

CAPÍTULO 3

Bioprodutos a base de *Bacillus* na agricultura: situação atual e perspectivas

Vicente Guilherme Handte, Valéria Ortaça Portela, Lisiane Sobucki, Bruno Cherobini Piovesan, Mônica Dickow Pozzobon, Rodrigo Josemar Seminoti Jacques

<https://doi.org/10.4322/mp.978-65-84548-08-4.c3>

Resumo

Os efeitos nocivos no ambiente e nos seres humanos dos pesticidas e adubos sintéticos utilizados na agricultura têm estimulado a adoção de métodos menos agressivos de proteção e nutrição de plantas. Uma alternativa para reduzir ou substituir o uso destes produtos sintéticos é o uso de microrganismos, os quais apresentam menores impactos se comparados aos produtos químicos. Atualmente há registrado no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento muitos produtos microbiológicos/bioprodutos, entre eles 38 acaricidas, 5 bactericidas, 66 fungicidas, 242 inseticidas e 46 nematocidas. Alguns desses são utilizados também como inoculantes e/ou estimuladores do crescimento de plantas. O gênero de bactérias *Bacillus* é o princípio ativo de muitos destes bioprodutos. Este gênero é constituído de bactérias Gram positivas, pertencentes ao filo *Firmicutes*. Além de apresentar multiplicidade de mecanismos de importância agrícola, se difere de muitos gêneros de bactérias por formar endósporos. As espécies de *Bacillus* possuem um papel importante no controle biológico. Além disso, algumas destas bactérias estimulam o crescimento vegetal pela melhoria da nutrição, solubilização de fosfato e liberação de hormônio vegetais. Atualmente, diversas instituições públicas e privadas estão investindo no desenvolvimento de bioprodutos com o gênero *Bacillus*, demandando mais pesquisas e informações sobre estas bactérias. Neste capítulo será apresentado uma visão geral sobre os bioprodutos agrícolas brasileiros que possuem as bactérias do gênero *Bacillus* como princípio ativo, sua aplicação e perspectivas na agricultura.

Palavras-chaves: produtos biológicos controle biológico, nutrição de plantas, sustentabilidade.

1. Introdução

O Brasil é um país com grande potencial de produção agrícola devido a sua extensão territorial e variedade de paisagens e clima. O agronegócio representa 26,6% do PIB no país e tem grande participação na produção global de alimentos, produzindo e exportando *commodities* agrícolas (CEPEA, 2021). No entanto, a produção agrícola brasileira, em sua maioria, é dependente da

aplicação de pesticidas sintéticos em todas as etapas da produção, sendo este o principal método de controle fitossanitário.

Porém, o controle químico de insetos, pragas e doenças possui custo elevado e causa impactos negativos ao ambiente e aos seres humanos (DEMARTELAERE *et al.*, 2021). Por isto, nos últimos anos percebe-se o aumento da preocupação da sociedade com aspectos relacionados à poluição, preservação e recuperação ambiental, e com a contaminação dos alimentos. Há crescente demanda por produtos sem a utilização de pesticidas sintéticos e consequentemente sem a presença de resíduos desses produtos. Assim, o novo direcionamento da produção agrícola é desenvolver práticas de menor impacto ambiental no controle fitossanitário, de forma a reduzir ou substituir a utilização de pesticidas sintéticos (KHAN *et al.*, 2019). Este direcionamento influenciou o crescimento e a valorização da agricultura orgânica, assim como aumentou a utilização de bioprodutos na agricultura convencional, o que incentivou o crescimento de pesquisas, tanto por instituições públicas quanto privadas, no desenvolvimento de novos bioprodutos.

Neste capítulo será apresentado uma visão geral sobre os bioprodutos agrícolas brasileiros que possuem as bactérias do gênero *Bacillus* como princípio ativo, sua aplicação e perspectivas na agricultura.

2. Histórico do Controle Biológico no Brasil

O controle biológico utiliza inimigos naturais, como microrganismos, parasitoides e predadores, para o controle de pragas, doenças e plantas daninhas que prejudicam os cultivos agrícolas (BAKER *et al.*, 2020). O uso do controle biológico ocorre há séculos. Alguns registros da China do século III a.C. demonstram que já se utilizavam formigas da espécie *Oecophylla smaragdina* para controlar pragas em pomares de citros (BOSCH; MESSENGER; GUTTIERREZ, 1982). Relatos mais consistentes ocorreram a partir de 1888, quando houve o aumento do número de programas de controle biológico no mundo, impulsionados pelo marcante caso de sucesso ocorrido na Califórnia, onde foi realizado o controle do pulgão branco (*Icerya purchasi*) por joaninhas (*Rodolia cardinalis*) no cultivo de citros (PARRA *et al.*, 2002).

O histórico do controle biológico no Brasil é relativamente recente. Segundo o Sistema de Informações sobre Agrotóxicos (SIA), os primeiros

inseticidas à base de *Bacillus thuringiensis* registrados no Brasil datam de 1991. Naquela época não havia regulamentações específicas para avaliação de produtos biológicos. Os primeiros microrganismos de controle foram submetidos aos mesmos testes requeridos para os pesticidas sintéticos, como por exemplo, com pesquisas de longo tempo para avaliar a carcinogenicidade em humanos. Porém, em seguida verificou-se que os testes indicados para avaliação da segurança de pesticidas sintéticos não poderiam ser aplicados diretamente para agentes microbiológicos. Os testes toxicológicos convencionais de pesticidas sintéticos assumem que a medida do efeito biológico pode ser avaliada quando a dose administrada é suficientemente alta (OLIVEIRA-FILHO, 2005). No entanto, quando se utilizam produtos de base biológica, a quantidade de material necessária para produzir mortes teria que ser muito elevada, o que não apresenta aplicabilidade prática. Somado a isso, as avaliações de segurança para pesticidas sintéticos assumem que o conhecimento da estrutura química ou de compostos relacionados podem fornecer informações acerca do perigo potencial. Enquanto que para produtos biológicos, uma grande disparidade com relação à virulência e à patogenicidade pode ocorrer entre microrganismos do mesmo gênero ou até espécie (SIMÃO *et al.*, 2022).

Devido à dificuldade de padronização de testes e parâmetros para registro de bioprodutos, foi necessário estabelecer diretrizes específicas para sua avaliação. Em 1997, o IBAMA publicou os critérios e procedimentos para efeito de registro e avaliação ambiental de agentes microbianos empregados na defesa fitossanitária. Em 2007, foi criada a Associação Brasileira de Empresas de Controle Biológico (ABCbio) e em 2008 foi registrado o primeiro fungicida biológico. Em 2009, com a publicação do Decreto 6.913 de 23 de Julho de 2009 pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (BRASIL, 2009), foi estabelecida uma tramitação própria e prioritária dos processos de análise que compõem o registro de produtos comerciais permitidos para uso na agricultura orgânica. Em 2012 foi aprovada a ATO nº 29 estendendo para todas as culturas o registro dos produtos biológicos. Em 2014 ocorreu a aprovação do ATO nº 06 estendendo para todas as culturas o registro de um produto formulado a base de microrganismos. Atualmente há registrados 401 produtos comerciais contendo agentes de controle biológico (MAPA, 2022).

O controle biológico é uma alternativa aos produtos químicos na agricultura, principalmente quando utilizado juntamente com técnicas relacionadas ao Manejo Integrado de Pragas (MIP). Este manejo busca o monitoramento permanente da lavoura a fim de avaliar periodicamente as populações das pragas e consequente a tomada de decisões (BATISTA *et al.*, 2020). Atualmente quatro tipos de controle biológico são conhecidos: natural, conservação, clássico e aumentativo (VAN LENTEREN *et al.*, 2018). No controle natural, as pragas são reduzidas por organismos benéficos de ocorrência natural no ambiente. O controle de conservação consiste em ações humanas que protegem e estimulam o desempenho dos inimigos naturais no ambiente. No clássico, os inimigos naturais são coletados em uma área de ocorrência da praga e liberado nas áreas onde a praga está presente e sem inimigos naturais. Já no aumentativo (inundativo), os inimigos naturais são criados em massa em laboratório e aplicados em grande número, para controle imediato nas lavouras com um curto ciclo de produção ou para controle de pragas durante vários ciclos nas lavouras. Parra *et al.* (2002) destaca o controle biológico como um fenômeno natural de regulação da população de plantas ou animais por inimigos naturais.

3. Desenvolvimento de bioprodutos

O controle biológico está em forte crescimento em escala comercial e demanda mais pesquisas e inovações para a formulação de novos produtos, que facilitem os métodos de aplicação e incrementem novas tecnologias de controle. A bioprospecção de microrganismos é a primeira etapa no desenvolvimento de novos bioprodutos. É através dela que são obtidos novos microrganismos e moléculas utilizadas no controle biológico. O Brasil possui grande biodiversidade, o que confere um grande potencial de bioprospecção e um vasto horizonte no desenvolvimento de produtos para o uso no controle biológico (NOGUEIRA; CARQUEIRA; SOARES, 2010). Os microrganismos podem ser utilizados como princípios ativos dos bioprodutos ou podem ser utilizados em processos industriais, servindo como fonte de compostos ativos (YANG *et al.*, 2014). As bactérias e fungos são os organismos de maior interesse em estudos biotecnológicos, pois ocorrem em abundância na natureza e podem ser cultivados em meios baratos para produção em massa na indústria.

O processo de bioprospecção pressupõe uma série de etapas, entre elas o isolamento, a seleção e a identificação. O isolamento, envolve a retirada do microrganismo do ambiente natural e a obtenção da cultura pura (isolado), seguido da manutenção desta em uma condição controlada, de modo que se mantenha viável e possibilite o estudo e desenvolvimento de produtos de interesse econômico (ABREU; TUTUNJI, 2004).

Uma das principais dificuldades da bioprospecção de novos microrganismos é a sua manutenção em laboratório, visto que o tempo desde o isolamento até o desenvolvimento do produto final é longo e é necessário que o isolado se mantenha viável e geneticamente estável, sem perder a sua funcionalidade (ABREU; TUTUNJI, 2004). Essa dificuldade ocorre principalmente porque a maioria dos meios de cultura utilizados no cultivo de microrganismos não é otimizado. A manutenção do microrganismo por repicagens contínuas pode resultar, a longo prazo, na redução da sua capacidade biotecnológica. Por isso, diferentes estratégias têm sido empregadas para manter os bancos de microrganismos viáveis por longos períodos de tempo (UNFER *et al.*, 2019). Além disso, os bioprodutos apresentam menor vida útil que produtos sintéticos, demandando pesquisas com a utilização de biopolímeros e outras fontes de conservação, visando ampliar a sua vida de prateleira.

As bactérias pertencentes ao gênero *Bacillus* são caracterizadas pelo forma de bastonetes, Gram-positivas, obrigatoriamente ou facultativamente aeróbias, catalase positivas, produtoras de endósporos (esporos internos à bactéria) e de muitas enzimas, algumas tóxicas. Estes microrganismo possui grande diversidade quanto ao uso biotecnológico, pela produção de substâncias bioativas que podem ser utilizadas na agricultura como os biossurfactantes, bioherbicidas, biobactericidas, bionematicidas, biofungicidas, bioinseticidas e promoção de crescimento em plantas.

3.1. Biossurfactantes

Os biossurfactantes são produtos de origem biológica, geralmente metabólitos de microrganismos, que possuem em sua estrutura moléculas hidrofóbicas e hidrofílicas. Essa característica anfífilica contribui para que esses possuam capacidade de reduzir as tensões superficiais e tensões interfaciais de

outros produtos, atuando de forma semelhante a adjuvantes sintéticos (VARJANI; UPASANI, 2017; GOSWAMI; DEKA, 2019;). Os biossurfactantes são muito estudados por terem diversas aplicações, como na agricultura, na indústria de cosméticos e na alimentícia, em programas de biorremediação para aumentar a biodisponibilidade dos poluentes e como adjuvantes agrícolas. Eles são classificados de acordo com sua natureza iônica, tipo e tamanho (VECINO *et al.*, 2015). Os biossurfactantes têm vantagens em comparação com adjuvantes à base de petróleo pois têm uma maior biodegradabilidade e menor toxicidade, sendo ecologicamente corretos (LIU *et al.*, 2021).

A utilização de bactérias do gênero *Bacillus* para a produção de biossurfactantes já é reconhecida, sendo os lipopeptídeos os de maior destaque. Um destes compostos é a surfactina, que é um biossurfactante muito conhecido e estudado, produzido por *Bacillus subtilis* (FIECHTER, 1992). Tem característica aniônica, possui a capacidade de reduzir a tensão superficial de 72 para 30 mN/m em concentrações tão baixas quanto 0,005% (BANAT *et al.*, 2000). Outros biossurfactantes produzidos por *Bacillus* estão sendo frequentemente relatados na literatura. No estudo realizado por Goswami & Deka (2019) foi descrito o primeiro biossurfactante produzido por *B. altitudinis*. De acordo com o estudo, além das propriedades como surfactante, a molécula demonstrou efeitos biofungicidas, inibindo o crescimento de *Colletotrichum gloeosporioides* em 43% e de *Sclerotinia sclerotiorum* em 41%. A cepa 2A de *B. pumilus* também demonstrou habilidades de produzir biossurfactantes. Utilizando malte como fonte de carbono no meio de cultura, o que além de ser ecologicamente correto, é também um substrato barato e de fácil aquisição, o biossurfactante glicolípido se manteve constante e viável a baixas e altas temperaturas. Resultados constataram que o produto reduziu a tensão superficial da água de 72 para 47,7 mN/m e obteve índice de emulsão de 69,11%. Além disso, os glicolípídeos produzidos pelo *B. pumilus* 2A melhoram significativamente o crescimento de *Phaseolus vulgaris* L. (feijão), *Raphanus sativus* L. (rabanete), *Beta vulgaris* L. (beterraba) (MARCHUT *et al.*, 2021).

Um potencial biossurfactante produzido pela cepa ZDY2 de *B. aryabhatai* foi estudado por Yaraguppi *et al.* (2020). O biossurfactante obteve estabilidade até 100°C, em pH entre 5-10 e na presença de concentração de NaCl até 8%. Ademais, o biossurfactante demonstrou atividade antimicrobiana contra

Salmonella typhimurium, *Escherichia coli*, *Micrococcus luteus*, *Staphylococcus aureus* e *Candida tropicalis*. Dos 7 isolados de *B. tequilensis* testados como produtores de biossurfactantes, a cepa MK 729017 foi a que demonstrou melhor desempenho. O biossurfactante foi capaz de reduzir a tensão superficial em 30 mN/m e com um índice de emulsificação de 66%. Esse biossurfactante foi identificado como sendo lipopeptídeo e demonstrou alta estabilidade térmica (DATTA; TIWARI; PANDEY, 2020).

3.2. Biobactericidas

Os biobactericidas têm sido cada vez mais utilizados contra doenças de plantas. No Brasil, de acordo com o MAPA, existem 5 biobactericidas registrados, todos produzidos à base de *Bacillus*. Dos 5 produtos, 4 são de *B. subtilis* e um de *B. amyloliquefaciens*. Os alvos bacterianos desses produtos são a *Xanthomonas vesicatoria* (mancha bacteriana), *Pseudomonas syringae* (pinta bacteriana do tomateiro), *Xanthomonas citri* subsp. *citri* (Cancro cítrico), *Pseudomonas syringae* pv. *garcae* (mancha-aureolada) e *Streptomyces scabies* (Sarna comum). Nos Estados Unidos outras duas espécies de *Bacillus* também são utilizadas como biobactericidas, o *B. mycoides* para controle de *Pseudomonas* spp., *Xanthomonas* spp. e *Erwinia amylovora* (fogo bacteriano) e o *B. pumilus* para o controle de *Pseudomonas* spp. e *Xanthomonas* spp. (DIMOPOULOU *et al.*, 2021).

Apesar de apenas duas espécies de *Bacillus* serem utilizadas no Brasil para o controle de bactérias, mais estudos estão sendo realizados com novas espécies. Baharudin *et al.* (2021) testaram 5 diferentes cepas de *B. velezensis* (PD9, B7, PU1, BP1 e L9) contra *Staphylococcus aureus*, a bactéria causadora de uma das principais doenças em abelhas. O extrato bacteriano da cepa PD9 foi o que obteve melhores resultados antibacterianos, além de apresentar estabilidade em uma grande amplitude de temperatura e pH.

Em um experimento de casa de vegetação, foi avaliado a eficiência da cepa FJAT-46737 de *B. velezensis* contra *Ralstonia solanacearum* (murcha bacteriana). A eficácia de biocontrole da cepa FJAT-46737 contra a murcha bacteriana do tomateiro chegou a 66%. No mesmo experimento, os autores constataram que os mecanismos antagônicos dessa cepa são derivados da secreção de lipopeptídeos (CHEN *et al.*, 2020). Outras espécies também

produzem lipopeptídeos, como *B. methylotrophicus*, *B. licheniformis*, além dos *B. subtilis* e *B. amyloliquefaciens* (AKPA *et al.*, 2001; PECCI *et al.*, 2010; JEMIL *et al.*, 2017; CHEN *et al.*, 2019).

Jin *et al.* (2021) relataram atividade antimicrobiana da cepa HN-5 de *B. licheniformis* contra a bactéria *Pantoea ananatis*. Essa bactéria causa apodrecimento na bainha das plantas de arroz, que afeta severamente a cultura. Ademais, essa bactéria também causa a doença chamada mancha branca no milho (SAUER *et al.*, 2015). De acordo com os autores, a cepa HN-5 produz uma substância chamada Bacitracin A, que é um antibiótico peptídico não ribossomal com forte atividade antibacteriana. Essa substância demonstrou ser eficaz contra o patógeno, causando extravasamento celular e alterações na permeabilidade das membranas, evidenciando o uso potencial dessa substância no controle de *P. ananatis*.

A sarna da batata, causada pelo gênero de bactéria *Streptomyces* spp., é uma das doenças que mais causam perdas econômicas na cultura, tendo impactos negativos nas plantações no mundo inteiro. Um estudo realizado por Li *et al.* (2019), demonstrou que a cepa AMCC 101304 de *B. altitudinis* pode ser eficiente no controle dessa doença. Experimentos em potes, conduzidos na primavera e no outono demonstraram o biocontrole da sarna da batata em ambas as estações do ano. Na primavera a eficiência do *B. altitudinis* foi de 76% e no outono de 66% (LI *et al.*, 2019).

3.3. Bionematicidas

A maioria dos nematoides do solo não causa danos às plantas. São denominados de não fitoparasitas ou de vida livre, e se alimentam de fungos, bactérias, outros nematoides, protozoários e da matéria orgânica em decomposição. Entretanto, existem espécies que são parasitas de plantas (MOURA; FRANZENER, 2017), são denominados de fitonematoides e causam perdas consideráveis em diversas culturas agrícolas em todo o mundo, com prejuízos econômicos estimados entre 78 bilhões a 125 bilhões de dólares por ano (GAO *et al.*, 2016; LOPES; FERRAZ, 2016).

Os bionematicidas são eficazes no controle de diferentes espécies de nematoides e são ecologicamente corretos (ENGELBRECHT *et al.*, 2018; GAO *et al.*, 2016). Os produtos à base de *Bacillus* se destacam por seu uso potencial

como bionematicidas em relação a outros microrganismos. Isto se deve a produção de biomoléculas biologicamente ativas, como antibióticos, enzimas, exotoxinas e metabólitos primários e secundários (ABBASI *et al.*, 2014; RAMEZANI *et al.*, 2014; SANSINENEA; ORTIZ, 2011). Além disso, os produtos de controle biológico à base de *Bacillus* são seguros tanto para o ambiente como para organismos não-alvo, como humanos e outros organismos vivos (ENGELBRECHT *et al.*, 2018; GAO *et al.*, 2016).

Mais especificamente em relação aos mecanismos de ação, Mnif & Ghribi, (2015) relataram que a ação bionematicida do *B. subtilis* ocorreu através da produção de lipopeptídeos, surfactina e iturina. Já Gao *et al.* (2016) relataram que a ação bionematicida de *B. cereus* cepa S2 ocorreu possivelmente através de metabólitos secundários e não proteínas. Xiong *et al.* (2015) em seu estudo utilizando a cepa Ybf-10 do *B. firmus* como bionematicida indicaram somente que a ação bionematicida ocorreu através de metabólitos secundários. Li *et al.* (2015) e Niu *et al.* (2007) evidenciaram que o *B. nematocida* possui ação nematicida pela produção de suas serino-proteases alcalinas extracelulares, a Bace16 e a protease neutra Bae16, que causam a degradação da cutícula do nematoide. Entretanto, esse fenômeno só ocorre quando os nematoides ingerem a bactéria, no chamado mecanismo cavalo de Tróia. Já o *B. magaterium* reduziu a taxa de infecção e a eclosão de ovos de *Meloidogyne incognita* por produzir compostos nematicidas como benzenoacetaldeído, 2-nonanona, decanal, 2 undecanona e dissulfureto de dimetilo (HUANG *et al.*, 2010). Por outro lado, o *B. thuringiensis* produz proteínas cristalinas (Cry5, Cry6, Cry12, Cry13, Cry14 e Cry21) que atuam como toxinas acarretando mortalidade de larvas de nematoides, além da inibição da eclosão de ovos (LI *et al.*, 2015; Wei *et al.*, 2003).

No Brasil, de acordo com o MAPA, existem 45 nematicidas microbianos registrados e 33 são a base de *Bacillus*. As espécies de *Bacillus* usadas nesses produtos são sete: o *B. licheniformis*, *B. subtilis*, *B. firmus*, *B. amyloliquefaciens*, *B. velezensis* e *B. methylotrophicus*. Os nematoides alvo estão em cinco diferentes gêneros: *M. incognita*, *M. javanica*, *M. exigua*, *M. paranaenses* e *M. graminicola* (todos conhecidos como nematoide das galhas); *Pratylenchus zeae* e *P. brachyurus* (nematoide das lesões radiculares), *Radopholus similis*

(nematóide carvenícola), *Rotylenchulus reniformis* (nematóide reniforme) e *Heterodera glycines* (nematóide do cisto) (Tabela 1).

Tabela 1. Nematicidas bacterianos a base de *Bacillus* spp. registrados no MAPA (2022).

| Nº registro | Ingrediente ativo | Nematóides alvos |
|-------------|--|--|
| 17320 | <i>Bacillus licheniformis</i> ; <i>B. subtilis</i> ; <i>Paecilomyces lilacinus</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>Pratylenchus brachyurus</i> |
| 34321 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>P. brachyurus</i> |
| 32917 | <i>B. firmus</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>P. brachyurus</i> |
| 12320 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>P. brachyurus</i> ; <i>Heterodera glycines</i> |
| 3420 | <i>B. subtilis</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>M. javanica</i> ; <i>M. exigua</i> ; <i>M. paranaensis</i> ; <i>Pratylenchus zeae</i> |
| 17120 | <i>B. subtilis</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>P. brachyurus</i> |
| 36118 | <i>B. subtilis</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>M. javanica</i> ; <i>M. exigua</i> ; <i>M. paranaensis</i> ; <i>Pratylenchus zeae</i> |
| 3221 | <i>B. velezensis</i> , isolado CNPSo 3602 | <i>M. incognita</i> |
| 11720 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>M. javanica</i> ; <i>P. brachyurus</i> |
| 11820 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>M. javanica</i> ; <i>P. brachyurus</i> |
| 15220 | <i>B. subtilis</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>M. javanica</i> ; <i>P. brachyurus</i> ; <i>Heterodera glycines</i> |
| 35021 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>M. javanica</i> ; <i>P. brachyurus</i> ; <i>P. zeae</i> |
| 43019 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>M. javanica</i> ; <i>P. brachyurus</i> ; <i>Rotylenchulus reniformis</i> |
| 12420 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>P. brachyurus</i> ; <i>H. glycines</i> |
| 17220 | <i>B. licheniformis</i> ; <i>B. subtilis</i> ; <i>Paecilomyces lilacinus</i> | <i>M. incognita</i> ; <i>P. brachyurus</i> |

| | | |
|--------|--|--|
| 12016 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>P. brachyurus</i> |
| 40519 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>M. incognita; P. brachyurus</i> |
| 16920 | <i>B. subtilis</i> | <i>M. incognita; M. javanica; P. brachyurus; H. glycines</i> |
| 9421 | <i>B. subtilis</i> | <i>M. incógnita</i> |
| 34518 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>M. incognita; M. javanica; P. brachyurus; H. glycines</i> |
| 32817 | <i>B. firmus</i> | <i>M. javanica; P. brachyurus</i> |
| 13018 | <i>B. methylotrophicus</i> | <i>M. javanica; P. brachyurus</i> |
| 15216* | <i>B. methylotrophicus</i> , isolado UFPEDA20 | <i>M. javanica; P. brachyurus</i> |
| 17020 | <i>B. subtilis</i> | <i>M. incognita; M. javanica; P. brachyurus; H. glycines</i> |
| 1817 | <i>B. licheniformis; B. subtilis</i> | <i>M. javanica; P. brachyurus</i> |
| 38119 | <i>B. licheniformis; B. subtilis; Paecilomyces lilacinus</i> | <i>M. incognita; P. brachyurus</i> |
| 317 | <i>B. licheniformis; B. subtilis</i> | <i>M. incognita; M. javanica; M. exigua; M. graminicola; P. zeeae; P. brachyurus; Radopholus similis</i> |
| 12118 | <i>B. subtilis</i> | <i>M. javanica; P. brachyurus</i> |
| 15116* | <i>B. subtilis</i> , isolado UFPEDA764 | <i>M. javanica; P. brachyurus</i> |
| 3121 | <i>B. velezensis</i> , isolado CNPSo 3602 | <i>M. incógnita</i> |
| 11620 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>M. incognita; M. javanica; P. brachyurus</i> |
| 32717 | <i>B. firmus</i> | <i>M. javanica; Pr. brachyurus</i> |

*Produto fitossanitário com uso aprovado para a agricultura orgânica.

Apesar de um grande número de produtos e da grande variedade de espécies de *Bacillus* spp. já serem comercializadas, estudos com outras

espécies de bactérias estão sendo realizados. Yin *et al.* (2021) utilizaram a bactéria *B. cereus* cepa Bc-cm103 nos seus estudos para o controle de nematoide das galhas (*M. javanica*). Nos testes laboratoriais, o uso da cepa causou 100% de mortalidade no estágio juvenil em 12 horas, além de diminuir a eclosão dos ovos em 40% em 72 horas. Nos testes em vasos, a cepa reduziu significativamente o aparecimento das galhas nas raízes de pepino (*Cucumis sativus*). Os autores indicaram que essa proteção ocorreu porque a bactéria cria biofilme sobre as raízes, o que as protege dos ataques dos patógenos. Gao *et al.* (2016) também relataram que outra cepa de *B. cereus*, a S2, exibiu alta atividade bionematicida contra a *M. incognita*. A cepa causou mortalidade *in vitro* de 91% do nematoide, já no experimento em estufas a mortalidade foi de 81% e em experimentos a campo de 59%. Os autores ainda relataram que a atividade nematicida ocorreu devido a produção de esfingosina pela bactéria.

A cepa AMCC1040 da espécie de *B. altitudinis* foi testada para o biocontrole de nematoides da espécie *M. incognita* em gengibre (*Zingiber officinale*). Os nematoides do gênero *Meloidogyne* spp. causam uma doença chamada rachadura de casca de gengibre, o que pode provocar grandes perdas na produtividade. O estudo demonstrou que essa cepa de *B. altitudinis* inibiu a reprodução dos nematoides, assim como reduziu significativamente a doença causada pelo patógeno em experimentos a campo (WANG *et al.*, 2021).

O *B. altitudinis* também se mostrou eficiente no controle de outro nematoide do mesmo gênero, o *M. javanica*. Estudos realizados em casa de vegetação e a campo, demonstraram que a cepa de *B. altitudinis* KMS-6 reduziu em 76% a eclosão de ovos, em 86% a formação de galhas e em 92% a população desse nematoide, comparado com o tratamento controle em berinjela (*Solanum melongena*) e pepino (*C. sativus*). Os tratamentos com o bioagente foram mais eficientes que o controle químico (carbofuran). Além disso, a produtividade de ambas as culturas foi maior onde a bactéria foi inoculada (ANTIL *et al.*, 2022). Existem relatos de outras espécies de *Bacillus* com ação nematicida ainda não citados no texto, como *B. weihenstephanensis* (SARANGI; RAMAKRISHNAN; NAKKEERAN, 2014), *B. coagulans* (ABBASI *et al.*, 2017), *B. mojavensis* (XIANG *et al.*, 2017) e *B. circulans* (EL-HADAD *et al.*, 2010).

Com novos produtos e espécies de *Bacillus* spp. sendo introduzidas no mercado, uma nova gama de possibilidades e alternativas se abre. Entretanto,

Engelbrecht *et al.* (2018) enfatiza que estudos devem ser realizados tanto com os produtos já comercializados, como com os que estão sendo desenvolvidos em relação aos seus efeitos em organismos não-alvos, como insetos, minhocas, protozoários e microrganismos, no intuito de evitar um possível desequilíbrio ambiental.

3.4. Biofungicidas

Os fungos patogênicos são os principais organismos responsáveis por doenças em plantas, causando danos significativos nos cultivos de todo mundo. Diante disso, os biofungicidas têm sido cada vez mais reconhecidos e usados para resolver estes problemas. Esses são uma opção ambientalmente segura, acessíveis em termos de custo e mais persistentes no campo se comparado a outros métodos de controle (GOMES *et al.*, 2021). O uso de fungicidas químicos pode criar um desbalanço no microbioma, que possuem um papel importante na manutenção da saúde do solo. Uma diminuição da diversidade no microbioma pode estimular o desenvolvimento de doenças de plantas transmitidas pelo solo (ABBEY *et al.*, 2019; SHEN *et al.*, 2014).

De acordo com o Mapa, no território brasileiro existem 60 fungicidas microbianos, desses, 35 são à base de *Bacillus*. Contudo, apenas 3 têm uso para agricultura orgânica. As espécies usadas nesses 35 produtos são: *Bacillus amyloliquefaciens*, *B. pumilus*, *B. subtilis* e *B. velezensis*, que atuam o controle de uma gama de patógenos fúngicos (Tabela 2).

Apesar de já existirem produtos com 5 espécies de *Bacillus*, estudos evidenciaram outras espécies promissoras no biocontrole de fungos patogênicos. Zhou *et al.* (2021a) usaram a cepa YN917 de *B. cereus* para avaliar seus efeitos em relação ao biocontrole de patógenos e suas propriedades em relação à promoção do crescimento de plantas. Os resultados obtidos pelos autores revelaram que a cepa reduziu significativamente a severidade da brusone (*Magnaporthe grisea*) nas plantas de arroz em casa de vegetação. Além disso, o uso dessa cepa de bactéria promoveu significativa germinação de sementes e o crescimento das plântulas. Em análises com os genomas da cepa, foram revelados agrupamentos de genes para biossíntese de promoção de plantas, como o ácido indolacético (AIA) e o triptofano. Os autores salientam que

essa cepa pode ter diversas finalidades, como biocontrole de doenças (brusone) e promoção de crescimento de plantas.

Chauhan *et al.* (2016) utilizaram duas espécies diferentes de *Bacillus* nos estudos com cúrcuma (*Curcuma longa*) e *Fusarium solani*. As espécies utilizadas em consórcio foram *B. endophyticus* e *B. cereus*, com as cepas TSH42 e TSH77, respectivamente. De acordo com os autores, o uso das cepas reduziu significativamente o crescimento do fungo patogênico *F. solani in vitro*. Em casa de vegetação, o uso dessas duas cepas também reduziu a incidência percentual da doença da podridão do rizoma causado pelo mesmo fungo patogênico. Além disso, também foi observado um aumento na biomassa fresca do rizoma e um maior crescimento das plantas se comparadas com as testemunhas.

Estudos realizados a campo utilizando a cepa de *B. altitudinis* BRHS/S-73 demonstraram que essa, além de solubilizar fosfato do solo, também promoveu o crescimento das plantas e o biocontrole do patógeno *Thanatephorus cucumeris*, um fungo que causa doenças nas raízes de *Vigna radiata* (feijão-da-china). As espécies de plantas utilizadas nesse estudo foram *V. radiata*, *Glycine max* (soja) e *Cicer arietinum* (grão de bico). As sementes foram inoculadas com a bactéria antes de serem semeadas no campo. Houve um aumento significativo no comprimento da raiz, comprimento da parte aérea e aumento na biomassa de raízes e da parte aérea das três espécies vegetais estudadas. Nas plantas de feijão-da-china, a eficiência no controle do patógeno foi de 67%, 30 dias depois de ser inoculado nas plantas (SUNAR *et al.*, 2015). Outras espécies de *Bacillus* também demonstraram efeito biofungicida como *B. pseudomycooides* (KNEŽEVIĆ *et al.*, 2021), *B. licheniformis* (LEE *et al.*, 2006) e *B. tequilensis* (ZHOU *et al.*, 2021b)

Tabela 2. Fungicidas bacterianos à base de *Bacillus* spp. registrados no MAPA (2022).

| N. Registro | Ingrediente Ativo | Fungos Alvo |
|-------------|-----------------------------|--|
| 24820 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>Colletotrichum truncatum</i> ; <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>Corynespora cassiicola</i> ; <i>Ramularia areola</i> ; <i>Phaeosphaeria maydis</i> |
| 21721 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>C. gloeosporioides</i> |

| | | |
|-------|--|--|
| 6721 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>C. gloeosporioides</i> |
| 27021 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>Botrytis cinerea</i> ; <i>C. gloeosporioides</i> ; <i>Sphaeroteca fuliginea</i> ; <i>Rhizoctonia solani</i> ; <i>Sclerotinia sclerotiorum</i> ; <i>Pythium ultimum</i> |
| 8121 | <i>B. subtilis</i> ; <i>B. velezensis</i> , isolado CNPSo 3602 | <i>C. truncatum</i> ; <i>Fusarium oxysporum f.sp.</i> <i>Vasinfectum</i> ; <i>Fusarium oxysporum f.sp.</i> <i>Phaseoli</i> ; <i>Rhizoctonia solani</i> ; <i>P. ultimum</i> ; <i>P.</i> <i>aphanidermatum</i> |
| 22620 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>C. gloeosporioides</i> |
| 19121 | <i>B. subtilis</i> | <i>C. gloeosporioides</i> ; <i>R. solani</i> ; <i>F. solani f. sp.</i> <i>glycines</i> |
| 420 | <i>B. amyloliquefaciens</i> ; <i>Trichoderma asperellum</i> ; <i>T.</i> <i>harzianum</i> | <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>S. sclerotiorum</i> ; <i>R. solani</i> |
| 25720 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>C. gloeosporioides</i> |
| 26816 | <i>B. subtilis</i> | <i>Hemileia vastatrix</i> ; <i>Neofabraea perennans</i> ; <i>Alternaria porri</i> ; <i>R. solani</i> ; <i>Botrytis cinerea</i> |
| 43418 | <i>B. subtilis</i> | <i>Xanthomonas vesicatoria</i> ; <i>Uncinula necator</i> ; <i>H. vastatrix</i> ; <i>S. sclerotiorum</i> ; <i>Phakopsora</i> <i>pachyrhizi</i> ; <i>Alternaria solani</i> ; <i>C.</i> <i>gloeosporioides</i> ; <i>C. acutatum</i> ; <i>C.</i> <i>lindemuthianum</i> |
| 3221 | <i>B. velezensis</i> , isolado CNPSo 3602 | <i>F. solani f. sp. glycines</i> |
| 27321 | <i>B. velezensis</i> , isolado CNPSo 3602; <i>Bacillus</i> <i>pumilus</i> ; <i>Bacillus subtilis</i> | <i>Septoria glycines</i> |
| 4621 | <i>B. pumilus</i> | <i>Cercospora kikuchii</i> ; <i>S. glycines</i> ; <i>Corynespora cassicola</i> |
| 27221 | <i>B. subtilis</i> ; <i>B. pumilus</i> ; <i>B.</i> <i>velezensis</i> , isolado CNPSo 3602 | <i>S. glycines</i> |
| 4721 | <i>B. pumilus</i> | <i>C. kikuchii</i> ; <i>S. glycines</i> ; <i>C.a cassicola</i> |

| | | |
|-------|--|---|
| 22718 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>Botrytis squamosa</i> ; <i>B. cinerea</i> ; <i>Phyllosticta citricarpa</i> ; <i>Sphaeroteca fuliginea</i> ; <i>R. solani</i> ; <i>Cryptosporiopsis perennans</i> ; <i>Streptomyces scabies</i> ; <i>F. solani</i> ; <i>P. ultimum</i> |
| 26616 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>Uncinula necator</i> ; <i>B. cinerea</i> ; <i>C. gloeosporioides</i> ; <i>C. perennans</i> ; <i>P. citricarpa</i> ; <i>A. porri</i> ; <i>A. solani</i> ; <i>A. dauci</i> ; <i>S. sclerotiorum</i> ; <i>S. fuliginea</i> ; <i>Mycosphaerella fijiensis</i> ; <i>Erysiphe polygoni</i> |
| 15220 | <i>B. subtilis</i> | <i>R. solani</i> ; <i>S. sclerotiorum</i> |
| 30820 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>C. gloeosporioides</i> |
| 21220 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>S. sclerotiorum</i> ; <i>R. solani</i> |
| 520 | <i>B. amyloliquefaciens</i> ; <i>T. asperellum</i> ; <i>T. harzianum</i> | <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>S. sclerotiorum</i> ; <i>R.a solani</i> |
| 522 | <i>B. subtilis</i> ; <i>B. velezensis</i> , isolado CNPSo 3602 | <i>S. sclerotiorum</i> |
| 30918 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>B. cinerea</i> |
| 35419 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>C. truncatum</i> ; <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>C. cassicola</i> ; <i>R. areola</i> ; <i>P. maydis</i> |
| 3121 | <i>B. velezensis</i> , isolado CNPSo 3602 | <i>F. solani f. sp. glycines</i> |
| 3911 | <i>B. subtilis</i> , linhagem QST 713 | <i>F. oxysporum f.sp. lycopersici</i> ; <i>Streptomyces scabies</i> ; <i>C. perennans</i> ; <i>P. ultimum</i> ; <i>Alternaria dauci</i> ; <i>A. porri</i> ; <i>B. cinerea</i> ; <i>C. gloeosporioides</i> ; <i>C. acutatum</i> ; <i>S. macularis</i> ; <i>Mycosphaerella fijiensis</i> ; <i>Sphaeroteca fuliginea</i> ; <i>R. solani</i> ; <i>S. sclerotiorum</i> |
| 33918 | <i>B. amyloliquefaciens</i> ; <i>Trichoderma harzianum</i> | <i>R. solani</i> ; <i>S. sclerotiorum</i> ; <i>F. solani</i> |
| 4311 | <i>B. pumilus</i> | <i>S. macularis</i> ; <i>U. necator</i> ; <i>S. fuliginea</i> ; <i>B. cinerea</i> ; <i>C. perennans</i> ; <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>Alternaria porri</i> ; <i>A. solani</i> |

| | | |
|-------|---|---|
| 1820 | <i>B. amyloliquefaciens</i> ; <i>T. asperellum</i> ; <i>T. harzianum</i> | <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>S. sclerotiorum</i> ; <i>R. solani</i> |
| 21120 | <i>B. amyloliquefaciens</i> ; <i>T. harzianum</i> | <i>S. sclerotiorum</i> |
| 25621 | <i>B. amyloliquefaciens</i> , isolado CCT 7901; <i>T. harzianum</i> , isolado URM 8119; <i>T. asperellum</i> , isolado URM 8120 | <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>S. sclerotiorum</i> ; <i>R. solani</i> |
| 25120 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>C. truncatum</i> ; <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>C. cassiicola</i> ; <i>R. areola</i> ; <i>P. maydis</i> |
| 21021 | <i>B. amyloliquefaciens</i> | <i>C. lindemuthianum</i> ; <i>C. gloeosporioides</i> |

*Produto fitossanitário com uso aprovado para a agricultura orgânica.

3.5. Bioinseticidas

Os bioinseticidas possuem alta especificidade, ausência de resistência nos insetos alvos, requerem um número menor de aplicações, o que junto com sua composição natural promovem impacto reduzido. Atualmente no MAPA (2022) há registro de 242 inseticidas microbiológicos, dos quais 39 produtos são a base de *Bacillus* (Tabela 3). As espécies *B. thuringiensis*, *B. cereus*, *B. anthracis*, *B. moycooides* e *B. weihenstephanensis* são responsáveis por mais de 90% dos biopesticidas disponíveis (POLANCZYK; ALVES, 2003). As espécies desse grupo são muito semelhantes, sendo a principal característica que distingue *B. thuringiensis* dos outros táxons do mesmo gênero é a presença intracelular de um cristal protéico (MUNIZ, 2019).

Dentre os métodos de controle biológico de pragas, uma das alternativas disponíveis é a utilização de culturas geneticamente modificadas, dentre essas a soja *Bt*, por meio da inserção dos genes *Cry* de *B. thuringiensis* (SCHÜNEMANN *et al.*, 2014). Essa bactéria produz inclusões cristalinas durante a esporulação (toxinas *Cry*) que contêm proteínas inseticidas chamadas α -endotoxinas. Quando a planta é atacada, essas inclusões são solubilizadas no intestino médio de insetos alvo, liberando as α -endotoxinas que possuem atividade proteolítica, tornando as toxinas ativas (CRICKMORE, 2005; BRAVO

et al., 2011; EVANGELISTA *et al.*, 2021). Essas toxinas são capazes de formar ligações com receptores específicos presentes nas microvilosidades das células intestinais do inseto ocasionando a formação de oligômeros de toxinas, os quais se ligam a receptores secundários da membrana da célula intestinal e como resultado há inserção da toxina oligomérica na membrana da célula epitelial intestinal, resultando em poros nesse epitélio. A ação das toxinas resulta na paralisia do aparelho digestivo, ocasionando a morte por inanição, paralisia geral dos músculos e septicemia. Dessa forma, as toxinas são eficientes e altamente específicas para múltiplos insetos (EVANGELISTA *et al.*, 2021). Existem também relatos sobre outras espécies de *Bacillus* com efeitos bioinseticidas, como no caso do *B. subtilis* (ASSIÉ *et al.*, 2002), *B. sphaericus* (CHARLES; NIELSEN; DELÉCLUSE, 1996), *B. pumilus* (KAHIA *et al.*, 2021) e o *B. flexus* (HASSANEIN *et al.*, 2021), além de uma identificação de um gene tipo *Cry* em *B. cereus* (CASTILLO; LUÉVANO; IBARRA, 2021).

Tabela 3. Inseticidas bacterianos à base de *Bacillus* spp. registrados no MAPA (2022).

| N. Registro | Ingrediente Ativo | Inseto Alvo |
|-------------|-------------------------------|---|
| 2798 | <i>Bacillus thuringiensis</i> | <i>Tuta absoluta</i> ; <i>Diaphania nitidalis</i> ; <i>Ecdytoplopha aurantiana</i> ; <i>Brassolis sophorae</i> ; <i>Helicoverpa sp.</i> ; <i>Plutella xylostella</i> ; <i>Anticarsia gemmatalis</i> ; <i>Helicoverpa armigera</i> ; <i>Ascia monuste orseis</i> |
| 14320 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>Spodoptera frugiperda</i> ; <i>Chrysodeixis includens</i> |
| 6095 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>Bonagota salubricola</i> ; <i>Cryptoblabes gnidiella</i> ; <i>Diaphania hyalinata</i> ; <i>D. nitidalis</i> ; <i>E. aurantiana</i> ; <i>T. absoluta</i> ; <i>H. armigera</i> ; <i>Neoleucinodes elegantalis</i> ; <i>P. xylostella</i> ; <i>Pseudoplusia includens</i> ; <i>Spodoptera frugiperda</i> ; <i>Grapholita molesta</i> |
| 30518 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>E. aurantiana</i> ; <i>H. armigera</i> ; <i>Thyrinteina arnobia</i> ; <i>P. xylostella</i> ; <i>Helicoverpa zea</i> |
| 1917 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>A. monuste orseis</i> ; <i>A. gemmatalis</i> ; <i>Eacles imperialis magnifica</i> ; <i>Mocis latipes</i> ; <i>S. frugiperda</i> ; <i>E. aurantiana</i> ; <i>B. sophorae</i> ; <i>Trichoplusia ni</i> ; <i>Thyrinteina arnobia</i> ; <i>Heliothis virescens</i> ; <i>Manduca sexta paphus</i> ; <i>Erinnyis ello</i> ; <i>H. armigera</i> ; <i>H. zea</i> ; |

| | | |
|--------|---|--|
| | | <i>D. nitidalis; Diaphania hyalinata; Colias lesbia pyrrothoea; Alabama argillacea; P. xylostella.</i> |
| 458791 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>S. frugiperda; T. arnobia; E. ello; H. zea; H. virescens; A. gemmatalis;</i> <i>Mocis latipes; A. monuste orseis; P. xylostella; T. ni; E. imperialis magnifica; B. sophorae; M. sexta paphus; D. hyalinata; D. nitidalis; Colias lesbia pyrrothoea E. aurantiana; H. armigera; T. arnobia; A. argillacea;</i> |
| 5022* | <i>B. thuringiensis var. kurstaki, isolado HD-1</i> | <i>A. argillacea; S. frugiperda; C. includens; A. gemmatalis;</i> |
| 2420* | <i>B. thuringiensis var. kurstaki, isolado HD-1</i> | <i>A. argillacea; A. gemmatalis; P. includens; E. heros; C. includens.</i> |
| 2821* | <i>B. thuringiensis</i> | <i>A. argillacea; S. frugiperda; C. includens; A. gemmatalis</i> |
| 21918 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>H. armigera; C. includens; A. gemmatalis</i> |
| 9121* | <i>B. thuringiensis</i> | <i>A. argillacea; S. frugiperda; C. includens; A. gemmatalis</i> |
| 7721 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>C. includens; S. frugiperda; D. saccharalis</i> |
| 14820 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>S. frugiperda; C. includens</i> |
| 31421* | <i>B. thuringiensis var. kurstaki, isolado HD-1 (S1450)</i> | <i>A. argillacea; S. frugiperda; C. includens; A. gemmatalis</i> |
| 4816 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>H. armigera; C. includens; A. gemmatalis.</i> |
| 5120* | <i>B. thuringiensis</i> | <i>A. argillacea; S. frugiperda; C. includens; A. gemmatalis</i> |
| 3321* | <i>B. thuringiensis</i> | <i>A. argillacea; S. frugiperda; C. includens; A. gemmatalis</i> |
| 6319 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>E. aurantiana; C. includens;</i> |
| 22316 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>G. molesta; N. elegantalis; P. xylostella; C. gnidiella; Pseudaletia sequax; E. aurantiana; H. armigera; P. includens; D. nitidalis.</i> |

| | | |
|--------|---|--|
| 22216 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>S. frugiperda</i> |
| 291 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>A. argillacea</i> ; <i>Opsiphanes invirae</i> ; <i>A. monuste orseis</i> ; <i>B. sophorae</i> ; <i>Condylorrhiza vestigialis</i> ; <i>D. hyalinata</i> ; <i>D. saccharalis</i> ; <i>E. aurantiana</i> ; <i>H. armigera</i> ; <i>H. virescens</i> ; <i>P. includens</i> ; <i>T. absoluta</i> ; <i>T. arnobia</i> ; <i>T. ni</i> ; <i>A. gemmatalis</i> |
| 5917 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>C. includens</i> ; <i>E. aurantiana</i> ; <i>H. armigera</i> ; <i>T. ni</i> ; <i>T. arnobia</i> ; <i>A. argillacea</i> ; <i>A. monuste orseis</i> ; <i>D. saccharalis</i> ; <i>T. absoluta</i> |
| 4707 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>A. argillacea</i> ; <i>E. aurantiana</i> ; <i>G. molesta</i> ; <i>D. nitidalis</i> ; <i>P. xylostella</i> ; <i>A. gemmatalis</i> ; <i>E. ello</i> ; <i>Argyrotaenia sphaleropa</i> ; <i>P. includens</i> ; <i>Helicoverpa armigera</i> ; <i>Strymon basalides</i> ; <i>D. saccharalis</i> ; <i>M. sexta paphus</i> ; <i>T. absoluta</i> ; |
| 858901 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>S. basalides</i> ; <i>O. invirae</i> ; <i>D. nitidalis</i> ; <i>Colias lesbia pyrrhothea</i> ; <i>A. argillacea</i> ; <i>H. virescens</i> ; <i>A. gemmatalis</i> ; <i>M. latipes</i> ; <i>A. monuste orseis</i> ; <i>P. xylostella</i> ; <i>T. ni</i> ; <i>E. imperialis magnifica</i> ; <i>E. aurantiana</i> ; <i>B. sophorae</i> ; <i>B. astyra astyra</i> ; <i>Manduca sexta paphus</i> ; <i>E. ello</i> ; <i>S. frugiperda</i> ; <i>P. includens</i> ; <i>H. zea</i> ; <i>D. saccharalis</i> ; <i>Helicoverpa sp.</i> ; <i>D. hyalinata</i> |
| 19721* | <i>B. thuringiensis</i> var. <i>kurstaki</i> , isolado HD-1 | <i>A. argillacea</i> ; <i>S. frugiperda</i> ; <i>C. includens</i> ; <i>A. gemmatalis</i> |
| 31217 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>E. aurantiana</i> ; <i>H. armigera</i> ; <i>T. arnobia</i> ; <i>Plutella xylostella</i> ; <i>Helicoverpa zea</i> |
| 23017 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>P. includens</i> ; <i>H. armigera</i> |
| 7918 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>A. gemmatalis</i> ; <i>S. frugiperda</i> ; <i>C. includens</i> . |
| 21419 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>E. aurantiana</i> ; <i>H. armigera</i> ; <i>T. arnobia</i> ; <i>P. xylostella</i> ; <i>H. zea</i> |
| 18320 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>C. includens</i> ; <i>S. frugiperda</i> ; <i>S. eridania</i> |
| 39517 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>E. aurantiana</i> ; <i>T. arnobia</i> ; <i>H. zea</i> ; <i>H. armigera</i> ; <i>P. xylostella</i> |
| 2517 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>A. monuste orseis</i> ; <i>E. ello</i> ; <i>E. imperialis magnifica</i> ; <i>E. aurantiana</i> ; <i>B. sophorae</i> ; <i>H. zea</i> ; <i>D. nitidalis</i> ; <i>D. hyalinata</i> ; <i>Colias lesbia pyrrhothea</i> ; <i>A. argillacea</i> ; <i>H. virescens</i> ; <i>H. armigera</i> ; <i>A. gemmatalis</i> ; <i>M.</i> |

| | | |
|---------|---|---|
| | | <i>latipes</i> ; <i>S. frugiperda</i> ; <i>T. ni</i> ; <i>T. arnobia</i> ; <i>M. sexta paphus</i> ; <i>P. xylostella</i> |
| 10922* | <i>B. thuringiensis</i> var. <i>kurstaki</i> , isolado HD-1 | <i>A. argillacea</i> ; <i>S. frugiperda</i> ; <i>C. includens</i> ; <i>A. gemmatalis</i> |
| 1608491 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>M. latipes</i> ; <i>T. arnobia</i> ; <i>A. argillacea</i> ; <i>A. gemmatalis</i> ; <i>A. monuste orseis</i> ; <i>P. xylostella</i> ; <i>T. ni</i> ; <i>B. astyra astyra</i> ; <i>B. sophorae</i> ; <i>M. sexta paphus</i> ; <i>E. ello</i> ; <i>Dione juno juno</i> ; <i>P. includens</i> ; <i>R. nu</i> ; <i>C. lesbia pyrrhothea</i> ; <i>D. hyalinata</i> ; <i>D. nitidalis</i> ; <i>D. saccharalis</i> ; <i>E. imperialis magnifica</i> ; <i>E. aurantiana</i> ; <i>H. zea</i> ; <i>H. virescens</i> ; <i>S. basalides</i> ; <i>H. armígera</i> ; <i>O. invirae</i> ; <i>S. frugiperda</i> |
| 39017 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>H. armigera</i> ; <i>A. gemmatalis</i> ; <i>C. includens</i> ; <i>T. arnobia</i> ; <i>T. ni</i> ; <i>T. absoluta</i> ; <i>P. sequax</i> ; <i>A. argilácea</i> ; <i>A. monuste orseis</i> ; <i>D. hyalinata</i> ; <i>C. vestigialis</i> |
| 6618 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>E. aurantiana</i> ; <i>H. armigera</i> ; <i>T. arnobia</i> ; <i>P. xylostella</i> ; <i>Helicoverpa zea</i> |
| 599 | <i>B. thuringiensis</i> | <i>S. frugiperda</i> ; <i>T. absoluta</i> ; <i>A. monuste orseis</i> ; <i>P. xylostella</i> |

*Produto fitossanitário com uso aprovado para a agricultura orgânica.

3.6. Bactérias promotoras do crescimento de plantas

Associações entre plantas e bactérias tem sido estudada a muitas décadas, sugerindo que essa relação pode impactar positivamente no crescimento e na saúde das plantas. As plantas podem “selecionar” seu microbioma ou microbioma central para se associar às bactérias que podem ser benéficas a elas (OROZCO *et al.*, 2018; MORALES *et al.*, 2021). As bactérias podem se associar tanto com a parte aérea quanto com a parte radicular da planta. Além disso, essas podem penetrar dentro dos compartimentos internos da planta ou viver na sua rizosfera. As bactérias associadas às plantas podem ser capazes de exercer mecanismos benéficos, como a promoção direta (crescimento em si) ou indireta (biocontrole de patógenos) do crescimento de plantas (OROZCO *et al.*, 2021). Em português são chamadas de bactérias

promotoras de crescimento de plantas (BPCP) e em inglês de *plant growth-promoting bacteria* (PGPB).

Essa associação entre plantas e bactérias pode ocorrer de três maneiras. A primeira, através da rizosfera, conhecidas como rizobactérias. A rizosfera é a área do solo que circunda a raiz e é influenciada pela deposição de diversos compostos radiculares (vitaminas, aminoácido, nutrientes, etc) que podem ser utilizados por essas rizobactérias para o seu crescimento (BERENDSEN; PIETERSE; BAKKER, 2012). Os microrganismos colonizadores da parte aérea da planta (filosfera) são chamados de epífitas. Os mais comuns são as bactérias, onde apesar de não existir um termo em português para elas, são chamadas em inglês de *phylobacterias* (OROZCO *et al.*, 2021). Por último, existem as bactérias endófitas (ou endofíticas). Esse grupo de bactérias vivem dentro dos tecidos das plantas, sendo assim as que mais interagem com elas e conseqüentemente são as mais importantes BPCP's (RODRIGUEZ; REDMAN, 2008; HARDOIM *et al.*, 2015). Hoje no Brasil não existem bioprodutos específicos para o crescimento de plantas, de acordo com o site do MAPA.

As espécies de *Bacillus* apresentam diferentes mecanismos na promoção de crescimento das plantas. Ku *et al.* (2018) relataram que a cepa YL6 de *B. cereus* tem potencial como BPCP's para as plantas *Glycine max* (soja), *Triticum vulgare* (trigo), *Brassica rapa subsp. pekinensis* (couve-chinesa). Além disso, dentre os mecanismos de promoção, estão a biossíntese de fitohormônios e a facilitação na aquisição do fósforo, que é um macroelemento essencial para as plantas. Khan *et al.* (2020) utilizou outra cepa de *B. cereus*, a SA1, que promoveu o crescimento da soja, a produção de biomassa e o aumento no teor de clorofila, através da secreção de ácidos orgânicos e da produção de fitohormônios. Ademais, a bactéria também promoveu termotolerância nas plantas de soja induzidas ao estresse por calor.

Em um estudo realizado por Ibort *et al.* (2017), utilizando conjuntamente as bactérias *Enterobacter* C7 e *B. megaterium*, observou-se promoção do crescimento de *Solanum lycopersicum* (tomateiro). Essa promoção ocorreu através da melhora na aquisição de sódio, cálcio, magnésio, na produção de antioxidantes e fitohormônios e pela secreção de metabólitos secundários. Eckshtain-Levi *et al.* (2020), utilizando as cepas de *B. subtilis* ES748 e ES749, demonstraram promoção do crescimento da planta *Arabidopsis thaliana* devido

a interação sinérgica entre as espécies. A cepa KP-14 de *B. altitudinis* promoveu o crescimento de *Miscanthus x giganteus* (Mxg) e *Brassica alba* (mostarda) através da produção de fitohormônios, secreção de sideróforos, melhoria na aquisição de fósforo e secreção de compostos orgânicos voláteis (PRANAW *et al.*, 2020). Shen *et al.* (2015) utilizaram a cepa NJN-6 de *B. amyloliquefaciens* para o crescimento de *Musa paradisiaca* (banana), obtendo resultados promissores. A promoção do crescimento ocorreu através da secreção de compostos orgânicos e da geração de um biofilme protetor pela bactéria, de acordo com os autores. Na figura adaptada de Orozco *et al.* (2021), podemos observar os passos para a realização de um bioproduto promotor do crescimento de plantas (Figura 1).

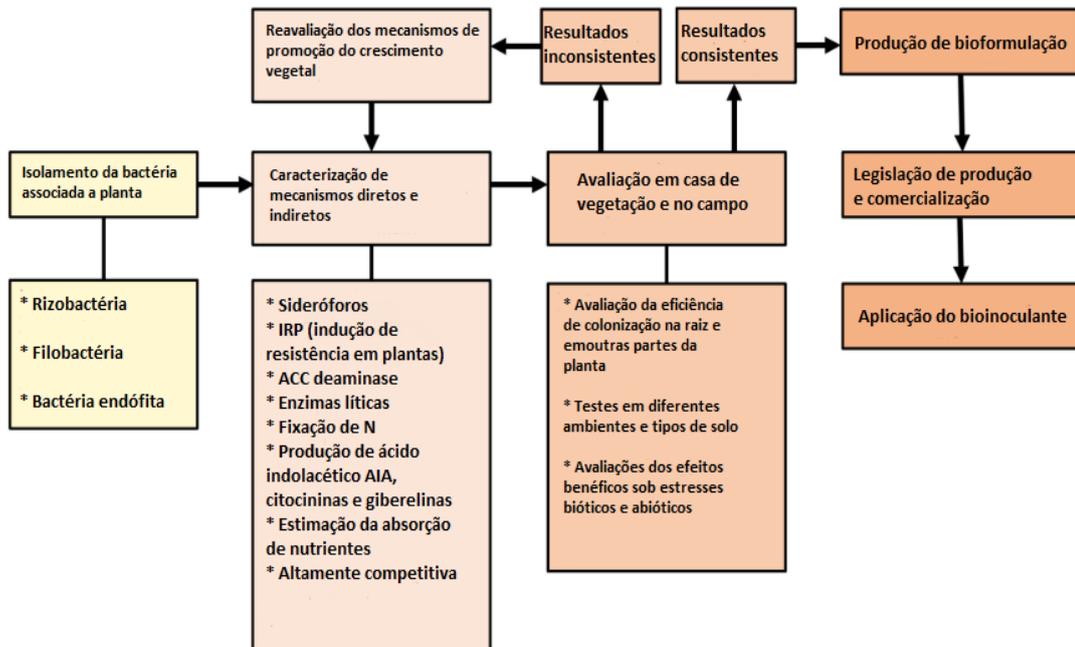


Figura 1. Um resumo dos processos para isolar e caracterizar bactérias promotoras de crescimento de plantas, a triagem preliminar para identificar as melhores cepas e os testes adequados para alcançar a formulação do bioinoculante.

4. Perspectivas

O aumento populacional que ocorrerá nos próximos anos demandará a ampliação da produção de alimentos (ONS *et al.*, 2020). A ocorrência de pragas,

doenças e plantas daninhas nas culturas agrícolas é uma ameaça ao aumento da produção de alimentos. Além disso, a intensificação da produção agrícola não pode conduzir ao aumento dos preços dos alimentos, nem à degradação ambiental. Neste contexto, o controle biológico tem sido uma importante alternativa para o avanço da agricultura sustentável. A prática alia a produção lucrativa de base biológica com baixo impacto ambiental. Estas características têm conduzido ao crescimento muito acelerado da utilização do controle biológico em diversos países do mundo.

Entretanto, na utilização desta biotecnologia devem ser observados alguns fatores que tem grande influência na eficiência de bioprodutos, como as variáveis meteorológicas que ocorrem durante aplicação no campo, a tecnologia de aplicação, a qualidade do produto, o conhecimento do modo de ação do microrganismos, a compatibilidade com pesticidas sintéticos e entre microrganismos, etc. Estes são importantes desafios para o controle biológico, que demandarão mais inovação no desenvolvimento de novos bioprodutos, para que estes sejam amplamente utilizados nos sistemas agrícolas e possam contribuir para uma produção agrícola mais sustentável.

5. Referência bibliográficas

ABBASI, M. W. *et al.* Assessment of extracellular metabolites from *Bacillus* species against root-knot nematodes and root-infecting fungi in *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench. **Pakistan Journal of Botany**, v. 49, n. Special Issue, p. 289–294, 2017.

ABBASI, M. W. *et al.* Potential of *Bacillus* species against *Meloidogyne javanica* parasitizing eggplant (*Solanum melongena* L.) and induced biochemical changes. **Plant and Soil**, v. 375, n. 1–2, p. 159–173, 2014. <https://doi.org/10.1007/s11104-013-1931-6>.

ABBEY, J. A. *et al.* Biofungicides as alternative to synthetic fungicide control of grey mould (*Botrytis cinerea*)—prospects and challenges. **Biocontrol Science and Technology**, v. 29, n. 3, p. 241–262, 2019. <https://doi.org/10.1080/09583157.2018.1548574>.

ABREU, M.M.V.; TUTUNJI, V.L. Implantação e manutenção da coleção de culturas de microrganismos do UniCEUB. **Universitas: Ciências da Saúde**, v. 2, n. 2, p. 236-251, 2004. <https://doi.org/10.5102/ucs.v2i2.535>.

AKPA, E. *et al.* Influence of culture conditions on lipopeptide production by *Bacillus subtilis*. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 20, p. 551-561, 2001. <https://doi.org/10.1385/ABAB:91-93:1-9:551>.

ANTIL, S. *et al.* Potential of *Bacillus altitudinis* KMS-6 as a biocontrol agent of *Meloidogyne javanica*. **Journal of Pest Science**, 2022. <https://doi.org/10.1007/s10340-021-01469-x>.

ASSIÉ, L. K. *et al.* Insecticide activity of surfactins and iturins from a biopesticide *Bacillus subtilis* Cohn (S499 strain). **Mededelingen**, v. 67, n. 3, p. 647—655, 2002.

BAHARUDIN, M. M. A. A. *et al.* Antimicrobial activities of *Bacillus velezensis* strains isolated from stingless bee products against methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. **PLoS ONE**, v. 16, n. 5 May, p. 1–20, 2021.

BAKER, B. P.; GREEN, T. A.; L., Ali J. Biological control and integrated pest management in organic and conventional systems. **Biological Control**, v. 140, p. 104095, 2020.

BANAT, I.M.; MAKKAR, R.S.; CAMEOTRA, S.S. Potencial comercial applications of microbial surfactants. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v, 53, p. 495-508, 2000.

BATISTA, C.D. *et al.* Perception of the use of integrated pest management by rural producers in the “Serra da Ibiapaba” Region, Ceará state. **Research, Society and Development**, v. 9, n. 11, p. e65791110271, 2020.

BERENDSEN, R. L.; PIETERSE, C. M. J.; BAKKER, P. A. H. M. The rhizosphere microbiome and plant health. **Trends in Plant Science**, v. 17, n. 8, p. 478–486, 2012.

BRASIL. 2009. Decreto no 6.913, de 23 de julho de 2009. Diário Oficial da União, Brasília, 24 jul. 2009. Seção 1, p. 8, 2009.

BRAVO, A. *et al.* *Bacillus thuringiensis*: uma história de um bioinseticida de sucesso. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v.41, p. 423-431, 2011.

CASTILLO, F. J.; LUÉVANO, J.; IBARRA, J. E. Identification and characterization of a new *Cry*-like gene found in a *Bacillus cereus* strain. **International Journal of General and Molecular Microbiology**, v. 114, n. 11, p. 1759–1770, 2021.

Centro de Estudos Avançados em Economia Aplicada - CEPEA. PIB DO AGRONEGÓCIO ALCANÇA PARTICIPAÇÃO DE 26,6% NO PIB BRASILEIRO EM 2020. 10 de março de 2021. https://www.cepea.esalq.usp.br/upload/kceditor/files/Cepea_CNA_relatorio_2020.pdf

CHARLES, J. F.; NIELSEN, C.; DELÉCLUSE, A. *Bacillus sphaericus* toxins: Molecular biology and mode of action. **Annual Review of Entomology**, v. 41, n. 1, p. 451–472, 1996.

CHAUHAN, A. K. *et al.* Termitarium-inhabiting *Bacillus endophyticus* TSH42 and bacillus cereus TSH77 colonizing curcuma longa L.: Isolation, characterization, and evaluation of their biocontrol and plant-growth-promoting activities. **Canadian Journal of Microbiology**, v. 62, n. 10, p. 880–892, 2016.

CHEN, M. C. *et al.* Antibacterial activity against *Ralstonia solanacearum* of the lipopeptides secreted from the *Bacillus amyloliquefaciens* strain FJAT-2349. **Journal of Applied Microbiology**, v. 126, n. 5, p. 1519–1529, 2019.

CHEN, M. *et al.* Biocontrol of tomato bacterial wilt by the new strain *Bacillus velezensis* FJAT-46737 and its lipopeptides. **BMC Microbiology**, v. 20, n. 1, p. 1–12, 2020.

CRICKMORE, N. Usando minhocas para entender melhor como *Bacillus thuringiensis* mata insetos. **Tendências em Microbiologia**, v. 13, p.347-350, 2005.

DATTA, P.; TIWARI, P.; PANDEY, L. M. Oil washing proficiency of biosurfactant produced by isolated *Bacillus tequilensis* MK 729017 from Assam reservoir soil. **Journal of Petroleum Science and Engineering**, v. 195, n. March, p. 107612, 2020.

DEMARTELAERE, A. C. F. *et al.* Danos causados ao meio ambiente, animais e ao homem com a utilização de agrotóxico: revisão bibliográfica / Damage caused environment, animals and man with the use pesticides: bibliographic review. **Brazilian Journal of Development**, v. 7, n. 9, p. 94668–94695, 2021.

DIMOPOULOU, A. *et al.* Shifting perspectives of translational research in bio-bactericides: Reviewing the bacillus amyloliquefaciens paradigm. **Biology**, v. 10, n. 11, 2021.

ECKSHTAIN, N. *et al.* Bacterial community members increase *Bacillus subtilis* maintenance on the roots of arabidopsis thaliana. **Phytobiomes Journal**, v. 4, n. 4, p. 303–313, 2020.

EL-HADAD, M. E. *et al.* *In vitro* evaluation of some bacterial isolates as biofertilizers and biocontrol agents against the second stage juveniles of *Meloidogyne incognita*. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 26, n. 12, p. 2249–2256, 2010.

ENGELBRECHT, G. *et al.* Bacillus-based bionematicides: development, modes of action and commercialisation. **Biocontrol Science and Technology**, v. 28, n. 7, p. 629–653, 2018.

EVANGELISTA, J. G. V. N. *et al.* Inseticida biológico no controle de lagarta Spodoptera Eridania no cultivo da soja. **Revista Ibero-Americana de Ciências Ambientais**, v.12, n. 2, p. 548-556. 2021.

FIECHTER, A. Biosurfactants: moving towards industrial application. **Trends in Biotechnology**, v. 10, p. 208–217, 1992.

GAO, H. *et al.* *Bacillus cereus* strain S2 shows high nematicidal activity against *Meloidogyne incognita* by producing sphingosine. **Scientific Reports**, v. 6, n. June, p. 1–11, 2016.

GOMES, A. C. S. Biofungicides: An Eco-Friendly Approach for Plant Disease Management. **Encyclopedia of Mycology**. v. 2, p. 641-649, 2021.

GOSWAMI, M.; DEKA, S. Biosurfactant production by a rhizosphere bacteria *Bacillus altitudinis* MS16 and its promising emulsification and antifungal activity. **Colloids and Surfaces B: Biointerfaces**, v. 178, n. March, p. 285–296, 2019.

HARDOIM, P. R. *et al.* The Hidden World within Plants: Ecological and Evolutionary Considerations for Defining Functioning of Microbial Endophytes. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v. 79, n. 3, p. 293–320, 2015.

HASSANEIN, W. A. *et al.* Insecticidal impacts of *Bacillus flexus* S13 biofilm 'extracellular matrix' on cowpea weevil, *Callosobruchus maculatus*. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 31, 2021.

HUANG, Y. *et al.* Characterisation of volatiles produced from *Bacillus megaterium* YFM3.25 and their nematicidal activity against *Meloidogyne incognita*. **European Journal of Plant Pathology**, v. 126, n. 3, p. 417–422, 2010.

IBORT, P. *et al.* Tomato ethylene sensitivity determines interaction with plant growth-promoting bacteria. **Annals of Botany**, v. 120, n. 1, p. 101–122, 2017.

JEMIL, N. *et al.* Structural characterization and identification of cyclic lipopeptides produced by *Bacillus methylotrophicus* DCS1 strain. **Journal of Chromatography B: Analytical Technologies in the Biomedical and Life Sciences**, v. 1060, p. 374–386, 2017.

JIN, P. *et al.* Antimicrobial effect of *Bacillus licheniformis* HN-5 bacitracin A on rice pathogen *Pantoea ananatis*. **BioControl**, v. 66, n. 2, p. 249–257, 2021.

KAHIA, M. *et al.* Insecticidal effect of *Bacillus pumilus* PTB180 and *Bacillus subtilis* PTB185 used alone and in combination against the foxglove aphid and the melon aphid (Hemiptera: Aphididae). **The Canadian Entomologist**, v. 153, n. 6, p. 726–740, 2021.

KHAN, A.S., GADELHA, J.V.M., SILVA, L.M.R. Benefícios Potenciais do Desenvolvimento Sustentável na Agricultura Cearense: O Caso da Região Serrana de Baturité. **Revista de Economia e Sociologia Rural**, v. 35, n. 1, p. 95-118, 2019.

KHAN, M. A. *et al.* Thermotolerance effect of plant growth-promoting *Bacillus cereus* SA1 on soybean during heat stress. **BMC Microbiology**, v. 20, n. 1, p. 1–14, 2020.

KNEŽEVIĆ, M. M. *et al.* The ability of a new strain of *Bacillus pseudomycolides* to improve the germination of alfalfa seeds in the presence of fungal infection or chromium. **Rhizosphere**, v. 18, 2021.

- KU, Y. *et al.* Correction: Root colonization and growth promotion of soybean, wheat and Chinese cabbage by *Bacillus cereus* YL6. **PLoS ONE**, v. 13, n. 12, p. 80–90, 2018.
- LEE, J. P. *et al.* Evaluation of formulations of *Bacillus licheniformis* for the biological control of tomato gray mold caused by *Botrytis cinerea*. **Biological Control**, v. 37, n. 3, p. 329–337, 2006.
- LI, J. *et al.* Molecular Mechanisms of Nematode-Nematophagous Microbe Interactions: Basis for Biological Control of Plant-Parasitic Nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, v. 53, p. 67–95, 2015.
- LI, B. *et al.* *Bacillus altitudinis* strain AMCC 101304: a novel potential biocontrol agent for potato common scab. **Biocontrol Science and Technology**, v. 29, n. 10, p. 1009–1022, 2019.
- LIU, Q. *et al.* Production, characterization and application of biosurfactant produced by *Bacillus licheniformis* L20 for microbial enhanced oil recovery. **Journal of Cleaner Production**, v. 307, n. May, p. 127193, 2021.
- LOPES, E. A.; FERRAZ, S. Importância dos fitonematoides na agricultura. In: OLIVEIRA, C. M. G.; SANTOS, M. A.; CASTRO, L. H. S. (Ed.). **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium Editora, p. 1-11, 2016.
- MAPA. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Coordenação de Agrotóxico e Afins/DFIA/SDA. Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários – AGROFIT.- Consulta de Produtos Formulados. http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons [Acesso em: 5 mai. 2022].
- MARCHUT, O. *et al.* Biosurfactant from endophytic *Bacillus pumilus* 2A: physicochemical characterization, production and optimization and potential for plant growth promotion. **Microbial Cell Factories**, v. 20, n. 1, p. 1–11, 2021.
- MNIF, I.; GHRIBI, D. Potential of bacterial derived biopesticides in pest management. **Crop Protection**, v. 77, p. 52–64, 2015.
- MORALES, L. R. *et al.* Plant growth-promoting bacterial endophytes as biocontrol agents of pre- and post-harvest diseases: Fundamentals, methods of application and future perspectives. **Microbiological Research**, v. 242, n. May 2020, 2021.
- MOURA, G. S.; FRANZENER, G. Biodiversity of nematodes biological indicators of soil quality in the agroecosystems. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 84, n. 0, p. 1–8, 2017.
- MUNIZ, V. A. Atividade Larvicida de *Bacillus* spp. da Amazônia Brasileira portadores dos genes *Cry* e *Bsglu* (β -GLUCANASE), no controle de *Aedes Aegypti* Linnaeus, 1762. Dissertação (mestrado em Biotecnologia e Recursos Naturais da Amazônia). Universidade do Estado do Amazonas. p. 79, 2019.

NIU, Q. *et al.* Functional identification of the gene bace16 from nematophagous bacterium *Bacillus nematocida*. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 75, n. 1, p. 141–148, 2007.

NOGUEIRA, R.C.; CARQUEIRA, H.F.; SOARES, M.B.P. Patenting bioactive molecules from biodiversity: the Brazilian experience. **Expert Opinion on Therapeutic Patents**, v. 20, n. 2, p.145-157, 2010.

OLIVEIRA-FILHO, E.C. Segurança de agentes microbiológicos para o controle de pragas: avaliação toxicológica. **Revista Brasileira de Toxicologia**, v.18, n.1, p.71-75, 2005.

ONS, L.; BYLEMANS, D.; THEVISSSEN, K.; CAMMUE, B. P. A. Combining biocontrol agents with chemical fungicides for integrated plant fungal disease control. **Microorganisms**, v. 8, p.1-19, 2020.

OROZCO, M. *et al.* Microbiome engineering to improve biocontrol and plant growth-promoting mechanisms. **Microbiological Research**, v. 208, p. 25–31, 2018.

OROZCO, M. *et al.* Plant growth-promoting bacteria as bioinoculants: Attributes and challenges for sustainable crop improvement. **Agronomy**, v. 11, n. 6, p. 1–15, 2021.

PARRA, J.R. P. Controle biológico das pragas do citros. **Boletim Citrícola**, 2002.

PECCI, Y. *et al.* LC/ESI-MS/MS characterisation of lipopeptide biosurfactants produced by the *Bacillus licheniformis* V9T14 strain. **Journal of Mass Spectrometry**, v. 45, n. 7, p. 772–778, 2010.

POLANCZYK, R.A.; ALVES, S. *Bacillus thuringiensis*: Uma breve revisão. **Agrociência**, v. 7, p. 1-10, 2003.

PRANAW, K. *et al.* Bioprospecting of a Novel Plant Growth-Promoting Bacterium *Bacillus altitudinis* KP-14 for Enhancing Miscanthus x giganteus Growth in Metals Contaminated Soil. **Biology**, v. 9, n. 9, p. 305, 2020.

RAMEZANI, M. *et al.* The nematicidal potential of local *Bacillus* species against the root-knot nematode infecting greenhouse tomatoes. **Biocontrol Science and Technology**, v. 24, n. 3, p. 279–290, 2014.

RODRIGUEZ, R.; REDMAN, R. More than 400 million years of evolution and some plants still can't make it on their own: Plant stress tolerance via fungal symbiosis. **Journal of Experimental Botany**, v. 59, n. 5, p. 1109–1114, 2008.

SANSINENEA, E.; ORTIZ, A. Secondary metabolites of soil *Bacillus* spp. **Biotechnology Letters**, v. 33, n. 8, p. 1523–1538, 2011.

SARANGI, T.; RAMAKRISHNAN, S.; NAKKEERAN, S. Biocontrol potential of endophytic *Bacillus* spp. against *Meloidogyne incognita* in tomato. **Pestology**, v. 38, n. 6, p. 27–34, 2014.

SAUER, A. V. *et al.* Survival of *pantoea ananatis*, causal agent of maize white spot disease in crop debris. **Agronomy Science and Biotechnology**, v. 1, n. 1, p. 21, 2015.

SCHÜNEMANN, R., KNAAK, N., FIUZA, L. M., Mode of action and specificity of *Bacillus thuringiensis* toxins in the control of caterpillars and stink bugs in soybean culture. **ISRN Microbiology**, v. 2014, p. 1-12, 2014.

SHEN, Z. *et al.* Deep 16S rRNA pyrosequencing reveals a bacterial community associated with banana *Fusarium* wilt disease suppression induced by bio-organic fertilizer application. **PLoS ONE**, v. 9, n. 5, p. 1–10, 2014.

SHEN, Z. *et al.* Effect of the combination of bio-organic fertiliser with *Bacillus amyloliquefaciens* NJN-6 on the control of banana *Fusarium* wilt disease, crop production and banana rhizosphere culturable microflora. **Biocontrol Science and Technology**, v. 25, n. 6, p. 716-731, 2015.

SIMÃO, A. M. T. *et al.* Toxicity assessment of a comercial *Bacillus thuringiensis*-based insecticide on Nile tilápia, *Oreochromis niloticus*. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 8, 2022.

SUNAR, K. *et al.* Biocontrol efficacy and plant growth promoting activity of *Bacillus altitudinis* isolated from Darjeeling hills, India. **Journal of Basic Microbiology**, v. 55, n. 1, p. 91–104, 2015.

UNFER, R.K. *et al.* Métodos de preservação de fungos em laboratório. *In*: DOS SANTOS, C.A. **Grandes temas em Agronomia**. Editora Uniedusul, p. 9-18, 2019.

BOSCH, R. V. D.; MESSENGER, P. S.; GUTTIERREZ, A.P. An introduction to biological control. **New York: Plenum press**, 247 p., 1982.

VAN LENTEREN, J. C. *et al.* Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. **BioControl**, v.63, p. 39-59, 2018.

VARJANI, S. J.; UPASANI, V. N. Critical review on biosurfactant analysis, purification and characterization using rhamnolipid as a model biosurfactant. **Bioresource Technology**, v. 232, p. 389–397, 2017.

VECINO, X. *et al.* Optimization of extraction conditions and fatty acid characterization of *Lactobacillus pentosus* cell-bound biosurfactant/bioemulsifier. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 95, n. 2, p. 313–320, 2015.

VILLALOBOS, S.D.L.S. *et al.* *Bacillus cabrialesii* sp. Nov., an endophytic plant growth promoting bacterium isolated from wheat (*Triticum turgidum* subsp. durum) in the yaqui valley, Mexico. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 69, n. 12, p. 3939–3945, 2019.

WANG, J. Y. *et al.* Biocontrol potential of *Bacillus altitudinis* AMCC1040 against root-knot nematode disease of ginger and its impact on rhizosphere microbial community. **Biological Control**, V. 158, n. p. 2021. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2021.104598>

WEI, J. Z. *et al.* *Bacillus thuringiensis* crystal proteins that target nematodes. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 100, n. 5, p. 2760–2765, 2003.

XIANG, N. *et al.* Biological control of *Meloidogyne incognita* by spore-forming plant growth-promoting rhizobacteria on cotton. **Plant Disease**, v. 101, n. 5, p. 774–784, 2017.

XIONG, J. *et al.* Systemic nematicidal activity and biocontrol efficacy of *Bacillus firmus* against the root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 31, n. 4, p. 661–667, 2015.

YANG, J. *et al.* Identification, and Herbicidal Activity of Metabolites Produced by *Pseudomonas aeruginosa* CB-4. **Journal of Integrative Agriculture**, v.13, p. 1719-1726, 2014.

YARAGUPPI, D. A. *et al.* Response surface methodology-based optimization of biosurfactant production from isolated *Bacillus aryabhatai* strain ZDY2. **Journal of Petroleum Exploration and Production Technology**, v. 10, n. 6, p. 2483–2498, 2020.

YIN, N. *et al.* Biocontrol Efficacy of *Bacillus cereus* Strain Bc-cm103 Against *Meloidogyne incognita*. **Plant Disease**, v. 105, p. 2031-2070, 2021.

ZHOU, H *et al.* Efficacy of Plant Growth-Promoting Bacteria *Bacillus cereus* YN917 for Biocontrol of Rice Blast. **Frontiers in microbiology**, v. 12, p 1-9, 2021a.

ZHOU, H. *et al.* Efficacy of *Bacillus tequilensis* strain JN-369 to biocontrol of rice blast and enhance rice growth. **Biological Control**, v. 160, n. October 2020, p. 104652, 2021b. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2021.104652>.

Autores

Vicente Guilherme Handte, Valéria Ortaça Portela, Lisiane Sobucki, Bruno Cherobini Piovesan, Mônica Dickow Pozzobon, Rodrigo Josemar Seminoti Jacques

Departamento de Solos, Universidade Federal de Santa Maria, Roraima, 1000, 97105-900, Santa Maria, Brasil. E-mail: rodrigo@ufsm.br

* Autor para correspondência: rodrigo@ufsm.br