

Uso do *Trichoderma* na cultura do algodão

Nelson Dias Suassuna

Juliano Cesar da Silva

Wagner Bettiol

Introdução

O algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L. *latifolium* Hutch) vem sendo cultivado no cerrado brasileiro desde o início dos anos de 1980, em virtude, principalmente, do desenvolvimento e lançamento de cultivares com maior rendimento de fibra e com adaptação a esse ecossistema. Este fato também se deve às melhorias no sistema de produção da cultura, que asseguram alta produtividade de fibra, proporcionando competitividade para o algodão do Brasil no mercado internacional (Morello et al., 2015; Silva Neto et al., 2016; Barroso et al., 2017; Suassuna et al., 2018). Atualmente, com mais de 90% das áreas cultivadas nesse bioma, a cultura está sujeita a alta pressão de estresses bióticos, com destaque para os danos causados por doenças, pragas e competição por plantas daninhas. O atual sistema de produção, com base em extensas áreas cultivadas com poucas cultivares, muitas delas suscetíveis a mais de um patógeno, leva ao agravamento de doenças antes consideradas pouco expressivas, como também possibilita surtos epidêmicos de novas doenças levando ao aumento sistemático no uso fungicidas químicos.

As principais doenças na cultura do algodoeiro no Brasil podem ser causadas por fungos, nematoides, bactérias ou vírus que se desenvolvem e multiplicam nos tecidos das plantas causando redução de produtividade e qualidade da fibra e, às vezes, morte da planta. Neste capítulo serão discutidas as doenças que afetam sementes, plântulas e plantas, com ênfase em fungos que podem ser controlados com o uso de espécies do gênero *Trichoderma* como componente de manejo.

Características do gênero *Trichoderma*

Espécies de fungos do gênero *Trichoderma* exibem uma ampla gama de estilos de vida e interações com outros fungos, animais e plantas (Druzhinina et al., 2011; Kubicek et al., 2011; Rubio et al., 2017; Druzhinina et al., 2018). Devido a sua capacidade de antagonizar fungos fitopatogênicos e estimular o crescimento e defesa de plantas, alguns isolados de *Trichoderma* são usados para controle biológico de doenças de plantas, com um grande número de produtos comerciais (Baker, 1989; Bettiol et al., 2012; Woo et al., 2014). O sucesso de *Trichoderma*, como agente de biocontrole se deve aos diferentes mecanismos de ação frente aos fitopatógenos, pois apresentam ação direta, incluindo o micoparasitismo, a produção de compostos antimicrobianos e enzimas, a competição por nutrientes e espaço (Harman et al., 2004; Kubicek et al., 2011; Hermosa et al., 2014), como também, ação indireta por meio da indução de mecanismos de resistência na planta (Hermosa et al., 2012; Vos et al., 2015). Além disso, apresentam a capacidade de promover o crescimento das plantas, com aumento de produtividade das culturas, maior absorção de nutrientes e indução de resistência também a estresses abióticos (Baker, 1989; Harman et al., 2004; Hermosa et al., 2012; Hermosa et al., 2014; Rubio et al., 2017). Detalhes sobre os mecanismos de ação de *Trichoderma* como agente de biocontrole são apresentados no capítulo 3 deste livro o qual trata exclusivamente sobre mecanismos de ação de *Trichoderma*.

As espécies de *Trichoderma* também possuem a vantagem de serem atóxicas ao homem e aos animais, de custo acessível, sua produção não depende de um recurso natural limitado e alguns, ainda, podem persistir no solo ou nas plantas, podendo dispensar reaplicações.

As espécies de *Trichoderma* se adaptaram a vários ecossistemas, onde desempenham um papel importante na saúde dos ecossistemas. Estes fungos são componentes predominantes da micobiota tanto em solos nativos quanto em solos agrícolas. Além de serem capazes de colonizar raízes das plantas, em alguns casos também colonizam a parte aérea e podem se desenvolver endofiticamente (Guzmán-Guzmán et al., 2019).

A capacidade de espécies de *Trichoderma* agirem como micoparasitas, sintetizarem compostos antibióticos e se desenvolverem de forma saprofítica, faz com que sejam eficazes competidoras tanto no solo quanto na rizosfera de plantas de algodoeiro. Nos patógenos cujas estruturas de sobrevivência são suscetíveis à infecção por *Trichoderma*, o micoparasita pode ser usado para reduzir o potencial de inóculo do patógeno no solo. Outra característica importante em espécies de *Trichoderma* para uso como eficientes agentes de biocontrole de doenças de plantas é a facilidade de serem cultivadas, armazenadas e aplicadas apropriadamente como tratamento de sementes ou diretamente no solo (Howell, 2007). Os biofungicidas controlam eficientemente doenças de plantas e são ambientalmente seguros. No entanto, embora o uso esteja se expandindo anualmente, a adoção pelos produtores no Brasil ainda permanece li-

mitada (Bettiol, 2011). Entretanto, o uso de controle biológico na agricultura mundial está crescendo em torno de 17%. No Brasil, a Associação Brasileira das Empresas de Controle Biológico (ABCBIO) estimou um crescimento de 70% no mercado de controle biológico no ano de 2018 (Mercado..., 2019).

Controle de doenças do algodoeiro

Tombamento de plântulas

O tombamento de plântulas em algodoeiro pode ocasionar sérios prejuízos ao estabelecimento da cultura, em função, principalmente, dos efeitos sobre a redução do estande. É causado por um complexo de fungos fitopatogênicos, com destaque para *Rhizoctonia solani* (forma anamórfica de *Thanatephorus cucumeris*), *Colletotrichum gossypii*, *Colletotrichum gossypii* var. *cephalosporioides*, *Lasiodiplodia theobromae* (sin. *Botryodiplodia theobromae*), *Macrophomina phaseolina* [forma teleomórfica de *Rhizoctonia bataticola* (Sin. *Sclerotium bataticola*)], *Pythium ultimum*, *Thielaviopsis basicola* e algumas espécies dos gêneros *Ascochita* e *Fusarium* (Hillocks, 1992; Juliatti; Ruano, 1997). A importância relativa de cada patógeno depende do tipo de solo e das condições ambientais após o plantio.

Os sintomas de tombamento são observados logo após a emergência das plântulas, na forma de lesões irregulares e deprimidas de coloração pardo-avermelhadas a pardo-escuras no hipocótilo, cotilédones e nas folhas primárias das plântulas; essas lesões, ao circundarem o hipocótilo, induzem o tombamento e a morte da plântula. Patógenos que causam tombamentos podem também afetar a radícula e a plúmula de plântulas em formação, matando estas antes mesmo de sua emergência. Nesses casos, o único sintoma visível é a redução do estande de plantas saudáveis (Suassuna; Coutinho, 2014). Ambos os sintomas são causados pela mesma gama de patógenos. Entretanto, algumas espécies de *Pythium* são os principais agentes causadores de morte de plântulas de algodoeiro antes de sua emergência do solo. Por outro lado, *R. solani* é o principal agente etiológico de tombamentos e de morte de plântulas após a emergência (Hillocks, 1992).

Quando as condições ambientais são favoráveis ao desenvolvimento da doença, ou seja, temperaturas entre 18 °C e 30 °C e alta umidade do solo, as perdas podem ser significativas, sendo, muitas vezes, necessário o replantio para obtenção de uma população ideal de plantas por unidade de área (Belmer et al., 1966).

Em geral, o controle do complexo de doenças de plântulas é feito por meio do tratamento de sementes com combinações de fungicidas, principalmente dos grupos das dicarboximidas, cloroaromáticos, dimetilditiocarbamatos, benzimidazóis, carboxanilidas, triazóis fenilpirrol e feniluréia. No entanto, principalmente por causa da poluição ambiental e das águas subterrâneas, o uso de fungicidas está sendo submetido a exames mais criteriosos. Como maneira alternativa ou complementar ao controle químico, o controle biológico é uma das estratégias

investigadas em uma ampla variedade de culturas. Na cultura do algodoeiro, Elad et al. (1982) verificaram que *Trichoderma hamatum* e *Trichoderma harzianum* foram eficientes em controlar *R. solani* em ensaios conduzidos tanto em casa de vegetação, quanto no campo. No campo a severidade foi reduzida entre 47 a 60% em dois experimentos. Também Shanmugaiah et al. (2009) descreveram que *Trichoderma viride*, além de controlar *M. phaseolina* e *R. solani*, estimulou o desenvolvimento de algodoeiro.

O poder germinativo das sementes do algodoeiro pode ser afetado por condições ambientais desfavoráveis durante o armazenamento bem como pela incidência de fungos patogênicos. O uso de *Trichoderma* como bioprotetores por meio da microbiolização de sementes é relatado na cultura do algodoeiro (Shanmugaiah et al., 2009). Sementes da cultivar CNPA ITA 90, previamente submersas por três minutos numa suspensão de *T. harzianum* (1×10^6 conídios mL⁻¹), apresentaram velocidade de emergência e a massa seca e o comprimento de plântulas semelhantes às sementes submetidas a dois diferentes tratamentos químicos. Ainda, as sementes tratadas com o *Trichoderma* apresentaram porcentagens de germinação e de plântulas infectadas à baixa temperatura similares aos tratamentos químicos (Faria et al., 2003). Portanto, o processo de microbiolização de sementes permitiu boa germinação e emergência de plântulas de algodoeiro e proporcionou emergência mais vigorosa de plântulas.

O preparo, a formulação e a maneira de aplicação do agente de biocontrole é fundamental para o sucesso. Para controle de *R. solani* em campo artificialmente infestado, foram avaliados três formas de preparo de *Trichoderma* e testados durante quatro anos sucessivos. A preparação em farelo de trigo do isolado de *T. hamatum* TRI-4 preveniu significativamente o tombamento na cultura do algodoeiro (cultivar Stoneville 213) e, em três dos quatro anos de estudo, a população final de plantas foi similar à população de plantas em parcelas não inoculadas com o patógeno (Lewis; Papavizas, 1991).

O uso isolado de um produto à base de *Trichoderma* pode ter um efeito limitado. Para o uso combinado de controle biológico e químico, o agente de biocontrole deverá possuir apresentar resistência ao(s) fungicida(s) em uso simultâneo ou, de alguma forma, evitar o contato com o produto químico. Na cultura do algodoeiro um isolado de *Trichoderma virens* foi usado com sucesso em combinação com o fungicida metalaxil no tratamento de sementes, uma vez que o fungicida é eficiente no controle de oomicetos e sem efeitos sobre *Trichoderma* (Howell et al., 1997). Outra possibilidade é aplicar o agente de controle biológico protegendo-o do fungicida químico. Howel (2007) verificou que sementes de algodão (cultivar Suregrow 747), previamente tratadas com fungicida, posteriormente revestidas com polímero adesivo de látex (modelo Rhoplex 15BJ, Rohm and Haas, Filadélfia, PA) e, em seguida, tratadas com *T. virens* isolado G-6, em forma de grânulos secos ao ar, a uma taxa de 0,1 g/g de semente, foram adequadamente protegidas contra o tombamento. Essa abordagem permitiu o uso simultâneo

de *Trichoderma* e fungicidas tóxicos a *T. virens*, pois grande parte do princípio ativo do fungicida sistêmico foi provavelmente absorvida pela plântula em germinação, protegendo-a da infecção por *R. solani*, enquanto o agente de biocontrole foi protegido dos efeitos do fungicida restante pelo revestimento do polímero de látex na semente. Dessa forma, foi obtido êxito no controle tanto de tombamento em pré-emergência quanto em pós-emergência (Howell, 2007). O tombamento em pós-emergência (principalmente causado por *R. solani*) de plântulas de algodoeiro pode ser controlado com sucesso usando fungicidas sistêmicos. Entretanto, esses fungicidas possuem relativa eficiência no controle de tombamento em pré-emergência e o controle biológico aumenta a abrangência do controle.

Concomitante com suas atividades micoparasitas, *T. virens* também produz vários antibióticos. O antibiótico gliotoxina (Weindling, 1941), produzido pelas cepas “Q” de *T. virens*, apresenta amplo espectro de atividade contra bactérias, actinomicetos e fungos. Di Pietro et al. (1993) relataram que a gliotoxina age sinergicamente com a enzima quitinase nas atividades antifúngicas de *T. virens*. O antibiótico gliovirina (Howell; Stipanovic, 1983), produzido por cepas “P” desse fungo, embora intimamente relacionado à gliotoxina, possui um espectro de atividade muito mais restrito e não é eficaz contra bactérias, actinomicetos ou a maioria dos fungos. No entanto, gliovirina é um potente inibidor de oomicetos, como as espécies de *Pythium* e *Phytophthora*. Cepas “Q” de *T. virens* não produzem gliovirina e cepas “P” não produzem gliotoxina (Howell et al., 1993). Quando as estirpes “P” ou “Q” de *T. virens* são cultivadas em substratos com altas relações C/N, ambas produzem o composto, do tipo esteroide, viridiol. O viridiol tem pouca ou nenhuma atividade antibiótica, mas é uma potente fitotoxina quando colocada em contato com as raízes das plantas, podendo ser usada como herbicida (Howell; Stipanovic, 1984).

Essas informações são relevantes, pois em variedades de algodoeiro, suscetíveis a patógenos causadores de tombamento em pré-emergência, tratadas com cepas “P” de *T. virens* e plantadas em solo infestado, nenhuma emergência é observada. Essa diferença entre as linhagens “P” e “Q” não é aparente nas cultivares resistentes aos patógenos causadores de tombamento em pré-emergência. A impressão inicial com cultivares suscetíveis é que as cepas “P” não são capazes de controlar a doença. No entanto, quando as sementes tratadas com cepas “P” são plantadas em solo não infestado, ou em vermiculita esterilizada, elas ainda não emergem. Isso indica que as cepas “P” de *T. virens* são patogênicas para cultivares de algodão suscetíveis, enquanto que as cepas “Q” não (Howell, 2006). E qual seria a razão para essa observação? Uma comparação das atividades enzimáticas e da produção de viridiol (herbicida) por linhagens “P” e “Q” indica que há pouca ou nenhuma diferença entre as duas, e o tratamento de sementes com o antibiótico gliovirina parece não ter efeito sobre a germinação de sementes e o desenvolvimento de plântulas. A resposta está no fato de que as cepas “Q” induzem altos níveis de produção

de fitoalexina nas raízes do algodão, enquanto as cepas “P” não. Juntos, esses resultados indicam que tanto as linhagens “P” como as “Q” de *T. virens* são potenciais patógenos, mas que as raízes do algodão são capazes de conter invasões adicionais por linhagens “Q” através da produção de fitoalexinas induzidas. Cepas de “P” não induzem produção suficiente de fitoalexina pelas raízes do algodoeiro e, portanto, são muito menos contidas em sua invasão e destruição do tecido da planta hospedeira (Howell; Puckhaber, 2005). Em conjunto, as características exibidas por cepas de *T. virens* fazem dele um dos mais efetivos e versáteis agentes de biocontrole para plântulas e doenças radiculares de algodoeiro (Howell, 2006).

Murcha-de-fusarium

A murcha-de-fusarium do algodoeiro, também conhecida como fusariose, foi relatada em algodoeiro no Brasil pela primeira vez na região Nordeste em meados da década de 1930 (Krug, 1936), tendo sido disseminada para as demais regiões produtoras e foi responsável por uma fase de decadência da cotonicultura paulista, sobretudo na segunda metade da década de 1950. Atualmente, mais de 95% do algodão cultivado no Brasil está localizado no bioma cerrado, em áreas relativamente novas com essa cultura. Entretanto, no Estado do Mato Grosso, maior produtor nacional, estima-se que 3% das áreas afetadas com nematoides-das-galhas também estão infestadas com o agente causal da murcha-de-fusarium (Galbieri et al., 2016).

A doença é causada pelo fungo *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* que varia em patogenicidade, dependendo da cultivar em uso, tendo, portanto, diferentes raças. Das oito raças descritas desse patógeno no mundo (Davis et al., 2006), apenas a raça seis do patógeno foi relatada no Brasil (Armstrong; Armstrong, 1978).

A murcha-de-fusarium afeta o algodoeiro em qualquer estágio de desenvolvimento da cultura. Em plântulas, ocorre o amarelecimento e murcha de folhas cotiledonares, escurecimento das nervuras, amarelecimento e necrose das primeiras folhas verdadeiras, e, em casos mais severos, morte das plântulas. Em plantas adultas, ocorre amarelecimento em áreas irregulares da superfície foliar, murcha de folhas e ramos, necrose e, ocasionalmente, morte da planta. Algumas plantas afetadas podem sobreviver à doença, emitindo novas brotações e estruturas reprodutivas próximas ao solo, mas, em geral, os ramos originados a partir desses novos brotos não são produtivos. Durante o processo infeccioso, as plantas perdem todas as suas folhas e as novas brotações caem, permanecendo apenas o caule enegrecido (Davis et al., 2006). As plantas que não morrem, sofrem severa redução de crescimento. Seccionando longitudinalmente caules e raízes, observa-se o escurecimento dos feixes vasculares; o lume dos vasos é obstruído pela formação de tiloses, pela presença de esporos e micélios do fungo e por substâncias produzidas pelo metabolismo do fungo nos vasos, sendo a principal causa do sintoma de murcha na planta (Suassuna; Coutinho, 2015).

F. oxysporum f. sp. *vasinfectum* pode sobreviver no solo por muito tempo na forma de estruturas de resistência (clamidósporos), bem como saprofiticamente em raízes de outras plantas. A dispersão do patógeno em curtas distâncias se dá por meio dos macro ou micro conídios e é favorecida pelo movimento de partículas de solo contaminado, principalmente por meio de máquinas agrícolas, pelo vento e pela água; em longas distâncias, a dispersão ocorre principalmente por meio de sementes contaminadas (Suassuna; Coutinho, 2014). Apesar do progresso lento ao longo dos anos, uma vez o fungo instalado em determinada área é muito difícil a sua erradicação, devido à notável capacidade de sobrevivência dos clamidósporos, agravando o problema a cada safra à medida em que se amplia a distribuição do fungo na lavoura.

A murcha-de-fusarium é potencializada pela presença de nematoides dos gêneros *Meloidogyne*, *Rotylenchulus* e *Pratylenchus* que aumentam a severidade, por causarem debilitação da planta e provocarem ferimentos nas raízes, facilitando a penetração de *F. oxysporum* f. sp. *vasinfectum* no seu sistema radicular (Paiva et al., 2001; Machado et al., 2009). Além dos nematoides, outras condições, como solos com alto teor de areia, baixo pH, fertilidade desequilibrada, temperaturas entre 25 °C e 32 °C e alta umidade, favorecem a doença.

O manejo da murcha-de-fusarium é realizado principalmente por meio do princípio da exclusão, evitando-se a introdução do patógeno em áreas isentas. Nestes casos, a utilização de sementes livres do patógeno, assim como o tratamento de sementes com fungicidas é fundamental. Outras táticas de manejo, como a rotação de culturas e o uso de cultivares resistentes, tem pouco efeito, pois o patógeno pode sobreviver por vários anos no solo inviabilizando o efeito da rotação e não existem cultivares completamente resistentes à murcha-de-fusarium disponíveis no mercado.

Apesar de pouco empregado, o uso de agentes de controle biológicos para patógenos habitantes de solo tem fundamental importância na supressão em áreas infestadas. É conhecido que diferentes isolados de espécies de *Trichoderma* têm várias estratégias para o antagonismo dos fungos, bem como vários efeitos indiretos sobre a saúde das plantas. Os possíveis mecanismos de antagonismo aplicados por isolados de *Trichoderma* incluem competição por nutrientes e nicho, antibiose e micoparasitismo. No caso de *F. oxysporum* f. sp. *vasinfectum*, os alvos a serem perseguidos pelo agente de biocontrole são as estruturas de sobrevivência do patógeno, os clamidósporos, além de competição direta com o patógeno.

A competição por nutrientes, principalmente carbono, nitrogênio e ferro, pode resultar em controle biológico de patógenos de plantas. Em muitos casos em que a quantidade desses nutrientes se torna limitante para o patógeno, devido à intensa atividade microbiana, o solo torna-se supressivo. Foi demonstrado que espécies *Trichoderma* utilizam a competição para colonizar a rizosfera e obter nutrientes em detrimento de espécies do gênero *Fusarium*. Dessa

forma, conseguem controlar a germinação de esporos e o crescimento micelial de *F. oxysporum* (Tjamos et al., 1992). Os mesmos autores também observaram que o controle foi mais eficaz à medida que a concentração de nutrientes no solo diminuiu. Compostos de carbono e nitrogênio necessários para a germinação de clamidósporos de *F. solani* f. sp. *phaseoli* foram identificados por Cook e Schroth (1965). Também foi demonstrado o papel de diferentes fontes de carbono, tanto de origem sintética quanto excretados pela rizosfera de plantas, no estímulo à germinação de clamidósporos de *F. oxysporum* (Elad; Baker, 1985). Em baixos níveis, os nutrientes são limitantes e os efeitos competitivos de espécies de *Trichoderma* são evidentes, resultando em redução significativa na germinação de clamidósporos. No entanto, em altas concentrações de fontes de carbono ou na presença de excesso de exsudatos radiculares, a redução da murcha-de-fusarium em algodão pela cepa T-35 de *T. harzianum* foi completamente neutralizada (Sivan; Chet, 1989). Portanto, o uso de *Trichoderma* na supressão da murcha-de-fusarium do algodoeiro, por meio do mecanismo de competição, só terá resultados satisfatórios quando usado em solos de baixa fertilidade e baixo teor de matéria orgânica.

Além de competição, espécies de *Trichoderma* parasitam uma ampla gama de fungos e são capazes de detectar e crescer em direção aos fungos hospedeiros para suprimir seu desenvolvimento. A percepção de outros fungos em relativas distâncias e a expressão de enzimas que degradam a parede celular, principalmente quitinases, glucanases e proteases (Harman et al., 2004) tornam esse gênero de fungos competentes antagonistas. O micoparasitismo em *T. virens* foi associado à sua capacidade de sintetizar e secretar extracelularmente a enzima quitinase (Baek et al., 1999). Entretanto, parece não haver correlação entre a atividade enzimática e a capacidade de biocontrole contra *F. oxysporum* f. sp. *vasinfectum* (Ordentlich et al., 1991), uma vez que diferentes cepas com boa capacidade de biocontrole tiveram diferentes taxas enzimáticas, principalmente na atividade de β -1,3- glucanase e quitinase. A atividade de biocontrole em nível da rizosfera deve envolver interações mais complexas, como o reconhecimento específico do fungo hospedeiro (Barak et al., 1985), produção de substâncias antibióticas (Bell et al., 1982) e, como discutido acima, competição por nutrientes (Sivan; Chet, 1989).

Além da colonização de raízes de algodoeiro por *T. virens* induzir a síntese de aldéidos terpenóides hemigossipol e desoxihemigossipol, também induz a síntese de fitoalexinas. Estas por sua vez protegem as raízes contra patógenos vasculares. O tratamento de sementes de algodoeiro com *T. virens* e a posterior colonização do sistema radicular em desenvolvimento suprimiu o desenvolvimento de sintomas da murcha-de-fusarium quando as plantas foram posteriormente inoculadas com o patógeno (Zhang et al., 1996).

Durante o processo de germinação, sementes de algodão liberam compostos que estimulam estruturas de sobrevivência dos patógenos habitantes de solo a germinar e, posteriormente, infectar a plântula. O tratamento de sementes com *T. virens* previne a infecção da plântula

por interromper o processo. O agente de biocontrole revestido na semente metaboliza os compostos que estimulam a germinação antes que estes estimulem os propágulos do patógeno no solo (Howell, 2002).

A capacidade das cepas “Q” em colonizar e penetrar na epiderme e no córtex das raízes de algodoeiro, além da capacidade de sintetizar proteínas elicitoras, pode levar à indução de aumento da atividade da peroxidase e síntese de fitoalexinas nas raízes. Esses fenômenos protegem o sistema radicular das plantas em desenvolvimento da infecção subsequente por patógenos causadores de podridão de raiz e murcha vascular. A capacidade das cepas de *T. virens* de metabolizar os compostos que estimulam a germinação de propágulos de patógenos, que são emitidos pela germinação de plântulas de algodão antes que elas atinjam propágulos de repouso do patógeno, também é um meio eficaz de controlar a doença de plântulas em pré-emergência, permitindo que a plântula escape da infecção porque o patógeno não é estimulado pela planta (Howell, 2006). Se os propágulos de patógenos são estimulados artificialmente para germinar, o tratamento de sementes com *T. virens* não garante à planta qualquer proteção contra doenças iniciais das plântulas. Além disso, a capacidade de *T. virens* sobreviver via tratamento de sementes de algodão revestidas de fungicidas sistêmicos (Howell et al., 1997) expandiu o espectro de atividade do fungo como agente de biocontrole.

Para entender os mecanismos de ação de *T. virens* envolvidos no controle biológico de doenças do algodoeiro, Howell (2006) inoculou sementes de algodoeiro e conduziu um ensaio de campo. A partir de amostras de raízes de plantas, esterilizadas na sua superfície, coletadas em diversos intervalos ao longo da safra, foi possível recuperar *T. virens* de raízes em todas as épocas de amostragem. O fungo colonizou a raiz principal e as raízes secundárias na camada mais superior do solo. No entanto, ao final da safra, o fungo foi encontrado principalmente na raiz principal e raízes primárias. Como as raízes foram rigorosamente esterilizadas na superfície, pressupõe-se que o fungo havia penetrado nas raízes.

A habilidade de penetrar raízes e se desenvolver de maneira endofítica foi demonstrada para *T. harzianum*. O fungo penetrou a epiderme e cresceu nas camadas externas do córtex da raiz, onde induziu respostas de defesa em pepino (Yedidia et al., 1999). A colonização de raízes de algodoeiro por *T. virens* induziu a síntese de altos níveis dos aldeídos terpenóides hemigossipol (HG) e desoxihemigossipol (dHG) que são intermediários na via que leva à síntese do dímero, gossipol (Howell, 2006). Tanto HG e dHG quanto gossipol são inibidores de *R. solani*, sendo que dHG possui duas vezes a toxicidade de HG e o gossipol possui pouco efeito inibitório. Entretanto, *T. virens* e *T. koningii* são resistentes à toxina HG (Howell et al., 2000). *T. virens* induz a síntese de terpenóides em raízes do algodoeiro pela produção de uma proteína de 18 kDa que provoca aumento da atividade da peroxidase e concentrações de terpenóides nas raízes inoculadas (Hanson; Howell, 2004). A habilidade de uma cepa de *T. virens*

em induzir a síntese de terpenóides em raízes de algodão foi crucial para sua eficácia como agente de biocontrole de doenças em plântulas de algodoeiro (Howell, 2006). As cepas que não induzem a síntese de terpenóides não protegem as raízes da infecção subsequente por um patógeno. No entanto, a proteção da raiz por *Trichoderma virens* não se estende ao hipocótilo. Nenhum aumento na atividade da peroxidase ou síntese de terpenóides foram detectados nas partes acima do solo de plantas de algodão tratadas com *T. virens*, sendo, portanto, uma resposta localizada (Howell, 2006).

Mancha-de-ramulária

O primeiro relato da ocorrência da mancha-de-ramulária na cultura do algodoeiro foi em Auburn, Alabama. Historicamente, no Brasil, a mancha-de-ramulária havia sido relatada como uma doença secundária (Cia, 1977; Cia; Salgado, 1997). No entanto, a mancha-de-ramulária emergiu como a mais importante doença do algodão, particularmente quando as áreas de cultivo aumentaram no cerrado, juntamente com o uso de novas e suscetíveis cultivares de algodão e, às vezes, monocultura (Suassuna; Coutinho, 2014). Além disso, as condições climáticas, como o período prolongado de alta umidade do ar e temperatura diurna variando de 25 °C a 30 °C, que prevalecem durante a estação de cultivo, favorecem o desenvolvimento da doença (Rathaiiah, 1977). Esses fatores devem ter contribuído para o aumento do inóculo inicial do patógeno ao longo dos anos, resultando em infecções cada vez mais precoces, tornando a doença epidêmica. Consequentemente, mais pulverizações com fungicidas são necessárias a cada safra nas áreas de plantio, aumentando os custos com o controle químico da doença e aumentando o risco de desenvolvimento de populações de patógenos resistentes a fungicidas. Atualmente, no Brasil, a mancha-de-ramulária exige até oito pulverizações de fungicida em cada safra em uma área superior a 1.000.000 hectares.

O estágio conidial do agente causal da mancha-de-ramulária é *Ramulariopsis pseudoglycines* (Sinônimos: *Ramularia areola* Atk., *Ramulariopsis gossypii* (Speg.) U. Braun, *Ramularia gossypii* (Speg.) Ciferi, *Cercospora gossypii* Speg.), anamorfo de *Mycosphaerella areola* Ehrlich & Wolf. O fungo se desenvolve em três etapas distintas durante o seu ciclo de vida. O estágio conidial ocorre em tecidos vivos, enquanto as folhas permanecem aderidas às plantas e por um curto período após a abscisão foliar. O estágio da espermogonia ocorre após a queda das folhas e é seguido pelo estágio ascogênico, que se desenvolve em folhas parcialmente deterioradas (Ehrlich; Wolf, 1932).

Os primeiros sintomas da doença surgem concomitantemente com o início da fase reprodutiva da planta, em geral, entre o aparecimento do primeiro botão floral até a abertura da primeira flor. Os sintomas da doença são lesões de formato angular com coloração branca. Em condições climáticas favoráveis, ocorre intensa esporulação do patógeno no centro das lesões,

dando um aspecto esbranquiçado às mesmas. Assim, aumenta o número de lesões e passam a ocupar quase todo o limbo foliar, podendo necrosar após o período de esporulação do patógeno. Alta severidade da doença induz desfolha precoce nas plantas (Suassuna; Coutinho, 2015).

R. pseudoglycines pode sobreviver em plantas espontâneas de algodoeiro, bem como em novas brotações de plantas sobreviventes de safra anteriores. Consequentemente, essas plantas remanescentes podem desenvolver o inóculo primário que estará disponível no início da nova safra. Além disso, a fase perfeita foi identificada em folhas de algodoeiro em decomposição em campos durante o período de entressafra (Mehta et al., 2016). Assim, o inóculo primário pode ser originado de conídios gerados pelo anamorfo desenvolvido em plantas espontâneas de algodoeiro e/ou rebrota de caule ou de ascósporos produzidos pelo teleomorfo em folhas de algodoeiro.

Para o manejo da mancha-de-ramulária, diversos métodos de controle podem ser utilizados, destacando a resistência genética, o controle químico e controle cultural. Plantios menos adensados e conduzidos de forma a evitar o sombreamento excessivo entre plantas e controle químico são as principais táticas utilizadas. Como a maioria das cultivares atualmente em uso no Brasil não possuem resistência completa à doença, o controle químico é uma tática comumente empregada para contenção da doença, devendo ser iniciado assim que as primeiras lesões forem identificadas nas folhas mais velhas. O monitoramento constante da lavoura é crucial visto que as primeiras lesões são de difícil identificação antes de ocorrer esporulação (Suassuna; Coutinho, 2015). Os danos causados pela doença estendem-se até o final do ciclo da cultura, sendo mais expressivos entre o início do florescimento e a abertura dos primeiros capulhos. Após o início de abertura de cápsulas, o controle químico não traz benefícios.

Apesar do relativo sucesso no controle químico da mancha-de-ramulária, existe uma preocupação crescente da sociedade com a produção de alimentos e fibras com reduzida ou mesmo sem a utilização de defensivos agrícolas químicos ou com a produção certificada, onde existe a garantia de que foram utilizados adequadamente. Para isso demanda-se outras estratégias de controle. Dentre as alternativas para o manejo de doenças, o controle biológico, apresenta ser uma ferramenta interessante, pois constitui uma prática agrícola ecologicamente sustentável (Morandi; Bettiol, 2009). As espécies do gênero *Trichoderma* são utilizadas com sucesso no controle de fitopatógenos habitantes do solo, por serem capazes de proteger plantas por meio de diferentes mecanismos de ação e por colonizar eficientemente o substrato e o sistema radicular de várias espécies de plantas (Harman et al., 2004; Woo et al., 2006). Além disso, esse gênero está entre os microrganismos mais resistentes às toxinas e produtos químicos naturais e sintetizados pelo homem, capazes até mesmo de degradar alguns desses compostos, tais como hidrocarbonetos e agrotóxicos (Harman, 2006; Woo et al., 2006). Outra importante característica desse gênero é que muitas de suas linhagens produzem esporos e antibióticos em abundância (Woo et al., 2006; Lucon et al., 2009).

A aplicação de *Trichoderma* via foliar para controle de patógenos que causam doenças na parte aérea de plantas não é uma prática comum comparada à aplicação em sementes e no solo, pela dificuldade no seu estabelecimento, bem como pela exposição às condições adversas e aos pesticidas químicos. Em folhas de morangueiro foi demonstrado que *T. atroviride* inibe o desenvolvimento de *B. cinerea* (Card et al., 2009). O ponto de entrada de *B. cinerea* no tecido vegetal é por meio de feridas, senescência de tecidos do hospedeiro ou aberturas naturais, como os estômatos e lenticelas, que são geralmente áreas ricas em nutrientes devido à exsudação de açúcares e aminoácidos. Neste caso, a colonização de ferimentos ou tecidos senescentes por *Trichoderma* gera uma competição direta por nutrientes com *B. cinerea*, evitando a infecção (Vos et al., 2015). Na cultura do algodoeiro, a aplicação foliar de *T. viride* reduziu a severidade da mancha-de-ramulária, tanto quando aplicado isoladamente ou em associação a fungicidas (Duarte et al., 2007; Freitas et al., 2007).

Entretanto, a simples substituição de um produto químico por um biológico não é a opção mais adequada, mas sim o desenvolvimento de um sistema de manejo integrado que inclua o controle de plantas voluntárias no período de entressafra, visando a redução do inóculo inicial, o plantio na época recomendada para a região de cultivo, a utilização de genótipos tolerantes ou resistentes à doença, o monitoramento dos sintomas da doença, visando a utilização do método de controle adequado e a utilização de fungicida e de agentes de biocontrole. Integrando a aplicação de *T. asperellum*, com o uso de fungicidas e a resistência genética das variedades, Silva et al. (2017) observaram reduções significativas na severidade da mancha-de-ramulária em ensaios conduzidos em campos sob alta pressão de inóculo, concluindo ser possível o uso dessas ferramentas no manejo integrado. Neste estudo, Silva et al. (2017) inicialmente observaram os efeitos da aplicação de fungicidas na severidade da doença em seis genótipos de algodão, tendo selecionado os genótipos BRS 293 e BRS 372 que se comportaram com suscetível e tolerante, respectivamente para estudos com controle biológico. Na sequência os autores verificaram que um produto à base de *T. asperellum* reduziu a severidade da mancha-de-ramulária tanto em variedade suscetível (BRS 293), quanto tolerante (BRS 372) à doença (Figura 1). Esses resultados claramente indicam o potencial da integração de métodos de controle da doença.

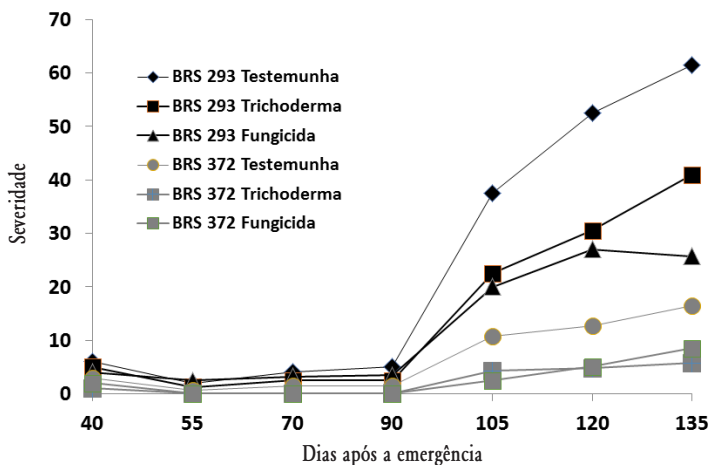


Figura 1. Severidade da mancha-de-ramulária em algodão tratado ou não com *T. asperellum* (Quality WG - Laboratório Farroupilha) ou com fungicida (Tetraconazole - Emerald, FMC) em Sapezal, Mato Grosso, em condições de campo na safra 2012/2013.

Fonte: adaptado de Silva et al., 2017

Mofo-branco

A doença é causada pelo fungo *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary. Esse fungo é de ampla ocorrência em todo o mundo, com pelo menos 400 espécies de plantas hospedeiras (Boland; Hall, 1994). No Brasil, o agente causal do mofo-branco em algodoeiro é comumente associado a perdas significativas de produção em lavouras de feijão (Charchar et al., 1994; Cardoso, 1994) e de soja (Yorinori, 1987). Em junho de 1996, no município de Paracatu, MG, em uma área plantada com algodoeiro, cultivar Deltapine 90, irrigada sob pivô central, foram observados sintomas de murcha, necrose e podridão úmida da haste, do pecíolo da folha e da maçã. No interior do capulho, em 95% das plantas inspecionadas, foram constatados micélio branco de aspecto cotonoso e escleródios escuros irregulares do patógeno. A partir do tecido infectado, foi feito isolamento e observou-se a formação de colônias brancas com escleródios negros, irregulares e de tamanho variável. Escleródios encontrados no interior de capulhos desenvolveram apótecios em, aproximadamente, 60 dias (Charchar et al., 1999). Estes autores afirmaram que considerando o grande número de plantas de algodão infectadas pelo fungo *S. sclerotiorum*, no campo, e a severidade dos sintomas observados em diferentes partes da planta, em determinadas circunstâncias, essa doença poderá tornar-se bastante nociva à cultura do algodoeiro no Brasil, devendo, portanto, ser preocupação constante do produtor, tanto na escolha da espécie a ser plantada como no manejo adequado, ao se verificar a presença do patógeno em determinada área.

Recentemente, a doença é observada em algodoeiro nos estados da Bahia e de Goiás, em áreas de pivô central, precedida por contínuos cultivos de feijão. A doença também tem sido observada em regiões de altitude em outros Estados, inclusive em áreas de algodão não irrigado, causando redução no estande de plantas e com alta severidade em plantas adultas.

As pétalas de flores de algodoeiro caídas da planta após a fecundação da flor compõem um substrato ideal para a germinação de escleródios de *S. sclerotiorum*. Outro agravante é o fato de a planta de algodoeiro formar um microclima, por um longo período, muito favorável para o desenvolvimento do patógeno. Devido à sobrevivência dos escleródios do fungo no solo, aliado ao fato de que o algodoeiro tem um prolongado período de floração, o manejo dessa doença em longo prazo é bastante dificultado.

Os sintomas da doença são murcha, necrose e podridão úmida em hastes pecíolos e maçãs. No interior do capulho, em geral, são constatados micélio branco de aspecto cotonoso e escleródios escuros irregulares são formados tanto internamente quanto na parte externa da maçã. Escleródios encontrados no interior de capulhos desenvolvem apotécios em, aproximadamente, 60 dias (Charchar et al., 1999). Ao contrário dos escleródios formados em outras plantas, como feijão e soja, os escleródios formados em algodoeiro são maiores, e, a partir destes, germinam muitos apotécios.

Alta umidade aliada a temperaturas variando entre 15 °C e 25 °C são condições que favorecem a doença. O fungo sobrevive no solo, por alguns anos, na forma de escleródios. Os ascósporos produzidos em apotécios, que são originados da germinação dos escleródios, correspondem ao inóculo primário do patógeno. As pétalas de flores caídas do algodoeiro após a fecundação da flor podem formar um substrato ideal para a germinação de escleródios de *S. sclerotiorum*. Ascósporos do fungo podem ser dispersos pelo vento e sobreviver por até 12 dias no campo. Escleródios podem ser dispersos em mistura ou aderidos às sementes ou por sementes infectadas. Os escleródios presentes no solo e nos restos de cultura também podem ser dispersos pela água ou implementos agrícolas.

Recentemente tem-se buscado reduzir os custos de produção de algodão, sendo o cultivo em segunda safra (safrinha), principalmente no Estado do Mato Grosso, uma alternativa viável. Atualmente, a maior área plantada com algodoeiro no Mato Grosso é em segunda safra, após a colheita de soja. Nesse contexto, a sucessão de cultivos suscetíveis ao mofo-branco pode aumentar a severidade da doença em áreas de ocorrência de *S. sclerotiorum*. Além do cultivo em segunda safra, também foram testados nos últimos anos maiores densidades de plantas, diminuindo-se o espaçamento das linhas, conhecido com sistema adensado de plantio (Kappes et al., 2016). Nesse sistema de cultivo, maiores incidência e severidade da doença ocorreram quando se cultivou algodoeiro com maior densidade (10 plantas/m, comparando-se com 8, 6 ou 4 plantas/m), bem como a cultivar FM 966, de menor porte, teve menor incidência e severi-

dade de mofo-branco do que cultivares de porte alto (Suassuna et al., 2009a). Em condições de infestação natural em campo, testando-se 34 diferentes genótipos de algodoeiro, todos foram suscetíveis à doença (Suassuna et al., 2009b).

A capacidade *S. sclerotiorum* formar, mesmo em condições adversas, estruturas de resistência (escleródios) que garantem sua sobrevivência por vários anos, limita o uso de espécies agrícolas na rotação de culturas. Não existem cultivares de algodoeiro resistentes e o controle químico nem sempre é eficaz. Nesse contexto, formulações comerciais à base dos fungos *T. harzianum* e *T. asperellum*, visando a redução de escleródios, podem ser aplicadas ainda na cultura da soja no final do ciclo (em sistema de segunda safra) ou no início do cultivo do algodoeiro (cultivo único), entretanto, antes do início do florescimento. Aplicações durante a entressafra devem ser evitadas devido às condições ambientais desfavoráveis ao estabelecimento de *Trichoderma* nessa época. A integração de medidas como controle biológico, controle químico durante o período de floração (em casos de alta severidade), rotação de culturas com plantas não hospedeiras, adoção do sistema de semeadura direta, além de outras práticas, devem ser implementadas para o manejo dessa doença.

Considerações finais

A cultura do algodoeiro demanda grande quantidade de defensivos químicos no manejo de adversidades de origem biótica, principalmente em ambiente tropical. O volume de pesticidas precisa ser reduzido, tanto do ponto de vista ambiental quanto econômico. Uma das possibilidades vislumbradas é a geração e/ou aplicação de tecnologias que estabeleçam equilíbrio biológico entre a população de fitopatógenos e agentes de controle biológico na cultura, garantindo estabilidade produtiva. Nesse contexto, fungos do gênero *Trichoderma*, conhecidos por sua atividade simbiótica com plantas cultivadas, exercem efeitos positivos no crescimento, desenvolvimento, produtividade e indução de respostas de defesa. Além disso, por serem micoparasitas, protegem as plantas diretamente contra fungos fitopatogênicos. Essas características tornam o gênero *Trichoderma* um excelente tema para exploração devido ao seu potencial.

Recentemente, foi proposto que a manipulação do microbioma da planta pode ser uma estratégia de biocontrole no campo (Berg et al., 2017). O uso de microrganismos capazes de modificar todo o microbioma da planta levará ao desenvolvimento de novas estratégias de biocontrole com base na população de microrganismos como um todo, ajudando as plantas a desenvolverem defesas contra patógenos. A diversidade do microbioma é crucial para a saúde da planta e pode mudar facilmente de benéfica para nociva (Yan et al., 2017). Microrganismos benéficos como fungos micorrízicos, bactérias fixadoras de nitrogênio e fungos e bactérias endofíticos estão entre os organismos mais influentes na estrutura microbiótica da planta, dentre estes, espécies do gênero *Trichoderma*.

Referências

- ARMSTRONG, G. M.; ARMSTRONG, J. K. A new race (race 6) of the cotton-wilt *Fusarium* from Brazil. *Plant Disease Reporter*, v. 62, n. 5, p. 421-423, 1978.
- BAEK, J. M.; HOWELL, C. R.; KENERLEY, C. M. The role of extracellular chitinase from *Trichoderma virens* Gv29-8 in the biocontrol of *Rhizoctonia solani*. *Current Genetics*, v. 35, n. 1, p. 41-50, 1999.
- BAKER, R. Improved *Trichoderma* spp. for promoting crop productivity. *Trends in Biotechnology*, v. 7, n. 2, p. 34-38, 1989.
- BARAK, R.; ELAD, Y.; MIRELMAN, D.; CHET, I. Lectins: a possible basis for specific recognition of *Trichoderma* and *Sclerotium rolfsii*. *Phytopathology*, v. 75, n. 4, p. 458-462, 1985.
- BARROSO, P. A. V.; SUASSUNA, N. D.; PEDROSA, M. B.; MORELLO, C. L.; SILVA, J. L.; LAMAS, F. M.; BOGIANI, J. C. BRS 368RF: a glyphosate tolerant, midseason upland cotton cultivar for Northeast and North Brazilian savanna. *Crop Breeding and Applied Biotechnology*, v. 17, n. 4, p. 388-402, 2017.
- BELL, D. K.; WELLS, H. D.; MARKHAM, C. R. *In vitro* antagonism of *Trichoderma* species against six fungal pathogens. *Phytopathology*, v. 72, n. 4, p. 379-382, 1982.
- BELMER, E.; SALGADO, C.; CIA, E.; CAMPOS, H. Efeito do potencial de inóculo de *Colletotrichum gossypii* South. sobre o tombamento das mudinhas de algodoeiro. *Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz*, v. 23, p. 325-328, 1966.
- BERG, G.; KÖBERL, M.; RYBAKOVA, D.; MÜLLER, H.; GROSCHE, R.; SMALLA, K. Plant microbial diversity is suggested as the key to future biocontrol and health trends. *FEMS Microbiology Ecology*, v. 93, n. 5, p. fix050, 2017.
- BETTIO, W. Biopesticide use and research in Brazil. *Outlooks on Pest Management*, v. 22, n. 6, p. 280-283, 2011.
- BETTIO, W.; MORANDI, M. A. B.; PINTO, Z. V.; PAULA JÚNIOR, T. J. de; CORRÊA, É. B.; MOURA, A. B.; LUCON, C. M. M.; COSTA, J. de C. do B.; BEZERRA, J. L. *Produtos comerciais à base de agentes de biocontrole de doenças de plantas*. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2012. 155 p. (Embrapa Meio Ambiente. Documentos, 88).
- BOLAND, G. J.; HALL, R. Index of plants hosts of *Sclerotinia sclerotiorum*. *Canadian Journal of Plant Pathology*, v. 16, n. 2, p. 93-108, 1994.
- CARD, S. D.; WALTER, M.; JASPERS, M. V.; AZTEJNBERG, A.; STEWART, A. Targeted selection of antagonistic microorganisms for control of *Botrytis cinerea* of strawberry in New Zealand. *Australasian Plant Pathology*, v. 38, n. 2, p. 183-192, 2009.
- CARDOSO, J. E. Mofo branco. In: SARTORATO, A.; RAVA, C. A. (Ed.). *Principais doenças do feijoeiro comum e seu controle*. Brasília, DF: Embrapa-SPI, 1994. p. 111-122. (Embrapa Arroz e Feijão. Documentos, 50).
- CHARCHAR, M. J. D'A.; ANJOS, J. R. N. dos; OSSIP, E. Ocorrência de nova doença do algodoeiro irrigado, no Brasil, causada por *Sclerotinia sclerotiorum*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 34, n. 6, p. 1101-1106, 1999.
- CHARCHAR, M. J. D'A.; NASSER, L. C. B.; GOMES, A. C.; IIZUCA, N. Incidência de doenças de plantas em áreas irrigadas com pivô central no Distrito Federal. In: EMBRAPA. Centro de Pesquisa Agropecuária do Cerrado (Planaltina, DF). *Relatório técnico anual 1987/1990*. Planaltina, 1994. p. 233-238.
- CIA, E. Ocorrência e conhecimento das doenças de algodoeiro anual *Gossypium hirsutum* L no Brasil. *Summa Phytopathologica*, v. 3, n. 3, p. 167-193, 1977.
- CIA, E.; SALGADO, C. L. Doenças do algodoeiro. In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A.; REZENDE, J. A. M. (Ed.). *Manual de fitopatologia: volume 2: doenças de plantas cultivadas*. 4 ed. São Paulo: Ceres, 1997. p. 33-48.
- COOK, R. J.; SCHROTH, M. N. Carbon and nitrogen compounds and germination of chlamydozoospores of *Fusarium solani* f. sp. *phaseoli*. *Phytopathology*, v. 55, p. 254-256, 1965.
- DAVIS, R. M.; COLYER, P. D.; ROTHROCK, C. S.; KOCHMAN, J. K. Fusarium wilt of cotton: diversity and implications for management. *Plant Disease*, v. 90, n. 6, p. 692-703, 2006.
- DI PIETRO, A.; LORITO, M.; HAYES, C. K.; BROADWAY, R. M.; HARMAN, G. E. Endochitinase from *Gliocladium virens*: isolation, characterization and synergistic antifungal activity in combination with gliotoxin. *Phytopathology*, v. 83, n. 3, p. 308-313, 1993.

- DRUZHININA, I. S.; CHENTHAMARA, K.; ZHANG, J.; ATANASOVA, L.; YANG, D.; MIAO, Y.; RAHIMI, M. J.; GRUJIC, M.; CAI, F.; POURMEHDI, S.; SALIM, K. A.; PRETZER, C.; KOPCHINSKIY, A. G.; HENRISSAT, B.; KUO, A.; HUNDLEY, H.; WANG, M.; AERTS, A.; SALAMOV, A.; LIPZEN, A.; LABUTTI, K.; BARRY, K.; GRIGORIEV, I. V.; SHEN, Q.; KUBICEK, C. P. Massive lateral transfer of genes encoding plant cell wall-degrading enzymes to the mycoparasitic fungus *Trichoderma* from its plant-associated hosts. **PLoS Genetics**, v. 14, n. 4, e1007322, 2018.
- DRUZHININA, I. S.; SEIDL-SEIBOTH, V.; HERRERA-ESTRELLA, A.; HORWITZ, B. A.; KENERLEY, C. M.; MONTE, E.; MUKHERJEE, P. K.; ZEILINGER, S.; GRIGORIEV, I. V.; KUBICEK, C. P. *Trichoderma*: the genomics of opportunistic success. **Nature Reviews Microbiology**, v. 9, n. 10, p. 749-759, 2011.
- EHRlich, J.; WOLF, F. A. Arcolate mildew of cotton. **Phytopathology**, v. 22, p. 229-240, 1932.
- ELAD, Y.; KALFON, A.; CHET, I. Control of *Rhizoctonia solani* in cotton by seed-coating with *Trichoderma* spp. spores. **Plant and Soil**, v. 66, n. 2, p. 279-281, 1982.
- ELAD, Y.; BAKER, R. The role of competition for iron and carbon in suppression of chlamydospore germination of *Fusarium* spp. by *Pseudomonas* spp. **Phytopathology**, v. 75, n. 9, p. 1053-1059, 1985.
- FARIA, A. Y. K.; ALBUQUERQUE, M. C. F. E.; CASSETARI NETO, D. Qualidade fisiológica de sementes de algodoeiro submetidas a tratamentos químico e biológico. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 25, n. 1, p. 121-127, 2003.
- GALBIERI, R.; VAZ, C. M. P.; SILVA, J. F. V.; ASMUS, G. L.; CRESTANA, S.; MATOS, E. S.; MAGALHÃES, C. A. S. Principais espécies de nematoides do algodoeiro no Brasil. In: GALBIERI, R.; BELOT, J. L. (Ed.). **Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros: biologia e medidas de controle**. Cuiabá: IMAmT, 2016. p. 37-89.
- GUZMÁN-GUZMÁN, P.; PORRAS-TRONCOSO, M. D.; OLMEDO-MONFIL, V.; HERRERA-ESTRELLA, A. *Trichoderma* species: versatile plant symbionts. **Phytopathology**, v. 109, n. 1, p. 6-16, 2019.
- HANSON, L. E.; HOWELL, C. R. Elicitors of plant defense responses from biocontrol strains of *Trichoderma virens*. **Phytopathology**, v. 94, n. 2, p. 171-176, 2004.
- HARMAN, G. E. Overview of mechanisms and uses of *Trichoderma* spp. **Phytopathology**, v. 96, n. 2, p. 190-194, 2006.
- HARMAN, G. E.; HOWELL, C. R.; VITERBO, A.; CHET, I.; LORITO, M. *Trichoderma* species - opportunistic, avirulent plant symbionts. **Nature Reviews Microbiology**, v. 2, n. 1, p. 43-56, 2004.
- HERMOSA, R.; CARDOZA, R. E.; RUBIO, M. B.; GUTIÉRREZ, S.; MONTE, E. Secondary metabolism and antimicrobial metabolites of *Trichoderma*. In: GUPTA, V. K.; SCHMOLL, M.; HERRERA-ESTRELLA, A.; UPADHYAY, R. S.; DRUZHININA, I.; TUOHY, M. (Ed.). **Biotechnology and biology of Trichoderma**. Amsterdam: Elsevier, 2014. p. 125-137.
- HERMOSA, R.; VITERBO, A.; CHET, I.; MONTE, E. Plant-beneficial effects of *Trichoderma* and of its genes. **Microbiology**, v. 158, n. 1, p. 17-25, 2012.
- HILLOCKS, R. J. Seedling diseases. In: HILLOCKS, R. J. (Ed.). **Cotton diseases**. Wallingford: CAB International, 1992. p. 1-38.
- HOWELL, C. R. Cotton seedling preemergence damping-off incited by *Rhizopus oryzae* and *Pythium* spp. and its biological control with *Trichoderma* spp. **Phytopathology**, v. 92, n. 2, p. 177-180, 2002.
- HOWELL, C. R. Effect of seed quality and combination fungicide-*Trichoderma* spp. seed treatments on pre- and postemergence damping-off in cotton. **Phytopathology**, v. 97, n. 1, p. 66-71, 2007.
- HOWELL, C. R. Understanding the mechanisms employed by *Trichoderma virens* to effect biological control of cotton diseases. **Phytopathology**, v. 96, n. 2, p. 178-180, 2006.
- HOWELL, C. R.; DEVAY, J. E.; GARBER, R. H.; BATSON, W. E. Field control of cotton seedling diseases with *Trichoderma virens* in combination with fungicide seed treatments. **Journal of Cotton Science**, v. 1, n. 1, p. 15-20, 1997.
- HOWELL, C. R.; HANSON, L. E.; STIPANOVIC, R. D.; PUCKHABER, L. S.; WHEELER, M. H. Induction of terpenoid synthesis in cotton roots and control of *Rhizoctonia solani* by seed treatment with *Trichoderma virens*. **Phytopathology**, v. 90, n. 3, p. 248-252, 2000.
- HOWELL, C. R.; PUCKHABER, L. S. A study of the characteristics of "P" and "Q" strains of *Trichoderma virens* to account for differences in biological control efficacy against cotton seedling diseases. **Biological Control**, v. 33, n. 2, p. 217-222, 2005.

- HOWELL, C. R.; STIPANOVIC, R. D. Gliovirin, a new antibiotic from *Gliocladium virens* and its role in the biological control of *Pythium ultimum*. *Canadian Journal of Microbiology*, v. 29, n. 3, p. 321-324, 1983.
- HOWELL, C. R.; STIPANOVIC, R. D. Phytotoxicity to crop plants and herbicidal effects on weeds of viridiol produced by *Gliocladium virens*. *Phytopathology*, v. 74, n. 11, p. 1346-1349, 1984.
- HOWELL, C. R.; STIPANOVIC, R. D.; LUMSDEN, R. D. Antibiotic production by strains of *Gliocladium virens* and its relation to the biocontrol of cotton seedling diseases. *Biocontrol Science and Technology*, v. 3, n. 4, p. 435-440, 1993.
- JULIATTI, F. C.; RUANO, O. Algodão (*Gossypium hirsutum* L.): controle de doenças. In: VALE, F. X. R.; ZAMBOLIM, L. (Ed.). **Controle de doenças de plantas**. Viçosa: UFV, 1997. p. 555-558.
- KAPPES, C.; ZANCANARO, L.; FRANCISCO, E. A. B. Nitrogen and potassium in narrow-row cotton. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v. 40, e0150103, 2016.
- KRUG, H. P. *Fusarium* como causador da murcha do algodoeiro no Brasil. In: REUNIÃO DE PHYTOPATHOLOGISTAS DO BRASIL, 1., 1936, Rio de Janeiro. **Annaes...** Rio de Janeiro: Instituto de Biologia Vegetal, 1936. p. 319-321.
- KUBICEK, C. P.; HERRERA-ESTRELLA, A.; SEIDL-SEIBOTH, V.; MARTINEZ, D. A.; DRUZHININA, I. S.; THON, M.; ZEILINGER, S.; CASAS-FLORES, S.; HORWITZ, B. A.; MUKHERJEE, P. K.; MUKHERJEE, M.; KREDICS, L.; ALCARAZ, L. D.; AERTS, A.; ANTAL, Z.; ATANASOVA, L.; CERVANTES-BADILLO, M. G.; CHALLACOMBE, J.; CHERTKOV, O.; MCCLUSKEY, K.; COULPIER, F.; DESHPANDE, N.; VON DÖHREN, H.; EBBOLE, D. J.; ESQUIVEL-NARANJO, E. U.; FEKETE, E.; FLIPPHI, M.; GLASER, F.; GÓMEZ-RODRÍGUEZ, E. Y.; GRUBER, S.; HAN, C.; HENRISSAT, B.; HERMOSA, R.; HERNÁNDEZ-OÑATE, M.; KARAFFA, L.; KOSTI, I.; LE CROM, S.; LINDQUIST, E.; LUCAS, S.; LÜBECK, M.; LÜBECK, P. S.; MARGEOT, A.; METZ, B.; MISRA, M.; NEVALAINEN, H.; OMANN, M.; PACKER, N.; PERRONE, G.; URESTI-RIVERA, E. E.; SALAMOV, A.; SCHMOLL, M.; SEIBOTH, B.; SHAPIRO, H.; SUKNO, S.; TAMAYO-RAMOS, J. A.; TISCH, D.; WIEST, A.; WILKINSON, H. H.; ZHANG, M.; COUTINHO, P. M.; KENERLEY, C. M.; MONTE, E.; BAKER, S. E.; GRIGORIEV, I. V. Comparative genome sequence analysis underscores mycoparasitism as the ancestral life style of *Trichoderma*. *Genome Biology*, v. 12, n. 4, p. R40, 2011.
- LEWIS, J. A.; PAPAIVIZAS, G. C. Biocontrol of cotton damping-off caused by *Rhizoctonia solani* in the field with formulations of *Trichoderma* spp. and *Gliocladium virens*. *Crop Protection*, v. 10, n. 5, p. 396-402, 1991.
- LUCON, C. M. M.; KOIKE, C. M.; ISHIKAWA, A. I.; PATRÍCIO, F. R. A.; HARAKAVA, R. Bioprospecção de isolados de *Trichoderma* spp. para o controle de *Rhizoctonia solani* na produção de mudas de pepino. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 44, n. 3, p. 225-232, 2009.
- MACHADO, L. P.; MICHEREFF, S. J.; FALLEIRO, B. A. S.; OLIVEIRA, M. G.; COUTINHO, W. M.; MORELLO, C. L.; SUASSUNA, N. D. Um método simples e rápido de seleção para resistência à murcha-de-fusário em genótipos de algodoeiro. *Tropical Plant Pathology*, v. 34, n. 1, p. 51-55, 2009.
- MEHTA, Y. R.; GALBIERI, R.; MARANGONI, M. S.; BORSATO, L. C.; RODRIGUES, H. P.; PEREIRA, J.; MEHTA, A. *Mycosphaerella areola*: the teleomorph of *Ramularia areola* of cotton in Brazil, and its epidemiological significance. *American Journal of Plant Sciences*, v. 7, n. 10, p. 1415-1422, 2016.
- MERCADO de biodefensivos cresce mais de 70% no Brasil em um ano. Brasília, DF: Mapa. Publicado em: 21 mar. 2019. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/noticias/feffmercado-de-biodefensivos-cresce-em-mais-de-50-no-brasil>>. Acesso em: 24 mar. 2019.
- MORANDI, M. A. B.; BETTIOL, W. Controle biológico de doenças de plantas no Brasil. In: BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. (Ed.). **Biocontrole de doenças de plantas: uso e perspectivas**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2009. p. 7-14.
- MORELLO, C. L.; SUASSUNA, N. D.; BARROSO, P. A. V.; SILVA, J. L.; FERREIRA, A. C. B.; LAMAS, F. M.; PEDROSA, M. B.; CHITAR-RA, L. G.; RIBEIRO, J. L.; GODINHO, V. P. C.; LANZA, M. A. BRS 369RF and BRS 370RF: Glyphosate tolerant, high-yielding upland cotton cultivars for central Brazilian savanna. *Crop Breeding and Applied Biotechnology*, v. 15, n. 4, p. 290-294, 2015.
- ORDENTLICH, A.; MIGHELI, Q.; CHET, I. Biological control activity of three *Trichoderma* isolates against *Fusarium* wilts of cotton and muskmelon and lack of correlation with their lytic enzymes. *Journal of Phytopathology*, v. 133, n. 3, p. 177-186, 1991.
- PAIVA, F. de A.; ASMUS, G. L.; ARAÚJO, A. E. de. Doenças. In: EMBRAPA AGROPECUÁRIA OESTE. **Algodão: tecnologia de produção**. Dourados: Embrapa Agropecuária Oeste; Campina Grande: Embrapa Algodão, 2001. p. 245-267.
- RATHAIAH, Y. Spore germination and mold of cotton infection by *Ramularia areola*. *Phytopathology*, v. 67, n. 3, p. 351-357, 1977.
- RUBIO, M. B.; HERMOSA, R.; VICENTE, R.; GÓMEZ-ACOSTA, F. A.; MORCUENDE, R.; MONTE, E.; BETTIOL, W. The combina-

tion of *Trichoderma harzianum* and chemical fertilization leads to the deregulation of phytohormone networking, preventing the adaptive responses of tomato plants to salt stress. **Frontiers in Plant Science**, v. 8, article 294, 2017.

SHANMUGAIAH, V.; BALASUBRAMANIAN, N.; GOMATHINAYAGAM, S.; MANOHARAN, P.T.; RAJENDRAN, A. Effect of single application of *Trichoderma viride* and *Pseudomonas fluorescens* on growth promotion in cotton plants. **African Journal of Agricultural Research**, v. 4, n. 11, p. 1220-1225, 2009.

SILVA, J. C.; SUASSUNA, N. D.; BETTIOL, W. Management of Ramularia leaf spot on cotton using integrated control with genotypes, a fungicide and *Trichoderma asperellum*. **Crop Protection**, v. 94, p. 28-32, 2017.

SILVA NETO, S. B.; PEREIRA, A. F.; MORELLO, C. L.; SUASSUNA, N. D. Melhoria clássica e biotecnologia visando à superação de desafios. In: PICCOLI, G. V.; DANCIN, E.; LOPES, M. A. (Ed.). **Desafios do Cerrado**: como sustentar a expansão da produção com produtividade e competitividade. Cuiabá: AMPA, 2016. p. 215-252.

SIVAN, A.; CHET, I. The possible role of competition between *Trichoderma harzianum* and *Fusarium oxysporum* on rhizosphere colonization. **Phytopathology**, v. 79, n. 2, p. 198-203, 1989.

SUASSUNA, N. D.; COUTINHO, W. M. Manejo de doenças. In: BORÉM, A.; FREIRE, E. C. (Ed.). **Algodão**: do plantio à colheita. Viçosa: Editora UFV, 2014. p. 250-270.

SUASSUNA, N. D.; COUTINHO, W. M. Manejo das principais doenças do algodoeiro no cerrado brasileiro. In: FREIRE, E. C. (Ed.). **Algodoeiro no Cerrado do Brasil**. 3 ed. Brasília, DF: Positiva, 2015. p. 365-408.

SUASSUNA, N. D.; MORELLO, C. L.; PEDROSA, M. B.; BARROSO, P. A. V.; SILVA, J. L.; SUASSUNA, T. M. F.; PERINA, F. J.; SOFIATTI, V.; MAGALHÃES, F. O. C.; FARIAS, F. J. C. BRS 430 B2RF and BRS 432 B2RF: insect resistant and glyphosate-tolerant high-yielding cotton cultivars. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, v. 18, n. 2, p. 221-225, 2018.

SUASSUNA, N. D.; FERREIRA, A. C. B.; MORELLO, C. L.; ARAÚJO, A. E. Incidência e severidade de mofo branco em cultivares de algodoeiro com diferentes densidades populacionais no espaçamento adensado em safrinha. In: CONGRESSO BRASILEIRO DO ALGODÃO, 7., 2009, Foz do Iguaçu. **Sustentabilidade da cotonicultura brasileira e expansão dos mercados**: anais. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2009a. 1 CD-ROM.

SUASSUNA, N. D.; MORELLO, C. L.; FERREIRA, A. C. B.; ARAÚJO, A. E. Incidência e severidade de mofo branco em genótipos de algodoeiro cultivados em safrinha. In: CONGRESSO BRASILEIRO DO ALGODÃO, 7., 2009, Foz do Iguaçu. **Sustentabilidade da cotonicultura brasileira e expansão dos mercados**: anais. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2009b. 1 CD-ROM.

TJAMOS, E.; PAPAVIDAS, G.; COOK, R. **Biological control of plant diseases**: progress and challenges for the future. New York: Plenum Press, 1992. 462 p.

VOS, C. M. F.; DE CREMER, K.; CAMMUE, B. P. A.; DE CONINCK, B. The toolbox of *Trichoderma* spp. in the biocontrol of *Botrytis cinerea* disease. **Molecular Plant Pathology**, v. 16, n. 4, p. 400-412, 2015.

WEINDLING, R. Experimental consideration of the mold toxins of *Gliocladium* and *Trichoderma*. **Phytopathology**, v. 31, p. 991-1003, 1941.

WOO, S. L.; RUOCCO, M.; VINALE, F.; NIGRO, M.; MARRA, M.; LOMBARDI, N.; PASCALE, A.; LANZUISE, S.; MANGANIELLO, G.; LORITO, M. *Trichoderma*-based products and their widespread use in agriculture. **The Open Mycology Journal**, v. 8, p. 71-126, 2014.

WOO, S. L.; SCALA, F.; RUOCCO, M.; LORITO, M. The molecular biology of the interactions between *Trichoderma* spp., phytopathogenic fungi, and plants. **Phytopathology**, v. 96, n. 2, p. 181-185, 2006.

YAN, Y.; KURAMAE, E. E.; DE HOLLANDER, M.; KLINKHAMER, P. G.; van VEEN, J. A. Functional traits dominate the diversity-related selection of bacterial communities in the rhizosphere. **International Society for Microbial Ecology Journal**, v. 11, n. 1, p. 56-66, 2017.

YEDIDIA, I.; BENHAMOU, N.; CHET, I. Induction of defense responses in cucumber plants (*Cucumis sativus* L.) by the biocontrol agent *Trichoderma harzianum*. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 65, n. 3, p. 1061-1070, 1999.

YORINORI, J. T. Avaliação de perdas. In: EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Soja (Londrina, PR). **Resultados de pesquisas de soja 1985/86**. Londrina, 1987. p. 197-222. (Embrapa Soja. Documentos, 20).

ZHANG, J.; HOWELL, C. R.; STARR, J. L. Suppression of *Fusarium* colonization of cotton roots and *Fusarium* wilt by seed treatments with *Gliocladium virens* and *Bacillus subtilis*. **Biocontrol Science and Technology**, v. 6, n. 2, p. 175-187, 1996.