

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP**

**CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**AVALIAÇÃO DO DESENVOLVIMENTO INICIAL DE CANA-  
DE-AÇÚCAR PROMOVIDO POR INOCULANTES  
BACTERIANOS E ADUBAÇÃO COM SUBPRODUTOS**

**Roberta Mendes dos Santos**

**Tecnóloga em produção sucroalcooleira**

**2017**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP**

**CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**AVALIAÇÃO DO DESENVOLVIMENTO INICIAL DE CANA-  
DE-AÇÚCAR PROMOVIDO POR INOCULANTES  
BACTERIANOS E ADUBAÇÃO COM SUBPRODUTOS**

**Roberta Mendes dos Santos**

**Orientador: Prof. Dr. Everlon Cid Rigobelo**

**Coorientador: Prof. Dr. Miguel Ângelo Mutton**

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Microbiologia Agropecuária.

**2017**

Santos, Roberta Mendes dos  
S237a Avaliação do desenvolvimento inicial de cana-de-açúcar promovido por inoculantes bacterianos e adubação com subprodutos / Roberta Mendes dos Santos. -- Jaboticabal, 2017  
vi, 56 p. : il. ; 29 cm

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2017

Orientador: Everlon Cid Rigobelo

Coorientador: Miguel Ângelo Mutton

Banca examinadora: Osania Emerenciano Ferreira, Fábio Camilotti

Bibliografia

1. Inoculantes bacterianos. 2. Mudanças pré-brotadas. 3. *Saccharum* spp. 4. Torta de filtro. 5. Vinhaça. I. Título. II. Jaboticabal-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.

CDU 631.46:633.61

Ficha catalográfica elaborada pela Seção Técnica de Aquisição e Tratamento da Informação – Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação - UNESP, Câmpus de Jaboticabal.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Jaboticabal



**CERTIFICADO DE APROVAÇÃO**

TÍTULO: AVALIAÇÃO DO DESENVOLVIMENTO INICIAL DE CANA-DE-AÇÚCAR  
PROMOVIDO POR INOCULANTES BACTERIANOS E ADUBAÇÃO COM  
SUBPRODUTOS

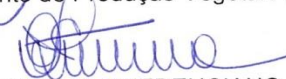
**AUTORA: ROBERTA MENDES DOS SANTOS**

**ORIENTADOR: EVERLON CID RIGOBELLO**

**COORDENADOR: MIGUEL ANGELO MUTTON**

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Mestra em MICROBIOLOGIA  
AGROPECUÁRIA, pela Comissão Examinadora:

  
Prof. Dr. EVERLON CID RIGOBELLO  
Departamento de Produção Vegetal / FCAV / UNESP - Jaboticabal

  
Profa. Dra. OSANIA EMERENCIANO FERREIRA  
UEMG / Frutal, MG

  
Prof. Dr. FÁBIO CAMILOTTI  
Centro Est. de Educação Tecnológica Paula Souza / FATEC - Jaboticabal, SP

Jaboticabal, 16 de fevereiro de 2017.

## **DADOS CURRICULARES DO AUTOR**

**ROBERTA MENDES DOS SANTOS** – nascida em 04 de outubro de 1994, na cidade de Frutal, MG, filha de José Roberto dos Santos e Elenir Mendes de Oliveira Costa, Tecnóloga em Produção Sucroalcooleira, graduada pela Universidade Estadual de Minas Gerais (UEMG – Frutal) em Fevereiro de 2015. Em Março do mesmo ano ingressou no Curso de Mestrado da Pós-graduação em Microbiologia Agropecuária da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV) / Unesp – Jaboticabal. Durante esse período participou de eventos apresentando trabalhos e experimentos junto ao Laboratório de Microbiologia do Solo – LSM.

***"A persistência é o menor caminho para o êxito"***

**— Charles Chaplin**

***A Deus, por ser essencial em minha vida, me fortalecendo a cada novo amanhecer e a minha mãe que enquanto permitida sua presença ao meu lado, foi esplêndida!***

**DEDICO**

## AGRADECIMENTOS

**A DEUS e a Nossa Senhora Aparecida** pela saúde, sabedoria, força e por guiarem meus passos em todos os momentos da minha vida e pela paz nos momentos difíceis.

**À Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias de Jaboticabal** pela oportunidade de realização do curso.

Ao meu orientador Professor Dr. **Everlon Cid Rigobelo** pela grande oportunidade de aprendizado.

Ao meu coorientador Professor Dr. **Miguel Ângelo Mutton** pela ajuda na implementação do experimento e contatos realizados.

Ao nosso técnico do Laboratório de Microbiologia do Solo (LSM) **Luiz Carlos de Assis** pelo ensino, paciência, amizade e palavras sábias proferidas.

**Aos membros banca examinadora** Dra. Osania Emerenciano Ferreira, Dr. Fábio Camilotti, pela atenção e correções sugeridas.

Ao grupo **São Martinho** pela permissão da condução da fase 1 em sua localidade e disponibilização dos subprodutos utilizados na fase 2.

**A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES)** pela concessão da bolsa de estudos durante todo mestrado.

**A Fazenda da FCAV/UNESP** pela disponibilização dos adubos minerais e auxílio na montagem e desmontagem do experimento na fase 2.

Ao meu pai, **José Roberto** por todo amor e apoio, não só durante esta etapa, como também por todas as escolhas de minha vida.

A minha mãe, **Elenir** que não está presente em corpo, mas sim em espírito, pela semente plantada durante sua jornada ao meu lado.

Ao **Fernando Ferreira de Souza** por me acompanhar, ouvir, auxiliar, incentivar e estar ao meu lado nos momentos bons e ruins.



**Aos amigos:** Natália Sarmanho, Vanessa Moura, Laiana Lana, Luan Adames, Paola Escobar pelos momentos bons vividos e tantas gargalhadas.

**Aos colegas de laboratório:** Noemi Barone, Dinalva Mochi, Ana Carolina Machado, Rafael Milani, Marcelo Barbosa, Fernanda Nascimento, Ana Luíza Pereira, Jefferson Galego por todos os momentos compartilhados.

A professora **Osania Emerenciano Ferreira** que me despertou o interesse pela pesquisa.

**A toda minha família**, em especial aos meus avós **Maria e Alcides**, pela serenidade e apoio transmitidos.

**A minha amiga Angélica** pelo reforço na revisão do texto.

E a todos aqueles contribuíram para a realização deste trabalho.

## SUMÁRIO

### Página

RESUMO.....	iii
ABSTRACT .....	iv
LISTA DE TABELAS .....	v
LISTA DE FIGURAS .....	vi
1. INTRODUÇÃO .....	1
2. REVISÃO DE LITERATURA .....	3
2.1. Cana-de-açúcar.....	3
2.2. Sistema de mudas pré-brotadas - MPB.....	5
2.3. Bactérias promotoras do crescimento em plantas - BPCP.....	7
2.4. Principais nutrientes requeridos pela cana-de-açúcar.....	11
2.5. Subprodutos da indústria sucroalcooleira.....	13
2.5.1. Vinhaça .....	14
2.5.2. Torta de filtro .....	16
3. MATERIAL E MÉTODOS .....	18
3.1. Fase 1 – MPB.....	18
3.1.1. Formação das MPB.....	18
3.1.2. Inoculação bacteriana .....	19
3.1.3. Delineamento experimental.....	20
3.1.4. Avaliações .....	20
3.1.4.1. Determinação de matéria seca.....	20
3.1.4.2. Contagem de bactérias totais.....	21
3.2. Fase 2 – Plantas em vasos ao ar livre .....	21
3.2.1 Plantio das MPB em vasos.....	22
3.2.2. Adubações .....	22

3.2.3. Inoculação bacteriana .....	23
3.2.4. Delineamento experimental .....	24
3.2.5. Avaliações .....	24
3.2.5.1. Dados biométricos e massa seca .....	24
3.2.5.2. Análises no solo .....	25
3.2.6. Análise dos dados .....	27
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO .....	28
4.1. Fase 1 - MPB .....	28
4.2 Fase 2 - Plantas em vasos ao ar livre .....	29
4.2.1 Dados biométricos e massa seca .....	29
4.2.2. Análises no solo .....	34
5. CONCLUSÕES .....	38
6. REFERÊNCIAS .....	39

## AVALIAÇÃO DO DESENVOLVIMENTO INICIAL DE CANA-DE-AÇÚCAR PROMOVIDO POR INOCULANTES BACTERIANOS E ADUBAÇÃO COM SUBPRODUTOS

**RESUMO** - Bactérias promotoras do crescimento de plantas podem promover aumento na biometria vegetal, na absorção de nutrientes e sua atuação pode ser incrementada pela disponibilização de carbono e energia, fornecidos via adubação. Desta forma, o experimento foi conduzido com o objetivo de avaliar o efeito dos *Bacillus subtilis* e *Bacillus pumilus* em mudas pré-brotadas (MPB) de cana-de-açúcar e ação das mesmas bactérias associadas à adubação com vinhaça, torta de filtro e o composto de torta de filtro no cultivo inicial de cana-de-açúcar em vasos ao ar livre. O experimento foi dividido em duas fases. Na fase 1 foram utilizadas MPB e os tratamentos constituídos por: T1= Sem inóculo, T2= *B. subtilis*, T3= *B. pumilus* e T4= *B. subtilis* + *B. pumilus*, realizado em delineamento em blocos ao acaso, com quatro repetições. No final do período de formação das MPB que foi de 60 dias, foram aferidas as massas seca de parte aérea, de raízes e total e ainda feita contagem do número de bactérias totais no substrato. Na fase 2, os fatores em estudo foram quatro inoculações, sendo T1= Sem inóculo, T2= *B. subtilis*, T3= *B. pumilus* e T4= *B. subtilis* + *B. pumilus* com quatro tipos de adubações: A1= Adubação mineral (AM), A2= AM + vinhaça, A3= AM + torta de filtro e A4= AM + composto de torta de filtro, combinados em esquema fatorial 4x4, com quatro repetições. Os parâmetros avaliados foram: dados biométricos das plantas, massa seca de parte aérea, raízes e total, contagem do número de bactérias totais, fósforo solúvel, amônio e nitrato no solo. Na fase de MPB o uso das bactérias promoveu aumento de massa seca de raízes e total. Na fase em vasos, os tratamentos que receberam os inóculos, tiveram incremento na altura e diâmetro das plantas com destaque para o *B. pumilus* que proporcionou também maior massa seca de raízes e total. Nas análises realizadas no solo, observou-se que a adição das bactérias promoveu uma menor concentração de nutrientes no solo e provavelmente uma maior assimilação pelas plantas. Os tratamentos que receberam vinhaça associada à adubação mineral prejudicaram o desenvolvimento das plantas com menores valores para os dados biométricos e menor massa seca de todas as partes da planta, enquanto que no solo aumentou a concentração de amônio e número de bactérias totais. A inoculação bacteriana em MPB e em plantas de cana-de-açúcar no seu período inicial promoveu um maior desenvolvimento das plantas e poderia ser utilizada para o aumento da produtividade agrícola nessa cultura.

**Palavras-chave:** inoculantes bacterianos, mudas pré-brotadas, *Saccharum* spp., torta de filtro, vinhaça.

## EVALUATION OF SUGAR-CANE DEVELOPMENT WITH ITS WASTES PROMOTED BY BACTERIAL INOCULUM

**ABSTRACT** - Plant growth rhizobacteria might promote an increase of biometric plant and their action can be optimized by availability of carbon and energy, provided via organic fertilization. In this way, the experiment was carried out with aim to evaluate the fertilization effect with cane's wastes and promoted bacteria inoculation at initial seedling of sugar cane. The experiment was divided at two phases. Phase 1 were utilized Pre-Sprouted-Seedlings (PSS) and the treatments were T1 = control, T2 = *Bacillus subtilis*, T3 = *B. pumilus* and T4 = *B. subtilis* + *B. pumilus*. The design was randomized blocks with four repetitions. At the final period of PSS formation, were measured the shoot, root and total dry matter and also total bacteria of substrate. At the phase II the factors analysed were four kind of inoculations being T1= no inoculum, T2= *B. subtilis*, T3= *B. pumilus* and T4= *B. subtilis* + *B. pumilus* with four kind of fertilizations: F1= mineral fertilization (MF), F2= MF + vinasse, F3= MF + filter cake and F4= MF + filter cake compost, combined with 4 x 4 factorial scheme, with four repetitions. The evaluated parameters were: plants biometric data, shoot, root and total dry matter, total bacteria counting, soluble phosphorus, ammonium and nitrate levels into soil. At the PSS phase the use of bacteria promoted the increasing of root and total dry matter. At the phase 2 the treatments which received inoculas had higher height and plant's diameter and also higher root and total dry matter, with emphasis on *B. pumilus*, which provided greater. Treatments that serve vineyard associated with mineral fertilization have hampered the development of plants with lower biometric data and lower dry mass of all parts of the plant, while not increasing the size of a number of total bacteria. At the soil analysis, it was observed, that the addition of bacteria promoted a lower nutrients levels into soil and likewise higher plant assimilation. The bacterial inoculation on PSS and on sugar cane at initial development period promoted higher plant development and it could be used to increase of cane yield.

**Keywords:** bacterial inoculants, pre-sprouted-seedlings, *Saccharum* spp., filter cake, vinasse.

**LISTA DE TABELAS****Página**

<b>Tabela 1.</b> Características químicas do solo utilizado na fase 2:.....	22
<b>Tabela 2.</b> Análise química da vinhaça, torta de filtro (TF) e composto de torta de filtro (CTF): .....	23
<b>Tabela 3.</b> Delineamento experimental utilizado na fase 2:.....	24
<b>Tabela 4.</b> Número de bactérias totais no substrato, massa seca de parte aérea (MSPA), de raízes (MSR) e total (MST) de MPB de cana-de-açúcar com 60 dias:.....	28
<b>Tabela 5.</b> Média do número de perfilhos por vaso, média das somatórias de alturas da folha +1, média das somatórias do diâmetro dos perfilhos, massa seca parte aérea (MSPA), de raízes (MSR) e total (MST) de plantas de cana-de-açúcar cultivadas em vasos com 120 dias: .....	30
<b>Tabela 6.</b> Concentração de fósforo solúvel, amônio, nitrato e número de bactérias totais no solo cultivado com cana-de-açúcar em condições de vaso com 120 dias:.....	35

## LISTA DE FIGURAS

	<b>Página</b>
<b>Figura 1.</b> Fases do desenvolvimento da cana .....	5
<b>Figura 2.</b> Etapas para formação das mudas pré-brotadas (MPB). .....	19
<b>Figura 3.</b> Desdobramento da interação inóculos <i>versus</i> adubações (IxA) para número de perfilhos por vaso. Letras maiúsculas comparam médias dentro de inóculos e letras minúsculas comparam entre adubações (Duncan $p \leq 0,05$ ).....	31
<b>Figura 4.</b> Desdobramento da interação inóculos <i>versus</i> adubações (IxA) para diâmetro dos perfilhos por vaso. Letras maiúsculas comparam médias dentro de inóculos e letras minúsculas comparam entre adubações (Duncan $p \leq 0,05$ ).....	32
<b>Figura 5.</b> Desdobramento da interação inóculos <i>versus</i> adubações (IxA) para concentração de fósforo solúvel. Letras maiúsculas comparam médias dentro de inóculos e letras minúsculas comparam entre adubações (Duncan $p \leq 0,05$ ).....	36

## 1. INTRODUÇÃO

O Brasil é o maior produtor mundial de cana-de-açúcar (*Saccharum spp.*), sendo uma cultura de grande importância para o setor de biocombustíveis, com potencial para produção de açúcar, etanol e na geração de subprodutos de interesse industrial (CONAB, 2016). Grandes investimentos são realizados no cultivo desta cultura e o sistema de mudas pré-brotadas (MPB), pode auxiliar na multiplicação de viveiros, combinando alto padrão de fitossanidade, vigor e plantio uniforme (GOMES, 2013).

Além do sistema de MPB, o uso de inoculantes bacterianos é uma alternativa para a sustentabilidade da produção agrícola, com possível diminuição do uso de adubos minerais e conseqüentemente menor custo de produção (POWELL; KLIRONOMOS, 2007). Alguns estudos têm mostrado os benefícios das bactérias promotoras de crescimento de plantas (BPCP) especificamente em cana-de-açúcar, com incrementos na massa seca e produtividade dos colmos dessa cultura (OLIVEIRA et al., 2003; SCHULTZ et al., 2012). As espécies *Bacillus subtilis* e *B. pumilus* podem ser usadas como BPCP, ambas atuando como fixadoras de nitrogênio, produzindo ácido indolbutírico (AIB) (ARAÚJO; HENNING; HUNGRIA, 2005), ácido indolacético (AIA) e sideróforos (PUENTE; LI; BASHAN, 2004), respectivamente.

Na produção de açúcar e etanol são gerados inúmeros resíduos, sendo estes chamados de subprodutos por seu alto valor agregado, dentre os principais, a torta de filtro, vinhaça, cinzas de caldeira, bagaço e palhada da cana-de-açúcar. Estes subprodutos possuem grande potencial para uso na agricultura, sendo utilizados como adubos alternativos.

A vinhaça é fonte de matéria orgânica, água e nutrientes, dentre os principais K, N, Ca, Mg, e seu uso pode contribuir para o aumento da produtividade da cana-de-açúcar (PRADO; CAIONE; CAMPOS, 2013). A torta de filtro possui fósforo orgânico e sua liberação acontece aos poucos por mineralização e ação de micro-organismos no solo (SANTOS et al., 2010). A elaboração de um composto contendo torta de filtro combinado com gesso agrícola, cinzas de caldeiras e palhada agrega



ainda mais valor ao subproduto melhorando a concentração de nutrientes e reduzindo sua umidade (SANTIAGO; ROSSETTO, 2016).

Não existem estudos associando o uso dos *B. subtilis* e *B. pumilus* a subprodutos da indústria canavieira na promoção de crescimento de plantas. Portanto, o presente trabalho teve como objetivo avaliar a ação das bactérias *B. subtilis* e *B. pumilus* em MPB e o uso das mesmas associadas à vinhaça, torta de filtro e composto de torta de filtro na promoção de crescimento inicial de cana-de-açúcar com 120 dias.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2. 1. Cana-de-açúcar

A cana de açúcar é cultivada em mais de 120 países, principalmente no Brasil e na Índia (BALDANI et al., 2002), é uma planta tropical pertencente a família Poaceae (gramíneas) e ao gênero *Saccharum*. Duas espécies foram relatadas em 1753, por Lineu: *S. officinarum* e *S. spicatum* e há pelo menos mais quatro espécies deste gênero (*S. spontaneum*, *S. sinensis*, *S. barberi* e *S. robustum*), sendo a cana-de-açúcar cultivada comercialmente um híbrido multiespecífico, recebendo a designação *Saccharum* spp. (CHEN; CHOU, 1993).

Desde 1500 A.C a cana-de-açúcar já era cultivada nas Índias (ARANHA; YAN, 1987). No Brasil, introduzida em 1532, por Martim Afonso de Souza (VIEIRA; LIMA; BRAGA, 2006), logo após o descobrimento do País, quebrando o monopólio francês no suprimento mundial de açúcar, oriundo das colônias caribenhas (CANABRAVA, 2005). Primeiramente a cultura foi utilizada como alimento para animais e após para produção do açúcar. O primeiro engenho no Brasil foi criado na região de São Vicente (São Paulo) em 1534 (TÁVORA, 2011).

No final do século XX, o Brasil tornou-se o maior produtor mundial de cana-de-açúcar, açúcar e etanol. Essa liderança foi atingida principalmente em função da criação do Proálcool em 1975, um programa governamental de incentivo a produção de álcool combustível (BALSADI; FARIA; NOVAES FILHO, 1996).

Atualmente, a cana-de-açúcar é dos principais produtos agrícolas do Brasil, a agroindústria canavieira nacional é tecnicamente qualificada e com os menores custos de produção do mundo, além de contar com bom potencial para aumento da produção (RODRIGUES, 2010). Sua produção para a safra 2016/17 foi estimada em 684,77 milhões de toneladas, com aumento de 2,9% em relação à safra anterior. A área colhida foi avaliada em 8.973,20 mil hectares, com produção de açúcar em 39,96 milhões de toneladas e a de etanol acima de 27,50 bilhões de litros (CONAB, 2016).

A cana-de-açúcar é uma planta de metabolismo C4 (ALLEN; JONES; JONES, 1985), apresentando eficiência na utilização e resgate de CO<sub>2</sub>, alta taxa fotossintética, adaptação a alta intensidade luminosa e a altas temperaturas (SEGATO; MATTIUZ; MOZAMBANI, 2006). É uma das poucas espécies que armazena carboidrato preferencialmente como sacarose e não como amido (TAIZ; ZEIGER, 2004). O conteúdo de sacarose do seu colmo é o principal produto de interesse desta cultura. Seu armazenamento depende do estágio de desenvolvimento, das condições de crescimento das plantas, além de fatores genotípicos (INMAN-BAMBER et al., 2008).

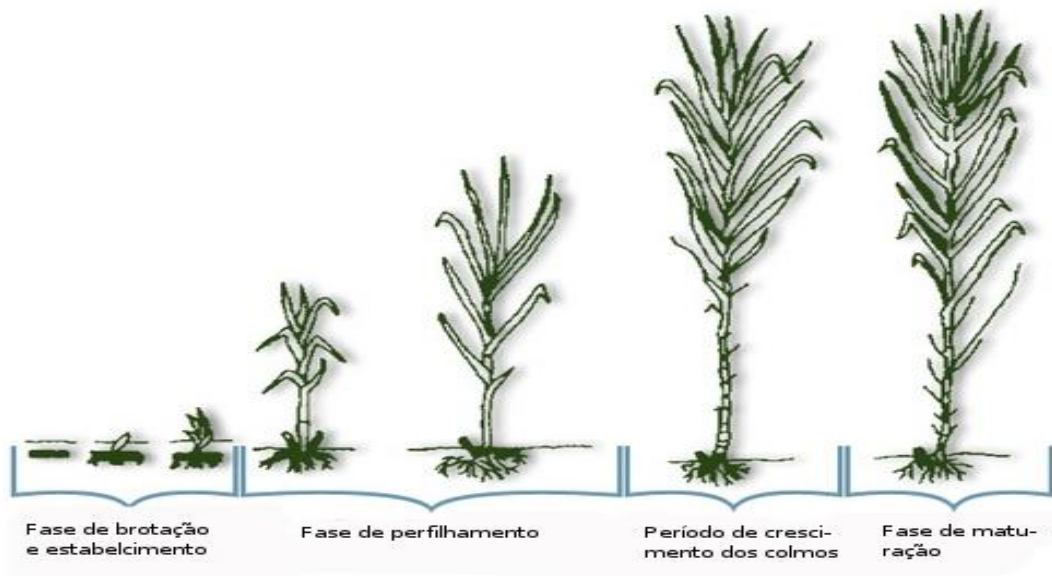
A parte aérea é formada por colmos, folhas e inflorescências, é uma planta que se desenvolve em forma de touceira e a parte subterrânea é constituída por raízes e rizomas. A inflorescência da cana-de-açúcar é uma panícula aberta, chamada de bandeira ou flecha (MOZAMBANI et al., 2006).

De acordo com Tomaz (2013), a cana-de-açúcar é uma cultura perene, mas o cultivo extensivo a torna semi-perene e requer novo plantio após quatro ou cinco colheitas. Isso ocorre devido ao pisoteio por máquinas e veículos no cultivo e na colheita da cultura, compactando o solo e prejudicando a brotação e o crescimento normal do sistema radicular.

A cultura canavieira pode ser estabelecida quando existe umidade (água disponível), e o clima ideal deve apresentar duas estações distintas, uma quente e úmida, para permitir germinação, perfilhamento e desenvolvimento vegetativo, seguido de outra fria e seca, para promover a maturação e o acúmulo de sacarose nos colmos (GROFF, 2010). Seu rendimento é influenciado por muitos fatores ambientais, genéticos com destaque para os climáticos e a disponibilidade de nutrientes no solo, que limitam a produção em várias regiões do Brasil (BOLOGNA-CAMPBELL et al.; 2013).

Após o plantio da cana-de-açúcar ocorre o processo de crescimento das gemas, onde a brotação dura entre 20 e 30 dias, sendo seu início marcado por um rápido aumento na taxa de respiração e do transporte de substâncias diretamente para as áreas de crescimento (DIOLA; SANTOS, 2010). Ainda de acordo com o autor, posteriormente a brotação se inicia a formação do sistema radicular e surgimento dos perfilhos. Passados 40 dias do plantio, em média, tem início a fase

de perfilhamento, onde ocorrem processos fisiológicos de ramificação, podendo durar até 120 dias. Graças a esta fase de perfilhamento, a cultura apresenta o número de colmos necessários para assegurar uma boa produção. A população máxima de perfilhos é alcançada entre 90 e 120 dias após o plantio (Figura 1) (DIOLA; SANTOS, 2010).



**Figura 1.** Fases do desenvolvimento da cana (GASCHO; SHIH, 1983).

## 2.2. Sistema de mudas pré-brotadas – MPB

O sistema de mudas pré-brotadas (MPB) de cana-de-açúcar é uma tecnologia desenvolvida pelo Programa Cana do Instituto Agrônomo de Campinas (IAC). Consiste num sistema de multiplicação que auxilia a produção rápida de mudas, combinando alto padrão de fitossanidade, vigor e uniformidade de plantio, reduzindo o número de falhas e aumentando a regularidade nas linhas de plantio. Sua utilização possibilita ganhos econômicos na implantação de viveiros, replantio de áreas comerciais e possivelmente renovação e expansão de áreas de cana-de-açúcar. Esse sistema apresenta menor risco de difusão de pragas e doenças, acelerando a introdução de novas tecnologias varietais no campo (LANDELL et al., 2012).

Ainda de acordo com Landell et al. (2012), o uso de MPB pode reduzir em até 90% o volume de mudas utilizadas no plantio. No sistema tradicional de plantio é utilizada uma estrutura conhecida como rebolo, que é a cana picada variando de 30 a 50 cm (RIPOLI; RIPOLI, 2004), consumindo 18 a 20 toneladas por hectare plantado, enquanto que para a produção das MPB são utilizados minirebolos, com aproximadamente 3 cm, utilizando apenas duas toneladas por hectare. A partir de uma tonelada de mudas é possível produzir MPB para plantar uma área com até 300 hectares em 17 meses. Já no sistema convencional, a extensão não alcançaria os 30 hectares (COPLANA PRODUTOR, 2013).

As gemas utilizadas para formação das MPB devem ser oriundas de viveiros livre de doenças, com idade de seis a dez meses e sem mistura varietal, tais viveiros deverão ser providos de tratamento térmico, acompanhado de procedimentos de *roguing* e amostras para diagnóstico de doenças, caso seja necessário (LANDELL et al., 2012).

A produção das MPB seguem as seguintes etapas (LANDELL et al., 2012):

- **Corte de minirebolos:** sugere-se a utilização de um sistema de guilhotina com lâmina dupla devidamente desinfestada (XAVIER; de MENDONÇA; SANGUINO, 2008), com espaçamento entre as lâminas de aproximadamente 3 cm.
- **Tratamento dos minirebolos:** é realizada uma seleção visual nos minirebolos para verificar se estão visualmente saudáveis, logo após recebem um banho térmico a 52 °C por 30 min, seguido por tratamento com fungicidas.
- **Brotação:** são utilizadas caixas com substrato para o plantio das mudas, estas chamadas de “caixas de brotação”, tais caixas são levadas para estufa onde são mantidas a 32°C e com irrigação suficiente para garantir a manutenção do processo de pré-brotação.
- **Repicagem:** após aproximadamente dez dias na estufa, as mudas são individualizadas para os tubetes.
- **Aclimação fase 1:** os tubetes permanecem em aclimação durante 21 dias, sendo que nos primeiros sete dias é recomendado o uso de tela sombrite 50% que no decorrer dos dias vai sendo retirada. As lâminas e os turnos de irrigação ocorrem de acordo com o desenvolvimento das plantas. No fim dessa etapa, há uma

poda foliar que tem por objetivo estimular o desenvolvimento radicular e minimizar as perdas de água.

- **Aclimação fase 2:** as MPB são levadas para o sol com o objeto de se tornarem aptas a irem para o campo. Há quatro turnos de rega durante o dia totalizando 4 mm/dia. O manejo de podas foliares é intensificado, com três podas ao longo de 21 dias. Esta é a ultima etapa do processo e as mudas já estão condição de serem retiradas do tubete e irem para o plantio no campo.

### 2.3. Bactérias promotoras do crescimento em plantas – BPCP

As bactérias promotoras do crescimento em plantas (BPCP) compreendem um grupo de micro-organismos que podem estimular o crescimento e o desenvolvimento das plantas por meio de mecanismos diretos e/ou indiretos (HUNGRIA et al., 2010).

As BPCB podem ser encontradas nas superfícies radiculares, na rizosfera e no interior dos tecidos das plantas (AHMAD; AHMAD; KHAN, 2008), podem ser utilizadas para tratamento de sementes, mudas micropropagadas, estacas, tubérculos, raízes, incorporadas ao solo antes ou depois do plantio e pulverizações na parte aérea incluindo folhagem e frutos (MARIANO et al., 2004).

Como meio direto de afetar diretamente o metabolismo das plantas, as BPCP podem fornecer substâncias que normalmente estariam pouco disponíveis, são capazes de fornecer nitrogênio, fósforo, ferro e produzir hormônios tais como, auxinas, giberelinas, citocininas e etileno (BASHAN; DE-BASHAN, 2005).

As bactérias que fixam nitrogênio tais como *Rhizobium* e *Bradyrhizobium*, podem estabelecer simbiose formando nódulos em raízes de plantas leguminosas tais como soja, ervilha, amendoim. Estas bactérias convertem  $N_2$  em amônio, que pode ser utilizado pelas plantas como fonte de nitrogênio (MURRAY, 2011). As bactérias de vida livre também podem fixar nitrogênio sem a formação nódulos, porém fornecendo menor quantidade de nitrogênio para a planta hospedeira (GLICK, 2012). O processo de fixação de nitrogênio é realizado por um complexo enzimático chamado de nitrogenase (KIM; REES, 1994).

As bactérias solubilizadoras de fosfato pertencem a um grupo amplo, que possuem a habilidade de solubilizar compostos de fosfato indisponíveis em formas assimiláveis as plantas (KHAN; ZAIDI; WANI, 2006), isso ocorre através da produção de enzimas extracelulares e exsudados de ácidos orgânicos, que aumentam o crescimento das plantas em solos com baixos percentuais de fósforo solúvel (TRIPURA; SASHIDHAR; PODILE, 2007; BEDDINGTON, 2010).

Zaidi et al. (2009) citam que a solubilização de fósforo inorgânico ocorre como consequência da ação de ácidos orgânicos de baixo peso molecular, que são sintetizados por várias espécies de bactérias presentes no solo. Por outro lado, a mineralização de fósforo orgânico ocorre através da síntese de diferentes fosfatases e ácidos orgânicos, que catalisam a hidrólise de ésteres fosfóricos (GLICK, 2012).

O ferro é um nutriente essencial para praticamente todas as formas de vida. No ambiente aeróbico, o ferro ocorre principalmente como  $Fe^{3+}$  e é susceptível de formar hidróxidos insolúveis, que são geralmente inacessíveis para plantas e micro-organismos (RAJKUMAR; PRASAD; FREITAS, 2010). Nestas condições, algumas bactérias produzem quelantes de ferro com baixo peso molecular, denominados sideróforos, com afinidade de associação com o ferro (MACHUCA et al., 2007), superando sua limitação nutricional de ferro. A excreção de sideróforos pelas bactérias pode promover o crescimento das plantas, melhorando sua nutrição (efeito direto) ou inibindo o estabelecimento de fitopatógenos (efeito indireto) através do sequestro de ferro do ambiente (SOUZA; AMBROSINI; PASSAGLIA, 2015).

Diversas BPCP podem alterar a arquitetura da raiz e promover o desenvolvimento das plantas, devido à sua capacidade de sintetizar e secretar hormônios vegetais como Ácido Indol Acético (AIA), giberelinas, citocininas e etileno, que são denominados fitoestimuladores ou fitohormônios de crescimento em plantas (BLOEMBERG; LUGTENBERG, 2001), sendo específica esta capacidade para cada tipo de estirpe bacteriana (BOIERO et al., 2007). As bactérias usam estes fitohormônios para interagir com as plantas como parte de sua estratégia de colonização, incluindo fitoestimulação e prevenção de mecanismos de defesa da planta (PÉREZ-MONTAÑO et al., 2014).

O AIA afeta positivamente a divisão de células de plantas; estimula a germinação de sementes e tubérculos; aumenta o desenvolvimento da raiz; controla

processos de crescimento vegetativo; inicia a formação de raízes laterais e adventícias; media as respostas à luz, gravidade e florescência; auxilia na formação de pigmentos, biossíntese de vários metabólitos e resistência a condições estressantes (TSAVKELOVA et al., 2005).

Além do AIA, a citocinina é um fitohormônio que também participa da divisão e crescimento celular, aumento da área da superfície de raízes laterais e adventícias (SALAMONE, HYNES; NELSON, 2005).

Embora o etileno seja um fitohormônio fundamental para o crescimento e desenvolvimento das plantas, altos níveis podem induzir desfolhamento e outros processos celulares que ocasiona redução do desempenho da colheita de alguns frutos (BHATTACHARYYA; JHA, 2012). Bactérias dos gêneros *Agrobacterium*, *Azospirillum*, *Bacillus*, *Burkholderia*, *Enterobacter*, *Pseudomonas*, *Rhizobium*, entre outras, foram caracterizadas por dispor da enzima ácido 1-carboxílico-1-aminociclopropano (ACC) deaminase, que facilita o crescimento e desenvolvimento das plantas, diminuindo os níveis de etileno e de estresse hídrico e ainda induzindo tolerância ao estresse salino (ZAHIR et al., 2008).

Outra forma de atuação das BPCP é a promoção do crescimento de forma indireta, auxiliando no biocontrole de patógenos, permitindo que as plantas expressem todo o seu potencial de crescimento, que poderia ser limitado, caso um patógeno estivesse presente (BASHAN; DE-BASHAN, 2005). Os mecanismos responsáveis pela atividade antagonista incluem a inibição da ação destes por produção de antibióticos, toxinas, concorrência por minerais, nutrientes e locais de colonização (COMPANT et al., 2005).

Uma vez que as bactérias demonstram características promissoras de promoção do crescimento em condições controladas, estas podem ser utilizadas como inoculantes para plantas cultivadas em condições naturais, em vasos e/ou ensaios de campo (PÉREZ-MONTAÑO et al., 2014). Os principais gêneros de BPCP mais estudados são: *Agrobacterium*, *Arthrobacter*, *Bacillus*, *Burkholderia*, *Pseudomonas*, *Serratia*, *Azotobacter*, *Staphylococcus* e *Azospirillum*.

As bactérias do gênero *Bacillus* são Gram-positivas e podem ser anaeróbias, aeróbias ou facultativas, formam endósporos proporcionando estabilidade e resistência a fatores adversos, o que torna interessante para a formulação de



inoculantes comerciais, pelo fato da armazenagem poder ocorrer por longos períodos e permanecer por mais tempo no solo (KOKALIS-BURELLE; KLOEPPER; REDDY, 2006).

O *Bacillus subtilis* é caracterizado por ser um bacilo gram-positivo, de solo e não patógeno (SOUZA, 2012), Estirpes selecionadas podem atuar no antagonismo de nematóides, podendo ser utilizadas no manejo de culturas econômicas, visando a redução dos efeitos deletérios de parasitas (LI et al., 2005). As endotoxinas produzidas pelo *B. subtilis* no solo interferem no ciclo reprodutivo dos nematóides, principalmente na oviposição e eclosão de juvenis (SHARMA; GOMES, 1996).

O efeito benéfico do uso do *B. subtilis*, quando aplicado junto às sementes ou ao solo, não é somente devido ao antagonismo proporcionado aos patógenos. A bactéria atua na germinação, desenvolvimento e rendimento de culturas produzindo substâncias promotoras do crescimento e melhorando a nutrição das plantas (LUZ, 2001).

Dentre os fitohormônios que o *B. subtilis* produz estão as giberelinas (HOLL et al., 1988) e a auxinas (BORONIN et al., 1993). As giberelinas atuam no alongamento do caule, germinação de sementes e desempenham um papel importante na promoção do crescimento de raiz (ZHANG et al., 2016).

Em experimento realizado com tomate em casa de vegetação, o *B. subtilis* proporcionou o maior crescimento da parte aérea comparado com o controle, o que a caracteriza a bactéria como promotora de crescimento de planta, o autor justifica esse efeito, em parte, à produção de fitorreguladores vegetais (ARAÚJO; HENNING; HUNGRIA, 2005). O *B. subtilis* quando co-inoculado com *Arthrobacter* sp. promoveu aumento de peso seco de até 26% em plantas de trigo, agindo como controlador de estresse salino em experimento em vasos e em casa de vegetação (UPADHYAY et al., 2012). E ainda demonstrando que pode ser utilizado em conjunto com outras espécies de bactérias.

Outra espécie de bactéria que pode ser utilizada para a produção de inoculantes bacterianos é o *Bacillus pumilus*. Estirpes de *B. pumilus* testadas *in vitro* por Kuan et al. (2016) foram eficientes para fixação de nitrogênio, solubilização de fosfato e produção de auxina. Para que bactérias possam fixar o N<sub>2</sub>, estas precisam converter/reduzir enzimaticamente o nitrogênio da atmosfera em formas assimiláveis

pelas plantas (OLIVEIRA, 2009). A solubilização de fosfato aumenta a absorção de fósforo pelas plantas, incrementa a produção de aminoácidos, ácidos orgânicos, vitaminas, fitohormônios e a ainda auxilia na sua nutrição (SOUCHIE et al., 2005).

O *B. pumilus* possui ainda atividade fungicida que foi demonstrada a partir da produção de um composto ativo que inibe a esporulação, germinação e crescimento de hifas de *Mucoraceae* e *Aspergillus* (BOTTONI; PELUSO, 2003). Quando crescido em meio Spizizen o *B. pumilus* (SG2) segregou duas quitinases, resultando em inibição do crescimento do *Fusarium graminearum* e destruição do alongamento das hifas do *Bipolaris sorokiniana* que são agentes patogênicos do trigo (SHALI et al., 2010).

#### **2.4. Principais nutrientes requeridos pela cana-de-açúcar**

A disponibilidade de nutrientes no solo é um dos fatores limitantes para a produção de cana-de-açúcar em várias regiões do Brasil (BOLOGNA-CAMPBELL, et al.; 2013). A absorção destes pelas plantas é um processo ativo, que requer energia para acumular os elementos essenciais nos tecidos da planta acima das concentrações encontradas na solução do solo (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

É uma cultura exigente em relação à nutrição de solos, sendo o potássio o macronutriente mais absorvido pela cultura, participando de processos metabólicos relacionados à fotossíntese e na ativação de enzimas (PENATTI, 2013) com aumento da exposição dos sítios ativos para ligação com o substrato de mais de 60 enzimas (PRADO, 2008).

Com o sistema de produção de cana sem queimada a maior parte do potássio retorna ao sistema, uma vez que as folhas geralmente permanecem no campo e o que foi extraído pelos colmos retorna através da vinhaça, fuligem, cinzas e torta de filtro (ROSSETTO, 2013). A deficiência em potássio induz a um crescimento reduzido, diminuição na brotação, os colmos se tornam finos e os internódios curtos, entre outros. O sintoma mais típico de deficiência é o aparecimento de manchas avermelhadas nas folhas (HAAG; ACCORSI, 1978).

O nitrogênio possui um papel importante na cana-de-açúcar, responsável pelo aumento do comprimento dos colmos, fazendo com que a parede celular fique mais delgada, diminuindo a porcentagem de fibra na planta (ORLANDO FILHO, 1983). Na maturação o excesso de nitrogênio causa baixa qualidade no conteúdo de sacarose, promovendo crescimento vegetativo exagerado e acúmulo deste açúcar nos vacúolos dos colmos (RODRIGUES, 1995), já sua deficiência causa redução de produtividade, prejudicando inicialmente as folhas mais velhas (PENATTI, 2013).

O acúmulo de nitrogênio pela cana-de-açúcar varia de acordo com a cultivar, idade da planta e a disponibilidade de nitrogênio no solo (OLIVEIRA et al., 2007). Ainda de acordo com o autor, a absorção e o metabolismo do nitrogênio são influenciados pela disponibilidade de fósforo, onde o suprimento deste nutriente é inadequado ocorre redução na absorção de nitrato e sua translocação das raízes para parte aérea diminui, aumentando o acúmulo de aminoácidos em folhas e raízes.

Embora o fósforo seja absorvido em pequenas quantidades pela cana-de-açúcar, se comparado com o nitrogênio e o potássio, este possui grande importância para a brotação e o perfilhamento, estando ligado à produtividade final da cana-de-açúcar (SANTOS et al., 2009). Possui também propriedade de aumentar a eficiência da utilização de água pela planta, bem como absorção e utilização de outros nutrientes oriundos no solo ou adubação, contribuindo para aumentar a resistência da planta a certas doenças, suportar baixas temperaturas e falta de umidade (KORNDÖRFER, 2004).

A deficiência de fósforo reduz a absorção de nitrogênio e dificulta a clarificação do caldo durante a industrialização dificultando a floculação e a decantação das impurezas (bagacilho, argila, clorofila) (MAHADEVAIAH et al., 2007). Caldo turvo e de coloração intensa implica na produção de açúcar de baixa qualidade, portanto, de menor valor comercial (SANTOS et al., 2010).

O cálcio é constituinte da parede celular das células vegetais proporcionando estrutura as células e facilitando a absorção de água, já o magnésio atua como ativador enzimático do metabolismo energético (enzimas respiratórias) (LASA et al., 2000).

No Brasil em grande parte das áreas cultivadas com cana-de-açúcar tem ocorrido suprimento adequado de micronutrientes pelo solo, dispensando seu uso nas adubações minerais (OLIVEIRA et al., 2007). Porém, ainda de acordo com Oliveira et al. (2007), a implementação de canaviais em áreas menos férteis e plantio de variedades de alta produtividade tem ocasionado deficiência destes micronutrientes.

A resposta baixa para a aplicação de micronutrientes está relacionada com o sistema radicular da cana-de-açúcar, que explora grandes volumes de solo trazendo nutrientes a partir de folhas secas e rizomas de camadas mais profundas para a superfície. Além disso, os micronutrientes são reciclados a partir da vinhaça e torta de filtro, por exemplo (ROSSETTO; DIAS, 2005). Se estes estiverem ausentes no solo e não forem fornecidos através da adubação, a produção da cana-de-açúcar será prejudicada (VITTI et al., 2005).

## **2.5. Subprodutos da indústria sucroalcooleira**

Além do açúcar e etanol, a indústria Sucroenergética produz inúmeros subprodutos, até algum tempo considerados resíduos, porém seu alto valor agregado e seu uso na agricultura, pecuária e na cogeração de energia foi intensificado garantindo-lhes valor. Dentre os principais subprodutos estão a vinhaça, torta de filtro, bagaço da cana-de-açúcar, óleo fúsil e levedura seca.

Constituído de uma mistura de álcoois superiores (álcool isoamílico, álcool isobutílico, propanol e butanol), o óleo fúsel é obtido durante o processo de destilação de etanol combustível (PATIL; KOOLWAL; BUTALA, 2002), apresenta uma composição variável em função da natureza e qualidade da matéria-prima, é produzido na proporção de 0,25 litros para 100 litros de etanol (PÉREZ; CARDOSO; FRANCO, 2001).

O óleo fúsel pode ser utilizado em associação com glifosato possibilitando redução da dose do herbicida e controle sobre plantas daninhas (AZANIA et al., 2008). Além do seu uso em indústrias de cosméticos, indústrias de perfumarias,

como fixador para perfumes e ainda no preparo de sabores artificiais ou aromatizantes (PATIL; KOOLWAL; BUTALA, 2002).

O bagaço é resultante do processo de moagem da cana-de-açúcar para extração do caldo, que é destinado a fabricação de açúcar e etanol (CARVALHO et al., 2006), podendo ser utilizado para geração de energia nas unidades industriais, permitindo que estas, não consumam energia elétrica das redes de distribuição (TORRES, 2012). Segundo a CONAB (2011), toda energia utilizada no processo industrial da produção de etanol e açúcar no Brasil é gerada dentro das próprias usinas a partir da queima do bagaço da cana.

Mendes et al. (2010), citam que o bagaço de cana é um potencial substituto da madeira, apresentando excelente resistência. Além disso, há usinas que comercializam o excedente de produção para concessionárias de energia elétrica (OLIVEIRA; BRAGA; SANTOS, 2014).

O bagaço de cana-de-açúcar também pode ser utilizado como material lignocelulósico para a bioconversão em etanol, conhecido como etanol de segunda geração, uma vez que apresenta fácil utilização, alta concentração de carboidratos, baixo custo de colheita, de transporte e de armazenamento (PANDEY; SOCCOL, 2000). Essa nova geração representa uma alternativa para o uso energético da biomassa, apresentando vantagens ambientais e econômicas (PACHECO, 2011).

Rica em proteínas, vitaminas e sais minerais (FERREIRA, 2009), a levedura é coletada das dornas após a fermentação, pronta para o consumo ou para ser embalada. Cada quilograma de levedura seca equivale a 3 kg de milho em valor proteico, além de a digestibilidade ser maior que 88% em relação ao farelo de soja. A levedura seca pode ser utilizada para compor até 35% da alimentação animal (ARAÚJO et al., 2009).

### **2.5.1. Vinhaça**

A vinhaça é derivada da produção de etanol, após a fermentação do mosto e a destilação do vinho (PEDROSA et al., 2005), sua composição varia dependendo da variedade de cana-de-açúcar utilizada e do processo de destilação

(CHRISTOFOLETTI et al., 2013). São gerados aproximadamente 14 litros de vinhaça para cada litro de etanol produzido (WADT, 2008).

Com alta quantidade de matéria orgânica na forma de ácidos orgânicos e em menor quantidade cátions, como potássio, cálcio e magnésio (JIANG et al., 2012) a utilização da vinhaça eleva o pH do solo, aumenta disponibilidade de alguns íons, a troca catiônica e retenção de água e ainda melhora a estrutura física do solo (SILVA; COELHO, 2006).

Os primeiros estudos sobre a aplicação de vinhaça ao solo no Brasil começaram na década de 1950 (CAMARGO et al., 2009), seu uso na fertirrigação é uma alternativa racional para o descarte, evitando descarga em rios, enquanto proporciona nutrientes ao solo (GIACHINI; FERRAZ, 2009). Quando aplicado *in natura* no solo a vinhaça além da irrigação, fertiliza o cultivo das culturas e reduz custos com adubos químicos (LAIME et al., 2011), além de provocar alterações temporárias na população de micro-organismos do solo, resultando em muitas mudanças nos processos biológicos e químicos, como decomposição da matéria orgânica e nitrificação (CHRISTOFOLETTI et al., 2013).

A vinhaça também é caracterizada pelo seu alto poder poluente, sendo considerada nociva à fauna, flora, microfauna e microflora das águas doces, afugentando a fauna marinha que vem às costas brasileiras para procriação (FREIRE; CORTEZ, 2000).

Aplicações sucessivas de vinhaça em solos arenosos podem conduzir a um desequilíbrio de bases e de elementos tais como, cálcio, magnésio, potássio e sódio, que são usados para avaliar a fertilidade do solo (SILVA; GRIEBELER; BORGES, 2007). Ainda de acordo com o autor, quando aplicada em altas doses, pode acarretar efeitos indesejáveis afetando a qualidade da cana para produção de açúcar, salinização do solo e poluição do lençol freático. Além de poder proporcionar deficiência em manganês no solo (AGARWAL; PANDEY, 1994) e inibição da germinação de sementes (KANNABIRAN; PRAGASAM, 1993).

A presença de grande quantidade de compostos polifenólicos, tais como ácido tânico, ácido húmico, hidratos de carbono e furfurais de hidrólise ácida (PANT; ADHOLEYA, 2007), podem ter um efeito fitotóxico sobre os tecidos das plantas durante a germinação e crescimento de plântulas (CASA et al., 2003). Além disso,

estes compostos podem inibir a atividade de micro-organismos no solo e na água (PARNAUDEAU et al., 2008).

Descargas diretas de vinhaça no solo podem causar lixiviação de metais pesados na direção de águas subterrâneas, alterações na qualidade do solo, como o desequilíbrio de nutrientes, redução da alcalinidade e odores desagradáveis (NAVARRO; SEPÚLVEDA; RUBIO, 2000). Barros et al. (2010) observaram que a utilização de vinhaça durante 10 anos, proporcionou melhoria da disponibilidade dos macronutrientes e diminuição dos micronutrientes e Ribeiro et al. (2010) detectaram aumento na lixiviação de chumbo em solos que foram aplicados vinhaça. Zúñiga; Bazúa e Lozano (2000) observaram que o uso da vinhaça não tratada apresentou risco de salinização do solo e contaminação por zinco e manganês.

Ramana et al. (2002) avaliaram as taxas de germinação de tomate (*Solanum lycopersicum*), cebola (*Allium cepa*), pimentão (*Capsicum annuum* L), abóbora (*Cucurbita pepo*) e pepino (*Cucumis sativus*). Os autores observaram uma redução na taxa de germinação das sementes nas cinco culturas avaliadas utilizando vinhaça diluída 50%.

### **2.5.2. Torta de filtro**

A torta de filtro é um composto orgânico rico em cálcio, nitrogênio, potássio e fósforo, com composições variáveis dependendo da variedade da cana e da sua maturação. Trata-se de uma mistura de bagaço moído e lodo da decantação, proveniente do processo de tratamento e clarificação do caldo da cana-de-açúcar para produção de açúcar. Para cada tonelada de cana moída são produzidos de 30 a 40 kg de torta-de-filtro (SANTOS et al, 2010).

O fósforo existente na torta de filtro é proveniente da fosfatação, que consiste na adição de ácido fosfórico combinado a caleagem, para a floculação de impurezas na etapa de clarificação do caldo de cana (FRAVET et al., 2010). Cerca de 30% do conteúdo total de fósforo aparece na forma orgânica e o nitrogênio predomina na forma proteica, propiciando lenta liberação desses elementos e conseqüentemente

alto aproveitamento pelas plantas (PENATTI; DONZELLI, 1991). Quando incorporada ao solo, em doses elevadas, apresenta propriedades corretivas da acidez do solo, devido aos efeitos quelantes da matéria orgânica sobre o alumínio (ROSSETTO; DIAS, 2005).

A torta de filtro pode substituir parte da adubação tradicional utilizada no plantio, fazendo-se uma complementação com adubos minerais, para isso é necessário conhecer sua composição (VAZQUEZ et al.; 2015). Bittencourt et al. (2006) recomendam sua utilização como um carregador orgânico, para proteger o fósforo da fixação no solo, elevando a eficiência da adubação fosfatada na cultura da cana-de-açúcar, com redução das doses empregadas. Nunes Junior (2008) relata que a torta de filtro é um ótimo produto orgânico para a recuperação de solos exauridos ou de baixa fertilidade, que sai da filtragem com 75% a 80% de umidade.

Na mineralização da torta de filtro, os micro-organismos produzem substâncias quelantes e complexantes que reduzem a fixação do fósforo no solo e também podem produzir substâncias promotoras de crescimento radicular (DINARDO-MIRANDA; VASCONCELOS; LANDELL, 2010).

Júnior et al. (2011) observaram que plantas de cana-de-açúcar mostraram uma resposta positiva à adição da torta de filtro através de maiores concentrações de fósforo, potássio e cobre nas partes aéreas.

A torta de filtro pode ser utilizada em outras culturas além da cana-de-açúcar. Sua adição na produção de mandioca de 60 t ha<sup>-1</sup>, proporcionou um melhor controle de plantas daninhas e aumentou a produtividade em 50% em comparação com a adubação mineral (OSSOM, 2010).

A substituição de parte da adubação química pela adubação orgânica com subprodutos é viável desde que não ocorram perdas na qualidade da matéria-prima e nos rendimentos de colmos da cana-de-açúcar (ANJOS et al., 2007). Portanto, a uso dos subprodutos através da aplicação em terras agrícolas pode ser uma boa opção para o seu descarte e ainda complementação dos nutrientes no solo (ZAMAN et al., 2004).



### **3. MATERIAL E MÉTODOS**

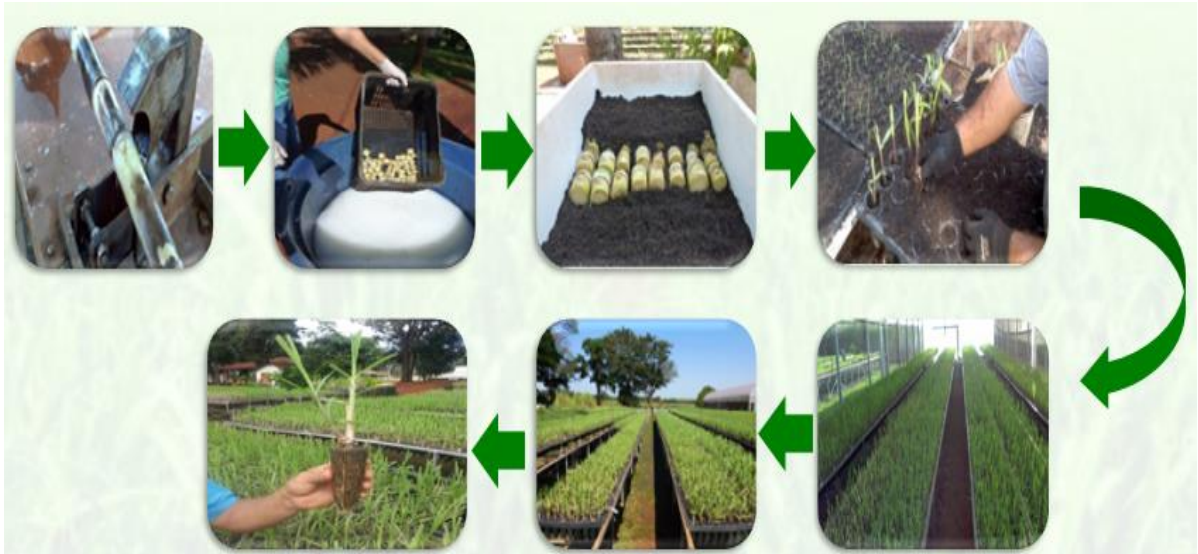
O trabalho foi realizado em duas fases: a primeira conduzida em casa de vegetação com MPB, avaliando a ação do *Bacillus subtilis* e do *Bacillus pumilus* e a segunda em vasos de 50 litros ao ar livre utilizando MPB provenientes da fase 1. Nesta fase avaliou-se a ação das mesmas bactérias quando associadas a vinhaça, torta de filtro e o composto de torta de filtro. Foi utilizada a variedade de cana-de-açúcar SP80-3280 para o plantio das MPB.

#### **3.1. Fase 1 – MPB**

A fase 1 foi realizada em casa de vegetação localizada na Usina São Martinho, no município de Pradópolis (21° 21' 34" S, 48° 03' 56" W e 538m de altitude), com início dia 25 de novembro de 2015 e conduzida por 60 dias.

##### **3.1.1. Formação das MPB**

O plantio e a condução da fase 1 foram realizados seguindo as indicações de Landell et al. (2012), onde após o corte dos minirrebolos com aproximadamente 3 cm, foi feito tratamento com o fungicida Pyraclostrobin a 0,1% na solução e plantado-os diretamente nos tubetes, dispensando a fase de caixa de brotação. As MPB permaneceram em aclimatação por 36 dias em casa de vegetação, passando por uma poda folear antes de irem para bancandas em pleno sol, onde foi concluída a formação das MPB com 60 dias. Foram plantadas 128 mudas, 64 foram utilizadas para avaliações da fase 1 e 64 para condução da fase 2.



**Figura 2.** Etapas para formação das mudas pré-brotadas (MPB).

### 3.1.2. Inoculação bacteriana

Foram utilizados para o preparo dos inóculos bacterianos o *B. subtilis* e o *B. pumilus*, ambos isolados do solo, liofilizados e armazenados em frascos de penicilina de 10 mL a temperatura ambiente. As estirpes são pertencentes à coleção de micro-organismos do Laboratório de Microbiologia do Solo (LSM) da FCAV/UNESP de Jaboticabal.

Para a ativação de ambas as espécies foi utilizado meio BHI (Brain Heart Infusion) líquido que foi adicionado nos vidros de penicilina sobre as culturas liofilizadas permanecendo em estufa BOD por 24h a 28°C. Após este período, ambas foram plaqueadas em placas de petri descartáveis, para posterior preparo dos inóculos.

Para o preparo dos inóculos o *B. subtilis* e o *B. pumilus* foram adicionados com auxílio de alça de inoculação individualmente em erlenmeyers de 250 mL contendo 100 mL de meio de cultura líquido BHI. Os inóculos foram mantidos em estufa BOD a 28°C por 24h, após esse período as concentrações foram ajustadas para  $5,7 \times 10^7$  e  $1,4 \times 10^8$  unidades formadoras de colônia (UFC) mL<sup>-1</sup> para o *B. subtilis* e *B. pumilus*, respectivamente. As concentrações utilizadas foram padronizadas de acordo com o tempo de geração de cada espécie.

Para ajuste das concentrações foram realizadas diluições seriadas (WOLLUM, 1982) até atingir a diluição de  $10^{-5}$ . Desta diluição 0,1 mL foi adicionado em triplicata em placa de petri contendo 20 mL de meio sólido BHI. As placas foram mantidas em estufa BOD a 30 °C, realizando a contagem da quantidade de UFC após 24, 48 e 72h (VIEIRA; NAHAS, 2005).

Previamente a inoculação foram retirados 3 mL cada espécie que havia crescido durante 24h no meio de cultura líquido BHI, e prosseguiu-se com a leitura em espectrofotômetro no comprimento de onda de 630 nanômetros e feita equivalência com os resultados obtidos na contagem.

A inoculação foi realizada 15 dias após o plantio das MPB, via solo com auxílio de pipeta graduada, com adição de 2 mL de inóculo por tubete e 4 mL (1:1) no tratamento que recebeu as duas espécies. Como controle, foram utilizadas plantas sem qualquer tipo de inóculo.

### **3.1.3. Delineamento experimental**

Utilizou-se delineamento em blocos casualizados com quatro repetições, sendo os tratamentos, T1- Sem inóculo, T2- *B. subtilis*, T3- *B. pumilus* e T4-*B. subtilis* + *B. pumilus*. Cada parcela foi composta por oito plantas, totalizando 128 MPB, 64 plantas foram utilizadas para avaliações da fase 1 e 64 para condução da fase 2.

### **3.1.4. Avaliações**

#### **3.1.4.1. Determinação de massa seca**

Após o período de formação das MPB que foi de 60 dias, foi realizada a aferição de massa seca de raízes (MSR), massa seca de parte aérea (MSPA), e massa seca total (MST), para isso as plantas foram separadas em parte aérea e raízes, sendo estas lavadas com auxílio de jato d'água para retirada do substrato.

Ambas as partes foram adicionadas em sacos de papel e levadas para estufa a 65°C até que atingissem massa constante. Após a secagem a massa foi aferida em balança semi-analítica. Para obtenção da massa seca total (MST) foram somadas MSR e MSPA.

#### **3.1.4.2. Contagem de bactérias totais**

Foi feita a contagem do número de bactérias totais presente no substrato, com adição de 10g do substrato em erlenmeyers de 250 mL contendo 95 mL de solução salina de pirofosfato de sódio 0,1% (p/v) e agitado por 1h em agitador horizontal. Após foram realizadas diluições seriadas (WOLLUM, 1982), transferindo 1 mL da solução que foi agitada para tubo de ensaio 10 x180 mm contendo 9 mL da solução de pirofosfato de sódio, e deste tubo para o próximo até atingir a diluição de  $10^{-4}$ . Desta diluição 0,1 mL foi adicionado em triplicata em placa de petri contendo 20 mL de meio de cultura seletivo SMA (standard methods ágar).

As placas foram mantidas em estufa BOD a 30 °C, realizando a contagem da quantidade de UFC com auxílio de uma lupa com aumento de seis vezes, após 24, 48 e 72h (VIEIRA; NAHAS, 2005).

### **3.2. Fase 2 – Plantas em vasos ao ar livre**

A fase 2 foi conduzida por 60 dias de Janeiro a Março de 2016 no Departamento de Produção Vegetal da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias da Universidade Estadual Paulista, FCAV/UNESP em vasos ao ar livre na cidade de Jaboticabal, SP (21° 14' 05" S, 48° 17' 09" W e 615,01 m de altitude), com as MPB provenientes da fase 1, portanto ao final da fase 2 as plantas tinham 120 dias.

### 3.2.1 Plantio das MPB em vasos

As 64 MPB foram plantadas manualmente em vasos de 50 litros preenchidos com LATOSSOLO VERMELHO Eutrófico típico (EMBRAPA, 2006), com as seguintes características (Tabela 1). Os parâmetros foram determinados seguindo metodologia proposta pelo Instituto Agrônomo de Campinas (IAC, 2011).

**Tabela 1.** Características químicas do solo utilizado na fase 2:

pH CaCl <sub>2</sub>	MO g dm <sup>3</sup>	P (resina) mg dm <sup>3</sup>	K	Ca	Mg	H+Al	SB	CTC	V
-----mmol <sub>c</sub> dm <sup>3</sup> -----									%
6,3	7	6	0,4	21	6	15	27,5	42,8	64

O fornecimento de água para as plantas foi realizado por meio de chuvas (379,6 mm) e irrigação, de modo a manter a capacidade de campo em torno de 70%. As temperaturas mínimas e máximas ficaram na média de 20,6 e 31,1 °C, respectivamente.

### 3.2.2. Adubações

As adubações foram realizadas seguindo indicações de Raij et al. (1997), com adição ao equivalente a 30 (0,75g de ureia), 180 (7g de bayóvar) e 150 (3g cloreto de potássio) kg ha<sup>-1</sup> de nitrogênio, fósforo e potássio, respectivamente por vaso, nos devidos tratamentos

Foram adicionados 0,8 litros, 230g e 200g de vinhaça, torta de filtro e composto de torta de filtro, respectivamente por vaso, os quais foram adicionados com base nas análises de solo e dos mesmos, nas quantidades correspondentes aos adubos minerais.

Os subprodutos foram fornecidos pela Usina São Martinho, com a composição química descrita na Tabela 2:

**Tabela 2.** Análise química da vinhaça, torta de filtro (TF) e composto de torta de filtro (CTF):

	Nutrientes									
	N	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	K <sub>2</sub> O	CaO	MgO	S	Cu	Fe	Mn	Zn
Subprodutos	-----Kg m <sup>3</sup> -----					-----ppm-----				
Vinhaça	0,23	0,08	2,10	0,70	0,40	0,6	3,4	21,1	3,4	1,0
	-----g kg <sup>-1</sup> -----									
TF	0,68	0,87	0,42	2,99	Q	0,32	205	16,6	5,7	4,6
CTF	0,93	0,54	0,54	6,60	3,02	0,36	263	16,6	5,9	5,4

Como os subprodutos não forneceriam todos nutrientes necessários para o cultivo da cana-de-açúcar foi feita a complementação com uso dos adubos minerais. Nos tratamentos que receberam vinhaça foram adicionados 0,14g de ureia e 7g de bayóvar por vaso. A complementação nos tratamentos que receberam TF e CTF foi feita com 1,2g e 1,1g de cloreto de potássio por vaso, respectivamente.

Como fonte de micronutrientes foi inserido 0,3g, 0,12g, 0,12g e 0,13g de sulfato de zinco, sulfato de cobre, sulfato de manganês e ácido bórico por vaso, respectivamente em todos os tratamentos.

Os fertilizantes foram incorporados ao solo com auxílio de betoneira.

### 3.2.3. Inoculação bacteriana

Para a inoculação das bactérias foram utilizadas as mesmas concentrações e metodologia para a obtenção dos inóculos descrita na fase 1.

Foram realizadas seis inoculações, sendo as quatro primeiras feitas semanalmente logo após o plantio das MPB nos vasos, nos dias 26/01, 02/02, 09/02, 16/02 e as demais quinzenalmente nos dias 08/03 e 22/03.

As inoculações foram feitas via solo com auxílio de uma pipeta com adição de 5 mL de cada inóculo por vaso e 10 mL (1:1) no tratamento que recebeu as duas espécies nas concentrações de  $5,7 \times 10^7$  UFC mL<sup>-1</sup> para o *B. subtilis* e  $1,4 \times 10^8$  UFC mL<sup>-1</sup> para o *B. pumilus*. Como controle, foram utilizadas plantas sem qualquer tipo de inóculo. A maior quantidade de inoculações feitas na fase 2, foi decorrente ao maior volume do recipiente utilizado e devido aos resultados obtidos na fase 1 do

experimento que no período de 60 dias, o número de bactérias totais não foi alterado com somente uma inoculação.

### 3.2.4. Delineamento experimental

O delineamento experimental foi em blocos ao acaso com quatro repetições, em arranjo fatorial 4x4, totalizando 64 parcelas. Ambos os fatores foram compostos por quatro tratamentos, sendo os tratamentos do fator 1 (Inóculos): T1: Sem inóculo, T2: *B. subtilis*, T3: *B. pumilus* e T4: *B. subtilis* + *B. pumilus* e o fator 2 (adubação) constituído pelos tratamentos: A1: adubação mineral (AM), A2: AM + vinhaça (AM+V), A3: AM + torta de filtro (AM+TF) e A4: AM + composto de torta de filtro (AM+CTF) (Tabela 3).

**Tabela 3.** Delineamento experimental utilizado na fase 2:

Tratamentos	Inóculos	Adubações
1	Sem inóculo	AM
2	Sem inóculo	AM+V
3	Sem inóculo	AM+TF
4	Sem inóculo	AM+CTF
5	<i>B. subtilis</i>	AQ
6	<i>B. subtilis</i>	AM+V
7	<i>B. subtilis</i>	AM+TF
8	<i>B. subtilis</i>	AM+CTF
9	<i>B. pumilus</i>	AM
10	<i>B. pumilus</i>	AM+V
11	<i>B. pumilus</i>	AM+TF
12	<i>B. pumilus</i>	AM+CTF
13	<i>B. subtilis</i> + <i>B. pumilus</i>	AM
14	<i>B. subtilis</i> + <i>B. pumilus</i>	AM+V
15	<i>B. subtilis</i> + <i>B. pumilus</i>	AM+TF
16	<i>B. subtilis</i> + <i>B. pumilus</i>	AM+CTF

AM= adubação mineral; AM+V= adubação mineral + vinhaça; AM+TF= adubação mineral + torta de filtro; AM+CTF= adubação mineral + composto de torta de filtro.

### 3.2.5. Avaliações

#### 3.2.5.1. Dados biométricos e massa seca

Foi realizada contagem do número de perfilhos por vaso, medição da altura dos perfilhos feita da base da planta até a folha +1 (sistema de numeração de Kuijper) utilizando régua graduada e diâmetro dos perfilhos usando paquímetro, também medidos na base de cada perfilho, rente ao solo. Como havia mais de um perfilho por vaso a altura e o diâmetro foram somadas e determinadas médias.

A caracterização de massa seca de raízes, parte aérea e total, foi realizada utilizando metodologia descrita anteriormente na fase 1.

### **3.2.5.2. Análises no solo**

As amostras de solo foram retiradas próximas a rizosfera das plantas, armazenadas em sacos plásticos devidamente identificados e levados ao laboratório imediatamente.

#### **Contagem de bactérias total**

Para realização da contagem do número de bactérias totais as amostras de solo permaneceram armazenadas sob refrigeração a 8 °C até serem utilizadas. Para realização da análise foi usada mesma metodologia descrita na fase 1.

#### **Fósforo Solúvel**

Para as análises de concentração de fósforo solúvel, amônio e nitrato, as amostras de solo foram secas ao ar em temperatura ambiente por 48 h e peneiradas em peneira com abertura de malha 2 mm.

Para realização da análise de fósforo solúvel (MURPHY; RILEY, 1962 modificado por WATANABE; OLSEN, 1965), primeiro foi feita a extração das amostras adicionando 0,6g de terra fina seca ao ar (TFSA) em erlenmeyer de 250



mL, contendo 12 mL de solução de bicarbonato de sódio 0,5M pH 8,5, após foram levadas ao agitador horizontal onde permaneceram por 30 minutos e filtradas em papel Whatman nº 40.

Para a determinação foram adicionados 2 mL do extrato, 0,2 mL de solução de ácido sulfúrico 2,5 N, 0,8 mL de “reagente B” em tubo de ensaio 13x150mm, agitou-se vigorosamente e incubou-se em banho-maria por 20 minutos a 45 °C. Após a incubação foi feita a leitura em absorbância no espectrofotômetro em comprimento de onda de 820 nanômetros. Em cada leitura foi utilizado um branco, com 2 mL de bicarbonato de sódio 0,5 M, pH 8,5, no lugar do extrato de solo. Os cálculos foram efetuados com base numa curva padrão com solução  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ , contendo  $100 \mu\text{g P/mL}^{-1}$ .

O reagente B foi preparado imediatamente antes de ser utilizado dissolvendo 1,056g de ácido ascórbico em 200 mL do reagente A.

Para preparo do reagente A foram dissolvidos 12g de molibdato de amônio e 0,2908g de tartarato de antimônio e potássio em 250 e 100 mL de água destilada, respectivamente. Juntou-se as duas soluções em 1000 mL de solução de ácido sulfúrico 2,5 M e completou-se volume com água destilada para 2000 mL.

### **Amônio e nitrato**

O amônio e o nitrato foram determinados de acordo com Keeney e Nelson (1982). Para a extração foram adicionados 5g de TFSA em erlenmeyer de 250 mL juntamente com 50 mL de solução de KCl 1 M e agitados por 60 minutos, após filtrou-se em papel Whatman nº 40.

Para a determinação de amônio, procedeu-se a destilação, com adição de 10 mL do extrato filtrado em tubo de destilação com saída lateral, após o destilador aquecido adicionou-se 0,2g de óxido de magnésio pela saída lateral do tubo de ensaio. Para a determinação de nitrato utilizou-se o mesmo tubo de ensaio, reiniciando a destilação com adição de 1 mL de ácido sulfúrico 2% e 0,2g de liga Devarda na saída lateral. Em ambas as destilações foram utilizados erlenmeyers de 50 mL com 5 mL de solução de indicador de ácido bórico, recolhendo-se

aproximadamente 40 mL do destilado. Após foi feita a titulação dos destilados com solução de ácido sulfúrico 0,0025 M.

### **3.2.6. Análise dos dados**

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância (Teste F) comparando-se as médias dos tratamentos pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade, utilizando o programa Agroestat versão 1.0 (BARBOSA; MALDONADO, 2010).

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1. Fase 1 – MPB

Na fase 1, os tratamentos não diferiram ( $p>0,05$ ) quanto ao número de bactérias totais (Tabela 4). Durante toda fase 1 foi realizada uma única inoculação nas concentrações de  $5,7 \times 10^7$  UFC  $\text{ml}^{-1}$  para o *B. subtilis* e  $1,4 \times 10^8$  UFC  $\text{ml}^{-1}$  para o *B. pumilus*, que foi feita 15 dias após plantio das MPB. Provavelmente o número de bactérias inoculadas não foi suficiente e/ou capaz de alterar a quantidade total de bactérias no substrato.

O uso das BPCP na agricultura é eventualmente prejudicado pela falta de métodos eficazes que permitam uma permanência competitiva desses microorganismos no ambiente da rizosfera. Comunidades microbianas resistentes são capazes de manter sua estrutura populacional, mesmo que haja uma perturbação ecológica, como por exemplo, a inoculação microbiana, em que uma nova comunidade é inserida onde já preexiste uma microbiota adaptada (TURNBULL; CAMPBELL; LAZAROVITS, 2014).

**Tabela 4.** Número de bactérias totais no substrato, massa seca de parte aérea (MSPA), de raízes (MSR) e total (MST) de MPB de cana-de-açúcar com 60 dias:

Tratamentos	Bactérias totais UFC $\text{g}^{-1}$ de substrato***	MSPA	MSR	MST
Sem inóculo	7,52a	1,83a	4,74b	6,57b
<i>B. subtilis</i>	7,63a	2,03a	5,84a	7,87a
<i>B. pumilus</i>	7,62a	1,92a	5,30ab	7,22ab
<i>B. subtilis</i> + <i>B. pumilus</i>	7,58a	1,85a	5,85a	7,70ab
Teste F	0,52 <sup>ns</sup>	0,23 <sup>ns</sup>	5,97*	2,67 <sup>ns</sup>
CV(%)	1,8	19,6	7,9	9,69

Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem de acordo com o teste de Duncan a 5% de probabilidade. <sup>ns</sup>: não significativo. \* e \*\* significativo ao teste F, a 5 e 1% de probabilidade, respectivamente. \*\*\* Dados transformados em log 10.

Não foi encontrada diferença ( $p>0,05$ ) quanto à MSPA das MPB (Tabela 4). Possivelmente o período para a formação das MPB que foi de 60 dias não foi suficiente para que o *B. subtilis* e o *B. pumilus* expressassem efeitos de promoção

de crescimento na parte aérea. Diferente de Gírio et al. (2015), que utilizando as espécies *Herbaspirillum seropedicae*, *H. rubrisubalbicans*, *Gluconacetobacter diazotrophicus*, *Burkholderia tropica* e *Azospirillum amazonense* no mesmo período de 60 dias também em MPB de cana-de-açúcar observaram aumento de MSPA, MSR e MST.

As plantas que receberam inóculo bacteriano, com destaque para o *B. subtilis*, aumentaram a MSR e MST, comparado com o tratamento sem inóculo (Tabela 4). De acordo Tilak, Ranganayaki e Manoharachari (2006), algumas BPCP produzem fitohormônios, e estes podem influenciar diretamente o crescimento das plantas. Chaves et al. (2015), ao utilizar as mesmas espécies que Gírio et al. (2015), após 14 dias do plantio, observou incremento significativo de biomassa na parte aérea das plantas em relação ao tratamento controle.

Resultados positivos também foram obtidos por Marques Júnior et al. (2008). Os autores testaram o efeito da bactéria *H. seropedicae*, caracterizada por sua habilidade de fixação de nitrogênio e ácidos húmicos sobre minirebolos tratados termicamente ou não de cana-de-açúcar com 45 dias. Eles constataram o efeito positivo da inoculação sobre os minirebolos tratados termicamente, assim como constataram o fato da inoculação, combinada com ácidos húmicos, também proporcionar ganhos na biomassa da parte aérea, comprimento e área radicular.

## **4.2 Fase 2 - Plantas em vasos ao ar livre**

### **4.2.1 Dados biométricos e massa seca**

Foi verificada interação significativa entre IxA para o número de perfilhos por vaso (Tabela 5), e em seu desdobramento (Figura 3) foi observado que o tratamento sem inóculo foi desfavorecido quando combinado com o uso da vinhaça. Já a inoculação com o *B. pumilus* trouxe benefícios quando associado somente à adubação mineral.

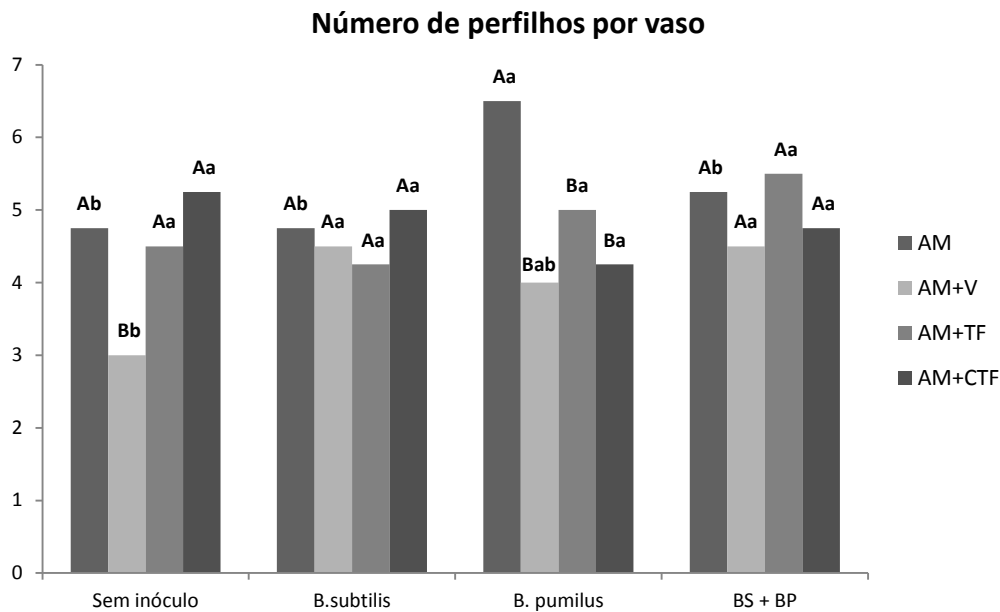
Krey et al. (2013), afirma que a utilização de resíduos orgânicos contribui para o crescimento das populações microbianas no solo. O fato do *B. pumilus* ter

aumentado a quantidade de perfilhos quando associado à adubação mineral, pode ser devido aos subprodutos, vinhaça, torta de filtro e o composto de torta de filtro, possuírem uma microbiota amplamente mais diversificada que os AM. Provavelmente o *B. pumilus* não conseguiu expressar suas características de promoção do crescimento perante a essa microbiota, mesmo com uma maior frequência das inoculações.

**Tabela 5.** Média do número de perfilhos por vaso, média das somatórias de alturas da folha +1, média das somatórias do diâmetro dos perfilhos, massa seca parte aérea (MSPA), de raízes (MSR) e total (MST) de plantas de cana-de-açúcar cultivadas em vasos com 120 dias:

Tratamentos	Perfilhos por vaso	$\bar{X}$ Altura -----cm-----	$\bar{X}$ Diâmetro -----cm-----	MSPA -----g-----	MSR -----g-----	MST -----g-----
			Inóculos			
Sem inóculo	4,37a	42,20b	0,66b	24,76a	61,69ab	86,46b
<i>B. subtilis</i>	4,62a	46,57ab	0,74ab	28,11a	59,39b	87,50b
<i>B. pumilus</i>	4,93a	47,61ab	0,80a	28,85a	73,70a	102,55a
<i>B. subtilis</i> + <i>B. pumilus</i>	5,00a	48,67a	0,74ab	28,69a	67,38ab	96,08ab
			Adubação			
AM	5,31a	52,93a	0,89a	31,86a	74,46a	106,33a
AM + V	4,00b	38,71c	0,53c	15,46b	34,27b	49,74b
AM + TF	4,81a	45,97b	0,76b	30,99a	77,94a	108,94a
AM + CTF	4,81a	47,45ab	0,78b	32,10a	75,49a	107,59a
			Teste F			
Inóculos	1,85 <sup>ns</sup>	1,96 <sup>ns</sup>	2,69 <sup>ns</sup>	1,11 <sup>ns</sup>	2,33 <sup>ns</sup>	2,63 <sup>ns</sup>
Adubação	6,48 <sup>**</sup>	8,35 <sup>*</sup>	19,61 <sup>**</sup>	19,84 <sup>**</sup>	24,89 <sup>**</sup>	38,08 <sup>**</sup>
Interação IxA	3,39 <sup>*</sup>	1,41 <sup>ns</sup>	2,95 <sup>**</sup>	0,34 <sup>ns</sup>	1,39 <sup>ns</sup>	1,45 <sup>ns</sup>
CV(%)	18,0	17,5	18,6	26,4	25,6	20,1

Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem de acordo com o teste de Duncan a 5% de probabilidade. <sup>ns</sup>: não significativo. \* e \*\* significativo ao teste F, a 5 e 1% de probabilidade, respectivamente. AM= adubação mineral; AM+V= adubação mineral + vinhaça; AM+TF= adubação mineral + torta de filtro; AM+CTF= adubação mineral + composto de torta de filtro.



**Figura 3.** Desdobramento da interação inóculos *versus* adubações (IxA) para número de perfilhos por vaso. Letras maiúsculas comparam médias dentro de inóculos e letras minúsculas comparam entre adubações (Duncan  $p \leq 0,05$ ).

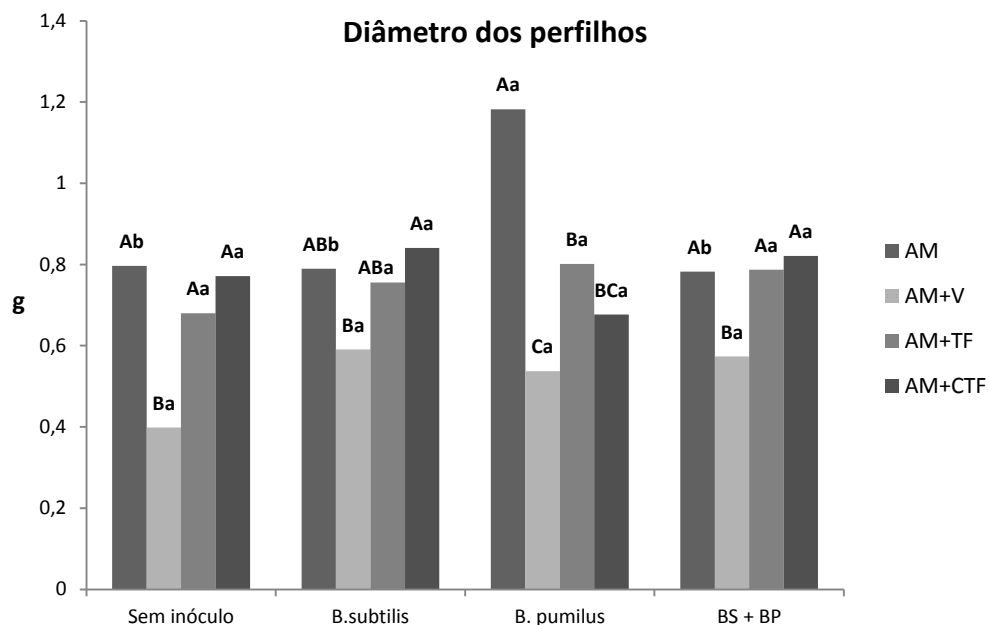
AM= adubação mineral; AM+V= adubação mineral + vinhaça; AM+TF= adubação mineral + torta de filtro; AM+CTF= adubação mineral + composto de torta de filtro. BS+BP= *B. subtilis* + *B. pumilus*.

A inoculação bacteriana proporcionou incrementos ( $p \leq 0,05$ ) nos valores médios de altura das folhas (Tabela 5), com destaque para a inoculação do *B. subtilis* + *B. pumilus*. A inoculação combinada de micro-organismos demonstrou ser uma estratégia para realçar os efeitos positivos de suas características. Souza; Ambrosini e Passaglia (2015), afirmam que a inoculação de várias estirpes bacterianas poderia ser uma alternativa à inoculação com estirpes individuais, provavelmente refletindo os diferentes mecanismos utilizados por cada estirpe no consórcio para promoção do crescimento de plantas.

O uso de *B. subtilis* e *Pseudomonas aeruginosa* em tomate (*Solanum lycopersicum* L.), quiabo (*Abelmoschus esculentus*) e espinafre (*Amaranthus* sp.) promoveu um aumento de matéria seca de 31%, 36% e 83% respectivamente (ADESEMOYE; OBINI; UGOJI, 2008). A co-inoculação de feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) com *Rhizobium tropici* e *A. brasilense* resultou em aumento na produção de grãos, variando de 8,3% quando *Rhizobium tropici* foi inoculado sozinho para

19,6% quando foram utilizadas as duas espécies (HUNGRIA; NOGUEIRA; ARAUJO, 2013).

No desdobramento da interação entre IxA para diâmetro dos perfilhos por vaso (Figura 4), todos os inóculos, foram prejudicados pelo tratamento AM+V. Assim como para a quantidade de perfilhos, o *B. pumilus* proporcionou aumento no diâmetro dos perfilhos quando combinado somente a adubação mineral. A aplicação de vinhaça trouxe malefícios significativos também na germinação de sementes, comprimento de raízes e massa seca em plantas de milho e arroz (CHRISTOFOLETTI et al., 2013).



**Figura 4.** Desdobramento da interação inóculos *versus* adubações (IxA) para diâmetro dos perfilhos por vaso. Letras maiúsculas comparam médias dentro de inóculos e letras minúsculas comparam entre adubações (Duncan  $p \leq 0,05$ ).

AM= adubação mineral; AM+V= adubação mineral + vinhaça; AM+TF= adubação mineral + torta de filtro; AM+CTF= adubação mineral + composto de torta de filtro. BS+BP= *B. subtilis* + *B. pumilus*.

A MSPA não foi influenciada ( $p \leq 0,05$ ) por nenhum tratamento comparando-se os inoculantes (Tabela 5), assim como ocorreu na fase 1, demonstrando que as bactérias *B. subtilis* e *B. pumilus* não alteram a parte aérea da cana-de-açúcar na sua fase inicial até 120 dias de cultivo.

Para o fator inoculantes o maior valor (73,7g) de MSR foi verificado no tratamento inoculado com *B. pumilus* (Tabela 5), este apresentou capacidade de promoção de crescimento também em microalgas e ainda reforçou a habilidade das células em absorver nitrogênio e fósforo (HERNANDEZ et al., 2009).

De acordo com Vasconcelos e Garcia (2005), o desenvolvimento radicular tem influência direta sobre as características das plantas, tais como resistência à seca, eficiência na absorção dos nutrientes do solo, tolerância ao ataque de pragas do solo, capacidade de germinação e brotação.

Para a MST, assim como para MSR, média do diâmetro dos perfilhos o *B. pumilus* ocasionou efeitos positivos (Tabela 5), demonstrando que o *B. pumilus* possui habilidades de promoção de crescimento para cana-de-açúcar no seu período inicial, e esse efeito positivo poderia se estender nos próximos estádios fenológicos da planta, proporcionando possível aumento de produtividade.

Rishad et al. (2016), observaram que estirpes de *B. pumilus* têm potencial para produção de quitinase e ainda atividade antimicótica significativa contra patógenos de interesses agrícolas, apresentando ainda mais habilidades deste micro-organismo que podem ser empregado no aumento da produção agrícola.

Quanto ao fator adubação o tratamento que recebeu vinhaça diferiu ( $p \leq 0,05$ ) dos demais tratamentos em todos os parâmetros biométricos e de massa seca (Tabela 5), sendo afetados negativamente e prejudicando o desenvolvimento das plantas de cana-de-açúcar, mesmo tendo sido feito conforme as recomendações. A quantidade de vinhaça utilizada no cultivo de cana-de-açúcar deve ser baseada na análise química do solo e concentração de potássio desta, sendo que esses fatores estão relacionados diretamente com o aumento de produtividade (BAFFA; FREITAS; BRASIL, 2009).

O resultado negativo do uso da vinhaça já foi observado por outros autores. Ramos et al. (2008), ao adicionarem vinhaça no cultivo de girassol (*Helianthus annuus*) e amendoim (*Arachis hypogaea*) observaram que seu uso influenciou negativamente o índice de velocidade de emergência, comprimento da parte aérea e MSPA das plantas, indicando ação inibitória deste resíduo sobre o desenvolvimento inicial destas culturas. Kumar e Chandra (2006) relatam que a vinhaça provoca



inibição da germinação de sementes, reduzindo a alcalinidade do solo e disponibilidade de manganês em terras agrícolas.

Para um melhor uso da vinhaça devem ser utilizados tratamentos biológicos (tratamento aeróbio) para minimizar seus parâmetros tóxicos, que consiste em processos de auto-purificação realizados por micro-organismos sob condições controladas (BHARAGAVA; CHANDRA, 2010). No mesmo estudo Bharagava e Chandra (2010), observaram que após as sementes de feijão (*Phaseolus mungo* L.) receberem vinhaça com tratamento bacteriano, apresentaram 100% de germinação, indicando que o tratamento bacteriano reduziu significativamente a sua toxicidade.

#### **4.2.2. Análises no solo**

Foi verificada interação significativa entre IxA para a concentração de fósforo solúvel no solo (Tabela 6), e em seu desdobramento (Figura 5) foi verificado que as plantas que receberam o inóculo de *B. subtilis* apresentaram melhores resultados quando associados a AM+TF; bem como o inóculo a base das duas espécies bacterianas associadas a AM+CTF.

A torta de filtro e seu composto são fertilizantes orgânicos fontes de fósforo (HERNÁNDEZ et al., 2015), provavelmente esse fato facilitou a solubilização de uma quantidade maior de fósforo pelas bactérias utilizadas como inoculantes. As BPCP podem desempenhar processos de mineralização e solubilização de fósforo (MODA et al., 2014) integrando parte do seu ciclo no solo (CHEN et al., 2006).

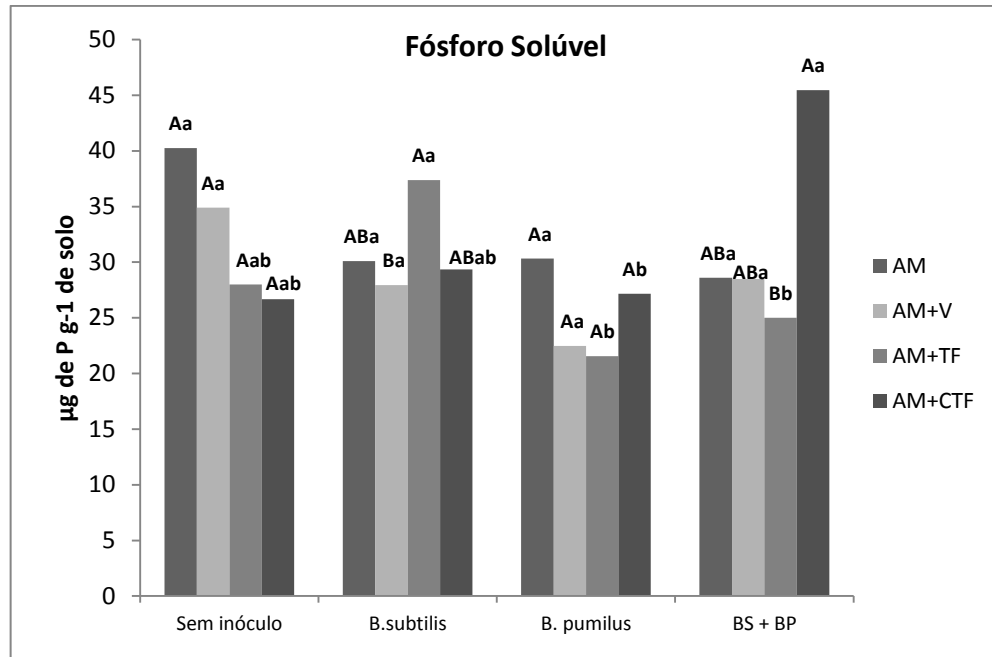
O emprego isolado de adubos minerais pode levar a uma redução de sua eficiência agrônômica, tornando cada vez mais frequente a aplicação em altas doses, associando seu uso à torta de filtro, pode haver melhoria do efeito da adubação, pois esta atua como um carregador orgânico protegendo o fósforo da adsorção, aumentando a massa microbiana do solo e diminuindo doses recomendadas dos adubos minerais para as plantas (GONZÁLEZ et al., 2013).

**Tabela 6.** Concentração de fósforo solúvel, amônio, nitrato e número de bactérias totais\*\*\* no solo cultivado com cana-de-açúcar em condições de vaso com 120 dias:

	Fósforo Solúvel ..... $\mu\text{g}^{-1}$ solo.....	Amônio	Nitrato	Bactérias totais ....UFC $\text{g}^{-1}$ de solo***...
Tratamentos			Inóculos	
Sem inóculo	33,25a	19,70a	17,40a	6,67 b
<i>B. subtilis</i>	30,57ab	18,38a	13,89b	6,66 b
<i>B. pumilus</i>	25,16b	19,86a	13,15b	6,68 b
<i>B. subtilis</i> + <i>B. pumilus</i>	31,05ab	15,46b	12,99b	6,92a
			Adubação	
AM	33,00a	18,81ab	15,86a	6,66 b
AM + V	28,41a	19,42a	13,30b	7,04a
AM + TF	28,67a	16,92b	13,34b	6,62 b
AM + CTF	29,94a	17,88ab	14,93b	6,61 b
			Teste F	
Inóculos	1,90 <sup>ns</sup>	9,78 <sup>**</sup>	22,04 <sup>*</sup>	13,85 <sup>**</sup>
Adubação	0,72 <sup>ns</sup>	2,40 <sup>ns</sup>	8,18 <sup>**</sup>	36,74 <sup>**</sup>
Interação IxA	2,12 <sup>*</sup>	1,55 <sup>ns</sup>	1,88 <sup>ns</sup>	0,28 <sup>ns</sup>
CV(%)	33,2	15,5	12,2	1,9

Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem de acordo com o teste de Duncan a 5% de probabilidade. <sup>ns</sup>: não significativo. \* e \*\* significativo ao teste F, a 5 e 1% de probabilidade, respectivamente. AM= adubação mineral; AM+V= adubação mineral + vinhaça; AM+TF= adubação mineral + torta de filtro; AM+CTF= adubação mineral + composto de torta de filtro.\*\*\* Dados transformados em log 10.

O emprego isolado de adubos minerais pode levar a uma redução de sua eficiência agrônômica, tornando cada vez mais frequente a aplicação em altas doses, associando seu uso à torta de filtro, pode haver melhoria do efeito da adubação, pois esta atua como um carregador orgânico protegendo o fósforo da adsorção, aumentando a massa microbiana do solo e diminuindo doses recomendadas dos adubos minerais para as plantas (GONZÁLEZ et al., 2013).



**Figura 5.** Desdobramento da interação inóculos *versus* adubações (IxA) para concentração de fósforo solúvel. Letras maiúsculas comparam médias dentro de inóculos e letras minúsculas comparam entre adubações (Duncan  $p \leq 0,05$ ).

AM= adubação mineral; AM+V= adubação mineral + vinhaça; AM+TF= adubação mineral + torta de filtro; AM+CTF= adubação mineral + composto de torta de filtro. BS+BP= *B. subtilis* + *B. pumilus*.

No fator inoculantes, a concentração de amônio no solo foi menor ( $p \leq 0,05$ ) no tratamento *B. subtilis* + *B. pumilus* ( $15,46 \mu\text{g de N g}^{-1}$  de solo seco), não havendo diferença entre as outras inoculações e o tratamento sem inóculo. Quando observadas as diferentes adubações, o tratamento AM+V proporcionou o maior aumento quando comparado aos outros tratamentos. Não houve interação ( $p \leq 0,05$ ) para os fatores IxA (Tabela 6).

Para a concentração de nitrato no solo, examinando o fator inoculantes o tratamento sem inóculo foi superior ( $p \leq 0,05$ ) aos tratamentos que receberam inoculação bacteriana (Tabela 6). No fator adubação, o tratamento AM proporcionou os valores mais elevados ( $p \leq 0,05$ ) de nitrato não havendo diferença entre os tratamentos que receberam os subprodutos. Nos tratamentos em que havia menos micro-organismos, que compreende ao sem inóculo e ao que recebeu AM, foram observadas maiores concentrações de nitrato no solo do que nos tratamentos que receberam bactérias e os subprodutos.

O amônio e nitrato são as formas absorvidas predominantes em relação ao nitrogênio, principalmente o nitrato, que é a forma mais abundante do N-mineral no solo, porém na sua fase inicial de desenvolvimento a cana-de-açúcar tem predileção ao amônio por não “gastar” energia para absorvê-lo e incorporá-lo à sua estrutura (PENATTI, 2013), portanto a adição isolada do *B. subtilis* e do *B. pumilus* trouxe uma maior quantidade ( $p \leq 0,05$ ) de amônio ao solo do que a adição conjunta destas bactérias.

O número de bactérias totais foi maior ( $p \leq 0,05$ ) no tratamento *B. subtilis* + *B. pumilus* (6,92 UFC g<sup>-1</sup> de solo) para o fator inoculantes (Tabela 6), demonstrando que, quando são realizadas várias inoculações, as bactérias provenientes do inóculo conseguem aumentar a quantidade e se estabelecer na microbiota existente, passando então, a integrar essa microbiota. A cana-de-açúcar é capaz de se associar com uma grande diversidade de bactérias e obter diversos benefícios (BALDANI et al., 2002).

Para o fator adubação o número de bactérias totais foi maior ( $p \leq 0,05$ ) no tratamento AM+V (7,04 UFC g<sup>-1</sup> de solo) (Tabela 3). Meng et al. (2009) observou que as populações de micro-organismos, bactérias em geral, em solo cultivado com cana-de-açúcar foram maiores quando tratados com vinhaça em comparação com outros resíduos, sugerindo que a vinhaça promove melhoria na qualidade biológica de solo. Porém esse fato, pode não acarretar em melhoria para as plantas, pois certamente essa melhoria biológica que o autor cita é somente quantitativa. A literatura carece de conteúdo crítico descrevendo claramente os contras relacionados com a utilização de vinhaça na agricultura (FUESS; GARCIA, 2014). Não houve interação significativa para os fatores inoculantes *versus* adubações.

## 5. CONCLUSÕES

- O uso da vinhaça associado aos adubos minerais prejudicou todos os parâmetros biométricos e de massa seca avaliados nas plantas de cana-de-açúcar com 120 dias.
- A frequência de inoculações proporcionou maior número de bactérias totais no solo que somente uma inoculação no mesmo período de 60 dias.
- A utilização das bactérias *B. subtilis* e *B. pumilus* proporcionaram maior desenvolvimento nas plantas de cana-de-açúcar na sua fase inicial de cultivo até 120 dias podendo ser utilizada para possível aumento da sua produtividade final.

## 6. REFERÊNCIAS

ADESEMOYE, A. O.; OBINI, M.; UGOJI, E. O. Comparison of plant growth-promotion with *Pseudomonas aeruginosa* and *Bacillus subtilis* in three vegetables. **Brazilian Journal of Microbiology**, São Paulo, v. 39, n. 3, p. 423-426, 2008.

AGARWAL, C. S.; PANDEY, G. S. Soil pollution by spent wash discharge: depletion of manganese (II) and impairment of its oxidation. **Journal of Environmental Biology**, Lucknow, v. 15, p.49-53, 1994.

AHMAD, F.; AHMAD, L.; KHAN, M. S. Screening of free-living rhizospheric bacteria for their multiple plant growth promoting activities. **Microbiological Research**, Jena, v. 163, n. 2, p. 173-181, 2008.

ALLEN JR, L. H.; JONES, P.; JONES, J. W. Rising atmospheric CO<sub>2</sub> evapotranspiration. In: **National conference on advances in evapotranspiration**, Chicago: Hyatt Regency, p. 16-17. 1985.

ANJOS, I. A.; ANDRADE, L. A. B.; GARCIA, J. C.; FIGUEIREDO, P. A. M.; CARVALHO, G. J. Efeitos da adubação orgânica e da época de colheita na qualidade da matéria-prima e nos rendimentos agrícola e de açúcar mascavo artesanal de duas cultivares de cana-de-açúcar (cana-planta). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 31, n. 1, 2007.

ARANHA, C.; YAHN, C. A. Botânica da cana-de-açúcar. In: PARANHOS, S. B. **Cana-de-açúcar: Cultivo e utilização**. Campinas: Fundação Cargill, 1987. ap.1, p. 3-13.

ARAÚJO, F. F.; HENNING, A. A; HUNGRIA, M.. Phytohormones and antibiotics produced by *Bacillus subtilis* and their effects on seed pathogenic fungi and on soybean root development. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, Dordrecht, v. 21, n. 8-9, p. 1639-1645, 2005.

ARAÚJO, L.F.; DIAS, M.V.C.; BRITO, E.A.; JÚNIOR, S.O. Enriquecimento proteico de alimentos por levedura em fermentação semissólida: alternativa na alimentação animal. **Revista Tecnologia & Ciências Agropecuárias**, João Pessoa, v. 3, n. 3, p. 47-53, 2009.

AZANIA, A. A. P. M.; AZANIA, C. A. M.; MARQUES, M. O.; PAVANI, M. C. M. D.; FURTADO, D. E.; RODRIGUES, D. Aplicação de óleo fúsel isolado e em mistura com glifosato na pós-emergência tardia de plantas daninhas. **Planta Daninha**, Viçosa, v.26, p.231-236, 2008.

BAFFA, D. C. F.; FREITAS, R. G.; BRASIL, R. P. C. O uso da vinhaça na cultura da cana-de-açúcar. **Nucleus**, Ituverava, Edição Especial, p. 31-46, 2009.

BALDANI, J. I.; REIS, V. M., BALDANI, V. L. D.; DÖBEREINER, J. Review: a brief story of nitrogen fixation in sugarcane—reasons for success in Brazil. **Functional Plant Biology**, Clayton, v. 29, n. 4, p. 417-423, 2002.

BALSADI, O. V.; FARIA, C. A. C.; NOVAES FILHO, R. Considerações sobre a dinâmica recente do complexo Sucroalcooleiro no Estado de São Paulo. **Informações econômicas - Governo do estado de São Paulo - Instituto de economia agrícola**, São Paulo, v. 26, p. 21-30, 1996.

BARBOSA, J. C.; MALDONADO, JR., W. **AgroEstat**: sistema para análises estatísticas de ensaios agrônômicos. Versão 1.0. Jaboticabal: Departamento de Ciências Exatas, 2010.

BARROS, R. P.; VIÉGAS, P. R. A.; SILVA, T. L.; SOUZA, R. M.; BARBOSA, L.; VIÉGAS, R. A.; BARRETTO, M. C. V.; MELO, A. S. Alterações em atributos químicos de solo cultivado com cana-de-açúcar e adição de vinhaça. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 40, n. 3, p. 341-346, 2010.

BASHAN, Y.; de-BASHAN, L. E. Plant Growth-Promoting In: HILLEL, D. In **Encyclopedia of soils in the environment**. 1. Ed. Oxford, 2005. v. 1, p. 103-115.

BEDDINGTON, J. Food security: contributions from science to a new and greener revolution. **Philosophical Transactions of the Royal Society of London B: Biological Sciences**, London, v. 365, n. 1537, p. 61-71, 2010.

BHARAGAVA, R. N.; CHANDRA, R. Effect of bacteria treated and untreated post-methanated distillery effluent (PMDE) on seed germination, seedling growth and amylase activity in *Phaseolus mungo* L. **Journal of hazardous materials**, Amsterdam, v. 180, n. 1, p. 730-734, 2010.

BHATTACHARYYA, P. N.; JHA, D. K. Plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR): emergence in agriculture. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, Dordrecht, v. 28, n. 4, p. 1327-1350, 2012.

BITTENCOURT, V.C.; STRINI, A.C.; CESARIM, L.G.; SOUZA, S.R. Torta de filtro enriquecida. **Revista Idea News**, Ribeirão Preto, v. 6, n. 63, p. 2-6, 2006.

BLOEMBERG, G. V.; LUGTENBERG, B. J. J. Molecular basis of plant growth promotion and biocontrol by rhizobacteria. **Current opinion in plant biology**, London, v. 4, n. 4, p. 343-350, 2001.

BOIERO, L.; PERRIG, D.; MASCIARELLI, O.; PENNA, C.; CASSÁN, F.; LUNA, V. Phytohormone production by three strains of *Bradyrhizobium japonicum* and possible physiological and technological implications. **Applied microbiology and biotechnology**, Berlin, v. 74, n. 4, p. 874-880, 2007.

BOLOGNA-CAMPBELL, I.; FRANCO, H. C. J.; VITTI, A. C.; FARONI, C. E.; COSTA, M. C. G.; TRIVELIN, P. C. O. Impact of nitrogen and sulphur fertilisers on yield and quality of sugarcane plant crop. **Sugar Tech**, New Delhi, v. 15, n. 4, p. 424-428, 2013.

BORONIN, A.; KOCHETKOV, V.; DUBEIKOVSKI, A.; MORDUKHOVA, E. Biological control of soilborne plant pathogens by PGPR *Pseudomonas* isolated in Russia. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF PLANT PATHOLOGY, 6., 1993, Montreal – Canada. **Anais...** Montreal – Canada: Int. Soc. Path, 1993. p.276.

BOTTONE, E. J.; PELUSO, R. W. Production by *Bacillus pumilus* (MSH) of an antifungal compound that is active against Mucoraceae and Aspergillus species: preliminary report. **Journal of Medical Microbiology**, Mumbai, v. 52, n. 1, p. 69-74, 2003.

CAMARGO, J. A.; PEREIRA, N.; CABELLO, P. R.; TERAN F. J. C. Viabilidade da aplicação do método respirométrico de Bartha para a análise da atividade microbiana de solos sob aplicação de vinhaça. **Engenharia Ambiental: Pesquisa e Tecnologia**, Espírito Santo do Pinhal, v. 6, n. 2, 2009.

CANABRAVA, A. P. **História econômica: estudos e pesquisas**. São Paulo: Hucitec; Editora Unesp; ABPHE, 2005, 320 p.



CARVALHO, G. G. P.; PIRES, A. J. V.; VELOSO, C. M.; MAGALHÃES, A. F.; FREIRE, M. A. L.; SILVA, F. F.; SILVA R. R.; CARVALHO, B. M. A. Valor nutritivo do bagaço de cana-de-açúcar amonizado com quatro doses de uréia. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 41, n. 1, p. 125-132, 2006.

CASA, R.; D'ANNIBALE, U.; PIERUCCHETTI, F.; STAZI, SR.; SERMANNI, L. G.; CASCIO, B. L. Reduction of the phenolic components in olive-mill wastewater by an enzymatic treatment and its impact on durum wheat (*Triticum durum* Desf.) germinability. **Chemosphere**, Oxford, v. 50, n. 8, p. 959-966, 2003.

CHAVES, V. A.; SCHULTZ, N.; PEREIRA, W.; SOUSA, J. S.; MONTEIRO, R. C.; REIS, V. M. Initial Development of Two Sugarcane Varieties Inoculated with Diazotrophic Bacteria. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 39, n. 6, p. 1595-1602, 2015.

CHEN, J. C. P.; CHOU, C. C. A manual for cane sugar manufacturers and their chemists. **Cane Sugar Handbook**, v. 12, 1993.p. 87.

CHEN, Y. P.; REKHA, P. D.; ARUN, A. B.; SHEN, F. T.; LAI, W. -A.; YOUNG, C. C. Phosphate solubilizing bacteria from subtropical soil and their tricalcium phosphate solubilizing abilities. **Applied soil ecology**, Amsterdam, v. 34, n. 1, p. 33-41, 2006.

CHRISTOFOLETTI, C. A. ESCHER, J. P.; CORREIA, J. E.; MARINHO, J.F.U.; FONTANETTI, C. S. Sugarcane vinasse: environmental implications of its use. **Waste Management**, New York, v. 33, n. 12, p. 2752-2761, 2013.

CONAB, Companhia Nacional de Abastecimento. **Acompanhamento da safra brasileira: cana-de-açúcar, safra 2016/2017, segundo levantamento**. Disponível em:<[http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/16\\_08\\_17\\_10\\_07\\_35\\_bol\\_etim\\_cana\\_portugues\\_-\\_2o\\_lev\\_-\\_16-17.pdf](http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/16_08_17_10_07_35_bol_etim_cana_portugues_-_2o_lev_-_16-17.pdf)>. Acesso em: 01 out. 2016.

CONAB, Companhia Nacional de Abastecimento. **A geração termoelétrica com a queima do bagaço de cana-de-açúcar no Brasil: análise do desempenho da safra 2009-2010. 2011.** Disponível em:<[http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/11\\_05\\_05\\_15\\_45\\_40\\_geracao\\_termo\\_baixa\\_res..pdf](http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/11_05_05_15_45_40_geracao_termo_baixa_res..pdf)>. Acesso em: 17 nov. 2016.

COMPANT, S.; DUFFY, B.; NOWAK, J.; CLÉMENT, C.; BARKA, E. A. Use of plant growth-promoting bacteria for biocontrol of plant diseases: principles, mechanisms of action, and future prospects. **Applied and environmental microbiology**, Washington, v. 71, n. 9, p. 4951-4959, 2005.

COPLANA PRODUTOR. **MPB. Uma revolução na produção de mudas?** Guariba, n. 83, 2013. 28 p.

CORTEZ, L.; MAGALHÃES, P.; HAPPI, J. Principais subprodutos da agroindústria canaveira e sua valorização. **Revista Brasileira de Energia**, Rio de Janeiro, v. 2, n. 2, p. 134-146, 2002.

DINARDO-MIRANDA, L.L.; VASCONCELOS, A.C.M.; LANDELL, G.A. **Cana-de-açúcar**. 01 ed. Campinas, SP: Instituto Agrônomo, 2010.

DIOLA, V.; SANTOS, F. Fisiologia. In: SANTOS, F.; BOREM, A.; CALDAS, C. **Cana-de-açúcar: bioenergia, açúcar e álcool - tecnologia e perspectivas**. Viçosa: UFV, 2010. p. 25-49.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (Embrapa). Centro Nacional de Pesquisa de Solo. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos**. 2. ed. Brasília, DF: Embrapa, SPI, 2006.

EPSTEIN, E.; BLOOM, A. **Nutrição mineral de plantas; princípios e perspectivas**. Londrina, 2006. p. 402.

FERREIRA, L.F.R. **Biodegradação de vinhaça proveniente do processo industrial de cana-de-açúcar por fungos**. 2009. 135 p. Tese (Doutorado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2009.

FRAVET, P. R. F.; SOARES, R. A. B.; LANA, R. M. Q.; LANA, Â. M. Q.; KORNDÖRFER, G. H. Efeito de doses de torta de filtro e modo de aplicação sobre a produtividade e qualidade tecnológica da soqueira de cana-de-açúcar. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 34, n. 3, p. 618-624, 2010.

FREIRE, W. J. CORTEZ, L. **Vinhaça de cana-de-açúcar**. Guaíba: Agropecuária, Guaíba, 2000.p. 203.

FUESS, L. T.; GARCIA, M. L. Implications of stillage land disposal: a critical review on the impacts of fertigation. **Journal of environmental management**, London, v. 145, p. 210-229, 2014.

GASCHO, G. J.; SHIH, S. F. Sugarcane. In: TEARE, I. D.; PEET, M. M. (Ed.). **Crop-water relations**. New York: Wiley-Interscience, 1983. p. 445-479.

GIACHINI, C. F.; FERRAZ, M. V. Benefícios da utilização de vinhaça em terras de plantio de cana-de-açúcar-revisão de literatura. **Revista Científica Eletrônica de Agronomia**, Garça, n. 15, p. 1-5, 2009.

GLICK, B. R. Plant growth-promoting bacteria: mechanisms and applications. **Scientifica**, New York, v. 2012, 2012.

GÍRIO, L. A. S.; DIAS, F. L. F.; REIS, V. M.; SEGUNDO, U.; SCHULTZ, N.; BOLONHEZI, D.; MUTTON, M. A. Bactérias promotoras de crescimento e adubação nitrogenada no crescimento inicial de cana-de-açúcar proveniente de mudas pré-brotadas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, p. 33-43, 2015.

GOMES, C. Sistema muda conceito de plantio. **A lavoura**, Rio de Janeiro, n. 696, p. 38-39, 2013.

GONZÁLEZ, L. C.; PRADO, R. M.; HERNÁNDEZ, A. R.; ASIS, C. L.; CAIONE, G. L.; MODA, L. R.; SELVA, E. P.; ALMEIDA, H. J. Efecto de la torta del filtro enriquecida con fosfato natural y microorganismos en el suelo y planta en un suelo oxisol. **Centro Agrícola**, Santa Clara, v. 40, n. 2, p. 31-37, 2013.

GROFF, A. M. **Fatores de Produção Agropecuária: Apostila, transparências e notas de aulas**. Campo Mourão: PP, Departamento de Engenharia de Produção, FECILCAM, 2010.

HAAG, H. P.; ACCORSI, W. R. Deficiência de macro e micronutrientes em cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* spp) variedade cb 41-76 cultivada em solução nutritiva. **Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz**, Piracicaba, v. 35, p. 125-168, 1978.

HERNANDEZ, J. P.; DE-BASHAN, L. E.; RODRIGUEZ, D. J.; RODRIGUEZ, Y.; BASHAN, Y. Growth promotion of the freshwater microalga *Chlorella vulgaris* by the nitrogen-fixing, plant growth-promoting bacterium *Bacillus pumilus* from arid zone soils. **European journal of soil biology**, Issy les Moulineaux, v. 45, n. 1, p. 88-93, 2009.

HERNÁNDEZ, R. PRADO, R. D.; GONZALEZ, L. C.; CAIONE, G.; MODA, L. R.; ASSIS, L. C.; ALMEIDA, H. J. Phosphorus sources enriched with filter cake and microorganisms in the soil microbiota: Phosphorus absorption and sugar cane dry matter production. **Ciencia e investigação agraria: revista latino americana de ciencias de la agricultura**, Santiago, v. 42, n. 2, p. 295-303, 2015.

HOLL, F.B.; CHANWAY C.P.; TURKINGTON, R.; RADLEY, R. A. Response of crested wheatgrass (*Agropyron cristatum* L.), perennial ryegrass (*Lolium perenne*) and white clover (*Trifolium repens* L.) to inoculation with *Bacillus polymyxa*. **Soil biology and biochemistry**, Oxford, v. 20, n. 1, p. 19-24, 1988.

HUNGRIA, M.; NOGUEIRA, M. A.; ARAUJO, R. S. Co-inoculation of soybeans and common beans with rhizobia and azospirilla: strategies to improve sustainability. **Biology and Fertility of Soils**, Heidelberg, v. 49, n. 7, p. 791-801, 2013.

HUNGRIA, M.; CAMPO, R. J.; SOUZA, E. M.; PEDROSA, F. O. Inoculation with selected strains of *Azospirillum brasilense* and *A. lipoferum* improves yields of maize and wheat in Brazil. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 331, n. 1-2, p. 413-425, 2010.

INMAN-BAMBER, N.G.; BONNETT, G.D; SPILLMAN, M.F.; HEWITT, M.L.; JACKSON, J. Increasing sucrose accumulation in sugarcane by manipulating leaf extension and photosynthesis with irrigation. **Australian Journal of Agricultural Research**, Victoria, v. 59, p. 13-26, 2008.

INSTITUTO AGRONÔMICO DE CAMPINAS (IAC). **Análise química para avaliação da fertilidade de solos tropicais**, Campinas, 2011.

JIANG, Z. P.; LI, Y. R.; WEI, G. P.; LIAO, Q.; SU, T. M.; MENG, Y. C.; ZHANG, H. Y.; LU, C. Y. Effect of long-term vinasse application on physico-chemical properties of sugarcane field soils. **Sugar Tech**, New Delhi, v. 14, n. 4, p. 412-417, 2012.

JÚNIOR, A. B. de A.; NASCIMENTO, C. W. A. do.; SOBRAL, M. F.; SILVA, F. B. V. da.; GOMES, W. A. Fertilidade do solo e absorção de nutrientes em cana-de-açúcar fertilizada com torta de filtro. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 15, n. 10, p. 1004-1013, 2011.

KANNABIRAN, B.; PRAGASAM, A. Effect of distillery effluent on seed germination, seedling growth and pigment content of *Vigna mungo* (L.) Hepper (CVT 9). **Geobios-Jodhpur**, Issy les Moulineaux, v. 20, p. 108-108, 1993.

KEENEY, D. R.; NELSON, D. W. Nitrogen- Inorganic Forms. (ED). **Methods of soil analyses**. New York, 1982 p. 643-698.

KHAN, M. S.; ZAIDI, A.; WANI, P. A. Role of phosphate-solubilizing microorganisms in sustainable agriculture - a review. **Agronomy for sustainable development**, Paris, v. 27, n. 1, p. 29-43, 2007.

KIM, J.; REES, D. C. Nitrogenase and biological nitrogen fixation. **Biochemistry**, Washington v. 33, n. 2, p. 389-397, 1994.

KREY, T.; VASSILEV, N.; BAUM, C.; EICHLER-LOBERMANN, B. Effects of long-term phosphorus application and plant-growth promoting rhizobacteria on maize phosphorus nutrition under field conditions. **European journal of soil biology**, Issy les Moulineaux, v. 55, p. 124-130, 2013.

KORNDÖRFER, G. H. Importância da adubação na qualidade da cana-de-açúcar. In: SÁ, M. E.; BUZETTI, S. **Importância da qualidade dos produtos agrícolas, 1**. Piracicaba: Potafós, 2004. Cap. 11, p. 291-305.

KOKALIS-BURELLE, N.; KLOPPER, J. W.; REDDY, M. S. Plant growth-promoting rhizobacteria as transplant amendments and their effects on indigenous rhizosphere microorganisms. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 31, n. 1, p. 91-100, 2006.

KUAN, K. B.; OTHMAN, R.; RAHIM, K. A.; SHAMSUDDIN, Z. H. Plant growth-promoting rhizobacteria inoculation to enhance vegetative growth, nitrogen fixation and nitrogen remobilisation of maize under greenhouse conditions. **Plos One**, San Francisco, v. 11, n. 3, p. 1-19, 2016.

KUMAR, P.; CHANDRA, R. Decolourisation and detoxification of synthetic molasses melanoidins by individual and mixed cultures of *Bacillus* spp. **Bioresource technology**, New York, v. 97, n. 16, p. 2096-2102, 2006.

LAIME, E. M. O.; FERNANDES, P. D.; OLIVEIRA, D. C. S.; FREIRE, E. A. Possibilidades Tecnológicas para a Destinação da Vinhaça: Uma Revisão. **Revista Trópica - Ciências Agrárias e Biológicas**, Chapadinha, v.5, p.16-29, 2011.

LANDELL, M. G. A.; CAMPANA, M. P.; FIGUEIREDO, P.; XAVIER, M. A.; ANJOS, I. A. dos; DINARDO-MIRANDO, L. L.; SCARPARI, M. S.; GARCIA, J. C.; BIDÓIA, M. A. P.; SILVA, D. N. da; MENDONÇA, J. R. de; KANTHACK, R. A. D.; CAMPOS, M. F. de; BRANCALIÃO, S. R.; PETRI, R. H.; MIGUEL, P. E. M. **Sistema de multiplicação de cana-de-açúcar com uso de mudas pré-brotadas (MPB), oriundas de gemas individualizadas**. Campinas: IAC, 2012. (Documentos, 109).

LASA, B.; FRECHILLA, S.; ALEU, M.; GONZALEZ-MORO, B.; LAMSFUS, C.; APARICIO-TEJO, P. M. Effects of low and high levels of magnesium on the response of sunflower plants grown with ammonium and nitrate. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 225, n. 1-2, p. 167-174, 2000.

LI, B.; XIE G. L.; SOAD A.; COOSEMANS J. Suppression of *Meloidogyne javanica* by antagonistic and plant growth-promoting rhizobacteria. **Journal-Zhejiang University Science**, Zhejiang, v. 6, n. 6, p. 496-501, 2005.

LUZ, W. C. Effect of bioprotectors on seed pathogens, seed emergence and corn yield. **Fitopatologia Brasileira**, Passo Fundo, v. 26, n. 1, p. 16-20, 2001.

MACHUCA, A.; PEREIRA, G.; AGUIAR A.; MILAGRES, A. M. F. Metal-chelating compounds produced by ectomycorrhizal fungi collected from pine plantations. **Letters in applied microbiology**, Oxford, v. 44, n. 1, p. 7-12, 2007.

MAHADEVAIAH, M.S.; KUMAR, Y.; GALIL, M.S.A.; SURESHA, M.S.; SATHISH, M.A.; NAGENDRAPPA, G.A. A simple spectrophotometric determination of phosphate in sugarcane juices, water and detergent samples. **Journal of Chemistry**, New York, v. 4, n. 4, p. 467-473, 2007.

MARIANO, R. de L. R.; SILVEIRA, E. B. da; ASSIS S. M. P. de; GOMES, A. M. A.; NASCIMENTO, A. R. P.; DONATO, V. M. T. S. Importância de bactérias promotoras de crescimento e de biocontrole de doenças de plantas para uma agricultura sustentável. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônoma**, v. 1, p. 89-111, 2004.

MARQUES JÚNIOR, R.B.; CANELLAS, L.P.; SILVA, L.G.; OLIVARES, F.L. Promoção de enraizamento de microtoletes de cana-de-açúcar pelo uso conjunto de substâncias húmicas e bactérias diazotróficas endofíticas. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 32, p. 1121-1128, 2008.

MENDES, R. F.; MENDES, L. M.; ABRANCHES, R. A. S.; SANTOS, R. C.; GUIMARÃES JÚNIOR, J.B. Painéis aglomerados produzidos com bagaço de cana em associação com madeira de eucalipto. **Scientia Florestalis**, Piracicaba, v. 38, n. 86, p. 285-295, 2010.

MENG, Y. C.; TANG, Q. Z.; LIU, Z.; CHEN, G. F.; WANG, Y. Impact of several organic materials of sugar industry on soil microbe population in sugarcane field. **Southwest China Journal of Agricultural Sciences**, Chengdu, v. 22, n. 2, p. 389-392, 2009.

MODA, L. R.; PRADO, R. M.; GONZÁLES, L. C.; HERNÁNDEZ, A. R.; CAIONE, G.; CAMPOS, C. N. S. Solubilización de fuentes de fósforo asociadas a un compuesto orgánico enriquecido con biofertilizantes. **Agrociencia**, Ciudad de México, v. 48, n. 5, p. 489-500, 2014.

MOZAMBANI, A. E.; PINTO, A. de. S.; SEGATO, S. V.; MATTIUZ, F. M.. História e morfologia da cana-de-açúcar. In: SEGATO, S. V.; PINTO, A. de S.; JENDIROBA, E.; NOBREGA, J. C. M. de. **Atualização em produção de cana-de-açúcar**. Piracicaba: CP 2, 2006. cap. 1, p. 11-18.

MURPHY, J.; RILEY, J. P. A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. **Analytica Chimica Acta**, Amsterdam, v. 27, p. 31-36, 1962.

MURRAY, J. D. Invasion by invitation: rhizobial infection in legumes. **Molecular Plant-Microbe Interactions**, Minnesota, v. 24, n. 6, p. 631-639, 2011.

NAVARRO, A. R.; SEPÚLVEDA, M. del C.; RUBIO, M. C. Bio-concentration of vinasse from the alcoholic fermentation of sugar cane molasses. **Waste management**, New York, v. 20, n. 7, p. 581-585, 2000.

NUNES JÚNIOR, D. Torta de filtro: de resíduo a produto nobre. **Revista Idea News**, Ribeirão Preto, v. 8, n. 92, p. 22-30, 2008.

OLIVEIRA, A. L. M.; CANUTO, E. DE L.; REISII, V. M.; BALDANIII, J. I. Response of micropropagated sugarcane varieties to inoculation with endophytic diazotrophic bacteria. **Brazilian Journal of Microbiology**, São Paulo, v. 34, p. 59-61, 2003.

OLIVEIRA, A. R.; BRAGA, M. B.; SANTOS, B. L. S. Produção de biomassa de cana-de-açúcar no vale do São Francisco. **Energia na agricultura**, Botucatu, v. 29, n. 1, p. 27-38, 2014.

OLIVEIRA, M. W.; FREIRE, F. M., MACÊDO, G. A. R., FERREIRA, J. J. Nutrição mineral e adubação da cana-de-açúcar. In: **Informe Agropecuário**. Belo Horizonte, v. 28, n.239, p. 30-43, 2007.

OLIVEIRA, Z. M. **Rizobactérias promotoras do crescimento vegetal isoladas de cana-de-açúcar sob fertirrigação orgânica e/ou convencional**. 2009. Tese (Dourado em Microbiologia) – Universidade de São Paulo, São Paulo, 2009.

ORLANDO FILHO, J. **Nutrição e adubação da cana-de-açúcar no Brasil**. Piracicaba, 1983. p. 369.

OSSOM, E. M. Effects of filter cake fertilization on weed infestation, disease incidence and tuber yield of cassava (*Manihot esculenta*) in Swaziland. **International Journal of Agriculture and Biology**, Pakistan, v. 12, n. 1, p. 45–50, 2010.

PACHECO, T. F. **Produção de Etanol: Primeira ou Segunda Geração?** Circular Técnica, n. 04. p. 1-06, 2011. Disponível em: <<http://www.bibliotecaflorestal.ufv.br/bitstream/handle/123456789/7349/Circular-tecnica-04.pdf?sequence=1>>. Acesso em: 02 out. 2016.

PANDEY, A.; SOCCOL, C. R. Economic utilization of crop residues for value addition-A futuristic approach. **Journal of Scientific and Industrial Research**, New Delhi, v. 59, n. 1, p. 12-22, 2000.



PANT, D.; ADHOLEYA, A. Biological approaches for treatment of distillery wastewater: a review. **Bioresource technology**, New York, v. 98, n. 12, p. 2321-2334, 2007.

PARNAUDEAU, V.; CONDOM, N.; OLIVER, R.; CAZEVIEILLE, P.; RECOUS, S. Vinasse organic matter quality and mineralization potential, as influenced by raw material, fermentation and concentration processes. **Bioresource technology**, New York, v. 99, n. 6, p. 1553-1562, 2008.

PATIL, A.G.; KOOLWAL, S. M.; BUTALA, H.D. Fusel oil: composition, removal and potential utilization. **International Sugar Journal**, London, v. 104, n. 1238, p. 51-63, 2002.

PEDROSA, E. M. R.; ROLIM, M. M.; ALBUQUERQUE, P. H.S.; CUNHA, A. C. Supressividade de nematóides em cana-de-açúcar por adição de vinhaça ao solo. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 9, p. 197-201, 2005.

PENATTI, C.P. Adubação da cana-de-açúcar. 30 anos de experiência. Itu, 2013. p. 347.

PENATTI, C.P.; DONZELLI, J.L. Uso da Torta de Filtro em cana-de-açúcar. **Centro de Tecnologia Copersucar**, Piracicaba, v.1, n.1, p. 1-7, fev. 1991.

PÉREZ, E. R.; CARDOSO, D. R.; FRANCO, D. W. Análise dos álcoois, ésteres e compostos carbonílicos em amostras de óleo fúsel. **Química Nova**, São Paulo, v. 24, n. 1, p. 10-12, 2001.

PÉREZ-MONTAÑO, F.; ALÍAS-VILLEGAS, C.; BELLOGÍN, R. A.; CERRO, P. del.; ESPUNY, M.R.; JIMÉNEZ-GUERRERO, I.; LÓPEZ-BAENA, F. J.; OLLERO, F.J.; CUBO, T. Plant growth promotion in cereal and leguminous agricultural important plants: from microorganism capacities to crop production. **Microbiological research**, Jena, v. 169, n. 5, p. 325-336, 2014.

POWELL, J.; KLIRONOMOS, J. The ecology of plant-microbial mutualisms. In: PAUL, E.A. **Soil Microbiology, Ecology and Biochemistry**. 3. ed. Oxford: Elsevier Academic Press, 2007. p. 257-281.

PRADO, R. M. **Nutrição de Plantas**. 1.ed. São Paulo: Editora UNESP, 2008. v.1. p. 300.

PRADO, R. M.; CAIONE, G.; CAMPOS, C. N. S. Filter cake and vinasse as fertilizers contributing to conservation agriculture. **Applied and Environmental Soil Science**, New York, v. 2013.

PUENTE, M. E.; LI, C. Y.; BASHAN, Y. Microbial populations and activities in the rhizoplane of rock-weathering desert plants. II. Growth promotion of cactus seedlings. **Plant Biology**, West Sussex, v. 6, n. 05, p. 643-650, 2004.

RAIJ, B. van; CANTARELLA, H.; QUAGGIO, J.A.; FURLANI, A.M.C. **Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo**. 2.ed. Campinas: Instituto Agrônômico, 1997. 255p. (Boletim Técnico, 100).

RAJKUMAR, M.; A. E, N.; PRASAD, M. N. V.; FREITAS, H. Potential of siderophore-producing bacteria for improving heavy metal phytoextraction. **Trends in Biotechnology**, Amsterdam, v. 28, n. 3, p. 142-149, 2010.

RAMANA, S.; BISWAS, A. K.; KUNDU, S.; SAHA, J. K.; YADAVA, R. B. R. Effect of distillery effluent on seed germination in some vegetable crops. **Bioresource technology**, Amsterdam, v. 82, n. 3, p. 273-275, 2002.

RAMOS, N. P.; NOVO, M. C. S. S. LAGO, A. A.; MARIN, G.C. Emergência de plântulas e crescimento inicial de cultivares de amendoim sob resíduos de cana-de-açúcar. **Revista Brasileira de Sementes**, Londrina, v. 30, n. 1, p. 190-197, 2008.

RIBEIRO, B.T.; LIMAI, J. M. DE.; GUILHERMEI, L. R. G.; JULIÃO, L. G. F. Lead sorption and leaching from an Inceptisol sample amended with sugarcane vinasse. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 67, n. 4, p. 441-447, 2010.

RIPOLI, T. C. C.; RIPOLI, M. L. C. **Biomassa de cana-de-açúcar: colheita, energia e ambiente**. Piracicaba: Barros & Marques Editoração Eletrônica, 2004. p. 302.

RISHAD, K. S.; REBELLO, S.; SHABANAMOL, P. S.; JISHA, M. S. Biocontrol potential of Halotolerant bacterial chitinase from high yielding novel *Bacillus Pumilus* MCB-7 autochthonous to mangrove ecosystem. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, San Diego, 2016.

RODRIGUES, J. D. fisiologia da cana-de-açúcar. Botucatu: Instituto de Biociências, 1995. p. 69.

RODRIGUES, L. D. **A cana-de-açúcar como matéria-prima para a produção de biocombustíveis: impactos ambientais e o zoneamento agroecológico como ferramenta para mitigação.** 2010. 59 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Especialização em Análise Ambiental), Faculdade de Engenharia, Universidade Federal de Juiz de Fora, Juiz de Fora, 2010.

ROSSETTO, R. Adubação potássica na cana de açúcar. In: Apoio ao uso balanceado de potássio na agricultura brasileira resumos expandidos, resumos das apresentações. **Resumos...** Piracicaba: 2013. 40-41.

ROSSETTO, R.; DIAS, F.L.F. Nutrição e adubação da cana-de-açúcar: indagações e reflexões. **Informações Agrônomicas**, Piracicaba, n. 110, p. 6-11, 2005.

SALAMONE, de I. E. G.; HYNES, R. K.; NELSON, L. M. **Role of cytokinins in plant growth promotion by rhizosphere bacteria.** In: PGPR: biocontrol and biofertilization. Springer Netherlands, 2005. p. 173-195.

SANTIAGO, A. D.; ROSSETTO, R. **Adubação - resíduos alternativos.** Brasília, 16 set. 2016. Disponível em: [http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/cana-de-acucar/arvore/CONTAG01\\_39\\_711200516717.html](http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/cana-de-acucar/arvore/CONTAG01_39_711200516717.html). Acesso em: 16 set. 2016.

SANTOS, D. H.; TIRITAN, C. S.; FOLONI, J. S. S; FABRIS, L.B. Produtividade de cana-de-açúcar sob adubação com torta de filtro enriquecida com fosfato solúvel. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, p. 454-461, 2010.

SANTOS, V. R.; FILHO, G. M.; ALBUQUERQUE, A. W.; COSTA, J. P. V.; SANTOS, C. G.; SANTOS, A. C. I. Crescimento e produtividade agrícola de cana-de-açúcar em diferentes fontes de fósforo. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 13, n. 4, p. 389-396, 2009.

SHALI, A.; GHASEMI, S.; AHMADIAN, G.; RANJBAR, G.; DEHESTANI, A.; KHALESI, N.; VAHED, M. *Bacillus pumilus* SG2 chitinases induced and regulated by chitin, show inhibitory activity against *Fusarium graminearum* and *Bipolaris sorokiniana*. **Phytoparasitica**, Dordrecht, v. 38, n. 2, p. 141-147, 2010.

SHARMA, R. D.; GOMES, A. C. Effects of *Bacillus* spp. toxins on oviposition and juvenile hatching of Heterodera glycines. **Nematologia Brasileira**, Planaltina, v. 20, n. 1, p. 53-62, 1996.

SCHULTZ, N.; MORAIS, R. F.; SILVA, J. A.; BAPTISTA, R. B.; OLIVEIRA, R. P.; LEITE, J. M.; PEREIRA, W.; CARNEIRO JÚNIOR, J. B.; ALVES, B. J. R.; BALDAN, J. I.; BODDEY, R. M.; URQUIAGA, S.; REIS, V. M. Avaliação agrônômica de variedades de cana-de-açúcar inoculadas com bactérias diazotróficas e adubadas com nitrogênio. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 47, n. 2, p. 261-268, 2012.

SEGATO, S. V.; MATTIUZ, C. F. M.; MOZAMBANI, A. E. Aspectos fenológicos da cana-de-açúcar. In: SEGATO, S. V.; PINTO, A. S.; JENDIROBA, E.; NÓBREGA, J. C. M. **Atualização em produção de cana-de-açúcar**. Piracicaba: CP 2, 2006. p. 19-36.

SILVA, M. A. S; GRIEBELER, N. P.; BORGES, L. C. Uso de vinhaça e impactos nas propriedades do solo e lençol freático. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 11, n. 1, p. 108-114, 2007.

SILVA, R. R.; COELHO, G. D. **Fungos: principais grupos e aplicações biotecnológicas**. São Paulo: Instituto de Botânica, 2006.

SOUCHIE, E. L.; AZCÓN, R.; BAREA, J. M.; SAGGIN-JÚNIOR, O. J.; da SILVA, E. M. R. Notas Científicas Solubilização de fosfatos em meios sólido e líquido por bactérias e fungos do solo. **Pesquisa Agropecuária brasileira**, Brasília, v. 40, n. 11, p. 1149-1152, 2005.

SOUZA, R. de.; AMBROSINI, A.; PASSAGLIA, L. M. P. Plant growth-promoting bacteria as inoculants in agricultural soils. **Genetics and molecular biology**, Ribeirão Preto, v. 38, n. 4, p. 401-419, 2015.

SOUZA, V. L. de. **Desempenho e utilização de nutrientes por vacas leiteiras suplementadas com *Bacillus Subtilis***. 2012. 63f. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) - Universidade Federal do Paraná, Paraná, 2012.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 3 ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 719.

TÁVORA, F. L. **História e economia dos biocombustíveis no Brasil**. Texto para Discussão, v. 89, 2011.

TILAK, K. V. B. R.; RANGANAYAKI, N.; MANOHARACHARI, C. Synergistic effects of plant-growth promoting rhizobacteria and Rhizobium on nodulation and nitrogen fixation by pigeonpea (*Cajanus cajan*). **European Journal of Soil Science**, Oxford, v. 57, n. 1, p. 67-71, 2006.

TRIPURA, C.; SASHIDHAR, B.; PODILE, A. R. Ethyl Methanesulfonate Mutagenesis–Enhanced Mineral Phosphate Solubilization by Groundnut-Associated *Serratia marcescens* GPS-5. **Current microbiology**, New York, v. 54, n. 2, p. 79-84, 2007.

TOMAZ, M. A. **Guia de acompanhamento das aulas de cana-de-açúcar**. Universidade Federal do Espírito Santo. 2013. p. 8.

TORRES, N. H.; SARTORI, S. B.; AMÉRICO, J. H. P.; FERREIRA, L. F. R. Indústria sucroalcooleira: gestão de subprodutos. **Revista de Ciências Agro-ambientais**, Alta Floresta, v. 10, n. 2, p. 225-236, 2012.

TSAVKELOVA, E. A.; KLIMOVA, S. YU.; CHERDYNTSEVA, T. A.; NETRUSOV, A. I. Microbial producers of plant growth stimulators and their practical use: a review. **Applied Biochemistry and Microbiology**, New York, v. 42, n. 2, p. 117-126, 2006.

TURNBULL, A. L.; CAMPBELL, I.; LAZAROVITS, G. Resistance of bacterial communities in the potato rhizosphere to disturbance and its application to agroecology. **Soil Biology and Biochemistry**, Elmsford v. 79, p. 125-131, 2014.

UPADHYAY, S. K.; SINGH, J. S.; SAXENA, A. K.; SINGH, D. P. Impact of PGPR inoculation on growth and antioxidant status of wheat under saline conditions. **Plant Biology**, Malden, v. 14, n. 4, p. 605-611, 2012.

VASCONCELOS, A.C.M.; GARCIA, J. C. Desenvolvimento radicular da cana-de-açúcar. In: **Cana-de-açúcar: Ambientes de produção**. Informações Agrônomicas. n. 110. p. 1-5, 2005.

VAZQUEZ, G. H.; BORTOLIN, R.; VANZELA, L. S.; BONINI, C. DOS S. B.; BONINI NETO, A. Uso de fertilizante organofosfatado e torta de filtro em cana-planta. **Revista Brasileira de Engenharia de Biosistemas**, Tupã, v. 9, n. 1, p. 53-64, 2015.

VIEIRA, F. C. S.; NAHAS, E. Comparison of microbial numbers in soils by using various culture media and temperatures. **Microbiological Research**, Jena, v. 160, n. 2, p. 197-202, 2005.

VIEIRA, M. C. A.; LIMA, J. F.; BRAGA, N. M. **Setor sucroalcooleiro brasileiro: evolução e perspectivas**. BNDES setorial, Rio de Janeiro, Banco de Desarrollo del Brasil, 2006.

VITTI, G. C.; QUEIROZ, F. E. C.; OTTO, R.; QUINTINO, T. A. **Nutrição e Adubação a Cana-de-açúcar**. Bebedouro, 2005. p. 15-18.

WADT, L. C. **cultivo de *Pleurotus* spp. em vinhaça visando à produção de biomassa exopolissacarídeos**. 2008. 72 f. Dissertação (Mestrado em Biologia na Agricultura e no Ambiente) – Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2008.

WATANABE, F. S.; OLSEN, S. R. Test of an ascorbic acid method for determining phosphorus in water and NaHCO<sub>3</sub> extracts from soil. **Soil Science Society of America Journal**, Madison, v. 29, n. 6, p. 677-678, 1965.

WOLLUM, A. G. Cultural methods for soil microorganisms. In: PAGE, A. L.; MILLER, R. H.; KEENEY, D. R. **Methods of soil analysis**. Madison: Soil Science of America, 1982. p. 781-802.

XAVIER, M.A.; de MENDONÇA, J.R.; SANGUINO, A. Viveiros de mudas. In: DINARDO-MIRANDA, L.L; VASCONCELOS, A.C.M; LANDELL, M.G.A. **Cana-de-açúcar**. Campinas: Instituto Agronômico, 2008 p.535-546.

ZAHIR, Z. A.; MUNIR A.; ASGHAR, H. N.; SHAHAROONA, B.; ARSHAD, M. Effectiveness of rhizobacteria containing ACC deaminase for growth promotion of peas (*Pisum sativum*) under drought conditions. **Journal of Microbiology and Biotechnology**, Seoul, v. 18, n. 5, p. 958-963, 2008.

ZAIDI, A.; KHAN, M.; AHEMAD, M.; MUSLIM, A. Plant growth promotion by phosphate solubilizing bacteria. **Acta microbiologica et immunologica Hungarica**, Budapest, v. 56, n. 3, p. 263-284, 2009.

ZAMAN, M.; MATSUSHIMA, M.; CHANG, S. X.; INUBUSHI, K.; NGUYEN, L.; GOTO, S.; KANEKO, F.; YONEYAMA, T. Nitrogen mineralization, N<sub>2</sub>O production and soil microbiological properties as affected by long-term applications of sewage sludge composts. **Biology and Fertility of Soils**, Heidelberg, v. 40, n. 2, p. 101-109, 2004.

ZHANG, N.; XIE, Y. D.; GUO, H. J.; ZHAO, L. S.; XIONG, H. C.; GU, J. Y.; LI, J. H.; KONG, F. Q. SUI, L.; ZHAO, Z. W.; ZHAO, S. R.; LIU, L. X. Gibberellins regulate the stem elongation rate without affecting the mature plant height of a quick development mutant of winter wheat (*Triticum aestivum* L.). **Plant Physiology and Biochemistry**, Beijing, v. 11, n. 3, p. 228-236, 2016.

ZÚÑIGA, F. B.; BAZÚA, C. D.; LOZANO, R. Cambios químicos en el suelo por aplicación de materia orgánica soluble tipo vinazas. **Revista internacional de contaminación ambiental**, Mexico City, v. 16, n. 3, p. 89-101, 2000.