



UNIVERSIDADE DO ESTADO DA BAHIA – UNEB IX

DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS HUMANAS

**Controle biológico do nematoide das galhas na soja através do uso combinado
de isolados de *Streptomyces***

Murilo Oliveira da Silva

BARREIRAS-BA

2018

Murilo Oliveira da Silva

Controle biológico do nematoide das galhas na soja através do uso combinado de isolados de *Streptomyces*

Trabalho de conclusão de curso apresentado à Universidade do Estado da Bahia – UNEB, como parte das exigências do curso de Graduação em Engenharia Agrônoma, para a obtenção do título de Engenheiro Agrônomo.

Orientador: Prof. Dr. João Luiz Coimbra.
Professor de TCC: Dr. Adilson Alves Costa.

BARREIRAS-BA

2018



UNIVERSIDADE DO ESTADO DA BAHIA – UNEB IX
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS HUMANAS
COLEGIADO DE ENGENHARIA AGRONÔMICA

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

**TÍTULO: Controle biológico do nematoide das galhas na soja através do uso
combinado de isolados de *Streptomyces***

AUTOR: MURILO OLIVEIRA DA SILVA

ORIENTADOR: DR. JOAO LUIS COIMBRA

BANCA EXAMINADORA:

Dr. João Luiz Coimbra (Orientador)

Mc. Jorge da Silva Júnior (Examinador 1)

Dr. Tadeu Cavalcante Reis (Examinador 2)

BARREIRAS-BA
2018

DEDICO...

A minha amada mãe Maria Léia Francisca de Oliveira, ao meu pai Geraldo Pereira da Silva (Grilo) e minha irmã Maria Lívia Oliveira Silva as quais são minha base de sustentação, fortaleza e meu porto seguro.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, quero agradecer a Deus por toda força e ajuda para enfrentar todas as barreiras impostas em minha jornada acadêmica, pela saúde concedida para que eu pudesse alcançar um dos meus objetivos.

A minha mãe Maria Léia Francisca de Oliveira por todo apoio e perseverança em todos os momentos de minha vida. Proporcionando-me condições de poder me manter em outra cidade. Sendo essa a pessoa que mais admiro e todas as minhas batalhas vencidas são em sua homenagem.

Ao meu pai Geraldo Pereira da Silva por está ao lado de minha mãe durante esses longos anos. Pelo apoio dado em todos esses anos de luta, por não me deixar desanimar um só minuto nessa jornada da vida, e por todos os conselhos, ensinamentos e sermões que contribuíram para minha evolução quanto pessoa e profissional.

A Jhennyffer Ohara que esteve presente ao meu lado em todo caminho trilhado dentro da universidade, sempre me apoiando em decisões difíceis, por todo amor, carinho e companheirismo.

Aos meus amigos que tive o privilegio de conhecer durante minha estadia na universidade, levarei todos comigo sempre. Em especial aqueles que estiveram comigo em nosso acidente logo no inicio do curso.

Ao meu orientador Prof. Dr. João Luiz Coimbra, pelo apoio e confiança em meu trabalho, além da oportunidade concedida durante esses três anos de laboratório. Sempre serei grato pela a contribuição em minha carreira profissional.

“Fé em Deus que ele é justo, ei irmão nunca de esqueça, na guarda guerreiro
levanta a cabeça...”.

(Racionais Mc's)

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	Descrição dos tratamentos	21
Tabela 2	Efeito dos isolados e combinados de actinomicetos, multiplicados em arroz pré-cozido, na redução do parasitismo do nematoide no sistema radicular da soja.....	29

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	Ciclo de vida do nematoide das galhas (AGRIOS, 2005).....	18
Figura 2	Arroz pré-cozido após três dias de introdução dos micélios de actinomicetos	23
Figura 3	Materiais para contagem de esporos dos actinomicetos pelo método do hemacitômetro (Câmara de Neubauer).....	23
Figura 4	A) Infestação do solo com o arroz colonizado com o actinomiceto; B) plantio da soja.	24
Figura 5	Raízes do tomateiro cv. Santa Cruz Kada com a presença de galhas.	25
Figura 6	A) Avaliações do número de galhas; B) Ovos do sistema radicular da soja.....	26
Figura 7	Percentual de redução de galhas.....	30
Figura 8	Percentual de redução de ovos	30
Figura 9	Percentual de aporte de matéria seca.....	31

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	11
2	REVISÃO DE LITERATURA.....	13
2.1.	Região oeste da Bahia	13
2.1.1	Produtividade	13
2.2	Nematoides	14
2.4	Nematoides na cultura da soja.....	15
2.4	<i>Meloidogyne incognita</i>	16
2.7	Actinomiceto como agente de controle biológico	19
3	MATERIAIS E MÉTODOS.....	21
3.1	Características da área experimental.....	21
3.2	Tratamentos e delineamento experimental	21
3.3	Multiplicação do actinomceto	22
3.4	Colonização do arroz	22
3.5	Montagem do ensaio	24
3.5.1	Obtenção e desinfestação de ovos do nematoide	24
3.6	Avaliações	25
3.6.1	Matéria seca	25
3.6.2	Galhas e ovos	26
3.7	Análise estatística	26
3.7.1	Percentual de variação dos tratamentos.....	27
4	RESULTADO E DISCUSSÃO	28
5	CONCLUSÃO.....	33
	REFERÊNCIAS.....	34

RESUMO

A soja (*Glycine max* (L) Merrill) é uma das mais importantes leguminosas produzidas no Brasil. Devido o cultivo contínuo dessa oleaginosa ao longos dos anos, problemas surgem como ataque de pragas e doenças. Os nematoides das galhas são verminoses de solo que constituem fator limitante à produção da soja devido ao seu ataque. Esse trabalho teve como objetivo avaliar o efeito de isolados e combinados de actinomicetos (*Streptomyces* spp.), multiplicados em arroz pré-cozido, no controle do nematoide de galhas *Meloidogyne* spp. no sistema radicular da soja e o seu desenvolvimento vegetativo. O experimento foi realizado em casa de vegetação, sendo um delineamento experimental do tipo inteiramente casualizado (DIC), com 20 tratamentos e 5 repetições. Foram testados os actinomicetos na forma isolada e combinada (dois isolados). Para isso, foram semeadas sementes de soja cultivar BRS8980 IPRO em sacos plásticos contendo substrato esterilizado, logo em seguida, o solo foi inoculado com o arroz pré-colonizado com o actinomiceto. Ao estágio V3 da planta foi realizada a infestação do solo com 2000 ovos de nematoides. Quarenta e cinco dias após a infestação dos ovos de nematoide, cada planta de soja foi retirada dos sacos para a avaliação da matéria seca da parte aérea, o número de galhas e ovos no sistema radicular. Todos os tratamentos reduziram o número de galhas e de ovos do *Meloidogyne* spp. no sistema radicular da soja.

Palavras-Chave: Actinomicetos, redução, fitonematoides.

ABSTRACT

Soy (*Glycine max* (L) Merrill) is one of the most important legumes produced in Brazil. Due to the continuous cultivation of this oleaginous over the years, problems arise as an attack of pests and diseases. Gill nematodes are soil verminousness that are a limiting factor to soybean production due to their attack. The objective of this work was to evaluate the effect of isolated and combined actinomycetes (*Streptomyces* spp.), Multiplied in precooked rice, on the control of the gill nematode *Meloidogyne* spp. in the root system of soybean and its vegetative development. The experiment was carried out in a greenhouse, with a completely randomized experimental design (DIC), with 20 treatments and 5 replicates. Actinomycetes were tested in isolated and combined forms (two isolates). For this, soybeans were seeded to cultivate BRS8980 IPRO in plastic bags containing sterilized substrate, soon after, the soil was inoculated with the rice pre-colonized with the actinomycete. At stage V3 of the plant was carried out infestation of the soil with 2000 nematode eggs. Forty-five days after infestation of nematode eggs, each soybean plant was removed from the sacks to evaluate dry matter of the shoot, the number of galls and eggs in the root system. All treatments reduce the number of galls and eggs of *Meloidogyne* spp. no soybean root system.

Keywords: Actinomycetes, reduction, Phytonematoids.

1 INTRODUÇÃO

Nos últimos anos o cultivo da soja (*Glycine max* (L.) Merr.) no Brasil tem sido crescente em área cultivada, produção e produtividade. O maior polo agrícola do Nordeste, oeste da Bahia contabilizou na safra 2017/18 uma a produção de cerca 66 sacas por hectare da oleaginosa, um incremento de 23,8% em relação à safra anterior (AIBA, 2018). Contudo, com o cultivo contínuo dessa oleaginosa aos longos dos anos, problemas surgem como ataque de pragas e doenças. Entre as principais doenças do solo destacam-se as causadas por nematoides formadores de galhas nas raízes, pertencentes ao gênero *Meloidogyne* (LORDELLO, 1988). Segundo a Sociedade Brasileira de Nematologia (SBN), as perdas anuais da produção nacional de soja causada pelo parasitismo dos nematoides estão estimadas em aproximadamente, US\$ 16,2 bilhões (SILVA; BRANCHER, 2015).

Dentre as 100 espécies de nematoides associados à cultura da soja, as espécies *Meloidogyne incognita* e *Meloidogyne javanica* são as maiores causadoras de redução da produtividade no país. A ação desses nematoides (*Meloidogyne* spp.) incitam na formação de galhas nas raízes, em número e tamanho variáveis, que ocasionam a redução na absorção de nutrientes e translocamento de água, culminando com menor crescimento da parte aérea da planta (TIHOHOD, 2000), conseqüentemente afetando em sua produtividade.

Dentro das estratégias de controle desta doença, os agentes de controle biológico têm sido testados constantemente devido ao seu potencial de biocontrole e a capacidade de promover o crescimento de plantas (BENIZRI et al., 2001). Método este proporcionado pelo uso de rizobactérias, apresentando como uma alternativa racional por minimizar o dano ambiental e ser mais proveitoso economicamente, quando comparado aos métodos químicos (COIMBRA; CAMPOS, 2005).

Os actinomicetos compõem um importante grupo de bactérias Gram-positivas, filamentosas, comumente isoladas do solo, pertencentes ao filo Actinobacteria, conhecidos por sua grande produção de compostos bioativos, metabólitos secundários, entre eles antibióticos, enzimas extracelulares e inibidores enzimáticos. O gênero *Streptomyces* spp. é o mais estudado com relação ao

controle biológico de fitopatógenos (INBAR et al., 2005), tendo o potencial em reduzir a ação dos nematoides.

O objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito dos isolados dos *Streptomyces* spp. e suas combinações sobre a ação dos nematoides das galhas em casa de vegetação.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Região oeste da Bahia

2.1.1 Produtividade

A Região Oeste da Bahia possui uma grande diversidade agrícola, produzindo frutas, grãos, fibras, além de possuir alto rebanho de gado, frangos e suínos. O Oeste do estado foi responsável por 100% da produção de soja baiana, onde a cultura ocupa mais da metade das áreas cultivadas, correspondendo a 4,5% da produção nacional (ANUÁRIO DA REGIÃO OESTE DA BAHIA, 2017). A safra atual (2017/18) registrou uma marca histórica para a produção da soja no Estado, ao contabilizar a produtividade de 66 sacas por hectare, em uma área total de 1,6 milhões de hectares cultivados. O balanço representa um incremento de 23,8% em relação à safra passada (AIBA RURAL, 2018).

O algodão, considerado o ouro branco do oeste baiano, concentra 96% da atividade no Estado, e estima colher 1,2 milhão de toneladas de algodão em caroço, com um rendimento de fibra acima de 42%, que corresponde a 0,5 milhão de toneladas de plumas. Para esta safra, a média estimada é de 315 arrobas por hectare, tanto para sequeiro quanto para irrigado (AIBA RURAL, 2018).

Já a cultura do milho, sendo contemplada com boas condições climáticas, além das tecnológicas e de irrigação, registrou retração de área plantada de 22% se comparada à safra anterior, mesmo assim, com registra produtividade de 180 sacas por hectare. O café, embora a área total se mantenha em torno dos 14 mil hectares, a área efetivamente em produção foi reduzida para 11,306 mil com uma produção de 47 sacas por hectare (AIBA RURAL, 2018).

O sucesso da grande produtividade do estado baiano é atribuído principalmente aos programas de melhoramento genético através, do desenvolvimento de cultivares capazes de atender os anseios dos produtores, com características desejáveis para o seu estabelecimento na região (CRUZ, 2007).

2.2 Nematoides

Os nematoides são vermes que possuem o corpo em formato cilíndrico, geralmente alongado e com as extremidades afiladas. Constituem o grupo de animais invertebrados mais numeroso no planeta, ocupando praticamente todos os nichos ecológicos. Por isso, destacam-se entre outros grupos de animais, passaram a ser estudados como indicadores de impacto ambiental (MATTOS, 1999). Por serem seres de tamanho diminutos geralmente microscópicos, os nematoides nem sempre estão em evidência, no entanto são seres de grande diversidade estando presentes nos mais diferentes hábitats.

Vivem em quaisquer ecossistemas onde exista água, sendo no geral sensíveis a fortes estresses hídricos. Algumas espécies, no entanto, desenvolveram a habilidade de suportar ambientes com baixa umidade por meses ou anos, como o interior de sementes de plantas mantidas armazenadas. Temperaturas muito baixas ou excessivamente altas também podem afetá-los negativamente, causando-lhes redução na atividade e a morte.

Os nematoides fitoparasitos são responsáveis por uma grande parcela de danos e perdas em diversas culturas no mundo, provocadas pela destruição do sistema radicular (NEMATÓIDES, 2007). A absorção e a translocação de nutrientes nas raízes são prejudicadas, sendo assim, a fisiologia e nutrição da planta hospedeira é alterada drasticamente.

Esses parasitos também podem torná-la predisposta a fatores externos como doenças e estresses ambientais, ou atuarem também como vetores de outros patógenos (GOMES; CAMPOS, 2007).

Há vários gêneros de nematoides relacionados aos cultivos agrícolas. Esses vermes atingem diversas culturas, mas várias espécies, mesmo parasitando plantas, não são responsáveis por prejuízos significativos. Os nematoides mais importantes são: *Meloidogyne*, *Heterodera*, *Globodera*, *Pratylenchus*, *Rodopholus*, *Rotylenchulus*, *Nacobbus* e *Tylenchulus*, embora *M. incognita* seja o mais danoso, aquele que geralmente causa danos maiores.

Em campo, os sintomas de ataque de nematoides são reboleiras de plantas menores e cloróticas, com "fome de minerais", murchas nas horas mais quentes do dia e menos produtivas, entre outras de porte e coloração aparentemente normais.

A grandeza dos danos causados por nematoides varia em função do nível populacional dos parasitos, do tipo de solo e da variedade cultivada. As perdas nas culturas podem variar de suaves, com menos de 1% até a destruição total. A margem de prejuízos causados pelo fitonematóides chega a ser alarmante. Estima-se que os causados às plantações de café e a outras culturas tropicais de grande importância econômica como as culturas anuais (soja, feijão), hortaliças e as fruteiras chegam a 100 milhões de dólares (ZAMBUDIO, 2007).

2.4 Nematoides na cultura da soja

Os principais nematoides que causam perdas à cultura da soja no Brasil têm sido o de cisto *Heterodera glycines*, os indutores de galhas em raízes (*Meloidogyne* spp.), o das lesões radiculares *Pratylenchus brachyurus* e o reniforme *Rotylenchulus reniformis* (DIAS et al., 2010).

O nematoide-de-cisto-da-soja (NCS), *H. glycines*, ocorre em mais de 3 milhões de hectares cultivados com soja, identificado em reboleiras de plantas amareladas e subdesenvolvidas. Comum nos estados do Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Goiás e Minas Gerais, mas também ocorrem no Rio Grande do Sul, Paraná, São Paulo e Tocantins (EMBRAPA, 2008).

Entre os nematoides de galhas, *M. incognita* e *M. javanica* são as espécies mais importantes para a cultura da soja no Brasil. *M. javanica* tem ocorrência generalizada, nos estados do Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Goiás, Minas Gerais e Bahia, exceto nas áreas cultivadas anteriormente com café ou algodão nas quais predomina *M. incognita*. Os sintomas na parte aérea da planta causados por *Meloidogyne* spp. são semelhantes aos provocados por *Heterodera glycines*, geralmente o amarelecimento foliar causado pelos nematoides-das-galhas apresenta padrão internerval, enquanto o causado pelo nematoide-de-cisto é uniforme na folha, porém a principal diferença está nas raízes, que apresentam crescimento anômalo, as galhas, no caso de *Meloidogyne*, ou subdesenvolvimento associado à presença de fêmeas obesas esbranquiçadas presas às raízes no caso de *H. glycines* (CUNHA et al., 2008; HENNING et al., 2014).

O nematoide-reniforme causa preocupação no centro-sul de Mato Grosso do Sul. As raízes não apresentam nem galhas nem fêmeas visíveis à vista desarmada, mas têm a tendência a manter mais argila aderida à sua superfície. Perdas de 10 a 30% têm sido verificadas em soja cultivada em solos médio-argilosos (25-35% de argila), situação que favorece esse nematoide (DIAS et al. 2010).

O nematoide-das-lesões *P. brachyurus*, é mais frequente que qualquer uma das espécies acima citadas, mas geralmente ocorre em populações muito baixas. No estado de Mato Grosso e no norte de Mato Grosso do Sul, a existência de fatores favoráveis a ele – solos de textura médio-arenosa (15-25% de argila), sequências de culturas suscetíveis (soja, milho e algodão) – levou ao aparecimento de populações elevadas (FERRAZ, 1995).

2.4 *Meloidogyne incognita*

Os nematoides das galhas (*Meloidogyne incognita*) são os mais importantes nematoides fitopatogênicos, pois, apresenta uma ampla distribuição geográfica, uma enorme gama de hospedeiros e causam grandes danos às culturas, são portadores de um estilete bucal característico, que possibilita a injeção de substâncias tóxicas no interior de células vegetais e a posterior ingestão do meio líquido nutritivo, parasitam principalmente os órgãos subterrâneos, em especial as raízes, nas quais podem incitar o aparecimento de más formações, a exemplo de engrossamentos típicos como as galhas, ou seja, aumento de tamanho (hipertrofia) e multiplicação de células (hiperplasia) induzidas mais comumente pelas fêmeas ou áreas de tecido desorganizado, já morto, de tonalidade pardo-escura ou negra evidenciando necrose extensiva; também pode ocorrer necrose em tubérculos e em fruto hipógeo, como no caso do amendoim (FERRAZ, 2007).

Apesar de os nematoides do gênero *Meloidogyne* atacar as raízes, causando galhas, observam-se clorose e menor crescimento da parte aérea da planta, ocasionando menor produção agrícola e comprometendo ou até inviabilizando o cultivo. Quando em altas densidades, os nematoides de galhas podem matar a planta, especialmente no início da estação de crescimento, quando as plantas se encontram no período de menor massa do sistema radicular. Em densidades abaixo

da fatal, as plantas infetadas podem murchar, já que as raízes galhadas apresentam capacidade limitada de absorver e transportar água e nutrientes para o resto da planta. (KARSSSEN, 2002; LAMBERTI; TAYLOR, 1979; TIHOHOD, 2000). Uma área atacada por esses parasitos podem ser chamadas de manchas ou reboleiras, onde as plantas apresentam subdesenvolvimento, de tamanho irregular, na maioria das vezes cloróticas e com baixa produção. A murcha das folhas nas horas mais quentes do dia, observada no fumo, assim como o tombamento de bananeiras, são outros sintomas, mais específicos, que caracterizam o ataque de nematóides parasitos de plantas (FERRAZ, 2007).

As perdas agrícolas devidas aos nematoides podem variar muito, dependendo da espécie de nematoide e da cultura hospedeira envolvidas na associação, das condições de solo e da região geográfica onde se localize a área infestada, do tipo de manejo adotado pelo produtor rural e de outros fatores. As perdas variam em média entre 5 e 35% para os diferentes tipos de culturas (anuais, semi perenes e perenes), tornando se impossível economicamente o cultivo de certas culturas em áreas que estejam infestadas por 28 nematóides sem que venham a ser implementadas certas medidas de controle rigorosas, como no caso da cultura da cenoura cultivadas em áreas infestada por espécies do gênero *Meloidogyne*, algodão em glebas infestadas por *Rotylenchulus reniformis*, entre outros (FERRAZ, 2007).

A forte expansão das áreas cultivadas no país, sobretudo com práticas de rotação de culturas inadequadas ou inexistentes, tem proporcionado aumento na incidência de nematoides (SANTOS; COSTA; PAVLAK, 2016). O controle do *Meloidogyne incognita* é muito dispendioso, principalmente devido ao fato de que a erradicação é praticamente impossível. O sucesso do controle em áreas infestadas depende de um conjunto de medidas associadas, visando principalmente reduzir o nível populacional e impedir a sua multiplicação.

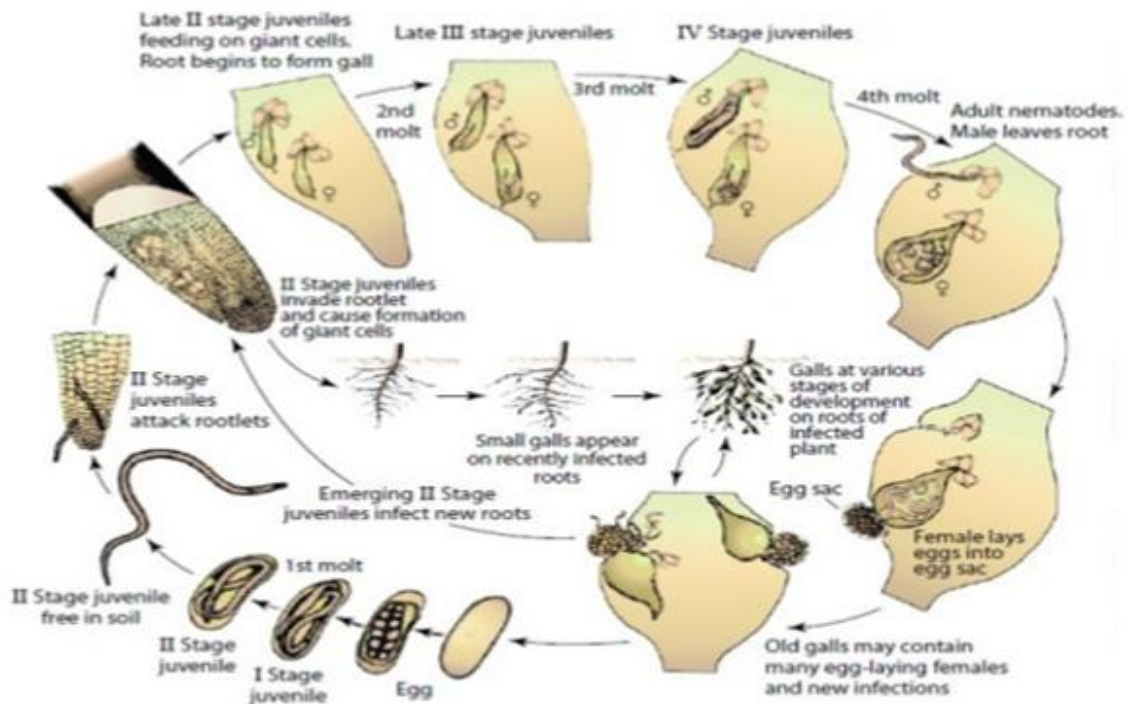


Figura 1. Ciclo de vida do nematoide das galhas. Fonte: AGRIOS, 2005.

2.6 Actinomicetos

Pertencendo à ordem Actinomycetales, os actinomicetos constituem um grupo heterogêneo de bactérias filamentosas, que filogeneticamente se enquadram entre as bactérias gram-positivas. Dentro desta classe estão 14 subordens e 44 famílias (GOODFELOW; FIEDLER, 2010).

Estes microrganismos compreendem o principal grupo produtor de compostos bioativos. Devido a sua grande diversidade metabólica, aqueles pertencentes ao gênero *Streptomyces*, o mais comumente isolado e amplamente estudado, são considerados os mais importantes do ponto de vista industrial e sendo a principal fonte de antibióticos, antimetabólitos e agentes antitumorais, entre outros. *Streptomyces* produzem pequenas colônias pulverulentas ou velutinas, com micélio aéreo de diferentes tonalidades e produtores de pigmentos solúveis (ARAÚJO, 1998). Espécies deste gênero têm se destacado por produzirem mais de 70% dos 10 000 metabolitos secundários bioativos já documentados produzidos por actinomicetos (BÉRDY, 2005). Além disso, os actinomicetos também são importantes produtores de enzimas.

As populações de actinomicetos apresentam grande importância ecológica para as plantas e para as demais populações com as quais interagem, destacam pela possibilidade de sintetizar vitaminas, substâncias inibidoras da atividade enzimática (TAGUCHI et al., 1993), antibióticos e outros compostos biologicamente ativos, bem como por seu importante papel na reciclagem de nutrientes do solo.

Aproximadamente 6.000 antibióticos de origem microbiana, são produzidos por actinomicetos (OKAMI; HOTTA, 1988; LANCINI; LORENZETTI, 1993).

2.7 Actinomiceto como agente de controle biológico

Com a necessidade de uma agricultura cada vez mais sustentável e o menor uso de defensivos químicos, devido à contaminação do ambiente por pesticidas, o uso do controle biológico é visto como uma alternativa viável para o controle de pragas e doenças, sendo uma opção vantajosa em relação ao controle químico, especialmente quanto ao impacto ambiental ao custo e à especificidade e ao desenvolvimento de resistência (BETTIOL, 2001; FRANCESCHINI, 2001).

Os actinomicetos em geral, e *Streptomyces* em particular, têm sido avaliados como agentes de controle biológico, principalmente por serem reconhecidamente capazes de interagir com as plantas superiores ou mesmo com outras populações microbianas, mediante a produção de antibióticos (GAVA et al., 1999; PEREIRA et al., 2000), sendo conhecidos por possuir muitas espécies que podem inibir o desenvolvimento de muitos fitopatógenos “in vitro” (GAVA et al., 1999).

Os exsudatos radiculares podem favorecer a proliferação e a atividade de microrganismos competidores, produtores de antibióticos, ou antagonistas, que reduzem a atividade dos patógenos, podendo evitar a manifestação de doenças. No controle das doenças vegetais os principais mecanismos incluem: heterólise, produção de toxinas não específicas, autólise, competição por nutrientes e inibidores voláteis em adição a antibiose (SIQUEIRA; FRANCO, 1988; CARDOSO; FREITAS, 1992). Estreptomicina, cicloheximida e griseofulvina, avermectina estão entre os antibióticos produzidos por actinomicetos, mais usados na agricultura, para o controle de pragas e doenças. Desses, a cicloheximida apresenta um alto poder fungicida, porém com muita toxidez para as plantas, sendo por isto de uso restrito. A

griseofulvina tem baixo poder fungicida e é menos fitotóxico, porém apresenta alto custo, devido ao baixo rendimento (SILVA et al, 1984).

Diversos estudos têm demonstrado o grande potencial dos actinomicetos como agentes de controle biológico dos nematóides *M. incognita*, *Rotylenchulus reniformis* e *Pratylenchus penetrans* (ESNARD et al., 1998; JONATHAN et al., 2000). Com a produção de metabólitos secundários, o terpenóide geosmin e a avermectina, os estreptomicetos possuem comprovada toxicidade a nematóides (POLLAK; BERGER, 1996). A avermectina, produzida a partir da fermentação do micélio do actinomiceto *Streptomyces avermitilis* (STRETTON et al., 1987), é importante no setor agrícola devido ao efeito nematicida já demonstrado no controle de *M. incognita*, *Hoplolaimus galeatus*, *Tylenchulus semipenetrans*, *Tylenchorhynchus dubius* e *Pratylenchus penetrans* (BLACKBURN et al., 1996; GARABEDIAN; VAN GUNDY, 1983; SASSER et al., 1982).

Culturas de actinomicetos isoladas da rizosfera, rizoplano e endofíticas da raiz do tomateiro, mostraram 100% de atividade antagônica contra *Ralstonia solanacearum* (MOURA et al, 1998).

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 Características da área experimental

O experimento foi conduzido no laboratório de Fitopatologia e Microbiologia agrícola da Universidade do Estado da Bahia - UNEB, Campus IX, localizada entre as coordenadas; Latitude Sul: 12°09'11" e Longitude Oeste 44° 59'24" (ANDRADE, 2018). Situado no município de Barreiras, Bahia, às margens da BR-242, KM 04, s/n, Bairro Flamengo.

3.2 Tratamentos e delineamento experimental

O trabalho foi montado em delineamento experimental do tipo inteiramente casualizado (DIC), com 20 tratamentos e 5 repetições (Tabela 1). O tratamento controle foi constituído de apenas arroz pré-cozido sem o actinomiceto, mas com inoculação do nematoide (*Meloidogyne* spp.). Os isolados dos actinomicetos estudados foram provenientes da coleção do Laboratório de Fitopatologia e Microbiologia da UNEB.

Tabela 1. Descrição dos tratamentos.

Tratamentos	Actinomicetos
Tratamento 0	Controle com arroz pré-cozido
Tratamento 1	AC 11
Tratamento 2	AC 13
Tratamento 3	AC 25
Tratamento 4	AC 26
Tratamento 5	AC 27
Tratamento 6	AC 30
Tratamento 7	AC 18
Tratamento 8	AC 57

Tratamento 9	AC 63
Tratamento 10	AC 03 + AC 11
Tratamento 11	AC 13 + AC 25
Tratamento 12	AC 30 + AC 18
Tratamento 13	AC 57 + AC 63
Tratamento 14	AC 03 + AC 13
Tratamento 15	AC 11 + AC 25
Tratamento 16	AC 26 + AC 30
Tratamento 17	AC 27 + AC 18
Tratamento 18	AC 57 + AC 03
Tratamento 19	AC 63 + AC 11

Fonte: Elaborado pelo autor (2018).

3.3 Multiplicação do actinomceto

Dez isolados de *Streptomyces* spp. obtidos do solo do cerrado com potencial de controlar biologicamente o nematoide das galhas (MEDEIROS, 2016) foram multiplicados em meio de cultura BDA (batata-dextrose-ágar) e encubados em câmara de incubação tipo BOD a $26\pm 2^{\circ}\text{C}$ durante dez dias.

3.4 Colonização do arroz

Após esse período, foram obtidos com auxílio de tubo de ferro, discos com micélio de actinomiceto de 5 mm de diâmetro o qual foram transferidos no interior da câmara de fluxo laminar para “Erlenmeyers” esterilizados contendo arroz pré-cozido. Esses “Erlenmeyers” após a transferência dos discos com actinomicetos foram incubados no interior da câmara de incubação (BOD) por 15 dias a $26\pm 2^{\circ}\text{C}$ (SOARES et al., 2005). Em seguida foi realizada a quantificação dos esporos de actinomicetos no arroz pré-colonizado, utilizando-se de um hemacitômetro (câmara de Neubauer). Os esporos foram quantificados e padronizados para o valor de 10

bilhões de esporos de actinomicetos o qual foi utilizado para montagem do experimento, como visto na Figura 2 e 3, a seguir.



Figura 2. Arroz pré-cozido após três dias de introdução dos micélios de actinomicetos. Foto: Autor (2018).

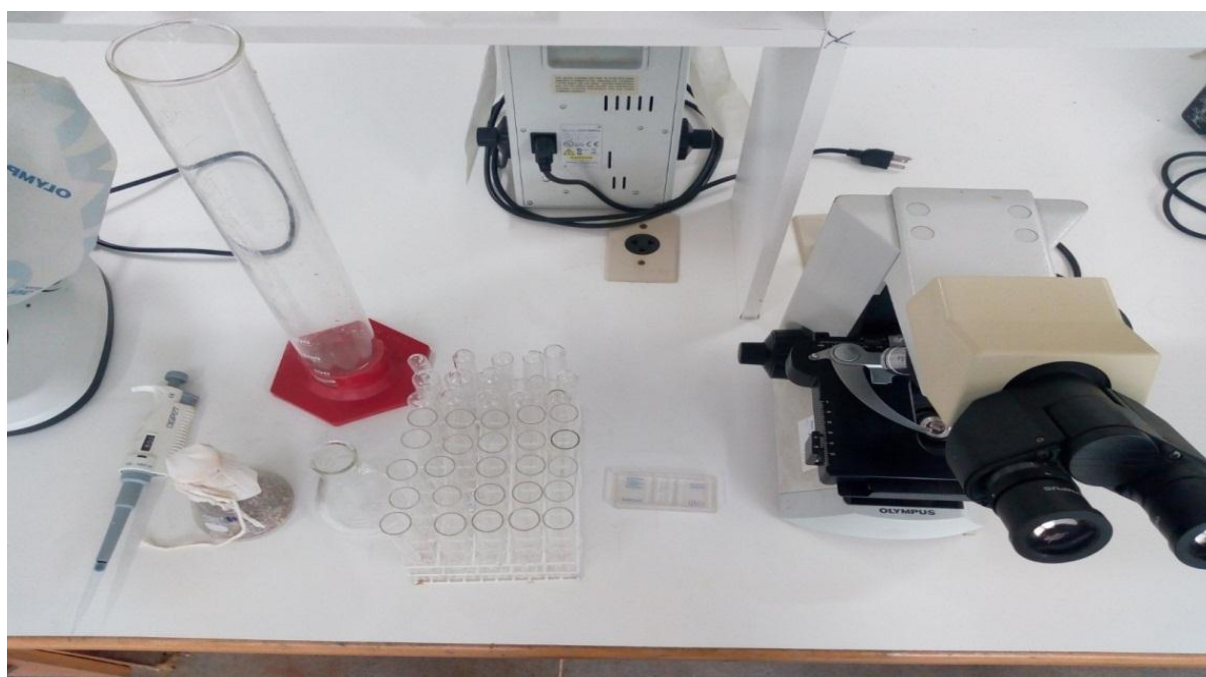


Figura 3. Materiais para contagem de esporos dos actinomicetos pelo método do hemacitômetro (Câmara de Neubauer). Foto: Autor (2018).

3.5 Montagem do ensaio

Na casa de vegetação do departamento de Ciências Humanas da UNEB, foi feita a semeadura da soja colocando - se 3 sementes da cultivar BRS-8980 IPRO em sacos de muda contendo o substrato composto por uma mistura de solo-areia-esterco (1:1:1) devidamente esterilizado. Junto com semeadura foi feita também a infestação do substrato com o arroz colonizado pelos actinomicetos obedecendo ao valor definido anteriormente, de modo a distribuir de forma combinada (dois isolados de actinomicetos) e individual. O desbaste foi realizado sete dias após a germinação, deixando uma planta por saco.



Figura 4. A) Infestação do solo com o arroz colonizado com o actinomiceto; B) plantio da soja. Foto: Autor (2018).

3.5.1 Obtenção e desinfestação de ovos do nematoide

Aos 33 dias após o plantio, quando a planta se apresentava no estágio vegetativo V3, com a presença da segunda folha trifoliada, foi realizada a infestação do solo com 2000 ovos de nematoides obtidos de raízes de tomateiro cv. Santa Cruz Kada.

Para obtenção dos ovos, raízes de tomateiros, cultivados em casa de vegetação da universidade, que apresentavam galhas, foram lavadas com água potável e trituradas em liquidificador por 30 segundos em uma solução de hipoclorito

de sódio a 0,5%, seguindo-se a técnica de Hussey; Barker (1973), modificada por Boneti; Ferraz (1981). Em seguida, a suspensão foi passada em peneiras de 80, 250 e 500 mesh. Os ovos retidos na peneira de 500 mesh foram lavados com água, sendo posteriormente, quantificados em uma lâmina de Peters, em observação sob microscópio estereoscópio, padronizando a quantidade para a infestação do solo.



Figura 5. Raízes do tomateiro cv. Santa Cruz Kada com a presença de galhas. Foto: Autor (2018).

3.6 Avaliações

Aos 45 dias após a infestação dos ovos do nematoide, cada planta de soja foi retirada cuidadosamente dos sacos plásticos para as avaliações de matéria seca da parte aérea, número de galhas e número de ovos das raízes.

3.6.1 Matéria seca

Para obtenção da matéria seca, realizou - se um corte na região do colo das plantas separando do sistema radicular, em seguida a parte aérea foi alocada em sacos de papel e levadas à estufa com ventilação forçada, onde ficaram por 72 horas à temperatura de 60°C, após, foi determinado o peso das plantas em balança de precisão.

3.6.2 Galhas e ovos

Para a contagem do número de galhas, as raízes da planta foram lavadas e imersas em solução de Phloxina B para facilitar a visualização das galhas. A contagem foi realizada em todo o sistema radicular, com uso de microscópio estereoscópico e contador de células, como é visto na figura 6. Em seguida, foi feita extração de ovos seguindo a técnica de Hussey; Barker (1973), modificada por Boneti; Ferraz (1981), descrita anteriormente.

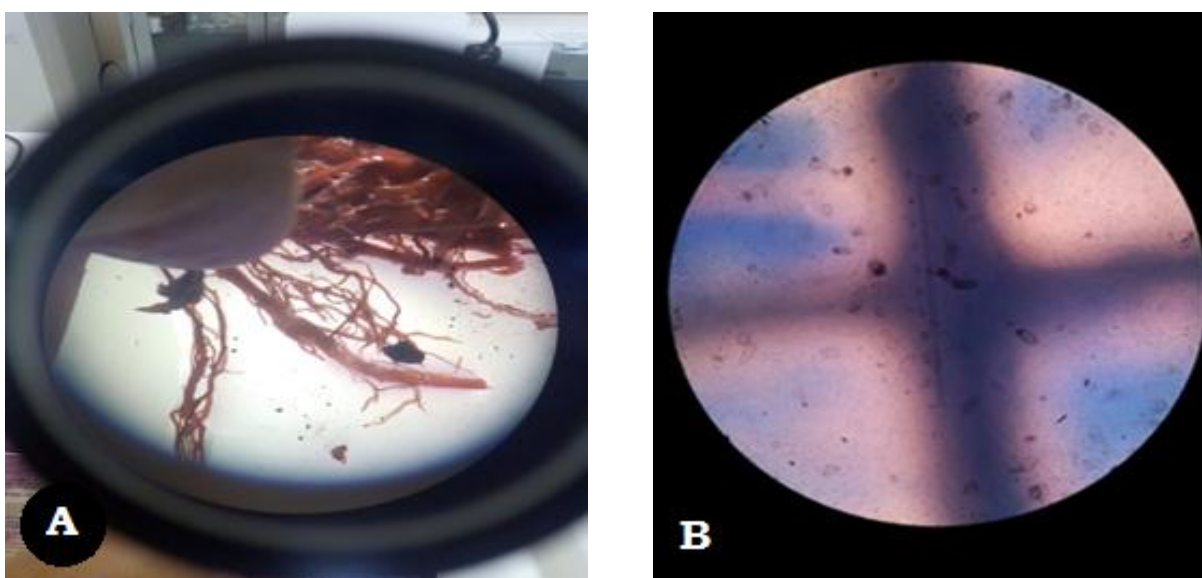


Figura 6. A) Avaliações do número de galhas; B) Ovos do sistema radicular da soja.
Foto: Autor (2018).

3.7 Análise estatística

Os dados avaliados foram submetidos à análise de variância (ANOVA), com o auxílio do programa Sisvar licenciado pela a Universidade Federal de Lavras – UFLA (FERREIRA, 2011). As médias foram comparadas entre si pelo teste de Scott- Knott ao nível de 5% de probabilidade.

3.7.1 Percentual de variação dos tratamentos

Ao final do estudo, fez - se uma análise de variação do percentual dos tratamentos considerando a testemunha como 100%, conforme a equação abaixo:

$$P.V (\%) = \frac{\text{Tratamento} \times 100}{\text{Testemunha}}$$

4 RESULTADO E DISCUSSÃO

Todos os isolados de actinomicetos reduziram significativamente ($P \leq 0,05$) o número de galhas do *Meloidogyne* spp. no sistema radicular da soja quando comparada a testemunha (Tabela 2), com percentual de redução variando de 31,11 a 70,37% (Figura 7). Os isolados de actinomicetos AC 13, AC 63 e os tratamentos os quais foram feitas a inoculação combinada com os isolados de actinomicetos AC 03 + AC 11 e AC 13 + AC 25, foram os que permitiram maiores reduções no número de galhas nos sistema radicular da planta (Tabela 2).

Já para variável do número de ovos no sistema radicular foi observado que também todos os tratamentos de actinomicetos, isolados ou combinados, conseguiram reduzir significativamente ($P \leq 0,05$) o número de ovos comparado à testemunha (Tabela 2). Os isolados AC 13, AC 30, AC 57 e os combinados AC 03 + AC 11, AC11 + AC 25 e AC 63 + AC 11 foram os tratamentos que tiveram maiores reduções no número de ovos do nematoide, obtendo um percentual de redução de 62,8% para o combinado AC 03 + AC 11 (Figura 8), a seguir. Essa redução do número de galhas e ovos das raízes da soja é explicada por Coimbra e Campos (2005), no qual constataram que exsudatos de actinomicetos obtidos em placas com colônias bacterianas reduziram a motilidade e causaram mortalidade de J2 de *M. javanica* em um experimente o realizado *in vitro* mostrando o potencial nematicida dos exsudatos de actinomicetos. A produção de metabólitos secundários no substrato e/ou na rizosfera da planta pode causar a imobilidade e/ou mortalidade do nematoide, antes da sua penetração nas raízes, reduzindo a infectividade e, conseqüentemente, o número de galhas, em função do baixo número de nematoides infectando a planta.

Segundo Freitas (2005), as rizobactérias e seus metabólitos desencadeiam reações de hipersensibilidade nas células vegetais, impedindo que as fêmeas dos nematoides consigam energia suficiente para produzir ovos. A transformação dos exsudatos radiculares em subprodutos pela ação dos microrganismos pode fazer com que o nematoide não reconheça o estímulo quimiotrópico e continue movimentando-se no solo até morrer.

Tabela 2. Efeito dos isolados e combinados de actinomicetos, multiplicados em arroz pré-cozido, na redução do parasitismo do nematoide no sistema radicular da soja.

Tratamentos	Galhas/sistema radicular	Ovos/sistema radicular	Matéria seca
Controle	33.75 g	1086.25 e	14.75 b
AC - 11	14.50 b	541.50 b	8.25 e
AC - 13	11.50 a	477.50 a	10.25 d
AC - 25	22.00 e	932.50 d	9.50 d
AC - 26	20.00 d	871.75 c	7.75 e
AC - 27	20.00 d	995.75 d	7.25 e
AC - 30	16.50 c	413.75 a	9.50 d
AC -18	13.75 b	850.25 c	12.50 c
AC - 57	19.00 d	423.75 a	15.50 b
AC - 63	10.25 a	503.75 b	12.75 c
AC - 03 e 11	12.25 a	403.75 a	17.00 a
AC - 13 e 25	10.00 a	500.00 b	13.25 c
AC - 30 e 18	23.25 d	804.00 c	9.25 d
AC - 57 e 63	16.00 c	769.50 c	13.25 c
AC - 03 e 13	14.25 b	532.50 b	6.75 e
AC - 11 e 25	16.25 c	486.75 a	12.00 c
AC - 26 e 30	15.25 c	607.50 b	14.75 b
AC - 27 e 18	16.00 c	520.00 b	14.00 c
AC - 57 e 03	18.50 d	570.25 b	16.75 a
AC - 63 e 11	17.75 d	472.50 a	8.25 e
C.V. (%)	8.14	11.65	8.44

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de Scott - Knott a 5% de probabilidade. CV = Coeficiente de variação. Testemunha com arroz pré-cozido não colonizado pelo actinomiceto, mas inoculada com nematoides.

Fonte: Elaborado pelo autor (2018).

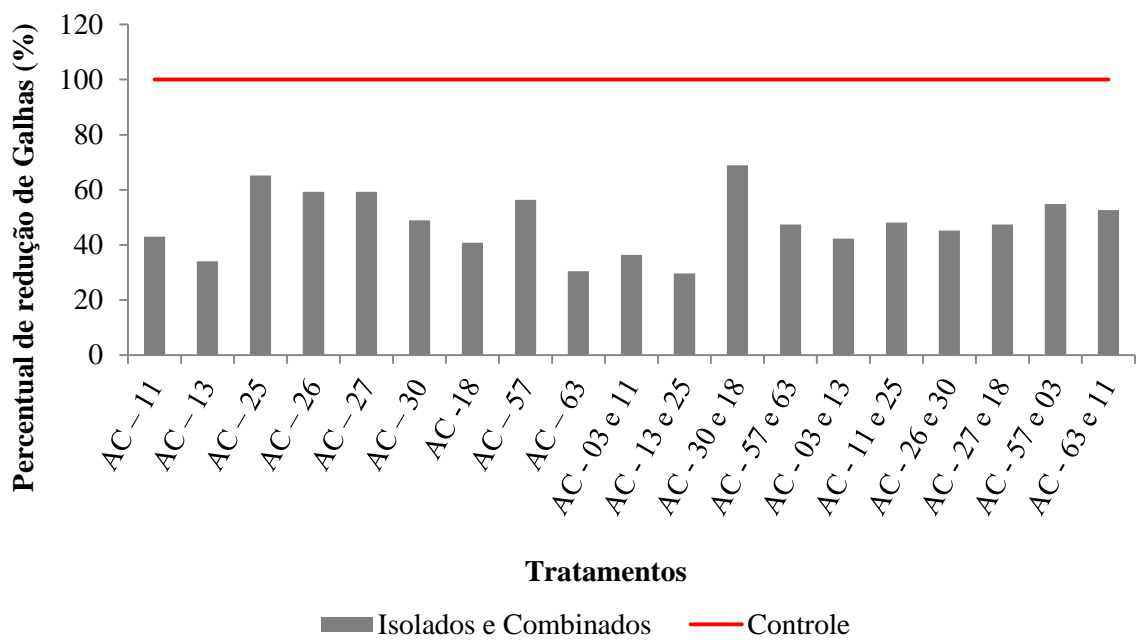


Figura 7. Percentual de redução de galhas. Fonte: Elaborado pelo autor.

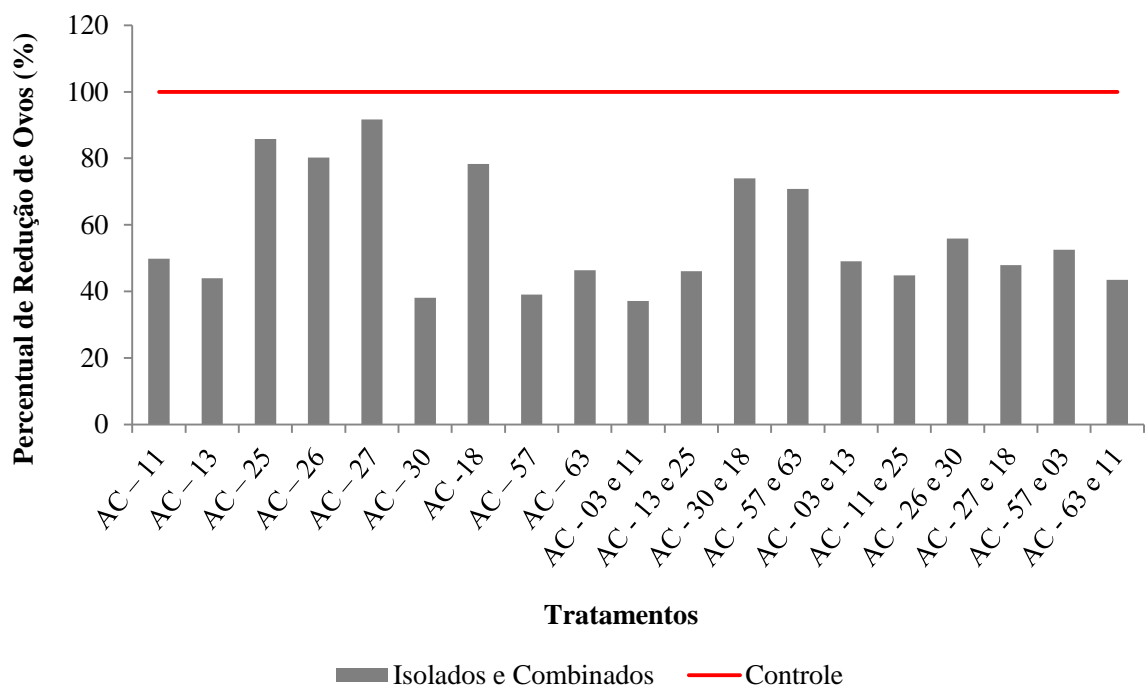


Figura 8. Percentual de redução de ovos. Fonte: Elaborado pelo autor.

No entanto, com exceção do isolado 57 e das combinações dos isolados de actinomicetos (03 + 11), (26 + 30), (57 + 03), essa redução no número de galhas não

impediu que o nematoide reduzisse a matéria seca da soja (Tabela 2). Apesar de apresentar efeito benéfico na ação direta dos nematoides, as rizobactérias também podem estar envolvidas em processos que desestabilizam o desenvolvimento e a produção, sendo consideradas deletérias ou prejudiciais. A redução da matéria seca dos tratamentos pode ser explicada por ação desses processos na produção de fitotoxinas, alterando a disponibilidade de água, íons e substâncias promotoras de crescimento de plantas (JAGADEESH et al., 2006).

Como afirma Coelho (2006), a produção de ácido cianídrico (HCN) está associada ao efeito deletério de certas rizobactérias. O HCN é um produto secundário do metabolismo de diversos microrganismos que afeta organismos pela inibição da síntese de ATP, influenciando negativamente sobre a saúde da planta.

Embora que na maioria dos tratamentos houve - se redução no aporte de matéria seca, as combinações AC 03 + AC 11 e AC 57 + AC 03 obtiveram um aumento de mais de 10% em sua matéria seca (Figura 9).

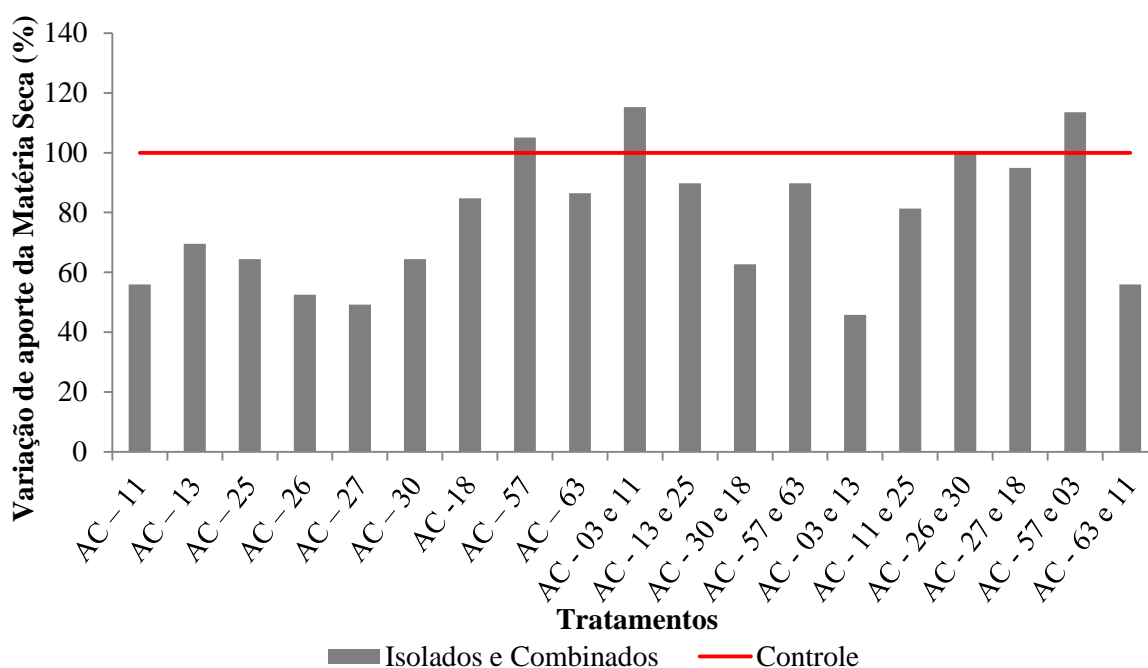


Figura 9. Percentual de aporte de matéria seca. Fonte: Elaborado pelo autor.

As combinações dos isolado de actinomicetos 03 + 11 e a 57 + 03 foram os tratamentos que possibilitaram o controle do nematoide das galhas, aliado ao

aumento do desenvolvimento da soja. Mostrando que a combinação de isolados de actinomicetos é uma alternativa viável para controle do nematoide na soja, apesar de ter afetado negativamente o crescimento da soja (Tabela 2).

5 CONCLUSÃO

Todas as combinações de isolados de actinomicetos proporcionaram redução no número de galhas e de ovos no sistema radicular da soja. A combinação 03 + 57 proporcionou o melhor controle do nematoide das galhas aumentando seu desenvolvimento vegetativo.

REFERÊNCIAS

- AIBA – Associação de Agricultores e Irrigantes da Bahia. 2018. Disponível em: <<http://aiba.org.br/levantamento-de-safra/>>. Acesso em: 01 ago. 2018.
- AIBA RURAL. 2018. Disponível: <http://aiba.org.br/wp-content/uploads/2018/10/AibaRural-Ed-11-Digital.pdf>. Acesso: 01 dezembro, 2018
- AGRIOS, G. N. 2005. **Plant diseases caused by nematodes**. In: AGRIOS, G. N. (Ed.). Plant Pathology. 5th ed. San Diego: Elsevier Academic Press 826-865
- ANDRADE, M. B. S. **Desempenho de acaricidas no controle do ácaro-rajado (*Tetranychus urticae*) em folhas de mamoeiro**. 2018
- ANUÁRIO DA REGIÃO OESTE DA BAHIA. Santa Cruz da Sul – RS: Gazeta Santa Cruz, 2017, p15.
- ARAÚJO, J. M. **Estratégias para isolamento seletivo de actinomicetos**. In: MELO, I. S.; AZEVEDO, J. L, ed. Ecologia Microbiana. Jaguariúna: Embrapa-CNPMA, 1998. p. 351-367, 1998.
- BENIZRI, E.; BAUDOIN, E.; GUCKERT, A. **Root colonization by inoculated plant growthpromoting rhizobacteria**. Biocontrol Science and Technology, v.11, n.5, p.557-574, 2001.
- BÉRDY, J. **Bioactive Microbial Metabolites**. The Journal of Antibiotics, v. 58, p. 1-26, 2005.
- BETTIOL, W. **Métodos alternativos para o controle de doenças de plantas**. In: MICHEREFF, S.J. & BARROS, R. (Eds). Proteção de plantas na agricultura sustentável. Recife: UFRPE, p. 123-139, 2001.
- BLACKBURN, K.; ALM, S.R.; YEH, T.S. **Avermectin B1, izafos, and fenamiphos for control of *Hoplolaimus galeatus* and *Tylenchorhynchus dubius* infesting *Poa annua***. Journal of Nematology, v.48, p.687-694, 1996.
- BONETI, J.I.; FERRAZ, S. **Modificação do método de Hussey e Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* de cafeeiro**. Fitopatologia Brasileira. suplemento. v. 6, p.533 - 543. 1981.
- CARDOSO, E. J. B. N.; FREITAS, S. S. A Rizosfera. In: CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M.; NEVES, M. C. P., (Ed.). **Microbiologia dos Solos**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1992. p. 41-58.
- COIMBRA, J.L.; CAMPOS, V.P. **Efeito de exsudatos de colônias e de filtrados de culturas de actinomicetos na eclosão, motilidade e mortalidade de juvenis do segundo estágio de *M. javanica***. Fitopatologia Brasileira, v.30, p.232-238, 2005.
- COELHO, L. F. **Interação de *Pseudomonas* spp. e de *Bacillus* spp. com diferentes rizosferas**. 2006. 59f. Dissertação (Mestrado em Agricultura Tropical e Subtropical) – Pós-Graduação - IAC.

CRUZ, T. V. **Crescimento e produtividade de cultivares de soja em diferentes épocas de semeadura no oeste da Bahia.** 2007. Dissertação de mestrado. Universidade federal do recôncavo da Bahia.

CUNHA, R.P.; MAIA, G.L.; RODACKI, M.E.P.; SILVA, G.S. & MEYER, M.C. 2008. **Ciclo de vida de Heterodera glycines raça 9 em soja no Maranhão.** Summa Phytopathologica 34(3): 262-264.

DIAS, W.P.; GARCIA, A.; SILVA, J.F.V.; CARNEIRO, G.S.S. 2010. **Nematoides em Soja: Identificação e Controle.** Circular Técnica 76. Londrina, PR, abril.

EMBRAPA. **Nematoide de cisto da soja (NCS).** 2008. Acesso em: <http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/soja/arvore/CONT000gcglrznk02wx5ok0rofsmq7a36zfv.html>.

ESNARD, J.; MARBAN-MENDONZA, N.; ZUCKERMAN, B. **Effects of three microbial broth cultures and a organic amendment on growth and populations of free living and plant-parasitic nematodes on banana.** European Journal of Plant Pathology, v.104, p.457-463, 1998.

FERRAZ, L. C. C. B. **Interações entre de Pratylenchus brachyurus e Meloidogyne javanica em soja.** 1995. Scientia Agricola, Piracicaba 52(2): 305-309.

FERRAZ, L. C. C. B. **Sobre os nematóides.** 2007. Disponível em <<http://www.ciagri.usp.br/~sbn/nemata.htm>>

FERREIRA, Daniel Furtado. **Sisvar: a computer statistical analysis system.** **Ciência e Agrotecnologia** (UFLA), v. 35, n.6, p. 1039-1042, 2011.

FRANCESCHINI, M. **Biotechnologia aplicada ao controle biológico.** Biotechnologia, ciência e desenvolvimento, n. 23, p. 32-37. 2001

FREITAS, L.G. **Rizobactérias versus nematóides.** 2005. Disponível em: <http://www.ufv.br/dpf/labnematologia/rizo.pdf>.

GARABEDIAN, S.; VAN GUNDY, S.D. **Use of avermectin for the control of Meloidogyne incognita on tomatoes.** Journal of Nematology, v.15, p.503-510, 1983.

GAVA, C. A. T.; PEREIRA, J. C.; NEVES, M. C. P. **Effects of streptomycetes inoculation in seed germination and plant growth in tomato (lycopersicon sculentum, Mill.).** Anais da Academia Brasileira de Ciências, Rio de Janeiro, v. 71, p. 3-11, 1999.

GOMES, C. B.; CAMPOS, A. D. **Doenças causadas por nematóides na cultura do pessegueiro: sistema de produção.** 2007 Disponível em: . Acesso em: 8 dez 2018.

GOODFELLOW, M. AND FIEDLER, H. **A guide to successful bioprospecting: informed by actinobacterial systematic.** Antonie van Leeuwenhoek, v. 98, n. 2, p. 119-142, 2010.

HENNING, A. A.; ALMEIDA, A. M. R.; GODOY, C. V.; SEIXAS, C. D. S.; YORINORI, J. T.; COSTAMILAN, L. M.; FERREIRA, L. P.; MEYER, M. C.; SOARES, R. M. & DIAS, W. 50 P. 2014. **Manual de identificação de doenças de soja.** Embrapa Soja, Documentos 256 Londrina 76.

- HUSSEY, R.S.; BARKER, K.R. **A comparison of methods for collecting inocula of *Meloidogyne* spp. including a new technique.** Plant Disease Reporter, Washington. v.57, n.12, p.1025 – 1028, 1973.
- INBAR, E.; GREEN, S.J.; HADAR, Y.; MINZ, D. Competing factors of compost concentration and proximity to root affect the distribution of streptomycetes. **Microbial Ecology**, v.50, p.73-81, 2005.
- JAGADEESH, K.S.; KRISHNARAJ, P.U.; KULKARNI, J.H. **Suppression of deleterious bacteria by rhizobacteria and subsequent improvement of germination and growth of tomato seedlings.** Current Science, v.91, p.1458-1459, 2006.
- JONATHAN, E.L.; BARKER, K.R.; ABDEL-ALIM, F.F.; VRAIN, T.C.; DICKSON, D.W. **Biological control of *Meloidogyne incognita* on tomato and banana with rhizobacteria actinomycetes, and *Pasteuria penetrans*.** Nematologica, v.30, n.2, p. 231-240, 2000.
- KARSSSEN, G. **The plant-parasitic nematode Genus *Meloidogyne* Goeldi, 1892 (Tylenchida) in Europe.** Boston: Brill Academic, 2002.
- LAMBERTI, F. C. E.; TAYLOR, E. D. S. **Root-Knot Nematodes (*Meloidogyne* Species).** New York: Academic, 1979.
- LANCINI, G; LORENZETTI, R. (e.d.s.) **Biotechnology of antibiotic and other bioactive microbial metabolic.** Plenun Press. New York, p. 29-33, 1993.
- LORDELLO, L. G. E. 1988. **Nematoídes das plantas cultivadas.** 8ª ed. São Paulo, Ed. Livraria Nobel 314
- MATTOS, J. K. A. **Caracterização das comunidades de nematóides em oito sistemas de uso da terra nos cerrados do Brasil Central.** 1999. 113 f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidade de Brasília, Brasília.
- MEDEIROS, D. N.; **Actinomicetos como agente de controle biológico do nematoide de galhas (*Meloidogyne incognita*) na soja.** In: Anais da XIX Jornada de Iniciação Científica da UNEB. Salvador, 2016.
- MOURA, A. B.; ROMEIRO, R. D. S.; NEVES, M. C. P. **Bioassay for massal assessing of antagonistic actinomycetes against *Ralstonia solanacearum* on yomato crop.** Pesquisa Agropecuária Brasileira, v. 33, n. 12, p. 2065-2072. 1998.
- NEMATÓIDES. **Inimigo oculto.** Disponível em:< <http://www.agrobyte.com.br/nemat%C3%B3ides.htm>> Acesso em: 8 dez. 2018.
- OKAMI, Y; HOTTA, K. Search and discovery of New Antibiotics. In: GOODFELLOW, M.; WILLIAMS, S. T.; MORDANSKI, M. **Actinomycetes in Biotechnology.** New York: Academic Press Inc., p. 89-120, 1988.
- PEREIRA, J. C.; NEVES, M. C. P.; GAVA, C. A. T. **Efeito do cultivo da soja na dinâmica da população bacteriana, em solos de cerrado.** Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília, v. 34, n. 6, p. 1183-1190, jun. 2000.
- POLLAK, F.C.; BERGER, R.G. **Geosmin and related volatiles in bioreactor-cultured *Streptomyces citreus* CBS 109.60.** Applied and Environmental Microbiology, v.62, n.4, 1996.

SANTOS, D. F.; COSTA, M. J. N.; PAVLAK, L. **Avaliação de diferentes tipos de palhadas e esterços sobre o desenvolvimento populacional do nematoide das galhas (*Meloidogyne javanica*), das lesões (*Pratylenchus brachyurus*) e vida livre na variedade de soja TMG 4182.** p. 2. 2016.

SASSER, J.N.; KIRKPATRICK, T.L.; DYBAS, R.A. **Efficacy of avermectins for rootknot control in tobacco.** Plant Disease, v.66, p.691-693, 1982.

SIQUEIRA, J. O.; FRANCO, A. A. **Biotecnologia do solo; fundamentos e perspectivas.** Brasília: MEC, 1988. 236p.

SILVA, E. C.; SENA, K. X. DA F. R.; ANDRADE, M. S. A. S.; OLIVEIRA, T. J. G.; FILHO, A. A. S. **Primeiras observações sobre o antagonismo in vitro do *Streptomyces* sp. IA-10493 dirigido a fungos fitopatogênicos.** Revista do Instituto de Antibióticos. p. 121-125, Recife, 1984.

SILVA, J. W. A.; BRANCHER, J. D. **Técnicas de processamento de imagem para contagem automática de ovos de *Aedes aegypti* e nematoide de cisto da soja.** Universidade Estadual de Londrina (UEL), Londrina, p. 2. 2015

SOARES, A. C. F.; SOUSA, C.da S.; PEREZ, J.O.; GARRIDO, M. da S. **Produção de inóculo de *Streptomyces* sp. em arroz autoclavado.** Fitopatologia Brasileira, Uberlândia, v. 30, (suplemento), p. S66. 2005.

STRETTON, A.O.W.; CAMPBELL, W.C.; BABU, J.R. Biological activity and mode of action of avermectins. In: VEECH, J.A.; DICKSON, D.W. **Vistas on Nematology: A Commemoration of the Twenty-fifth Anniversary of the Society of Nematologists,** p.136-146, 1987.

TAGUCHI, S.; KIKUCHI, H.; SUZUKI, M; KOJUMA, S.; TERABE, M.; MIURA, K. I.; MOMOSE, H. ***Streptomyces subtilisin* inhibitor-like proteins are distributed widely in *Streptomyces*.** Applied and Environmental Microbiology, Washington, v. 59, p. 4338-4341, 1993.

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada.** 2. ed. Jaboticabal: Funep, 2000.

ZAMBUDIO, S. **Pesquisa desenvolve controle biológico para combater nematóides.** Disponível em < <https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/17940281/pesquisa-desenvolve-controle-biologico-para-combater-nematoides>. 2003.