

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO PAMPA
CAMPUS ITAQUI
CURSO DE GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA**

RAFAELA CRISTINA MARTINS MAIRESSE

**USO DE RIZOBACTÉRIAS E ESPÉCIES FORRAGEIRAS NO CONTROLE DO
NEMATOIDE DAS GALHAS EM ARROZ IRRIGADO**

TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

**Itaqui
2021**

RAFAELA CRISTINA MARTINS MAIRESSE

**USO DE RIZOBACTÉRIAS E ESPÉCIES FORRAGEIRAS NO CONTROLE DO
NEMATOIDE DAS GALHAS EM ARROZ IRRIGADO**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Graduação em Agronomia da Universidade Federal do Pampa (UNIPAMPA), como requisito parcial para obtenção do grau de Engenheiro Agrônomo.

Orientador: Prof.^a Dr.^a. Renata Silva Canuto de Pinho.

Itaqui
2021

Ficha catalográfica elaborada automaticamente com os dados fornecidos pelo(a) autor(a) através do Módulo de Biblioteca do Sistema GURI (Gestão Unificada de Recursos Institucionais).

M228u Mairesse, Rafaela Cristina Martins

Uso de rizobactérias e espécies forrageiras no controle do nematoide das galhas em arroz irrigado / Rafaela Cristina Martins Mairesse.

36 p.

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação) -- Universidade Federal do Pampa, AGRONOMIA, 2021.

"Orientação: Renata Silva Canuto de Pinho".

1. *Oryza sativa* L.
 2. rotação de culturas.
 3. isolados rizobacterianos.
 4. *Meloidogyne* sp..
- I. Título.

RAFAELA CRISTINA MARTINS MAIRESSE

USO DE RIZOBACTÉRIAS E ESPÉCIES FORRAGEIRAS NO CONTROLE DO NEMATOIDE DAS GALHAS EM ARROZ IRRIGADO

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Graduação em Bacharelado Interdisciplinar em Ciência e Tecnologia da Universidade Federal do Pampa (UNIPAMPA), como requisito parcial para obtenção do grau de Engenheiro Agrônomo.

Trabalho de Conclusão de Curso defendido e aprovado em: 23 de setembro, 2021.

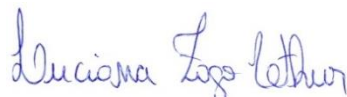
Banca examinadora:



Prof^ª. Dr^ª. Renata Silva Canuto de Pinho

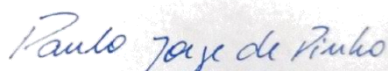
Orientador

Curso de Agronomia – Unipampa, Campus Itaqui



Prof^ª. Dr^ª. Luciana Zago Ethur

Curso de Agronomia – Unipampa, Campus Itaqui



Prof. Dr. Paulo Jorge de Pinho

Curso de Agronomia – Unipampa, Campus Itaqui

AGRADECIMENTO

Agradeço a minha mãe Sirlei Maciel Mairesse, por sempre estar presente em todos os meus desafios, sempre apoiando minhas escolhas e me auxiliando com muito amor, carinho e dedicação.

Agradeço ao meu pai Luiz Alberto Mairesse por todo amor, incentivo e por tudo que fez por mim, meu pai que infelizmente não pôde acompanhar minha trajetória acadêmica de perto, mas sei que em qualquer lugar que esteja, esteve e sempre estará me guiando e protegendo.

Sou grata à toda minha família, aos meus queridos irmãos Pablo Victor, Luiza Victória e Maria Carolina, pelo apoio que sempre me deram durante toda a minha vida.

Agradeço ao meu querido namorado Guilherme Vieira, por todo incentivo, parceria, carinho, compreensão e apoio durante todos os momentos ao longo da minha jornada acadêmica.

Agradeço a meu amigo e parceiro de iniciação científica Lucas Bastos, pelo companheirismo durante toda a graduação, por estar sempre presente me auxiliando nos desafios da pesquisa. Às minhas queridas amigas Daniele Felício e Bianca Moraes que também me ajudaram a tornar esse experimento possível, além de serem grandes parceiras da faculdade e para vida.

Um agradecimento especial a minha orientadora Dr^a. Renata Silva Canuto de Pinho, pelo incentivo e pela dedicação do seu tempo durante quase toda a minha trajetória na universidade, agradeço por todo o ensinamento, parceria e paciência, assim como sou grata pelo o privilégio de conhecer essa professora e pessoa incrível e inspiradora.

Agradeço aos professores da minha banca Paulo Pinho e Luciana Ethur, por além de aceitarem fazer parte desse momento importante, terem sido grandes professores que marcaram de forma muito positiva minha trajetória acadêmica.

Agradeço também à Universidade Federal do Pampa Campus Itaqui e a todos os professores do meu Curso pela elevada qualidade do ensino oferecido.

USO DE RIZOBACTÉRIAS E ESPÉCIES FORRAGEIRAS NO CONTROLE DO NEMATOIDE DAS GALHAS EM ARROZ IRRIGADO

Mais de uma centena de espécies de nematoides têm sido relatadas em arroz de sequeiro e inundado em muitos países, os quais as reduções de produção podem chegar a 70% em solos infestados com o nematoide das galhas. Nesse contexto, o controle biológico vem ganhando destaque em pesquisas e no desenvolvimento de novos produtos eficientes no manejo de fitonematoides. Além disso, a rotação e a sucessão de culturas com espécies de inverno não-hospedeiras auxiliam no controle dos nematoides, através da redução da população do patógeno e contribuindo para um meio favorável às espécies antagonistas. Com isso, o objetivo do trabalho foi avaliar a eficiência de isolados rizobacterianos e de espécies forrageiras no controle do nematoide das galhas em arroz irrigado. Os experimentos foram realizados no Laboratório de Microbiologia do Solo e Fitopatologia e em casa de vegetação na Universidade Federal do Pampa - UNIPAMPA/Campus Itaquí. Para o experimento com o uso de rizobactérias foi utilizado o delineamento experimental inteiramente casualizado (DIC), contendo 11 tratamentos e oito repetições. Os tratamentos continham dez rizobactérias e a testemunha. Foram utilizadas sementes de arroz da cultivar IRGA 424 em copos de 500 mL com substrato. A inoculação de nematoides nas plantas de arroz ocorreu após 30 dias da semeadura, utilizando uma suspensão de 2000 ovos de *Meloidogyne* sp2 e sp3. por parcela. As avaliações do experimento ocorreram após 30 dias da inoculação onde foram avaliados o peso fresco de raiz, número de galhas e ovos por grama de raiz. O experimento com forrageiras foi realizado em DIC, contendo cinco tratamentos e seis repetições. Os tratamentos utilizados foram o trevo persa (*Trifolium resupinatum* L), trevo vesiculoso (*Trifolium vesiculosum* Savi), trevo branco (*Trifolium repens* L.) e cornichão (*Lotus corniculatus* L.) e, a testemunha o arroz da cultivar IRGA 424. As mudas de forrageiras foram transplantadas da área experimental do campus para os copos de 500 mL contendo substrato. Após 20 dias foram inoculados 5000 ovos de *Meloidogyne* sp2 e sp3. por parcela. As avaliações do experimento ocorreram após 30 dias da inoculação onde foram avaliados o peso fresco de raiz, número de galhas e ovos por grama de raiz. Os dados foram submetidos à análise de variância pelo teste F e as médias agrupadas pelo teste de Scott & Knott ($p \leq 0,05$), através do programa estatístico SISVAR. No experimento com isolados rizobacterianos, houve redução no número de galhas por grama de raiz para sete dos dez isolados rizobacterianos testados, com uma média de 29% de redução. Para número de ovos por gramas de raiz, nove dos dez isolados obtiveram redução, com uma média de 26%. No experimento das forrageiras, todos os tratamentos reduziram o número de galhas (média de 89,8%) e ovos (média de 92,3%) por grama de raiz. Todas plantas forrageiras tiveram fator de reprodução menor que 1, diferindo da testemunha. De acordo com os resultados, conclui-se que para o experimento com rizobactérias, os isolados com maior redução de galhas e ovos por grama de raiz foram o M9, U13, I14, U4 e I16, e, no experimento com forrageiras, todas as espécies testadas foram resistentes ao nematoide das galhas.

Palavras-chave: *Oryza sativa* L., rotação de culturas, isolados rizobacterianos, *Meloidogyne* sp.

USE OF RHIZOBACTERIA AND FORAGE SPECIES IN THE CONTROL OF THE ROOT-KNOT NEMATODE IN IRRIGATED RICE

More than a hundred nematode species have been reported in upland and flooded rice in many countries, whose yield reductions can reach 70% in soils infested with root-knot nematode. In this context, biological control has gained prominence in research and in the development of new products that are efficient in the management of phytonematodes. In addition, the rotation and succession of crops with non-host winter species help control nematodes, by reducing the pathogen population and contributing to a favorable environment for antagonist species. Thus, the objective of this work was to evaluate the efficiency of rhizobacterial isolates and forage species in the control of root-knot nematode in irrigated rice. The experiments were carried out at the Soil Microbiology and Phytopathology Laboratory and in a greenhouse at the Federal University of Pampa - UNIPAMPA/Campus Itaqui. For the experiment with the use of rhizobacteria, a completely randomized design (DIC) was used, containing 11 treatments and eight replications. The treatments contained ten rhizobacteria and the control. Rice seeds of the cultivar IRGA 424 were used in 500 ml cups with substrate. Inoculation of nematodes in rice plants occurred 30 days after sowing, using a suspension of 2000 eggs of *Meloidogyne* sp2 and sp3. per installment. The experiment evaluations took place 30 days after inoculation, where root fresh weight, number of galls and eggs per gram of root were evaluated. The experiment with forages was carried out in DIC, with five treatments and six replications. The treatments used were persian clover (*Trifolium resupinatum* L), vesiculosus clover (*Trifolium vesiculosum* Savi), white clover (*Trifolium repens* L.) and gherkin (*Lotus corniculatus* L.) and the control rice cultivar IRGA 424. Forage seedlings were transplanted. from the experimental area of the campus to the 500 ml beakers containing substrate. After 20 days, 5000 eggs of *Meloidogyne* sp2 and sp3 were inoculated. per installment. The experiment evaluations took place 30 days after inoculation, where root fresh weight, number of galls and eggs per gram of root were evaluated. Data were subjected to analysis of variance by the F test and the means were grouped by the Scott & Knott test ($p \leq 0.05$), using the SISVAR statistical program. In the experiment with rhizobacterial isolates, there was a reduction in the number of galls per gram of root for seven of the ten rhizobacterial isolates tested, with an average of 29% reduction. For the number of eggs per gram of root, nine out of ten isolates had a reduction, with an average of 26%. In the forage experiment, all treatments reduced the number of galls (mean 89.8%) and eggs (mean 92.3%) per gram of root. All forage plants had a reproduction factor less than 1, differing from the control. According to the results, it is concluded that for the experiment with rhizobacteria, the isolates with the greatest reduction of galls and eggs per gram of root were M9, U13, I14, U4 and I16, and, in the experiment with forages, all the species tested were resistant to the root-knot nematode.

Keywords: *Oryza sativa* L., crop rotation, rhizobacterial isolates, *Meloidogyne* sp.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Número de galhas por grama de raiz e número de ovos por grama de raiz de plantas de arroz, microbiolizadas com rizobacterias para o controle do nematoide das galhas, após 30 dias na inoculação dos nematoides.	23
Tabela 2. Número de galhas por grama de raiz, número de ovos por grama de raiz e fator de reprodução das espécies forrageiras, após 30 dias da inoculação dos nematoides das galhas.	25

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	9
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	12
2.1 Cultura do arroz	12
2.2 Nematóide das galhas	13
2.3 Controle Biológico com Rizobactérias.....	15
2.4 Rotação e sucessão de culturas no controle do nematóide das galhas	17
2.4.1 Trevo persa (<i>Trifolium resupinatum</i> L.)	18
2.4.2 Trevo vesiculoso (<i>Trifolium vesiculosum</i> Savi).....	18
2.4.3 Trevo branco (<i>Trifolium repens</i> L.).....	19
2.4.4 Cornichão (<i>Lotus corniculatus</i> L.).....	19
3 MATERIAL E MÉTODOS	20
3.1 Experimento 1 – Uso de rizobactérias no controle do nematóide de galhas em arroz	20
3.2 Experimento 2 – Resistência de forrageiras ao nematóide de galhas	21
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	23
4.1 Experimento 1 – Uso de rizobactérias no controle do nematóide das galhas em arroz	23
4.2 Experimento 2 – Resistência de forrageiras ao nematóide das galhas	25
5 CONCLUSÃO.....	27
6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	28

1 INTRODUÇÃO

O arroz (*Oryza sativa*) é um cereal de grande importância alimentar e nutricional para mais da metade da população mundial, possui alto valor energético, além de ser integrante do hábito alimentar da população brasileira (CONAB, 2015). O Brasil, com uma produção anual média de aproximadamente 12 milhões de toneladas de arroz (IBGE, 2021).

O estado do Rio Grande do Sul é o maior produtor do país, respondendo por 70% da produção brasileira do cereal (IBGE, 2021). A elevada radiação solar verificada na safra 2019/2020 possibilitou que se obtivesse a maior produtividade média de arroz irrigado da história do RS, com 8.402 kg ha⁻¹. A região da Fronteira Oeste ultrapassou o limiar dos 9.000 kg ha⁻¹, ficando em 9.091 kg ha⁻¹ (IRGA, 2020).

Desde a semeadura até a colheita, a cultura do arroz está exposta a diversos fatores externos que podem implicar em perdas significativas de produtividade e qualidade do produto. Existem vários agentes fitopatogênicos responsáveis por causar grandes prejuízos, dentre eles, os nematoides das galhas. Mais de uma centena de espécies de nematoides têm sido relatadas em arroz de sequeiro e alagado em muitos países, os quais as reduções de produção podem chegar a 70% em solos infestados com *Meloidogyne graminicola* (BRIDGE et al., 2005), sendo capaz de infectar mais de 100 espécies diferentes de plantas (EPPO Global Database, 2019).

O parasitismo do nematoide na cultura do arroz resulta em sintomas como o engrossamento nas extremidades das raízes, chamado de “galhas”, e em infecções severas, os sintomas aparecem já nas primeiras semanas após a semeadura, o que resulta em plantas menores e frequentemente amareladas comparadas às sadias (MATTOS et al., 2017). Normalmente estes sintomas são visualizados na lavoura, em reboleiras, podendo ocasionar na morte das plantas de arroz.

A reação do parasitismo causado pelo nematoide das galhas em arroz é variável em cada cultivar, resultando em diferentes valores médios finais de população de juvenis e ovos de *Meloidogyne*, assim como os fatores de reprodução. Essas características auxiliam na melhor escolha para manejar uma área infestada pelos nematoides. Entretanto, a partir de vários experimentos realizados com diferentes cultivares, nenhuma mostra-se inteiramente efetiva para ser considerada totalmente resistente (AITA, 2019). Dessa forma, a necessidade do manejo alternativo de fitonematoides aumentou nas últimas décadas devido também à proibição da comercialização de alguns nematicidas químicos.

Nesse contexto, o controle biológico vem ganhando destaque em pesquisas e no desenvolvimento de novos produtos eficientes no manejo de fitonematoides (MONTEIRO,

2017). A busca de novas práticas de controle de fitonematoides em substituição aos nematicidas convencionais, tóxicos, caros e poluentes, constitui-se numa preocupação mundial (FERRAZ & FREITAS, 2004; MARTINS et al., 2016). O controle biológico de fitonematoides é uma opção que reduz impactos ambientais na agricultura, e em muitos casos, foi empregado com sucesso para o controle do fitonematóide, principalmente envolvendo a aplicação de fungos nematófagos e bactérias (FERRAZ et al., 2010).

O termo controle biológico consiste em reduzir a população de um organismo alvo por outro organismo vivo (STIRLING, 1991; OLIVEIRA, 2018), apresentando uma série de vantagens em relação ao controle químico, pois não contamina o solo, não desequilibra o meio ambiente e nem deixa resíduos, além de ser barato e de fácil aplicação (SOARES, 2006; OLIVEIRA, 2018). As rizobactérias são microrganismos muito utilizados dentro do controle biológico, capazes de inibir o desenvolvimento de pragas e patógenos, produzindo bactericidas, antifúngicos, hormônios vegetais como auxinas, citocininas, giberelinas, etileno, ácido abscísico, além de proporcionar às plantas melhor desenvolvimento por meio da suplementação de nutrientes não disponíveis (VEJAN et al., 2016; COSTA & MELLONI, 2019).

Essas bactérias agem sobre os patógenos por mecanismos como antibiose, indução de resistência, competição, predação, parasitismo e hipovirulência (LUGTENBERG; KAMILOVA, 2009; DURÉ et al., 2018), envolvendo a redução da densidade populacional do patógeno, a proteção biológica da superfície de plantas e o controle dentro da planta (SILVEIRA, 2001; DURÉ et al., 2018). Os principais mecanismos associados à ação de supressão sobre fitonematóides envolvem a redução da eclosão de juvenis e a atratividade das raízes, em razão da produção de toxinas e alteração dos exsudatos radiculares, além da indução de resistência sistêmica na planta hospedeira (SIKORA & HOFFMANN-HERGARTEN, 1992).

Além do controle biológico, a rotação de culturas, assim como também a sucessão com espécies de inverno não-hospedeiras é um manejo que auxilia no controle dos nematoides, seja através da redução da população do patógeno ou contribuindo para um meio favorável à multiplicação de espécies antagonistas, principalmente fungos, além de proporcionar melhor estado nutricional para as plantas, aumentando a tolerância aos danos causados pelos nematoides (FREIRE et al., 2017).

O controle de nematoides, assim como o de diversos fitopatógenos, exige que inúmeros aspectos sejam considerados e manejados para obter resultados eficazes, práticos, sustentáveis e economicamente viáveis para garantir o sucesso na lavoura de arroz. Dessa forma, a realização de diferentes estudos e experimentos que auxiliem na inovação e aperfeiçoamento de manejos

das culturas, tornam-se muito relevantes para a agricultura. Com isso, o objetivo do trabalho foi avaliar a eficiência de isolados rizobacterianos e de espécies forrageiras no controle do nematoide das galhas em arroz irrigado.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Cultura do arroz

O arroz (*Oryza sativa*) é uma espécie anual da família das poáceas, classificada no grupo de plantas com sistema fotossintético C3, e adaptada em ambiente aquático. Essa adaptação é devido à presença de aerênquima no colmo e nas raízes da planta, que possibilita a passagem do oxigênio do ar para a rizosfera (IRGA, 2018).

É o segundo cereal mais cultivado do mundo, ocupando área aproximada de 161 milhões de hectares (IBGE, 2021). A produção de cerca de 756,5 milhões de toneladas de grãos em casca corresponde a 29% do total de grãos usados na alimentação humana. O consumo aparente médio mundial de arroz beneficiado é de 54 kg/pessoa/ano, sendo que os países asiáticos, onde são produzidos mais de 90% desse cereal, apresentam as médias mais elevadas (78 kg/pessoa/ano). Na América do Sul, são consumidos, em média, 29 kg/pessoa/ano, destacando-se o Brasil como grande consumidor (32 kg/pessoa/ano) (IRGA, 2018).

O Brasil ocupa o nono lugar no ranking de produção mundial de arroz com uma produção de 11.081.650 toneladas registradas para a safra de 2020/2021, a qual o Rio Grande do Sul colabora com 7.706.548 toneladas, representando 70% da produção brasileira (IBGE, 2021). Dentro do estado do Rio Grande do Sul, os municípios que mais produziram na safra 2019/2020 foram Uruguaiana com 622.385 toneladas em 73.308 hectares de área colhida, seguido de Santa Vitória do Palmar com 538.189 toneladas (65.737 ha), Itaqui com 459.204 toneladas (66.407 ha) e Alegrete com uma produção de 372.705 toneladas colhidas em 49.641 hectares (IBGE, 2021).

Ao longo das últimas três décadas, a área de plantio no Brasil foi reduzida em torno de 26% e, ainda assim, a produção de arroz aumentou cerca de 69%, isto devido a um aumento significativo na produtividade média. Essa redução de área de plantio e aumento de produtividade é consequência do maior aporte de fertilizantes NPK nas lavouras e da maior utilização de cultivares melhoradas para ambientes sem qualquer restrição nutricional e hídrica (MAPA, 2012). O arroz pode ser cultivado em diferentes ecossistemas, sendo predominantemente produzido no Brasil na forma de sequeiro ou inundado. De acordo com o IBGE (2016), o cultivo do arroz irrigado é responsável por 81,4% da produção brasileira.

É importante destacar que esse cultivo é realizado com cultivares melhoradas, em solos de alta fertilidade e menos sujeitos a intempéries, o que favorece as altas produtividade. Já o cultivo de arroz de sequeiro tem reduzido, consideravelmente, a sua participação no mercado. Esta queda de importância do arroz de sequeiro deve-se ao fato de a cultura apresentar menor

produtividade, maior risco econômico e uma relação risco/retorno também desfavorável, uma vez que recebe menos insumos tecnológicos (RICARDO, 2010; FERREIRA, 2017).

A irrigação proporciona ao arroz mais que o triplo da produtividade observada em áreas de sequeiro. Em uma média de cinco anos (2014-2018), o arroz de sequeiro rendeu 2.134 quilos por hectare, enquanto o irrigado teve um rendimento de 7.403 kg/ha – 3,5 vezes mais (ANA, 2020).

Sobre a balança comercial no país, em fevereiro de 2021, o Brasil exportou 82 mil toneladas de arroz, sendo 41% deste montante vendido para o Senegal, como arroz quebrado. O Peru foi o segundo maior destino do produto brasileiro, sendo responsável por 27% das exportações, com a compra de arroz beneficiado inteiro. Em relação às importações, o país importou 82,1 mil toneladas, sendo contabilizada uma situação próxima da estabilidade na balança comercial. Paraguai com 36%, Uruguai com 20%, Tailândia com 11% e Índia com 10% das importações, foram os principais países exportadores para o mercado nacional (CONAB, 2021).

Segundo dados da UNFPA (2017), em 2050 a população mundial será superior a nove bilhões de habitantes, assim, são necessárias discussões acerca de questões relacionadas com a segurança alimentar e com o aumento sustentável da produção agrícola. A demanda global por cereais irá aumentar 60% entre os anos de 2005/2007 e 2050 (VAN ITTERSUN et al., 2016).

Dessa forma, o arroz possui importante papel em suprir demandas alimentares, sendo que em estimativas realizadas por PILECCO et al. (2019), foi demonstrado que a produtividade da cultura pode aumentar $2,8 \times 10^{-9}$ ton ha⁻¹, até 2026. Ou seja, os dados mostram que é possível suprir a demanda brasileira de arroz, com aumento da produção do grão de forma vertical, produzindo somente em áreas que já são ocupadas pela cultura e apenas no sistema irrigado.

2.2 Nematóide das galhas

Os nematóides das galhas (*Meloidogyne* spp.) representam o grupo de fitonematóides com maior importância econômica no mundo (MOENS et al., 2009). A grande relevância em nível mundial se dá em função do alto grau de polifagia e da ampla distribuição geográfica das espécies deste gênero, representando constantes ameaças aos produtores rurais, tanto das zonas tropical e subtropical, como da temperada. Esses nematóides são caracterizados por serem endoparasitas, cujos estádios juvenis e fêmeas se tornam sedentários após o estabelecimento inicial do parasitismo na planta (FERRAZ & BROWN, 2016).

Nematóides endoparasitas sedentários caracterizam-se por estabelecer relações alimentares complexas e especializadas nas raízes da planta hospedeira. A partir de secreções

produzidas pelas glândulas esofagianas do nematoide, ocorrem modificações nas células radiculares que resultam na formação de um sítio de alimentação e células gigantes ao redor deste sítio, tornando-as uma fonte permanente de alimentação e fornecendo nutrientes para todo o ciclo. Assim, o corpo juvenil aumenta seu tamanho, o que resulta na sua imobilidade, ou seja, o sedentarismo (PINHEIRO et al., 2011).

Os nematoides deste gênero são ovíparos, as fêmeas se reproduzem por partenogênese e raramente por anfimixia. Depositam massas de 700-1000 ovos acima da superfície das galhas produzidas pelas fêmeas. Após 4-6 dias de embriogênese, é produzido o juvenil de primeiro estágio (J1), que realiza a primeira ecdise dentro do ovo em 2-3 dias, originando o juvenil de segundo estágio (J2). Em seguida, o J2 eclode através de estímulos de exsudados radiculares de plantas compatíveis com o parasitismo e infecta raízes. Dessa forma, o J2 é o estágio infeccioso e os machos são os estádios encontrados livremente no solo. O J2 pode sobreviver no solo em estado quiescente por longo período, porém, nesse período consomem suas reservas armazenadas no intestino. A infecciosidade está relacionada a essas reservas, ou seja, será reduzida após longos períodos fora das raízes (KARSSSEN & MOENS, 2006).

Os nematoides desenvolvem-se para os estádios J3 e J4, que são fases de rápida ocorrência e em que não há alimentação, visto que não possuem estilete funcional. Neste estágio, apresentam duas cutículas, uma da 2ª e outra da 3ª ecdise. Na fase adulta o estilete volta a aparecer e assim o ciclo de vida dos nematoides, desde a penetração até a fase de fêmea com ovos, se completa em 25-28 dias sob condições de temperatura ótimas de 27-30°C. (RAVICHANDRA, 2013).

Dessa forma, a ação parasítica do nematoide nas plantas de arroz leva à redução da absorção de nutrientes, com sintomas severos que podem ser visualizados na lavoura em reboleiras, como o amarelecimento, redução da parte aérea, desfolha precoce e secamento das folhas, resultado da redução do volume radicular e do sistema vascular completamente desorganizado devido a formação das galhas (STEFFEN et al., 2007) e, em casos mais graves, à morte da planta (STEFFEN, 2007).

No Brasil, os primeiros relatos em relação a ocorrência do nematoide das galhas em arroz irrigado foram na década de 80. A presença de *M.graminicola* na cultura foi constatada somente nos anos 90 (SPERANDIO & MONTEIRO, 1991; RIBEIRO et al., 1984 apud AITA, 2019). O primeiro levantamento do nematoide das galhas em arroz irrigado foi realizado no Estado do Rio Grande do Sul (STEFFEN et al., 2007), onde foi destacada a ocorrência generalizada de *M.graminicola* em lavouras da depressão central do Estado.

Atualmente, as medidas de controle ecologicamente corretas e mais eficientes para *Meloidogyne* spp. são a resistência genética e a rotação/sucessão com culturas não hospedeiras ou más hospedeiras. Na cultura do arroz, as opções para o controle de *M. graminicola* são limitadas e alguns nematicidas sistêmicos amplamente utilizados têm sido cancelados e suspensos do mercado. Embora tenha sido encontrada variabilidade na suscetibilidade de variedades de *Oryza sativa*, apenas uma resistência parcial foi relatada nessa espécie (DIMKPA et al., 2015).

A identificação precisa das espécies de *Meloidogyne* é difícil e, às vezes, é baseada em caracteres subjetivos. Além disso, a diagnose é dificultada pelo elevado número de espécies descritas, muitas vezes com diagnoses duvidosas, presença de espécies crípticas e pela existência de variabilidade intraespecífica (MATTOS et al., 2017).

2.3 Controle Biológico com Rizobactérias

O método mais utilizado para o controle de fitopatógenos é o químico. Entretanto, o uso intensivo de produtos químicos nas últimas décadas vem criando inúmeros problemas, tais como: resistência microbiana, contaminação ambiental (água, solo, produtor e consumidor) e elevação dos custos de produção (BRAGA JUNIOR et al., 2017).

Diante disso, outras alternativas devem ser buscadas para o controle de fitonematoides, visto que os nematicidas químicos possuem alta toxicidade, são pouco eficientes, caros e em sua maioria são biocidas. O controle biológico envolve a ação de um ou mais organismos, resultando na redução de populações de nematoides ou na capacidade dos mesmos se alimentarem ou causarem danos em plantas. O controle biológico pode ocorrer também de forma natural, pela manipulação do ambiente ou pela introdução de um ou mais organismos antagonistas (BAKER & COOK, 1974 apud CARVALHO, 2017).

Algumas características são essenciais na escolha desses microrganismos como agentes de controle de fitopatógenos, entre elas: não ser patogênico a plantas, seres humanos e outros animais; capacidade de reduzir alta densidade de nematoides; sobreviver no solo em condições extremas, até sem a presença do hospedeiro; parasitar diversas espécies de fitonematoides; alta capacidade de disseminação no solo; facilidade de produção e economicamente viável; compatível com fertilizantes, defensivos e outras práticas culturais; permanecer infectivo ao longo do tempo de armazenamento (FERRAZ et al., 2010; CARVALHO, 2017).

Entre esses microrganismos existem as bactérias, fungos e actinomicetos, capazes de controlar espécies de nematoides parasitas de plantas. São microrganismos comuns no solo e, podem ser antagonistas aos nematoides de várias maneiras, por meio de estruturas

especializadas para a captura de nematoides, como anéis constritores, redes tridimensionais de hifas e estruturas adesivas (LOPES et al., 2007), por meio da liberação de compostos tóxicos na solução do solo com potencial nematostático (HUANG et al., 2020) ou empregando extratos aquosos de substratos para o cultivo de fungos que produzem substâncias com toxicidade potencial durante o crescimento micelial (ROBERTS et al., 2005; HU et al., 2019).

A introdução de bactérias benéficas visando aumentar a produtividade de culturas é uma atividade praticada há séculos. No decorrer dos anos, pesquisas vêm sendo realizadas com enfoque nesta ideia. Dentre as bactérias benéficas destacam-se as rizobactérias que têm demonstrado grande potencial no controle de fitopatógenos (ROMEIRO, 2007).

As bactérias que colonizam saprofiticamente a rizosfera de plantas costumam se destacar como antagonistas de inúmeros fitopatógenos de solo, proporcionando promoção de crescimento em diversas espécies de plantas e ativando mecanismos latentes para indução de resistência sistêmica (MARCUSO, 2010), como o aumento da atividade da enzima polifenoloxidase, um mecanismo que pode contribuir para o biocontrole de patógenos (WILLE et al., 2018) através da oxidação de compostos fenólicos a quinonas, substâncias altamente tóxicas aos patógenos de plantas (CAMPOS & SILVEIRA, 2003).

Além destes, o controle biológico exercido por bactérias benéficas pode ocorrer pela síntese de compostos voláteis, metabólitos secundários, ácido cianídrico (HCN) e antibióticos, seja de forma isolada ou em conjunto (LIMA et al., 2014; PINHO et al., 2019), podendo interferir na reprodução, sobrevivência e desenvolvimento dos nematoides (ZUCKERMAN & JASSON, 1984; SIDDIQUI & MAHMOOD, 1999 apud WILLE et al., 2018).

A eficiência na utilização de rizobactérias no controle do nematoide das galhas é evidenciada pelo fato de que algumas são produtoras de enzimas líticas, como quitinases e proteases que degradam as paredes de ovos de espécies de *Meloidogyne*, enquanto outras atrasam a eclosão de juvenis de segundo estágio (J2), causam a mortalidade de formas infectantes dos nematoides ou interferem no processo de reconhecimento da planta hospedeira (SPIEGEL et al., 1990).

A bactéria que vem recebendo maior atenção é *Pasteuria penetrans*, a qual possui resultados favoráveis ao seu uso como forma de controle alternativo de fitonematoides. Todavia, sua forma de multiplicação ainda é difícil, necessitando de um hospedeiro vivo para esse processo, não sendo possível a sua realização em meio de cultura e dificultando a produção em larga escala (BISOGNIN, 2017).

Outra bactéria conhecida já utilizada no controle de *Meloidogyne* é *Bacillus subtilis*, trazendo redução no número de juvenis e no desenvolvimento de massas de ovos em diversas

culturas, o que pode ser atribuído a paralização do ciclo ou redução da capacidade reprodutiva do parasita. Além disso, pode ocorrer a transformação dos exsudatos radiculares em subprodutos pela ação dos microrganismos, o que irá causar a desorientação do nematoide no solo (ARAÚJO & MARCHESI, 2009).

2.4 Rotação e sucessão de culturas no controle do nematoide das galhas

O manejo e condução de práticas como adubação verde, diversificação cultural ou rotação de culturas e semeadura direta, são alguns exemplos de práticas conduzidas com o intuito de agregar na produtividade vegetal, e que conseqüentemente exercem um papel fundamental para a manutenção de fatores químicos, físicos e biológicos do solo (JUNG & FLISSAK, 2021).

A rotação de culturas proporciona o desenvolvimento de supressividade do solo ou aumento da atividade de microrganismos antagonistas a fitopatógenos. Ou seja, promove intensificação da atividade antagônica dos microrganismos do solo e a exposição do patógeno à competição microbiana decorrente da rotação. Dessa forma, a rotação de culturas pode criar condições favoráveis para a seleção de um grupo desejado de antagonistas e aumento de sua população (REIS et al., 2011).

Rotacionar com culturas que não hospedam o nematoide das galhas contribui também para a morte destes organismos por falta de alimento. Assim, a rotação de culturas é uma das práticas mais importantes e efetivas na redução dos nematoides. (PINHEIRO & HENZ, 2008).

Já o cultivo sucessivo de culturas, que é caracterizado como uma sequência pré-estabelecida de espécies vegetais, dentro do mesmo ano agrícola (REIS et al., 2005), possibilitando a inclusão de espécies antagonistas ou não hospedeiras de nematoides na entressafra do cultivo do arroz. Dessa forma, é uma medida altamente recomendável, com a finalidade de evitar o aumento excessivo de pragas e de agentes causadores de doenças (INOMOTO et al., 2011).

A utilização de plantas resistentes ao nematoide das galhas é crucial para integrar as formas de controle e torná-las mais eficientes. O gênero *Meloidogyne* é caracterizado por possuir alto grau de polifagia, ou seja, em áreas com a presença desses nematoides as práticas relacionadas ao manejo cultural do patógeno, como a rotação e sucessão de culturas, demandam criteriosa seleção dos genótipos a serem utilizados e a correta identificação das espécies dos nematoides (FERRAZ et al., 2016).

As plantas que podem ser consideradas resistentes ao nematoide das galhas, são aquelas que não multiplicam o nematoide na área ao longo do tempo, ou seja, possuem fator de

reprodução menor que 1 ($FR < 1$) e/ou expressam número de galhas no sistema radicular inferior a 30, e devem ser priorizadas no manejo da área. A resistência pode ser evidenciada pela ineficiência na concretização da infecção pelo nematoide, ou pode ser explicada pelo fato do nematoide ser capaz de infectar as plantas, mas terem o seu ciclo de vida interrompido (MACHADO & BICALHO, 2017).

O uso de cobertura vegetal com plantas resistentes faz com que o solo permaneça úmido por mais tempo durante o período de outono/inverno. As formas parasitárias de fitonematoides permanecem ativas, no entanto, por não encontrarem raízes de plantas suscetíveis para parasitar, acabam consumindo suas reservas e morrendo (PINHEIRO et al., 2019).

Diversas espécies forrageiras com potencial de resistência a nematoides são utilizadas quando o objetivo é realizar um manejo cultural adequado que proporcione também melhorias nos aspectos físicos, químicos e biológicos do solo, bem como o controle de fitopatógenos. Com isso, o controle de nematoides não se dá apenas por meio de uma única ação, mas através de um conjunto de boas práticas agronômicas que irá manter as populações dos nematoides abaixo do limiar de dano econômico, elevando a produtividade da cultura sem oferecer riscos ao meio ambiente. (TORRES et al., 2009).

Foram escolhidas para o experimento quatro espécies de plantas forrageiras, devido as suas relevantes participações nos cultivos e adaptabilidade na região, sendo elas: trevo persa, trevo vesiculoso, trevo branco e cornichão.

2.4.1 Trevo persa (*Trifolium resupinatum* L.)

É uma leguminosa anual de estação fria que se destaca pela produção de forragem de alta qualidade, pela competitividade e pela adaptação a solos mal drenados. Seu florescimento precoce e alta produção de sementes duras lhe permite formar um banco de sementes no solo, que proporciona no ano seguinte, uma regeneração natural por sementes após a utilização de culturas de verão (COSTA et al., 2005).

2.4.2 Trevo vesiculoso (*Trifolium vesiculosum* Savi)

É uma leguminosa anual, cujo florescimento e produção de sementes ocorrem no fim da primavera e início do verão. Produz forragem durante períodos mais longos do que os demais trevos anuais, resiste bem à seca e, devido à grande resistência e quantidade de sementes, apresenta ressemeadura natural. Com alto potencial de rendimento de forragem e excelente qualidade nutricional, se apresenta como adubação verde e forrageira para sistemas agropecuários diversificados (FARIAS et al., 2018).

2.4.3 Trevo branco (*Trifolium repens* L.)

Destaca-se como sendo uma das principais espécies com potencial forrageiro pertencentes ao gênero *Trifolium*. Trata-se de uma leguminosa que se pereniza por ressemeadura natural. É uma das espécies leguminosas mais utilizadas em pastagens consorciadas durante o inverno e primavera no Rio Grande do Sul. A espécie possui grande importância, principalmente pela resistência ao frio e alta capacidade nutritiva (FONTANELI et al., 2008). Apesar de ser uma forrageira considerada perene de inverno, normalmente em algumas regiões pode apresentar comportamento anual ou bienal, pelo fato de ser pouco resistente ao déficit hídrico e não suportar condições muito adversas (PAIM et al., 1994).

2.4.4 Cornichão (*Lotus corniculatus* L.)

É uma leguminosa perene de inverno que apresenta caule fino podendo atingir de 30 a 75 cm. Por causa de seu porte é muito sensível ao pisoteio e não tolera sombreamento. Sua raiz é pivotante e muito ramificada, para poder buscar água nas profundezas em época de seca. É uma planta que possui baixa exigência em fertilidade e resistente a solos com pH até 4,8. Apesar destas características, gera melhores resultados em solos corrigidos e com níveis adequados de fertilidade (FONTANELI et al., 2012). É uma forrageira de elevada qualidade, amplamente adaptada e difundida em regiões de clima subtropical e temperado do mundo (ESCARAY et al., 2012).

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram realizados no Laboratório de Microbiologia do Solo e Fitopatologia e em casa de vegetação na Universidade Federal do Pampa - UNIPAMPA/Campus Itaqui.

3.1 Experimento 1 – Uso de rizobactérias no controle do nematoide de galhas em arroz

Para o experimento com o uso de rizobactérias foi utilizado o delineamento experimental inteiramente casualizado (DIC), contendo 11 tratamentos e oito repetições. Foram utilizadas nos tratamentos dez cepas de rizobactérias isoladas por PINHO et al. (2020) de plantas de arroz, e a testemunha sem tratamento rizobacteriano. Cada parcela foi constituída por um copo plástico de 500 mL, contendo uma planta de arroz.

O substrato foi formulado utilizando 1/3 de areia para 2/3 de solo coletado da área experimental do campus da universidade, o qual é classificado como Plintossolo Háplico Distrófico. As sementes de arroz da cultivar IRGA 424 foram desinfetadas utilizando álcool a 70% durante um minuto, dois minutos em hipoclorito a 1,5% e depois foi realizada a tríplice lavagem com água destilada estéril.

As rizobactérias foram repicadas 24 horas antes da inoculação das sementes e cultivadas em placas de Petri em meio de cultura TSA (Tryptic Soy Agar) um meio rico em tripton e pepton, fonte de carboidratos, proteínas e lipídio, permanecendo em BOD a 26°C. Após esse período, foi adicionada solução salina a 0,85% sobre o crescimento bacteriano, que foi diluído com uma alça de Drigalski. A suspensão foi filtrada com gaze e ajustada através do espectrofotômetro para 10^8 UFC mL⁻¹. As sementes foram colocadas nas suspensões por 24 horas, em agitador orbital, a 120 rpm em 28°C.

Posteriormente, as sementes foram distribuídas em placas de Petri, com papel de germinação estéril durante 48h a 25°C, onde ocorreu a pré-germinação. Foram semeadas cinco sementes por copo, com 1 cm de profundidade de semeadura. Quando ocorreu a emergência das plantas, realizou-se o desbaste mantendo apenas uma planta em cada copo.

Os ovos de *Meloidogyne* sp2 e sp3 foram extraídos de raízes de plantas de arroz da cultivar IRGA 424, mantidas em casa de vegetação, através da técnica proposta por HUSSEY & BARKER (1973). As raízes de arroz foram cuidadosamente lavadas e cortadas em pedaços de 1 cm de comprimento, e em seguida, trituradas em liquidificador com hipoclorito de sódio a 0,5% por 1 minuto. Após a trituração, a suspensão foi vertida em um conjunto de peneiras de 0,075 mm sobre 0,038 mm de abertura. O material retido na peneira de 0,038 mm foi coletado num Becker com uma pisseta com água, completando-se todo processo em 2 minutos.

Em seguida, colocou-se aproximadamente 3g de caulim por tubo de centrífuga, realizando-se a limpeza dos ovos pela técnica de COOLEN & D'HERDE (1972). Os ovos retidos na peneira de 0,025 mm foram recolhidos em béquer de 500 mL, utilizando-se uma pisseta contendo água destilada. A inoculação de nematoides nas plantas de arroz ocorreu após 30 dias da sementeira, com uma pipeta, utilizando uma suspensão de 2000 ovos de *Meloidogyne* sp2 e sp3. por parcela, que foram introduzidos através de três orifícios feitos ao redor do colo da planta.

As avaliações do experimento ocorreram após 30 dias da inoculação onde foram avaliados o peso fresco de raiz, número de galhas e ovos por grama de raiz. As plantas foram retiradas dos copos e as raízes foram lavadas com água corrente para realizar a pesagem de matéria fresca da raiz, em balança analítica de precisão. Em seguida, foi realizada a contagem do número de galhas e ovos por sistema radicular. Para a quantificação dos ovos, todo sistema radicular foi cortado em pedaços de 0,5 cm de comprimento e os ovos extraídos pela técnica de HUSSEY & BARKER (1973).

Os ovos foram quantificados em câmara de Peter em microscópio estereoscópico. Os números totais de galhas e ovos foram divididos pelo peso da matéria fresca do sistema radicular, calculando-se, então, o número de galhas, massas de ovos e ovos / grama de raiz.

Os dados foram submetidos à análise de variância pelo teste F e as médias agrupadas pelo teste de Scott & Knott ($p \leq 0,05$), através do programa estatístico SISVAR (FERREIRA, 2011).

3.2 Experimento 2 – Resistência de forrageiras ao nematoide de galhas

O experimento com forrageiras foi realizado em delineamento experimental inteiramente casualizado (DIC), contendo cinco tratamentos e seis repetições. Os tratamentos utilizados foram o trevo persa (*Trifolium resupinatum* L), trevo vesiculoso (*Trifolium vesiculosum* Savi), trevo branco (*Trifolium repens* L.) e cornichão (*Lotus corniculatus* L.) e, a testemunha o arroz da cultivar IRGA 424. As mudas das forrageiras foram transplantadas da área experimental do campus para os copos de 500 mL contendo substrato formulado com 1/3 de areia para 2/3 de solo coletado da área experimental do campus.

A inoculação dos nematoides ocorreu após 20 dias do transplante das mudas e da emergência do arroz. Foram inoculados 5000 ovos de *Meloidogyne* sp2 e sp3. por parcela, introduzindo-os através de três orifícios feitos ao redor do colo da planta.

As avaliações do experimento ocorreram após 30 dias da inoculação onde foram avaliados o peso fresco de raiz, número de galhas e ovos por grama de raiz. As plantas foram retiradas dos copos e as raízes foram lavadas com água corrente para realizar a pesagem de

matéria fresca da raiz, em balança analítica de precisão. Em seguida, foi realizada a contagem do número de galhas e ovos por sistema radicular. Para a quantificação dos ovos, todo sistema radicular foi cortado em pedaços de 0,5 cm de comprimento e os ovos extraídos pela técnica de HUSSEY & BARKER (1973).

Os ovos foram quantificados em câmara de Peter em microscópio estereoscópico. Os números totais de galhas e ovos foram divididos pelo peso da matéria fresca do sistema radicular, calculando-se, então, o número de galhas, massas de ovos e ovos / grama de raiz.

Os dados foram submetidos à análise de variância pelo teste F e as média agrupadas pelo teste de Scott & Knott ($p \leq 0,05$), através do programa estatístico SISVAR (FERREIRA, 2011).

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Experimento 1 – Uso de rizobactérias no controle do nematoide das galhas em arroz

De acordo com os resultados, houve redução no número de galhas por grama de raiz para sete dos dez isolados rizobacterianos testados, com uma média de 29% de redução (Tabela 1). Em relação a variável número de ovos por gramas de raiz, nove dos dez isolados obtiveram redução, com uma média de 26%.

Tabela 1: Número de galhas por grama de raiz e número de ovos por grama de raiz de plantas de arroz, microbiolizadas com rizobacterias para o controle do nematoide das galhas, após 30 dias na inoculação dos nematoides.

Tratamentos	Galhas por grama de raiz	Redução (%)	Ovos por grama de raiz	Redução (%)
M9	100,21 a	37,47	9434,06 a	23,77
U13	107,04 a	33,18	8007,59 a	35,29
M6	111,98 a	30,10	10277,41 b	16,95
I14	115,38 a	27,98	9173,40 a	25,87
U4	116,91 a	27,02	7847,75 a	36,59
I16	118,02 a	26,33	7547,26 a	39,02
M8	122,04 a	23,82	12762,28 c	-
M10	134,37 b	16,12	10230,17 b	17,33
M3	147,60 b	7,87	11038,67 b	10,80
I1	150,59 b	6,00	9060,17 a	26,79
Testemunha	160,27 b	-	12376,05 c	-
CV (%)	16,33	-	22,50	-

Médias seguidas pela mesma letra na coluna pertencem ao mesmo grupo pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0.05$).
Fonte: Do autor (2021).

Entre todos os tratamentos, os isolados que obtiveram a maior redução de galhas e ovos por grama de raiz foram M9, U13, I14, U4 e I16. Os tratamentos M6 e M8 estão entre as maiores reduções de galhas por grama de raiz, entretanto, para a variável ovos por grama de raiz, as reduções não ficaram entre as maiores. O inverso ocorre para I1, que está entre as maiores

reduções de ovos, porém, não esteve entre os tratamentos mais eficientes para redução número de galhas.

Estes resultados de redução de galhas e ovos podem ser explicados pelo fato de que muitas rizobactérias possuem o potencial de promover o controle biológico de nematoides, através de produtos metabólitos liberados por esses microrganismos, que podem ter efeitos negativos sobre a reprodução, postura e eclosão de ovos, sobrevivência nos estágios iniciais de desenvolvimento dos nematoides e/ou provocar a morte dos indivíduos adultos (ZUCKERMAN & JASSON 1984, SIDDIQUI & MAHMOOD 1999, apud MACHADO et al., 2012).

Resultados relevantes foram encontrados por LUDWIG et al. (2013) utilizando rizobactérias na microbiolização de sementes de arroz, em que obtiveram altas porcentagens de redução no número de galhas, alcançando até 62%. Diversos experimentos têm demonstrado a eficiência de rizobactérias como biocontroladoras de nematoides por apresentarem atividade nematicida e nematostática, como exemplo de bactérias do gênero *Bacillus* sp. (RADWAN, 2007) e também *Streptomyces* sp. (RUANPANUN et al., 2011), algumas caracterizadas por produzirem substâncias capazes de imobilizar ou matar nematoides.

Diversos estudos procuram entender as diferentes formas em que o controle de fitonematoides pode ser evidenciado. Alguns autores, como BATISTA (2017), revelam que a ação das bactérias no controle do nematoide das galhas pode ocorrer também pela adesão das bactérias na raiz da planta. Esse efeito ocasiona na formação de biofilmes compostos de colônias bacterianas, onde as células são incorporadas a uma matriz de substâncias poliméricas extracelulares ligadas a superfície das raízes, levando a interação das bactérias com as plantas e auxiliando na competição contra microrganismos deletérios, além de formar uma barreira protetiva contra o ataque de microrganismos patogênicos.

Sabe-se que o controle de nematoides por rizobactérias pode envolver vários processos, como: parasitismo; produção de enzimas e metabólitos tóxicos que podem atuar como nematicidas e/ou afetar o movimento do nematoide; inibição da eclosão de juvenis dos ovos e interferência no processo de reconhecimento planta hospedeiro afetando a penetração dos juvenis nas raízes; indução de resistência da planta e/ou produção de substâncias que favoreçam o desenvolvimento saudável da espécie vegetal (OKA et al., 1993; STIRLING, 1991; SIDDIQUI & MAHMOOD, 1999 apud BRUM et al., 2015).

4.2 Experimento 2 – Resistência de forrageiras ao nematoide das galhas

Quanto aos resultados obtidos com a utilização de plantas forrageiras, todos os tratamentos reduziram o número de galhas, com uma média de 89,8%. Para a variável ovos por grama de raiz, os resultados de redução também ocorreram para todos os tratamentos, com uma média de 92%. Todas plantas forrageiras tiveram fator de reprodução menor que 1, diferindo da testemunha (Tabela 2).

Tabela 2. Número de galhas por grama de raiz, número de ovos por grama de raiz e fator de reprodução das espécies forrageiras, após 30 dias da inoculação dos nematoides das galhas.

Tratamentos	Galhas por grama de raiz	Redução (%)	Ovos por grama de raiz	Redução (%)	Fator de Reprodução
Trevo Branco	0,92 a	97,00	8,44 a	99,60	0,00834 a
Trevo Vesiculoso	1,50 a	95,50	13,56 a	99,40	0,02000 a
Trevo Persa	3,91 b	88,00	678,64 b	72,00	0,07667 a
Cornichão	7,02 c	79,00	45,63 a	98,00	0,04000 a
Arroz	33,8 d	-	2446,83 c	-	1,05167 b
CV (%)	14,99	-	61,55	-	34,04

Médias seguidas pela mesma letra na coluna pertencem ao mesmo grupo pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0.05$).
Fonte: Do autor (2021).

As espécies que mais reduziram galhas e ovos por grama de raiz foram o trevo branco e o trevo vesiculoso. O resultado de ovos por grama de raiz do cornichão está entre as maiores reduções, entretanto, para a variável número de galhas por grama de raiz, obteve valores inferiores de redução das demais espécies.

Os resultados evidenciam que as plantas forrageiras avaliadas podem ser consideradas resistentes, já que possuem fator de reprodução menor que 1 ($FR < 1$) e expressam número de galhas no sistema radicular inferior a 30 (BICALHO & MACHADO, 2017). Essa resistência e a suscetibilidade de plantas referem-se à habilidade evidenciada na supressão do desenvolvimento e da reprodução de determinadas espécies de nematoides. Plantas altamente resistentes possibilitam taxas de reprodução muito restritas dos parasitos, ao passo que as suscetíveis (não resistentes, hospedeiras) permitem abundante reprodução (SILVA, 2001).

Resultados semelhantes foram apresentados por GABRIEL (2016) em experimentos conduzidos com cultivares de aveia, onde estas tiveram redução de galhas de *M. incognita* e *M. ethiopica* entre 99,7% e 99,56%, respectivamente, além de população final menores do que a população inicial, demonstrando baixo fator de reprodução. Entretanto, para *M. javanica*, a população final foi maior, afirmando suscetibilidade de algumas cultivares de aveia a essa espécie.

Outra cultura que é amplamente utilizada como cobertura do solo e, que sua reação a nematoides já foi testada é o milho. CHIDICHIMA et al. (2019) avaliando o número de nematoides e o fator de reprodução de *M. javanica*, apresentaram dados que relatam a resistência de algumas cultivares de milho ao nematoide das galhas, alcançando reduções de até 82% no número de galhas por grama de raiz e obtendo uma média de 0,53 no fator de reprodução, sendo este 84% menor do que a testemunha suscetível, revelando que as cultivares de milho testadas são resistentes ao nematoide.

Essa habilidade de supressão de nematoides em plantas resistentes, ocorre por meio da inibição, repelência ou pela liberação de substâncias tóxicas (FERRAZ & FREITAS, 2008). Essas plantas, por vezes, podem permitir que ocorra a invasão de nematoides, entretanto, não permitem seu desenvolvimento até a fase adulta. Um exemplo são as crotalárias, que funcionam como hospedeiras atraindo os nematoides para as raízes e, em uma segunda fase, oferecem repelência aos nematoides que penetram ou que estão próximos das raízes. Dessa forma, não ocorre a formação das células nutridoras, ocorrendo a inibição do desenvolvimento de juvenis (PINHEIRO et al., 2013).

Sabe-se que a utilização de plantas de cobertura traz diversos benefícios para a lavoura, desde a qualidade biológica e química do solo, até melhorias nos aspectos físicos. Dessa forma, é necessário que esse manejo seja realizado de forma adequada e específica para cada sistema de produção. A rotação e sucessão de culturas com plantas resistentes a nematoides são manejos amplamente utilizados e se fazem indispensáveis em casos de infestações. A rotação quando bem planejada, é eficiente no controle de nematoides, porém, para a sua execução faz-se necessário o conhecimento do nematoide presente na área de cultivo, assim como o antagonismo das plantas utilizadas para esse fim (LORDELLO, 1986 apud GABRIEL, 2016).

5 CONCLUSÃO

Conclui-se que os isolados rizobacterianos M9, U13, I14, U4 e I16 reduzem a formação de galhas e de ovos por grama de raiz do arroz da cultivar IRGA 424, de acordo com as condições do experimento.

As espécies forrageiras trevo vesiculoso, trevo branco, trevo persa e cornichão são resistentes ao nematoide *Meloidogine* sp2. e sp3, sendo que as mais indicadas são as espécies trevo vesiculoso e trevo branco.

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AITA, N.T. **Fator de reprodução de *Meloidogyne graminicola* em cultivares de arroz irrigado e quantificação de dano.** 2019. Dissertação (Mestrado em Agronomia). Universidade Federal de Santa Maria. Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Bioecologia e Manejo de Organismos em Sistemas Agrícolas, Santa Maria, 2019.

ANA - Agência Nacional de Águas e Saneamento Básico. Mapeamento do Arroz Irrigado no Brasil. Disponível em: <<https://www.gov.br/ana/pt-br/assuntos/noticias-e-eventos/noticias/servidores-da-ana-e-da-conab-debatem-mapeamento-do-arroz-irrigado-no-brasil-em-webinar>>. Acesso em: 02 ago. 2021.

ARAÚJO, F.F.; MARCHESI, G.V.P. Uso de *Bacillus subtilis* no controle da meloidoginose e na promoção do crescimento do tomateiro. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.39, n.5, p.1558-1561, 2009.

BATISTA, B.D. **Promoção de crescimento vegetal por *Bacillus* sp. RZ2MS9: dos genes ao campo.** 2017. Tese (Doutorado em ciências - Genética e Melhoramento de Plantas) - Universidade de São Paulo. Programa de Pós-Graduação em Ciências. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, USP, Piracicaba. 2017.

BAKER, K.F.; COOK, R.J. **Biological control of plant pathogens.** WH Freeman & Co, San Francisco, 1974.

BICALHO, A. C. G; MACHADO, A. C. Z. Importância e manejo de nematoides em sistemas integrados. In: JAMHOUR, Jorge; ASSMANN, Tangriani Simioni (Org.). Palestras: intensificação com sustentabilidade. Congresso Brasileiro de Sistemas Integrados de Produção Agropecuária, 1.; **Encontro de Integração Lavoura-Pecuária no Sul do Brasil**, 4. 2017. Cascavel. Pato Branco: UTFPR Câmpus Pato Branco, 2017. p. 45–54. ISBN 978-85-99584-10-1. Acesso em: 02 ago. 2021.

BISOGNIN, A. C. **Caracterização morfológica e agressividade de populações de *Pratylenchus* spp. provenientes de cana-de-açúcar e manejo de fitonematoides na cultura pelo emprego de rizobactérias.** 2017. Dissertação (Mestrado em Agricultura e Ambiente) – Universidade Federal de Santa Maria. Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Agricultura e Ambiente, Santa Maria, 2017.

BRAGA JUNIOR, G.M.; CHAGAS JUNIOR, A.F.; CHAGAS, L.F.B.; CARVALHO FILHO, M.R.; MILLER, L.O.; SANTOS, G.R. Controle biológico de fitopatógenos por *Bacillus subtilis* in vitro. **Biota Amazônia**. v. 7, n. 3, p.45-51, 2017.

BRIDGE, J.; PLOWRIGHT, R. A.; PENG, D. Nematode parasites of rice. In: LUC M.; SIKORA, R. A.; BRIDGE, J. (Ed.). Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. 2nd. ed. Wallingford: CAB International, 2005. p. 87-130.

BRUM, D., GOMES, C., MEDINA, I., SCHAFER, J., & SOMAVILLA, L. (2015). Potencial de rizobactérias na colonização radicular e biocontrole do nematoide das galhas (*Meloidogyne graminicola*) em arroz de sequeiro. In *Embrapa Clima Temperado-Resumo em anais de congresso (ALICE)*. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE DEFENSIVOS AGRÍCOLAS NATURAIS, 7., 2015, Pelotas. **Anais [...]** Pelotas: Embrapa Clima Temperado, Brasília, DF: Embrapa, 2015.

CAMPOS, A. D.; SILVEIRA, E.M.L. 2003. Metodologia para determinação da peroxidase e da polifenoloxidase em plantas. EMBRAPA: Comunicado Técnico 87, 3p.

CARVALHO, P.H. **Controle biológico e alternativo de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* em tomateiro**. 2017. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília. Pós-Graduação em Fitopatologia, Brasília, 2017.

CHIDICHIMA, L. P. D. S.; SANTOS, S. D. S. (2019). Reação de cultivares de milho a *Meloidogyne javanica*. 8 pg. Repositorio virtual UniCesumar. Disponível em: <<http://rdu.unicesumar.edu.br/handle/123456789/3283>>. Acesso em: 02 ago. 2019.

CONAB – COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. Conjunturas da Agropecuária, Parâmetros de análise de mercado do arroz 2021. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/info-agro/analises-do-mercado-agropecuário-e-extrativista/analises-do-mercado/historico-de-conjunturas-de-arroz>>. Acesso em: 02 ago. 2021.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. A cultura do arroz. Brasília: Superintendência de Marketing e Comunicação – Sumac / Gerência de Eventos e Promoção Institucional – Gepin, 2015.

COSTA, N. L.; REIS, J. C. L.; RODRIGUES, R. C.; COELHO, R. W. (2005). Trevo-persa-uma forrageira de duplo propósito. Embrapa, 3 pg. Comunicado técnico. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/31014/1/comunicado-116.pdf>>. Acesso em 02 ago. 2021.

COSTA, S.M.L.; MELLONI, R. Relação de fungos micorrízicos arbusculares e rizobactérias no crescimento de mudas de oliveira (*Olea europaea*). **Ciência Florestal**, v. 29, n. 1, p. 169-180, 2019.

DIMKPA, S. O. N.; LAHARI, Z.; SHRESTHA, R.; DOUGLAS, A.; GHEYSEN, G. PRICE, A. H. A genome-wide association study of a global rice panel reveals resistance in *Oryza sativa* to rootknot nematodes. **Journal of Experimental Botany**, v. 37, p.1191-1200, 2015.

DURÉ, L.M.M.; ROCHA, L.R.; CAPURRO, E.J.D.; CORRÊA, B.O. Seleção e Prospecção de Rizobactérias para o Controle Biológico do Mofo Branco em Espécies de *Crotalaria* spp. **Ciências Biológicas, Agrárias e da Saúde**, v. 22, n. 2, p. 90-96, 2018.

EPP0 Global Database (2019). European and mediterranean plant protection organization. Disponível em: <<https://gd.eppo.int/>>. Acesso em: 02 ago. 2021.

ESCARAY, F.J.; MENENDEZ, A.B.; GÁRRIZ, A.; PIECKENSTAIN, F.L.; ESTRELLA, M.J.; CASTAGNO, L.N.; CARRASCO, P.; SANJUÁN, J.; RUIZ, O.A. Ecological and agronomic importance of the plant genus *Lotus*. Its application in grassland sustainability and the amelioration of constrained and contaminated soils. **Plant science**, v.182, p.121-133, 2012.

FARIAS, B F.; WAGNER, J.; WOLFF, L.F. Entomofauna polinizadora de Trevo-Vesiculoso (*Trifolium vesiculosum* Savi). In: **Embrapa Clima Temperado-Resumo em anais de congresso (ALICE)**. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 27.; CONGRESSO LATINO-AMERICANO DE ENTOMOLOGIA, 10., Gramado. Saúde, ambiente e agricultura: anais. Gramado: SEB, 2018. p. 1296., 2018.

FERRAZ, L.C.C.B.; BROWN, D.J.F. Nematologia de plantas: Cambridge: Roland Perry e Maurice Moens (Ed.1). **Plant nematology**. CABI, 2016. 440 pg.

FERRAZ, S.; FREITAS, L.G. de; LOPES, E.A.; DIAS-ARIEIRA, C.R. **Manejo Sustentável de Fitonematoides**. 1. ed. Viçosa, MG. Ed. UFV, 304p., 2010.

FERRAZ, S.; FREITAS, L. G. Use of antagonistic plants and natural products. In: CHEN, Z.X.; CHEN, S.Y.; DICKSON, D.W. (Ed.) **Nematology: advances and perspectives**. Wallingford UK: CABI Publishing, 2004. p. 931-977.

FERRAZ, Silamar; FREITAS, L.G de. O controle de fitonematoides por plantas antagonistas e produtos naturais. **Departamento de Fitopatologia-UFV**, p. 1-17, 2008.

FERREIRA, D.F. Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, v.35, p.1039-1042, 2011.

FERREIRA, L.M. **Características morfológicas, fisiológicas e transcriptoma em variedades de arroz (*Oryza sativa* L.) contrastantes quanto a tolerância ao estresse hídrico**. 2017. Tese (Doutorado em Ciência do Solo). Instituto de Agronomia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Seropédica, 2017.

FONTANELI, R.; SANTOS, A. P. **Leguminosas Perenes de Inverno. ILPF - Integração Lavoura-Pecuária-Floresta**. Cap. 14, 2008.

FONTANELI, R. S. et al. **Forrageiras para integração lavoura-pecuária-floresta na região sul-brasileira**. 2ª ed. Cap. 11, pág. 321 – 326. Brasília, DF: Embrapa, 2012.

FREIRE, E. S.; PEDROSO, L. A.; TERRA, W. C.; DA SILVA, J. C. P.; MARASCA, I.; CAMPOS, V. P. **Manejo de fitonematoides no sistema de plantio direto**. 2017. Disponível em: <<https://www.researchgate.net/profile/Julio-Carlos-Pereira->

Silva/publication/321214236_Manejo_de_fitonematoides_no_sistema_de_plantio_o_direto/links/5a156dafa6fdccd697bc248d/Manejo-de-fitonematoides-no-sistema-de-plantio-direto.pdf> Acesso em: 02 ago. 2021.

GABRIEL, Márcia. **Qualidade fisiológica, sanitária e reação de resistência a fitonematoides em sementes forrageiras**. 2016. Dissertação (Mestrado em Agricultura e Ambiente) Universidade Federal de Santa Maria. Programa de Pós-Graduação em Agricultura e Ambiente, Frederico Westphalen, 2016.

HUANG, K.; JIANG, Q.; LIU, L.; ZHANG, S.; LIU, C.; CHEN, H.; DING, W.; ZHANG, Y. (2020). Exploring the key microbial changes in the rhizosphere that affect the occurrence of tobacco root-knot nematodes. *AMB Express*, 10. DOI: <<https://doi.org/10.1186/s13568-020-01006-6>>. Acesso em: 02 ago. 2021.

HU, J.; HUSSAIN, M.; ZHANG, X.; TIAN, J.; LIU, X.; DUAN, Y.; XIANG, M. Abundant and diverse fungal microbiota inhabit the white females and brown cysts of the cereal cyst nematode. *Applied Soil Ecology*. v. 147, 2019.

IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Produção Agrícola - Lavoura temporária 2021. Disponível em: <<https://cidades.ibge.gov.br/brasil/rs/uruguaiana/pesquisa/14/0?localidade1=430040&localidade2=431060>>. Acesso em: 02 ago. 2021.

IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Levantamento Sistemático da Produção Agrícola 2021. Disponível em: <<https://sidra.ibge.gov.br/home/lspa/brasil>>. Acesso em: 02 ago. 2021.

IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Estatística da produção agrícola 2016. Disponível em: <ftp://ftp.ibge.gov.br/Producao_Agricola/Fasciculo_Indicadores_IBGE/estProdAgr_201601.pdf>. Acesso em: 02 ago. 2021.

INOMOTO, M.M. Avaliação da resistência de 12 híbridos de milho a *Pratylenchus brachyurus*. *Tropical Plant Pathology*, Brasília, v.36, p. 308-312, 2011.

IRGA – INSTITUTO RIOGRANDENSE DO ARROZ. Boletim de resultados da lavoura – safra 2019/2020 Condições meteorológicas e seus impactos sobre as lavouras de arroz irrigado e soja em rotação. Disponível em: <<https://irga.rs.gov.br/upload/arquivos/202008/19144808-boletim-de-resultados-da-lavoura-safra-2019-2020-irga.pdf>>. Acesso em 02 ago. 2021.

IRGA – INSTITUTO RIOGRANDENSE DO ARROZ. **Arroz Irrigado: recomendações técnicas da pesquisa para o Sul do Brasil**. Farroupinha: Neiva Knaak e Fernando Fumagalli Miranda, 2018.

JUNG, A.T.; FLISSAK, J.C. Estudo de caso visando os benefícios do uso de boas práticas agrícolas empregadas ao manejo do solo, em uma propriedade familiar de porto união-SC. **Revista Innovatio de Tecnologia e Ciências da Terra**. ISSN: 2359-3377. v. 1, p. 25-35, 2021.

KARSSSEN, G.; MOENS, M. **Root-knot Nematodes**: Cambridge: Roland Perry e Maurice Moens, 2006. 440p.

LIMA, O. D. R.; OLIVEIRA, L. J. M. G.; SILVA, M. S. B. S; RODRIGUES, A. A. C. Ação antifúngica in vitro e isolados de *Bacillus* ssp. sobre *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*. **Revista Caatinga**, Mossoró, v.27, n. 4, p. 57-64, 2014.

LOPES, E.A.; FERRAZ, S.; FERREIRA, P.A.; FREITAS, L. G.; DHINGRA, O. D.; GARDIANO, C. G.; CARVALHO, S.L.; CARVALHO, S.L. Potencial de isolados de fungos nematófagos no controle de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**. V.31, p.20–26, 2007.

LUDWIG, Juliane; MOURA, Andréa B.; GOMES, Cesar B. Potencial da microbiolização de sementes de arroz com rizobactérias para o biocontrole do nematoide das galhas. **Tropical Plant Pathology**, v. 38, n. 3, p. 264-268, 2013.

LUGTENBERG, B.; KAMILOVA, F. Plant-Growth-Promoting Rhizobacteria. **Annual Rev Microbiol.**, v.63, p.541-556, 2009.

MACHADO, V.; BERLITZ, D. L.; MATSUMURA, A. T. S.; SANTIN, R. D. C. M.; GUIMARÃES, A.; DA SILVA, M. E.; FIUZA, L. M. Bactérias como agentes de controle biológico de fitonematóides. **Oecologia Australis**, ed. 2, n. 16, p. 165-182, 2012.

MAPA - MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. A cultura do arroz no Brasil. 2012. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/vegetal/culturas/arroz/>>. Acesso em: 02 ago. 2021.

MARTINS, M.C.B.; SANTOS, C.D.G. Ação de extratos de plantas medicinais sobre juvenis de *Meloidogyne incognita* raça 2. **Ciência Agronômica**. v.47, n.1, p. 135-132, 2016.

MARCUZZO, L. L. Efeito de rizobactérias sobre o biocontrole e promoção de crescimento de plantas. **Ágora: Revista de Divulgação Científica**, Mafra, v. 17, n. 1, p. 1-11, 2010.

MATTOS, V.D.S.; SOARES, M.R.C.; GOMES, A.C.M.M.; ARIEIRA, C.R.D.; GOMES, C.B.; CARNEIRO, R.M.D.G. Caracterização de um Complexo de Espécies do Nematoide das Galhas Parasitando Arroz Irrigado na Região Sul do Brasil. **Embrapa, Boletim de pesquisa e desenvolvimento** 331, p. 1-30, 2017.

MOENS, M.; PERRY, R. N.; STARR, J. L. *Meloidogyne* species – a diverse group of novel and important plant parasites. **Root-knot nematodes**, v. 1, p. 483, 2009.

MONTEIRO, T.S.A. Ação combinada de *Pochonia chlamydosporia* e outros microrganismos no controle do nematoide de galhas e no desenvolvimento vegetal. 2017. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Viçosa. Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia. Viçosa, 2017.

OLIVEIRA, E.F. **Utilização de microorganismos e torta de filtro em cana-de-açúcar cultivada em áreas com nematoides.** 2018. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho. Programa de Pós-Graduação em Agronomia, São Paulo, 2018.

PAIM, N. R.; RIBOLDI, J. Duas novas cultivares de trevo-branco comparadas com outras disponíveis no Rio Grande do Sul, em associação com gramíneas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 29, n.1, p. 43 – 53 1994.

PILECCO, I.B.; ZANON, A.J.; BRONDANI, I.H.; SILVA, M.R.; SARI, L.A.; RIBAS, G.G.; POERSCH, A.H.; MUNARETTO, G.G.; ASSIS, G.A. Demandas futuras de arroz no brasil: perspectivas para o cultivo em áreas inundadas. *In: XI Congresso Brasileiro de Arroz Irrigado - Balneário Camboriú SC. Anais [...]* Balneário Camboriú: CBAI, 2019.

PINHEIRO, J. B.; AMARO, G. B.; PEREIRA, R. B. Nematoides em pimentas do gênero *Capsicum*. **Embrapa Hortaliças-Circular Técnica (INFOTECA-E) 104**, 9 pg, 2011.

PINHEIRO, J.B.; HENZ, Gilmar Paulo. Manejo do nematóide-das-galhas (*Meloidogyne* ssp.) na cultura da cenoura. **Brasília: Embrapa Hortaliças. (Comunicado Técnico 55)**, 9 pg, 2008.

PINHEIRO, J.B.; DE CASTRO, R.; RAGASSI, M.C.F. Manejo de nematoides em hortaliças sob plantio direto. **Embrapa Hortaliças-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, 22 pg, 2019.

RADWAN, M.A. Bioactivity of commercial products of *Bacillus thuringiensis* on *Meloidogyne incognita* infecting tomato. **Indian Journal of Nematology**, n. 37, p. 30-33, 2007.

PINHO, Renata Silva Canuto et al. Bioprospecção de rizobactérias para o controle in vitro de *Pyricularia grisea*, tratamento de sementes e promoção de crescimento de plântulas de arroz. **Biotemas**, v. 32, n. 3, p. 23-34, 2019.

RAVICHANDRA, N. G. **Plant nematology.** IK International Pvt Ltd, 2013. 689 pg.

REIS, E.M.; CASA, R. T.; BIANCHIN, V. Controle de doenças de plantas pela rotação de culturas. **Summa Phytopathologica**, v. 37, n. 3, p. 85-91, 2011.

REIS, E.M.; CASA, R.T.; HOFFMANN, L.L. **Controle cultural de doenças radiculares.** IN: MICHEREFF, S.J.; ANDRADE D.E.G.T., MENEZES, M. (Ed) Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais. UFRPE: Recife, p. 279 – 301, 2005.

- RICARDO, T. R. **Viabilidade econômica e risco das principais culturas anuais no município de Rio Verde (GO)**. 2010. 91 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal de Goiás. Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Goiânia, 2010.
- ROBERTS, D. P.; LOHRKE, S. M.; MEYER, S.L. F.; BUYER, J. S.; BOWERS, J. H.; BAKER, C.J.; LI, W.; DE SOUZA, J. T.; LEWIS, J.A.; CHUNG, S. Biocontrol agents applied individually and in combination for suppression of soil-borne diseases of cucumber. **Crop Protection**. v.24, p. 141- 155, 2005.
- ROMEIRO, R.S. Controle Biológico de enfermidades de plantas: fundamentos. Viçosa. ed UFV, 2007, 269p.
- RUANPANUN, P.; H. LAATSCH, N.; TANGCHITSOMKID.; S. LUMYONG. Nematicidal activity of fervenulin isolated from a nematicidal actinomycete, *Streptomyces* sp. CMU-MH021, on *Meloidogyne incognita*. **World J Microbiol Biotechnol**, n.27, p. 1373-1380, 2011.
- SILVA, J.F.V. Relações parasito-hospedeiro nas meloidoginoses da soja. Embrapa Soja. Londrina-PR, 2001.
- SIDDIQUI, Z. A. & I. MAHMOOD. Role of rhizobacteria in the management of plant-parasitic nematodes: **A review: Bioresource Technology**, v. 69, p. 167- 179, 1999.
- SILVEIRA, E.B. Bactérias promotoras de crescimento de plantas e biocontrole de doenças. In: Proteção de plantas na agricultura sustentável. MICHEREFF, S.J.; BARROS, R. Recife, UFRPE. 368p. 2001.
- SIKORA, R. A.; HOFFMANN-HERGARTEN, S. Importance of plant health-promoting rhizobacteria for the control of soil-borne fungal diseases and plant parasitic nematodes. **Arab Journal of Plant Protection**, 1992.
- SOARES, P. L. M. **Estudo do controle biológico de fitonematóides com fungos nematófagos**. 2006. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, 2006.
- SPIEGEL, Y.; COHN, E.; GALPER, S.; LAPID, D.; SHARON, E.; CHET, I. **Evaluation of chitinolytic microorganisms for controlling the root-knot nematode, *Meloidogyne javani*** In: International Nematology Congress, 2., 1990, Veldhoven, Canadá. Abstracts. Veldhoven, 1990. p.141.
- STEFFEN, R.B.; ANTONIOLLI, Z. I.; KIST, G. P.; LUPATINI, M.; GOMES, C. B. Caracterização bioquímica do nematoide das galhas (*Meloidogyne* spp.) em lavouras de arroz irrigado na região central do Rio Grande do Sul. **Ciência e Natura**, Santa Maria, v.29, p. 37-46, 2007.

STEFFEN, R.B. **Caracterização, controle alternativo e reprodução de *Meloidogyne graminicola* em cultivares de arroz irrigado submetidos a diferentes regimes de umidade**. 2007. Dissertação (Mestrado em Ciência do Solo) - Universidade Federal de Santa Maria. Programa de Pós-Graduação em Ciência do solo, Santa Maria, 2007

STIRLING, G. R. **Biological control of plant parasitic nematodes: progress, problems and prospects**. Wallingford: CAB International, 1991, 282 p.

TORRES, R. G.; RIBEIRO, N. R.; BOER, C. A.; FERNANDES, O.; FIGUEIREDO, A. G.; NETO, A. F.; CORBO, E. **Manejo integrado de nematoides em sistema de plantio direto no cerrado**. 2009.

UNFPA. United Nations Population Fund. 2017. Disponível em: <www.unfpa.org/world-populationtrends>. Acesso em: 02 ago. 2021.

VAN ITTERSUM, M.K.; VAN BUSSEL, L.G.J.; WOLF, J.; GRASSINI, P.; VAN WART, J.; CLAESSENS, N.G.L.; DE GROOT, H.; WIEBE, K.; MASON-D'CROZ, D.; YANG, H.; BOOGAARD, H. Can sub-Saharan Africa feed itself? **Proceedings of the National Academy of Science**, v. 113, n. 52, p. 14964-14969, dez, 2016.

VEJAN, P. ABDULLAH, R.; KHADIRAN, T.; ISMAIL, S.; BOYCE, A.N. Role of plant growth promoting rhizobacteria in agricultural sustainability - a review. **Molecules Basel**, v. 21, n. 5, p. 573, 2016.

WILLE, C.N.; GOMES, C.B.; MOURA, A.B.; CAMPOS, A.D.; Jaqueline Tavares SCHAFER, J.T.; BRUM, D. Potencial de rizobactérias no controle de *Meloidogyne incognita* em figueira. **Revista de la Facultad de Agronomía**, v. 117, n. 1, p. 23-30, 2018.

ZUCKERMAN, B. M.; JASSON, H.B. Nematode chemotaxis and possible mechanisms of host/prey recognition. **Annual Review Phytopathology**, v. 22, p.95-113, 1984.