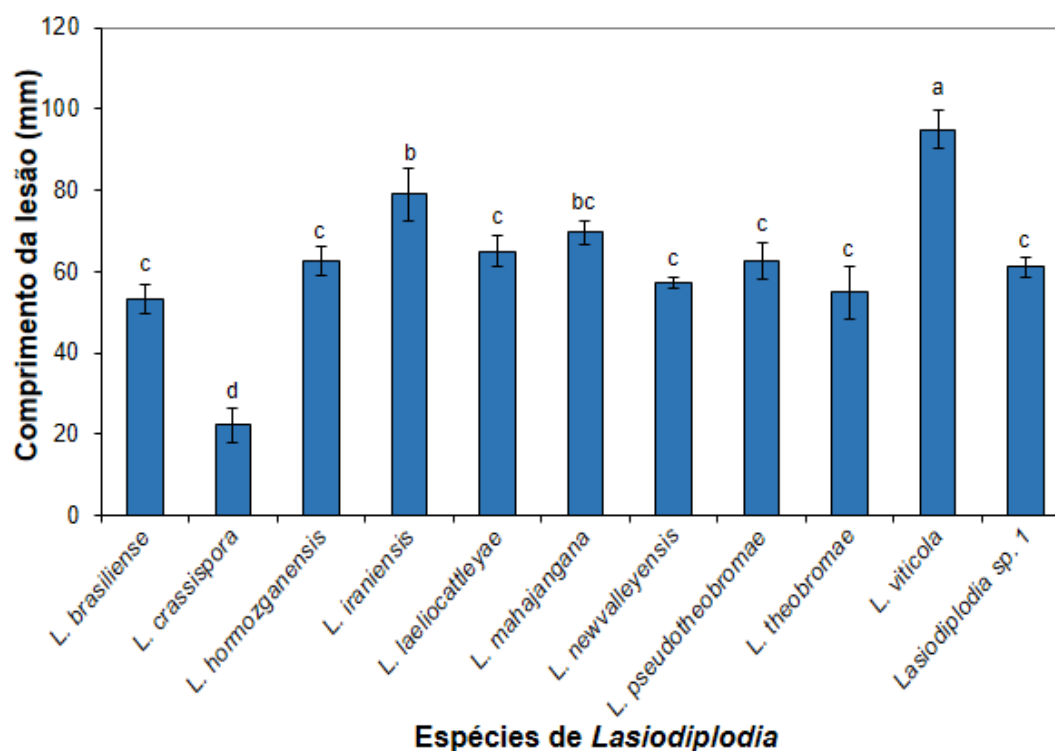


FIGURA 5 Comprimentos das lesões induzidas por espécies de *Lasiodiplodia* isoladas de restos de poda de videiras cultivadas no Nordeste brasileiro, 10 dias após a inoculação de ramos destacados da cultivar Vitória com discos de ágar colonizados. Barras acima das colunas são os erros padrão das médias. Colunas com a mesma letra não diferem significativamente entre si ($p \leq 0,05$), de acordo com o teste da diferença mínima significativa (LSD) de Fisher.

Conclusões Gerais



CONCLUSÕES GERAIS

1. Onze espécies de *Lasiodiplodia* estão associadas aos restos de poda de videira em pomares no Nordeste do Brasil;
2. *Lasiodiplodia mahajangana*, *L. newvalleyensis* e *L. viticola* são relatadas pela primeira vez em videira no Brasil;
3. Dois isolados de *Lasiodiplodia* não se agruparam com nenhum táxon conhecido deste gênero e necessitam de análises filogenéticas suplementares;
4. *Lasiodiplodia pseudotheobromae* é a espécie mais prevalente em restos de poda de videira no Nordeste brasileiro;
5. No clima semiárido há maior número de espécies de *Lasiodiplodia* associadas aos restos de poda de videira;
6. Há maior diversidade de espécies de *Lasiodiplodia* nos restos de poda de videira dos climas de savana e semiárido, comparada ao clima tropical com verão seco;
7. Nem todas as espécies de *Lasiodiplodia* relatados neste estudo têm potencial para causar a morte descendente em videiras;
8. *Lasiodiplodia viticola* é a espécie mais agressiva a ramos verdes destacados de videira (cv. Vitória).