

**EFICIÊNCIA DE *Gluconacetobacter diazotrophicus* NO AUMENTO DA
TOLERÂNCIA DE ARROZ VERMELHO À DEFICIÊNCIA HÍDRICA
DURANTE A FASE REPRODUTIVA**

LUANNA MARIA BESERRA FILGUEIRAS

CAMPINA GRANDE – PB

MARÇO DE 2015

**EFICIÊNCIA DE *Gluconacetobacter diazotrophicus* NO AUMENTO DA
TOLERÂNCIA DE ARROZ VERMELHO À DEFICIÊNCIA HÍDRICA
DURANTE A FASE REPRODUTIVA**

LUANNA MARIA BESERRA FILGUEIRAS

UNIVERSIDADE ESTADUAL DA PARAÍBA

CAMPINA GRANDE-PB

MARÇO DE 2015

**EFICIÊNCIA DE *Gluconacetobacter diazotrophicus* NO AUMENTO DA
TOLERÂNCIA DE ARROZ VERMELHO À DEFICIÊNCIA HÍDRICA
DURANTE A FASE REPRODUTIVA**

LUANNA MARIA BESERRA FILGUEIRAS

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias da Universidade Estadual da Paraíba/Embrapa Algodão, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre (M. Sc.) em Ciências Agrárias/Área de concentração: Biotecnologia e Melhoramento Vegetal.

Orientador: Prof. Dr Carlos Henrique Salvino Gadelha Meneses

Coorientador: Prof. Dr Alberto Soares de Melo

CAMPINA GRANDE-PB

MARÇO DE 2015

É expressamente proibida a comercialização deste documento, tanto na forma impressa como eletrônica. Sua reprodução total ou parcial é permitida exclusivamente para fins acadêmicos e científicos, desde que na reprodução figure a identificação do autor, título, instituição e ano da dissertação.

F481e Filgueiras, Luanna Maria Beserra.
Eficiência de gluconacetobacter diazotrophicus no aumento da tolerância de arroz vermelho à deficiência hídrica durante a fase reprodutiva [manuscrito] / Luanna Maria Beserra Filgueiras. - 2015.
125 p. : il. color.

Digitado.
Dissertação (Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias) - Universidade Estadual da Paraíba, Pró-Reitoria de Pós-Graduação e Pesquisa, 2015.
"Orientação: Prof. Dr. Carlos Henrique Salvino Gadêlha Meneses, Pró-Reitoria de Pós-Graduação e Pesquisa".

1. Oryza sativa L. 2. Tolerância ao estresse hídrico. 3. Bactéria endofítica diazotrófica. 4. Mitigação do estresse. I. Título.
21. ed. CDD 581.3

**EFICIÊNCIA DE *Gluconacetobacter diazotrophicus* NO AUMENTO
DA TOLERÂNCIA DE ARROZ VERMELHO À DEFICIÊNCIA
HÍDRICA DURANTE A FASE REPRODUTIVA**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias da Universidade Estadual da Paraíba/Embrapa Algodão, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre (M. Sc.) em Ciências Agrárias/Área de concentração: Biotecnologia e Melhoramento Vegetal.

Aprovada em 06 de março de 2015

Banca Examinadora



Prof. Silvana de Melo Silva (D. Sc. Horticultura) - UFPB



Prof. Josemir Moura Maia (D.Sc. Bioquímica Vegetal) – UEPB



Prof. Alberto Soares de Melo (D.Sc. Recursos Naturais) - UEPB
Coorientador



Prof. Carlos Henrique Salvino Gadêlha Meneses (D.Sc. Biotecnologia Vegetal) -
UEPB
Orientador

*Ao meu Orientador **Carlos Henrique** pela orientação e
paciência durante o curso de Mestrado.*

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, a DEUS, meu Senhor, em quem confio integralmente, pela orientação nas decisões, pelo sustento na dificuldade e por atender minhas orações na hora exata;

Aos meus pais José Maria Filgueiras e Maria da Conceição Beserra Filgueiras (*in memorian*) pela dedicação, esforço, compreensão, grande apoio, e que apesar das dificuldades me deram a melhor coisa que os pais podem dar aos seus filhos, educação;

À minha avó Chiquinha Filgueiras (*in memorian*) por ter sido a pessoa mais espetacular que eu conheci, aquela na qual eu poderia contar para qualquer coisa, queria agradecer pelos grandes ensinamentos, e por ter sido a mulher mais importante da minha vida, na qual tenho muito orgulho de ser sua neta;

À minha tia, madrinha, segunda mãe, Maria Jaidê Filgueiras pela força, pelo grande apoio, incentivo, sempre está do meu lado e por tudo que fizestes por mim.

À Marília minha prima e irmã do coração.

Em especial, agradeço ao meu namorado Jorismildo da Silva Dantas, pelo companheirismo, amor, fundamental em todos os momentos, apoiando e tendo paciência nas horas mais difíceis, sempre persistindo para não desistir;

A todos os meus familiares que torceram, estiveram do meu lado, me incentivando, apoiando e sempre dando forças;

Ao meu orientador, Prof. Dr. Carlos Henrique Salvino Gadêlha Meneses, pelo seu esforço, dedicação, estímulo, apoio e amizade, por acreditar no meu trabalho e a sua insistência em me passar o seu conhecimento, o que acarretou a dívida de ser o meu segundo pai;

Ao meu coorientador Prof. Dr. Alberto Soares de Melo pelo apoio, ensinamento e amizade;

A Universidade Estadual da Paraíba, Campus I, em especial o Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias, pela oportunidade oferecida em realizar um curso de Mestrado;

A todos os professores do curso, Pedro Dantas, Carlos Henrique, Alberto Soares de Melo, Germano Veras, Roseane C. dos Santos e Lisiane Maria de Lima, pela amizade e pelos preciosos ensinamentos transmitidos;

Aos secretários do mestrado, principalmente Danilo, por ter auxiliado quando precisei;

A CAPES pela concessão da bolsa de estudos que possibilitou a realização deste trabalho, e ao CNPQ pelo apoio financeiro da pesquisa;

Aos colegas de turma, Adriana, Ana Ligia, Ciro, Gean, Geisenilma, Ingrid, Isaías, Jean, Suziane, Thiago e Wellison, por todos os momentos compartilhados durante as aulas e a amizade adquirida para toda a vida;

A todos que me ajudaram na execução dos trabalhos de campo e coleta de dados, especialmente, Mariana, Thiago, Bruna, Adriano, Felipe, Janivan, Renata e o pessoal do viveiro de mudas da UEPB;

Ao laboratório de Ecofisiologia e plantas cultivadas da UEPB, pela realização de algumas atividades;

Ao Laboratório de Biologia Molecular e Genômica da UFRN, Natal-RN pela realização das análises bioquímicas;

À Embrapa Algodão pela disponibilização das instalações para aulas;

À Embrapa Agrobiologia da UFRRJ pelas estirpes disponibilizadas para a realização deste trabalho;

Ao Departamento de Agroecologia e Agropecuária, do Campus II, da UEPB, por disponibilizar a realização do estágio na disciplina de Bioquímica do Dr. Carlos Henrique, no curso de Agroecologia, em Lagoa Seca;

Aos membros da banca, Dr Josemir Moura Maia e Dr. Silvanda de Melo Silva, pelas contribuições ao trabalho;

As minhas amigas dona Idália, Aline e Clícia por ter mim acolhido na hora que eu mais precisei;

Ao grande amigo Diogo Alves pela imensa ajuda na formatação da dissertação;

A todos os amigos que conquistei nessa nova caminhada, e também aos verdadeiros que trago comigo sempre.

Enfim, a todos que direta ou indiretamente contribuíram para execução deste trabalho e mais uma etapa da minha vida acadêmica, muito obrigada.

“Tenho Deus à minha frente sem cessar. Com ele à minha direita, jamais vacilarei.” Sl 16:8

*“Construir amigos, enfrentei derrotas, venci obstáculos,
bati na porta da vida e disse-lhe: Não tenho medo de vivê-la.”*

Augusto Cury

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS	XV
LISTA DE FIGURAS	XVI
LISTA DE ABREVIATURAS	XIX
RESUMO.....	XXI
ABSTRACT.....	1
1. INTRODUÇÃO	2
2. OBJETIVOS.....	5
2.1 OBJETIVO GERAL	5
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	5
3. REVISÃO DE LITERATURA	6
3.1 ASPECTOS GERAIS DA CULTURA DO ARROZ VERMELHO	6
3.1.1 <i>Origem e classificação botânica</i>	6
3.1.2 <i>Características morfológicas</i>	7
3.1.3 <i>Aspectos socioeconômicos e nutricionais</i>	15
3.2 DÉFICIT HÍDRICO NAS PLANTAS	16
3.2.1 <i>Déficit hídrico no arroz</i>	17
3.3 FIXAÇÃO BIOLÓGICA DE NITROGÊNIO	18
3.4 BACTÉRIAS PROMOTORAS DE CRESCIMENTO VEGETAL.....	18
3.4.1 <i>Gluconacetobacter diazotrophicus</i>	19
3.5 TOLERÂNCIA SISTÊMICA INDUZIDA POR BACTÉRIA PROMOTORA DE CRESCIMENTO	20
3.6 EFEITO DAS BACTÉRIAS ENDOFÍTICAS NA PROTEÇÃO CONTRA O ESTRESSE HÍDRICO.....	22
4. MATERIAL E MÉTODOS.....	23
4.1 CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA EXPERIMENTAL.....	23
4.2 CARACTERÍSTICAS CLIMÁTICAS	24
4.3 CARACTERÍSTICAS EDÁFICAS	24
4.4 FATORES EM ESTUDO E TRATAMENTOS	25
4.5 PROCESSO DE INOCULAÇÃO.....	28
4.6 SEMEADURA	28
4.7 TRATOS CULTURAIS.....	28
4.8 ADUBAÇÃO.....	29
4.9 PERÍODO DE COLETA DO MATERIAL VEGETAL.....	29

4.9.1 Controle de qualidade do inoculante utilizado	29
4.9.2 Estimativa do número mais provável (NMP) nas raízes e a nas folhas	30
4.10 COLHEITA	30
4.11 VARIÁVEIS EM ESTUDO	30
4.11.1 Crescimento	30
4.11.3 Bioquímicos	32
4.12 PRODUTIVOS	33
4.13 ANÁLISES ESTATÍSTICAS	34
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	35
5.1 CONTROLE DE QUALIDADE DO INOCULANTE UTILIZADO	35
5.2 ESTIMATIVA DO NÚMERO MAIS PROVÁVEL (NMP) NAS RAÍZES E NAS FOLHAS	36
5.3 ANÁLISES DE CRESCIMENTO	38
5.3.1 Altura da bainha	38
5.3.2 Área foliar	40
5.3.3 Massa seca das raízes, da parte aérea e relação raiz/parte aérea	42
5.4 ANÁLISES ECOFISIOLÓGICAS	45
5.4.1 Trocas gasosas	45
5.4.2 Fluorescência da clorofila a	59
5.4.3 Decomposição do coeficiente de extinção não-fotoquímico	64
5.5 ANÁLISES BIOQUÍMICAS	67
5.5.1 Pigmentos fotossintéticos	67
5.5.2 Acúmulo de malondialdeído (MDA)	70
5.5.3 Teor de prolina	73
5.5.4 Glicina betaína	76
5.6 COMPONENTES PRODUTIVOS	78
5.6.1 Número de panícula por touceira	78
5.6.2 Massa seca de 1000 grãos	80
5.6.3 Massa da produtividade total	81
8. CONCLUSÕES	83
9. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	85

LISTA DE TABELAS

TABELA 1. VALORES DA ANÁLISE QUÍMICA DO SOLO DA ÁREA EXPERIMENTAL DO VIVEIRO DE MUDAS DA UEPB. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	25
TABELA 2. CONTAGEM REALIZADA NO INOCULANTE PRODUZIDO E NAS SEMENTES INOCULADAS COM A ESTIRPES <i>G. DIAZOTROPHICUS</i> PAL5, UTILIZADA NO EXPERIMENTO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.	36
TABELA 3. ESTIMATIVA DO NÚMERO MAIS PROVÁVEL (LOG DO Nº CÉLULAS G ⁻¹) DE <i>G. DIAZOTROPHICUS</i> PAL5 PRESENTES NAS RAÍZES E FOLHAS DE PLANTAS DE ARROZ VERMELHO. COLETADAS NAS FASES DE DESENVOLVIMENTO VEGETATIVO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.	37

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1. REPRESENTAÇÃO ESQUEMÁTICA DA PLANTA DO ARROZ VERMELHO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	8
FIGURA 2. CONTAGEM DAS FOLHAS DA PLANTA DO ARROZ. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	9
FIGURA 3. ESTRUTURA VEGETATIVA DA PLANTA DE ARROZ VERMELHO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	10
FIGURA 4. PANÍCULA DO ARROZ E SEUS COMPONENTES. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.	11
FIGURA 5. PARTES DA ESPIGUETA DO ARROZ. FONTE: VERGARA, 1979.....	12
FIGURA 6. ESTRUTURA DOS GRÃOS DO ARROZ. FONTE: JULIANO, 1984.....	13
FIGURA 7. A FASE DE PLÂNTULA DO ARROZ, DA SEMEADURA ATÉ A EMERGÊNCIA DO PROFILO. FONTE: ADAPTADA DE COUNCE ET AL., 2000.	14
FIGURA 8. FASE VEGETATIVA DO ARROZ. FONTE: ADAPTADA DE COUNCE ET AL., 2000.....	15
FIGURA 9. VISÃO DA ÁREA EXPERIMENTAL, CAMPINA GRANDE/PB, 2015.	24
FIGURA 10. CURVA DE RETENÇÃO DE ÁGUA NO SOLO, EMBRAPA AGROBIOLOGIA, SEROPÉDICA – RJ.	26
FIGURA 11. FASES E ESTÁDIOS REPRODUTIVOS DO ARROZ (FONTE: LANNA ET AL., 2013) ADAPTADA.	26
FIGURA 12. FASE REPRODUTIVA DO ARROZ. FONTE: ADAPTADA DE COUNCE ET AL., 2000.	27
FIGURA 13. ALTURA DA BAINHA (CM) DO ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	39
FIGURA 14. ÁREA FOLIAR DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	41
FIGURA 15. MASSA SECA DA PARTE AÉREA, MASSA SECA DE RAIZ E RELAÇÃO RAIZ/PARTE AÉREA DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	43
FIGURA 16. CONDUTÂNCIA ESTOMÁTICA (g_s) ($mmol$ DE H_2O $M^{-2} s^{-1}$) DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	46
FIGURA 17. TRANSPIRAÇÃO (E) ($mmol$ DE H_2O $M^{-2} s^{-1}$) DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	48

FIGURA 18. CONCENTRAÇÃO DE CARBONO INTERNO (CI) (MMOL DE CO ₂ .MOL ⁻¹) DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	50
FIGURA 19. FOTOSÍNTESE LIQUIDA (A) (MMOL DE CO ₂ .M ⁻² S ⁻¹) DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	52
FIGURA 20. EFICIÊNCIA INSTANTÂNEA DO USO DA ÁGUA (EUA) (A/E) [(μMOL DE CO ₂ .M ⁻² S ⁻¹) (MMOL DE H ₂ O.M ⁻² S ⁻¹)] NO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015..	54
FIGURA 21. EFICIÊNCIA INTRÍNSECA DO USO DA ÁGUA (EIUA) (A/GS) [(μMOL DE CO ₂ .M ⁻² S ₁). (MMOL DE H ₂ O.M ⁻² S ⁻¹)] NO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015..	56
FIGURA 22. EFICIÊNCIA INSTANTÂNEA DE CARBOXILAÇÃO (EIC) (A/CI) [(μMOL DE CO ₂ .M ⁻² S ⁻¹). (MMOL DE CO ₂ .MOL ⁻¹)] NO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015. o..	58
FIGURA 23. FLUORESCÊNCIA INICIAL (F0) NO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	60
FIGURA 24. RELAÇÃO FV/FM OU RENDIMENTO QUÂNTICO MÁXIMO DO FSII NO GENÓTIPO DE ARROZ CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	61
FIGURA 25. VALORES MÉDIOS DA TAXA DE TRANSPORTE DE ELÉTRONS (ETR), RENDIMENTO QUÂNTICO EFETIVO DO FSII (YII), RENDIMENTO QUÂNTICO DE DISSIPAÇÃO NÃO-REGULADA (Y(NO)) E RENDIMENTO QUÂNTICO DE DISSIPAÇÃO REGULADA (Y(NPQ)) EM PLANTAS DE ARROZ VERMELHO INOCULADO COM <i>G. DIAZOTROPHICUS</i> E NÃO INOCULADAS SOB DIFERENTES NÍVEIS DE PORCENTAGEM DE ÁGUA NO SOLO. CAMPINA GRANDE/ PB, 2015.....	63
FIGURA 26. COEFICIENTE DE EXTINÇÃO NÃO FOTOQUÍMICA (QN), COEFICIENTE DE EXTINÇÃO FOTOINIBITÓRIO (%QI) COEFICIENTE DE EXTINÇÃO DEPENDENTE DE ENERGIA (%QE), COEFICIENTE DE EXTINÇÃO DO ESTADO DE TRANSIÇÃO (%QT) EM PLANTAS DE ARROZ VERMELHO INOCULADO COM <i>G. DIAZOTROPHICUS</i> E NÃO INOCULADAS SOB DIFERENTES NÍVEIS DE PORCENTAGEM DE ÁGUA DO SOLO, CAMPINA GRANDE/PB, 2015.	65
FIGURA 27. TEORES DE CLOROFILA A E B EM FOLHAS DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	67
FIGURA 28. CAROTENÓIDES EM FOLHAS DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	69
FIGURA 29. ACÚMULO DE MALONDIALDEÍDO EM FOLHAS DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	71
FIGURA 30. TEOR DE PROLINA (MMOL.G ⁻¹ MF) EM FOLHAS DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	73
FIGURA 31. TEOR DE GLICINA BETAÍNA (MMOL.G ⁻¹ MF) EM FOLHAS DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	76

FIGURA 32. NÚMERO DE PANÍCULAS POR TOUCEIRA DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	79
FIGURA 33. MASSA SECA DE 1000 GRÃOS (G) DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	80
FIGURA 34. MASSA DA PRODUTIVIDADE TOTAL (G) DO GENÓTIPO DE ARROZ VERMELHO SOB DIFERENTES CONDIÇÕES DE RESTRIÇÃO HÍDRICA E DIFERENTES CONDIÇÕES DE INOCULAÇÃO. CAMPINA GRANDE/PB, 2015.....	82

LISTA DE ABREVIATURAS

- %qE – Coeficiente de extinção de extinção dependendo da energia
%qI – Coeficiente de extinção fotoinibitório
%qT – Coeficiente de extinção de estado de transição
(NH₄)₂SO₄ – Sulfato de amônio
A - Fotossíntese líquida
ABA – Ácido abscísico
ABS – Absorvância
AF – Área foliar
AIA – Ácido indolacético
ATP – Adenosina trifosfato
BADH – Betaína aldeído desidrogenase
BPCV – Bactéria promotora de crescimento vegetal
CC – Capacidade de campo
C_i – Concentração de carbono interno
CO₂ – Gás carbônico
DAE – Dias após a emergência
DAS – Dias após a semeadura
DFF – Densidade de fluxos de fótons
DIR – Déficit de irrigação regulado
E – Transpiração
ECOLAB – Laboratório de Ecofisiologia de plantas cultivadas
EIC – Eficiência instantânea de carboxilação
EiUA – Eficiência intrínseca do uso da água
EROs – Espécies reativas de oxigênio
ETR – Taxa de transporte de elétrons
EUA – Eficiência instantânea do uso da água
F₀ – Fluorescência mínima ou inicial
FBN – Fixação biológica de nitrogênio
F_m – Fluorescência máxima
FTII – Fotossistema II
F_v – Fluorescência variável
F_v/F_m – Eficiência quântica potencial do fotossistema II em tecidos adaptados ao escuro
g_s – Condutância estomática
IST – Indução da tolerância sistêmica

LGI-P – Meio de cultura semi-específico para *G. diazotrophicus*
MDA – Malondialdeído
MSPA – Massa seca da parte aérea
MSR – Massa seca das raízes
N₂ – di-nitrogênio
NADPH – nicotinamida adenina dinucleotídeos
NH₃ – Amônia
NMP – Número mais provável
OCM – Mono-oxigenase de colina
PAL 5 – Estirpe selvagem de *G. diazotrophicus*
qN – Coeficiente de extinção não fotoquímica
RR/PA – Relação raiz/parte aérea
RSI – Resistência sistêmica induzida
RuBP – Ribulose-1,5-bifosfato
TBA – Ácido 2-tiobarbitúrico
TSI – Tolerância sistêmica induzida
UEPB – Universidade Estadual da Paraíba
UFCG – Universidade Federal da Paraíba
Y(II) – Rendimento quântico efetivo do FTII
Y(NO) - Rendimento quântico de dissipação não regulada
Y(NPQ) - Rendimento quântico de dissipação regulada

RESUMO

FILGUEIRAS, LUANNA MARIA BESERRA. M.Sc., Universidade Estadual da Paraíba/Embrapa Algodão, fevereiro de 2015. **Eficiência de *Gluconacetobacter diazotrophicus* no aumento da tolerância de arroz vermelho à deficiência hídrica durante a fase reprodutiva.** Campina Grande, PB, 2015. 135p. Dissertação (Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias). Orientador: Prof. Dr. Carlos Henrique Salvino Gadêlha Meneses. Coorientador: Prof. Dr. Alberto Soares de Melo.

Apesar de ser praticamente desconhecido da maioria da população brasileira, o arroz vermelho vem sendo cultivado principalmente por pequenos agricultores da Região Nordeste do Brasil, tendo grande importância socioeconômica. O uso de bactérias promotoras de crescimento vegetal pode ser uma alternativa viável ao auxiliar no desenvolvimento de plantas sob condições de estresse, devido ao estímulo à produção de fitohormônios e fixação biológica de nitrogênio, que atuam no sentido de reduzir os efeitos negativos que o estresse pode causar no desenvolvimento das plantas. Com isso, objetivou-se avaliar os aspectos de crescimento, ecofisiológicos, bioquímicos e produtivos em plantas de arroz vermelho inoculadas com *Gluconacetobacter diazotrophicus* sob deficiência hídrica. O experimento foi realizado com o cultivo de arroz vermelho (genótipo 405 EMBRAPA Meio Norte), com lisímetros inoculados com *G. diazotrophicus* e não inoculados, com e sem condições de restrição hídrica. Foi utilizado um delineamento inteiramente casualizado, com 8 tratamentos e 4 repetições, onde cada parcela foi constituída de um lisímetro contendo 60 plantas. Foram avaliados variáveis de crescimento (altura de plantas, área foliar, fitomassa), ecofisiológicos (trocas gasosas e fluorescência da clorofila *a*), bioquímicas (pigmentos fotossintéticos, prolina, glicina betaína e Malondialdeído (MDA)) e produtivas (número de panículas por touceira, massa seca de 1000 grãos e massa da produção total). O arroz vermelho inoculado e não inoculado sob os níveis de porcentagem de

água no solo (70%, 50% e 30%) apresentaram diferenças em todas as variáveis estudadas, menos para Y(NPQ) que foram iguais. Na restrição hídrica aumentaram os níveis de prolina, glicina betaína, concentração interna de carbono (C_i), eficiência intrínseca do uso da água (EiUA), rendimento quântico de dissipação não-regulada (Y(NO)) e após a reidratação esses valores foram reduzidos nas plantas inoculadas. O malondialdeído (MDA) apresentou melhores resultados nas plantas não inoculadas. Os componentes produtivos como: peso de 1000 grãos, número de panículas por touceira e a massa da produção total também foram significativas para o arroz inoculado. A inoculação com a bactéria *G. diazotrophicus*, mostrou ser uma potencial ferramenta contra o estresse hídrico em arroz vermelho.

Palavras-chave: *Oryza sativa* L.; tolerância ao estresse hídrico; Bactéria endofítica diazotrófica; mitigação do estresse.

ABSTRACT

FILGUEIRAS, LUANNA MARIA BESERRA. M.Sc., Universidade Estadual da Paraíba/Embrapa Algodão, February 2015. ***Gluconacetobacter diazotrophicus* efficiency in increased red rice tolerance to water stress during the reproductive phase.** Campina Grande, PB, 2015. 135p. Dissertation (Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias). Advisor: Prof. Dr. Carlos Henrique Salvino Gadelha Meneses. Co-advisor: Prof. Dr. Alberto Soares de Melo.

Despite being virtually unknown to most Brazilians, red rice has been mainly grown by small farmers in the Brazilian Northeast, having great economic and social importance. The use of plant growth promoting bacteria can be a viable alternative to assist in the development of plants under stress conditions through the production of phytohormones and biological nitrogen fixation, which act to reduce the negative effects that stress can cause in the development of the plants. Therefore, the aim of this study was to evaluate growth, ecophysiological, biochemical and productive aspects of red rice plants inoculated with *Gluconacetobacter diazotrophicus* under water stress. The experiment was carried out with the red rice cultivation (genotype 405 EMBRAPA Meio Norte) inoculated with *G. diazotrophicus* and not inoculated with and without water restriction. A completely randomized design was used with 8 treatments and 4 replications, where each plot consisted of a lysimeter containing 60 plants. We evaluated growth variables (plant height, leaf area, biomass), ecophysiological variables (gas exchange and chlorophyll *a* fluorescence), biochemical variables (photosynthetic pigments, proline, glycine betaine and MDA) and production variables (number of panicles per plant, dry matter of 1000 grains and total mass production). Inoculated and non-inoculated red rice under different water contents in the soil (70%, 50% and 30%) showed variation in all variables, except for Y(NPQ). During water restriction increases were observed in proline, glycine betaine, internal carbon concentration (C_i), intrinsic water use efficiency (EiUA) and quantum yield of unregulated dissipation (Y(NO)) levels. After rehydration these values were reduced in the inoculated plants. The malondialdehyde (MDA) showed better results in non-inoculated plants. Productive components, such as weight of 1000 grains, panicle number per plant and total mass were also significant for the inoculated rice. Therefore, the inoculation with *G. diazotrophicus*, proved to be a potential tool to reduce water stress in red rice.

Keywords: *Oryza sativa* L.; Water stress tolerance; Endophytic diazotrophic bacteria; Stress mitigation.

1. INTRODUÇÃO

O arroz vermelho foi o primeiro tipo de arroz introduzido no Brasil pelos colonizadores, sendo ainda pouco conhecido, mas cultivado principalmente no Semiárido nordestino, em ordem de importância, nos estados da Paraíba, Rio Grande do Norte, Pernambuco, Ceará, Bahia e Alagoas (DINIZ FILHO, 2009). O plantio é normalmente realizado por pequenos agricultores, utilizando sementes nativas ou variedades tradicionais selecionadas ao longo do tempo, caracterizadas pela variabilidade, adaptabilidade às condições de cultivo e ampla base genética (BARRETO, 2012).

Apesar da preferência mundial dos consumidores pelo arroz branco, a cor característica do pericarpo do grão das espécies de arroz é a vermelha, tendo a cor branca se originado de uma mutação e se firmado como característica de grande interesse comercial e prioritária na maioria dos programas de melhoramento genético (PEREIRA et al., 2007).

Bactérias diazotróficas endofíticas colonizam muitas espécies de plantas e conferem efeitos benéficos, como promoção do crescimento vegetal e redução da susceptibilidade a doenças causadas por fungos, bactérias, vírus e nematóides fitopatogênicos (KLOEPPER et al., 2004). Algumas dessas bactérias também provocam alterações físicas ou químicas relativas à defesa da planta, um processo conhecido como "Resistência Sistêmica Induzida" (RSI) (VAN LOON et al., 2004). A RSI provocada por bactérias diazotróficas endofíticas suprime doenças de plantas causadas por uma variedade de agentes patogênicos (KLOEPPER et al., 2004; VAN LOON et al., 2004). No entanto, poucos relatos têm sido publicados sobre essas bactérias como indutores de tolerância a estresses abióticos, como a seca, a salinidade e a deficiência ou excesso de nutrientes. A tolerância à seca para algumas plantas podem ser induzidas pela inoculação de bactérias diazotróficas endofíticas adaptadas às condições limitadas de água do solo (MARULANDA et al., 2008). O termo Indução da Tolerância Sistêmica (IST) tem sido proposto

para alterações físicas e químicas induzidas por bactérias diazotróficas endofíticas e que resultam no aumento da tolerância da plantas ao estresse abiótico (SANDHYA et al., 2010).

Gluconacetobacter diazotrophicus é considerada um diazotrófico aero-tolerante, no qual o oxigênio é fundamental para a geração de grandes quantidades de ATP requerida para a fixação de nitrogênio (MENESES et al., 2011), é muito sensível a condições secas, mas tem alta tolerância a tratamentos de calor e concentrações de sais no meio de cultura (TEJERA et al., 2003).

As pesquisas com bactérias diazotróficas foram iniciadas, na década de 60, com a observação de que algumas variedades de cana-de-açúcar poderiam obter aproximadamente 60% de seu nitrogênio por meio da fixação biológica do nitrogênio (BALDANI e BALDANI, 2005).

A *G. diazotrophicus* PAL 5 foi à terceira bactéria endofítica diazotrófica a ter seu genoma completamente sequenciado. Seu genoma é composto de 3,9 Mpb e dois plasmídeos de 16,6 e 38,8 Kb, respectivamente. As 894 sequências gênicas encontradas estão relacionadas ao modo de vida endofítico, como fixação de nitrogênio, promoção do crescimento vegetal, metabolismo de açúcar, transportadores, biossíntese de auxina e a ocorrência de bacteriocinas (BERTALAN et al., 2009).

Bactérias diazotróficas endofíticas promovem significativamente a emergência de plântulas, o vigor e a produção, competindo com outras bactérias através da produção de antibióticos, enzimas líticas, cianeto de hidrogênio, sideróforos e bacteriocinas (HERLACHE e TRIPLETT, 2002). Estirpes de *Azospirillum* spp., isoladas das zonas áridas podem melhorar o nível de tolerância em plantas cultivadas sob condição de déficit hídrico, pela atividade da enzima ACC deaminase (ILYAS et al., 2012). O arroz vermelho (*Oryza sativa* L.) pode atender a crescente demanda de alimentos para a população como uma cultura alternativa.

O arroz vermelho na forma de grão tem alto valor nutritivo, enquanto que a sua forragem verde é bastante rica em proteínas (MENEZES et al., 2012). No Nordeste, o arroz é o segundo cereal mais importante depois do milho. A disponibilidade de água desempenha um papel crucial no ciclo de vida da cultura do arroz (PEREIRA et al., 2009). Durante os estádios vegetativos de desenvolvimento, o estresse causado por seca diminui a altura da planta e a sua área foliar (MENEZES et al., 2012). A deficiência de água na floração reduz, de duas a três vezes, o rendimento de grãos (PEDROSO, 1985).

O estudo da presença dos microrganismos associados á plantas sob condições de seca pode revelar uma interação evolutiva principalmente quando organismos benéficos são encontrados. O entendimento dessa interação em ambientes semiáridos pode proporcionar o desenvolvimento de novas tecnologias na formulação de inoculantes para plantas mitigando a condição adversa.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo Geral

Avaliar a mitigação da deficiência hídrica em plantas de arroz vermelho durante a fase reprodutiva, inoculadas com *Gluconacetobacter diazotrophicus*.

2.2 Objetivos Específicos

Analisar o crescimento agrônomico de plantas de arroz vermelho inoculadas com *G. diazotrophicus* sob restrição hídrica, em ambiente protegido;

Observar a tolerância do arroz vermelho à restrição hídrica sob o incremento de inoculante a base de *G. diazotrophicus*, em condições controladas;

Mensurar reações bioquímicas presentes no arroz vermelho sob restrição hídrica em condições de inoculação com *G. diazotrophicus*;

Avaliar os efeitos dos tratamentos de inoculação no arroz, em função do manejo de deficiência hídrica em termos ecofisiológicos e produtivos;

3. REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Aspectos gerais da cultura do arroz vermelho

3.1.1 Origem e classificação botânica

O arroz é um cereal que está presente em grande parte do mundo, principalmente nos países asiáticos e em desenvolvimento, desempenhando um papel estratégico a nível econômico e social (GUIMARÃES e BALDANI, 2013). Acredita-se que o arroz tenha se propagado do sudeste asiático para a China por volta de 3.000 a.C., de onde foi levado para a Coreia e posteriormente, para o Japão, e no Brasil foi introduzido quando as caravelas de Pedro Álvares Cabral apontaram na Bahia, no século XVI (CASTRO et al., 2005).

De acordo com MENEZES et al. (2012), o arroz (*Oryza sativa* L.) é uma cultura que apresenta ampla adaptabilidade às diferentes condições de solo e clima, além de ser a espécie com maior potencial de aumento de produção e, possivelmente, de combate à fome no mundo. Também é considerado um alimento básico para cerca de 2,4 bilhões de pessoas, sendo o produto de maior importância econômica em muitos países em desenvolvimento, impondo aos setores produtivos buscar novas técnicas que possam aumentar a produção (FIDELIS et al., 2012).

O cultivo do arroz é realizado em todo o país sob dois sistemas de cultivo (várzea e terras altas), sendo este último responsável pela maior área plantada, porém representa somente 39% da produção nacional devido à baixa produtividade e sua produção se concentra principalmente na região do cerrado (EMBRAPA, 2014). Tem grande adaptação no meio aquático devido à formação do aerênquima no colmo e nas raízes da planta, tecido este que possibilita a passagem

de oxigênio do ar para a camada rizosfera, permitindo assim o cultivo em ambientes alagados (anaeróbios), fazendo com que a planta consiga respirar e sobreviver (TAIZ e ZEIGER, 2009).

O Brasil é o nono maior país produtor de arroz no mundo, cuja produção foi de 11,74 milhões de toneladas na safra 2012/2013 (IRGA, 2013), e foram cultivados 2.386,9 mil hectares, na safra 2013/2014 (CONAB, 2014). Entre 1975 e 2004 o país alcançou um salto de produtividade de 144,1% (FAO, 2009).

O arroz vermelho ou arroz da terra como é mais conhecido, é de porte alto, folhas verde-claras, decumbentes e pilosas, colmos finos, alta capacidade de perfilhamento e sementes com pericarpo avermelhado, aristas longas, altas taxas de dormência e debulha natural (FONSECA et al., 2014). O pigmento vermelho do grão do arroz é uma proantocianina de grande valor para a alimentação humana, sendo introduzido no Brasil pelos portugueses no século XVI (PEREIRA et al., 2008), melhora a digestibilidade e tem ação antioxidante benéfica para o sistema cardiovascular, além de ser repelente contra patógenos.

O arroz vermelho possui necessidades fisiológicas por água, luz e nutrientes muito próximas às das cultivares de arroz branco, e apesar de ser considerada uma planta invasora, ele é um dos principais componentes da dieta das populações que habitam grande parte do semiárido nordestino brasileiro, sendo cultivada, principalmente, como lavoura de subsistência (MENEZES et al., 2011). Apesar da preferência mundial dos consumidores pelo arroz branco, a cor característica do pericarpo do grão das espécies de arroz é a vermelha, tendo a cor branca se originado por mutação e se firmado como característica de interesse comercial prioritária nos programas de melhoramento genético (PEREIRA et al. 2007).

Segundo Gusmão et al. (2008), a preservação e o aproveitamento da variabilidade genética do arroz vermelho devem ter mérito em prioridades imediatas, posto que o abandono desse material pode representar a ameaça iminente de desaparecimento de um inestimável repositório de genes, os quais, desde que conservados e manejados convenientemente, serão de grande importância para a segurança alimentar de grande parte das famílias nordestinas e também para o seu melhoramento genético.

3.1.2 Características morfológicas

O arroz cultivado, embora pareça ter sido originado de uma forma perene, é considerado uma gramínea semi-aquática anual (MAGALHÃES JUNIOR et al., 2004), mas se desenvolve bem em áreas com pouca disponibilidade de água (GUIMARÃES et al., 2002).

Quanto a sua morfologia, o arroz pode ser dividido em órgãos vegetativos, compreendendo raízes fasciculadas, colmos redondos e ocos, folhas, e órgãos reprodutivos, constituídos pelas flores e sementes que estão na panícula (MAGALHÃES JUNIOR et al., 2004) (Figura 1).

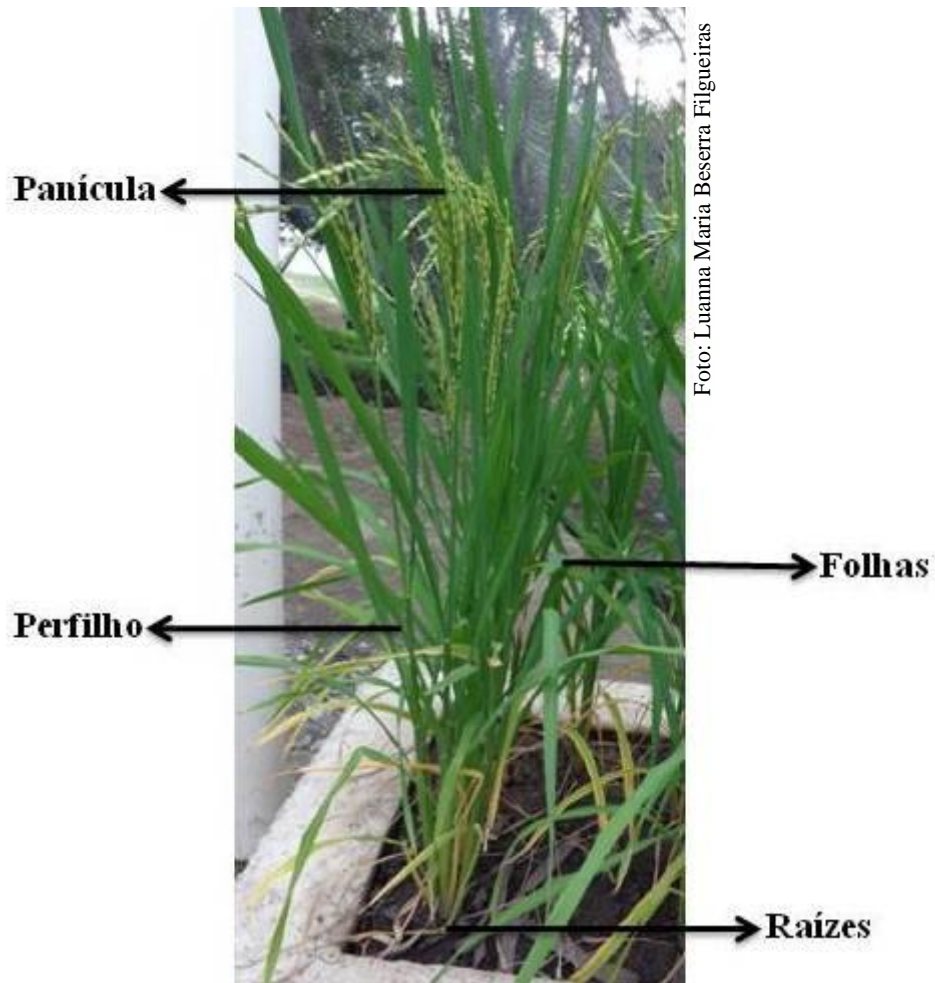


Figura 1. Representação esquemática da planta do arroz vermelho. Campina Grande/PB, 2015.

O sistema radicular do arroz é formado basicamente de raízes adventícias (GUIMARÃES et al., 2002). A planta apresenta um colmo principal e vários colmos primários e secundários, denominados de perfilhos (CHANG e BARDENAS, 1965), é constituído por nós e entrenós, é totalmente envolvido pela bainha antes da floração, porém pequena parte dele é exposta, abaixo

da panícula, após a floração, e o comprimento, o diâmetro e espessura dos entrenós, determinam a resistência do acamamento (GUIMARÃES et al., 2002).

O perfilhamento começa no estágio de quatro a cinco folhas, (Figura 2), perfilhos e raízes emergem do mesmo nó ao mesmo tempo, dependem dos nutrientes do colmo principal e independem deles quando já possuem três folhas e nem todas as gemas axilares desenvolvem perfilhos, algumas permanecem dormentes. Espaçamento, intensidade luminosa, disponibilidade de nutrientes, sistema de plantio, entre outros fatores, afetam o perfilhamento (GUIMARÃES et al., 2002).

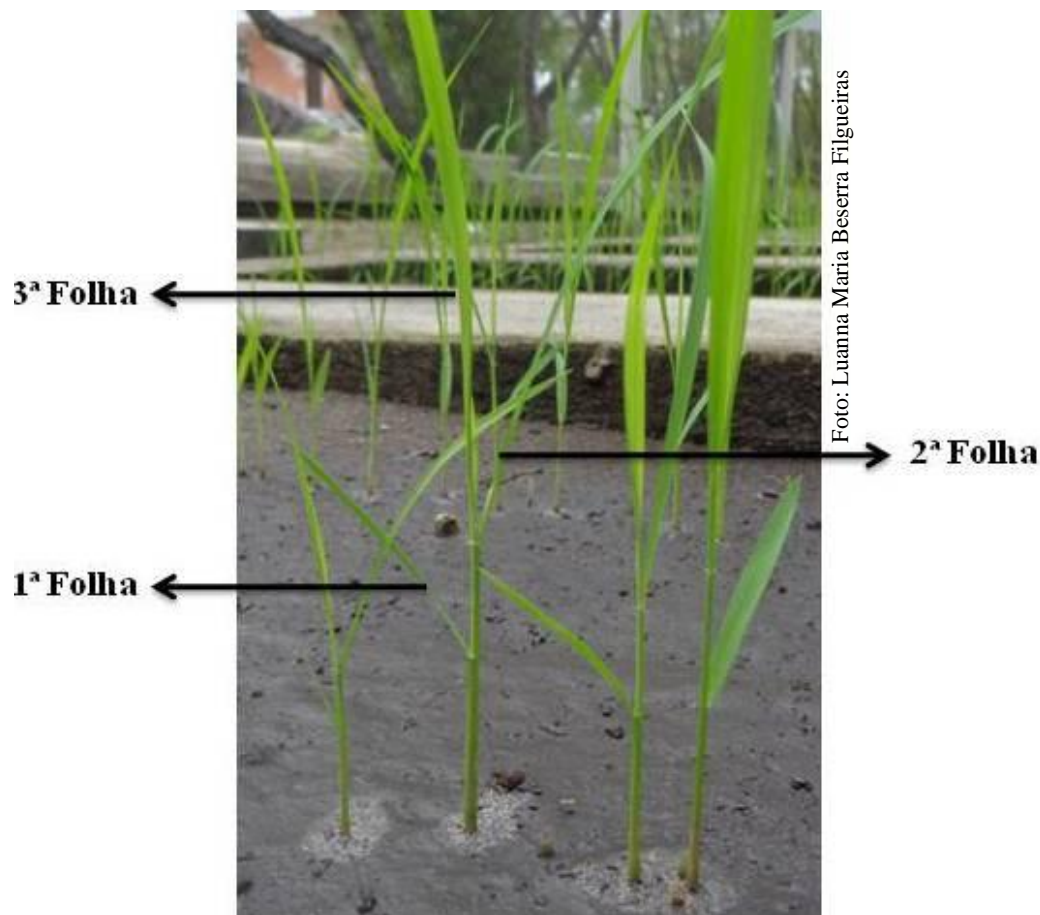


Figura 2. Contagem das folhas da planta do arroz. Campina Grande/PB, 2015.

O perfilhamento máximo coincide com o início da diferenciação das panículas em cultivares de ciclo curto, enquanto em cultivares de ciclo longo prolonga-se pela fase reprodutiva, já a iniciação do perfilhamento é independente do ambiente, mas o seu desenvolvimento é muito influenciado por fatores como disponibilidade de nutrientes no solo, radiação solar e temperatura (NASCIMENTO, 2008).

As folhas estão inseridas nos nós do colmo, possuem uma porção que envolve o caule, denominada bainha e outra pendente, que constitui a lâmina, e na junção dessas duas partes situa-se o colar, do qual emerge dois pequenos apêndices em forma de orelha, as aurículas, e uma estrutura membranosa em forma de língua, a lígula (Figura 3), (NASCIMENTO, 2008). A presença de aurícula e lígula no arroz é utilizada para diferenciar plântulas, em estádios iniciais, de uma das principais invasoras da lavoura, denominada capim arroz, que não as possui (MAGALHÃES JÚNIOR et al., 2004). A partir do colmo principal originam-se de 8 a 14 folhas (NASCIMENTO, 2008), a primeira folha a surgir no colmo principal ou nos perfilhos não possui bainha, sendo denominada perfilho, e já a última folha é denominada folha bandeira, a mais notável, podendo expor presença de pêlos ou não, sendo então classificadas de pilosas ou lisas, dependendo da cultivar, capaz de variar de eretas a completamente decumbentes (MAGALHÃES JÚNIOR et al., 2004).

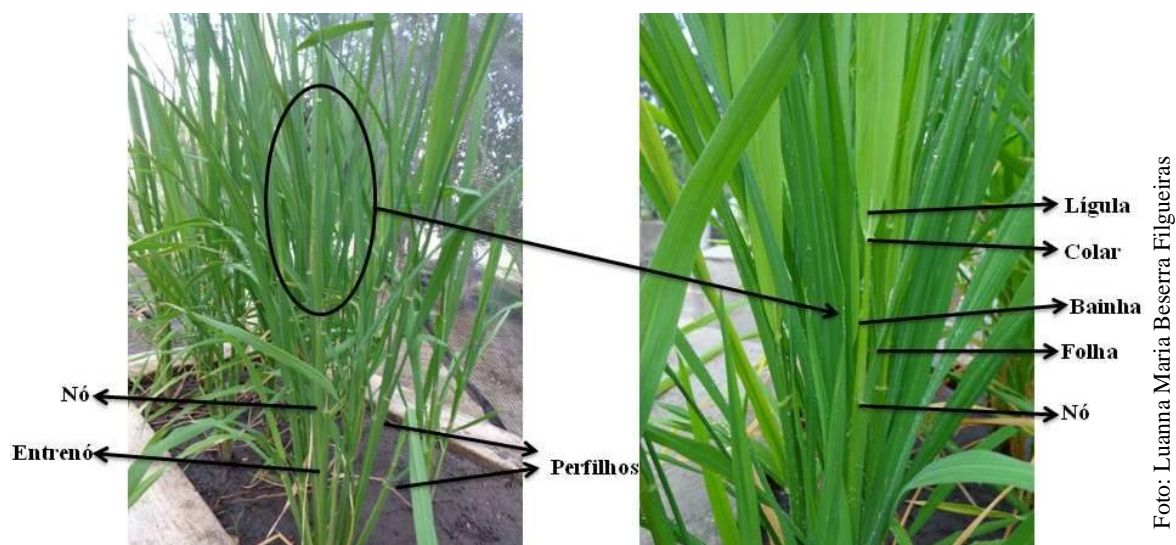


Figura 3. Estrutura vegetativa da planta de arroz vermelho. Campina Grande/PB, 2015.

As flores, denominadas espiguetas, são hermafroditas e reunidas em inflorescência do tipo panícula, a qual se localiza no ápice do colmo (NASCIMENTO, 2008), e é subtendida pela folha bandeira. A panícula é formada pelo ráquis, pelos pedicelos e pelas espiguetas (MAGALHÃES JÚNIOR et al., 2004) (Figura 4). Os ráquis possuem nós, em número de 8 a 10, dos quais saem as ramificações primárias que, por sua vez, dão origem às ramificações secundárias, enquanto os pedicelos desenvolvem-se dos nós das ramificações primárias e secundárias e em suas extremidades desenvolvem as espiguetas. A emergência da panícula dá início ao período de florescimento, em que ocorrem os processos de abertura das flores, a polinização e a fertilização (GUIMARÃES et al., 2002). O período de emissão da panícula de uma mesma planta estende-se por aproximadamente sete dias (MAGALHÃES JÚNIOR et al., 2004).

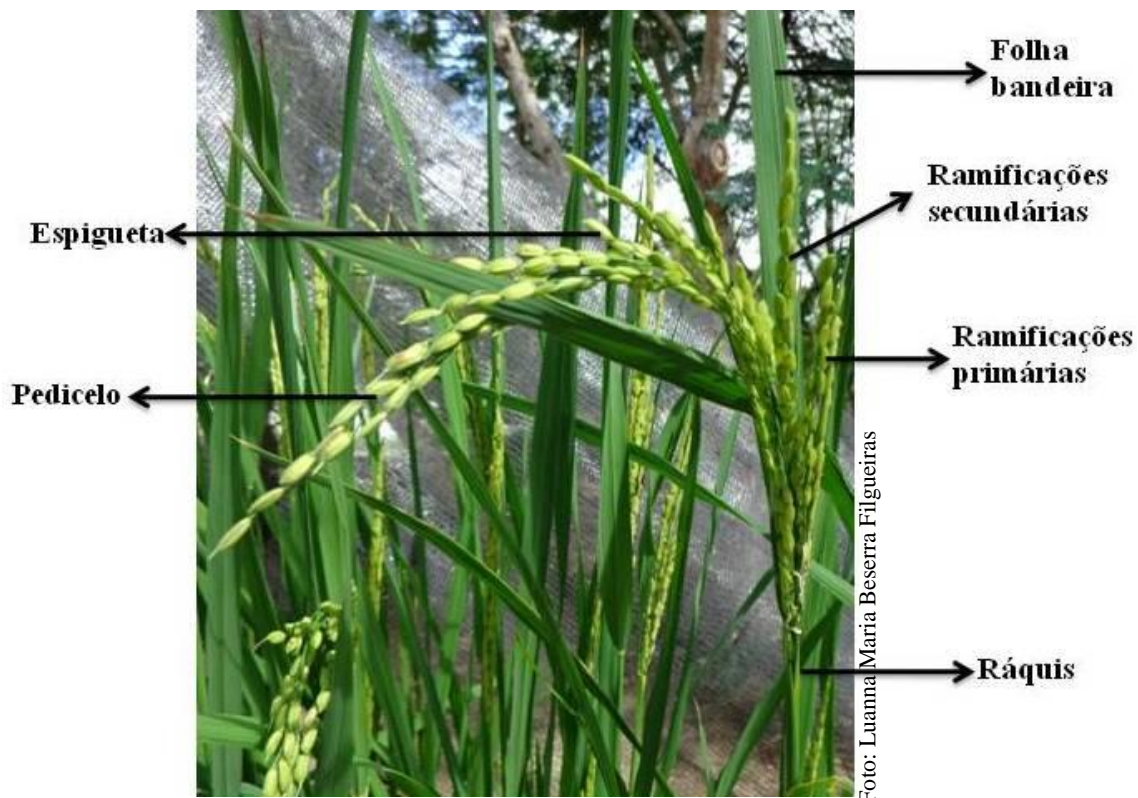


Figura 4. Panícula do arroz e seus componentes. Campina Grande/PB, 2015.

As espiguetas são formadas por dois pares de brácteas ou glumas, que envolvem a flor do arroz (Figura 5). Após a formação do grão, essa estrutura vai constituir a casca. O par inferior é rudimentar, sendo suas glumas denominadas lemas estéreis. As glumas do par superior denominam-se lema e pálea, ambas podem ter uma extensão filiforme denominada arista. As espiguetas ligam-se às ramificações das panículas por meio de pedicelos curtos (GUIMARÃES et al., 2002). O arroz é considerado uma espécie autógama, onde na maioria das situações, ocorrem autofecundação dentro de cada flor, sendo a taxa de fecundação cruzada, em geral, bastante baixa, e dependente, também, do genótipo e do ambiente (MAGALHAES JÚNIOR et al., 2004).

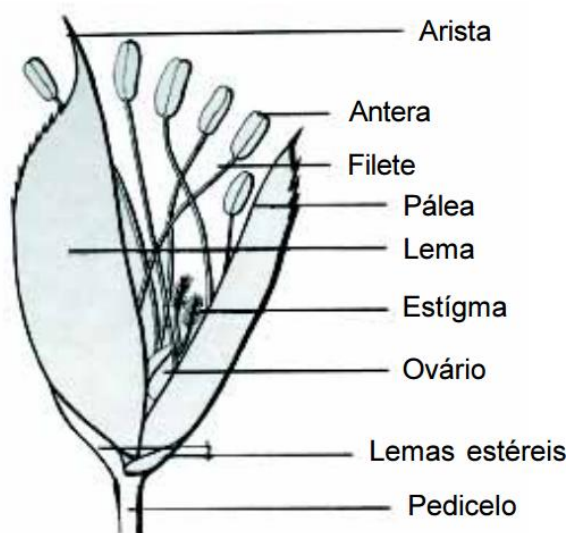


Figura 5. Partes da espiguetas do arroz. FONTE: VERGARA, 1979.

A formação da semente é um processo que inicia com a polinização, seguido pela fecundação, passando pelo enchimento da semente e culminando com a maturação, e são constituídas pela casca (pálea e lema), pericarpo, tegumento, camada de grãos de aleurona, endosperma amiláceo e embrião (GUIMARÃES et al., 2002) (Figura 6). O grão do arroz

descascado é classificado como cariopse. (MAGALHÃES JÚNIOR et al., 2004), a casca é porosa, leve e rica em sílica, 15-18% (VIEIRA e CARVALHO, 1999).

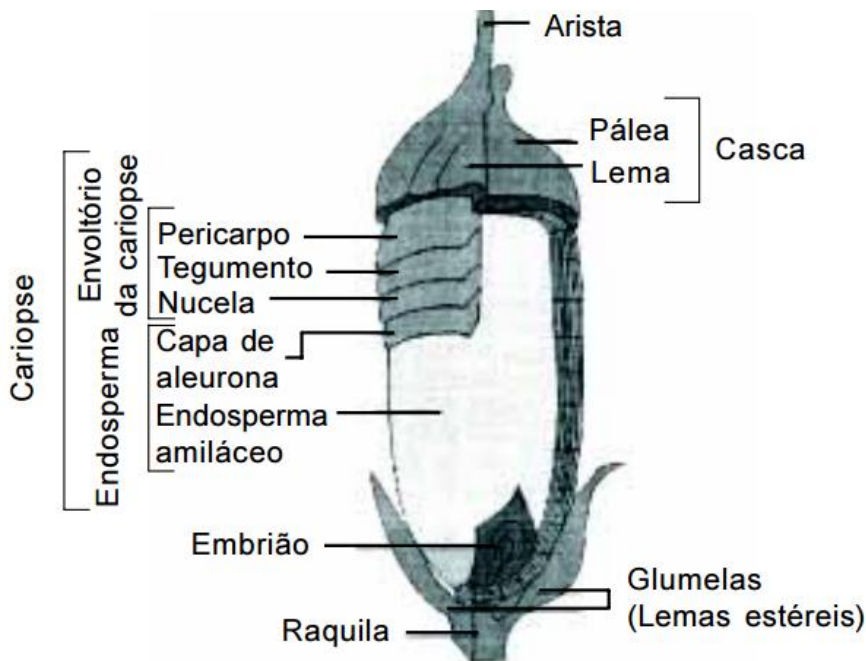


Figura 6. Estrutura dos grãos do arroz. FONTE: JULIANO, 1984.

A identificação dos estágios de desenvolvimento do arroz e do tempo necessário para atingir cada estágio de desenvolvimento, são importantes ferramentas que o orizicultor pode utilizar no planejamento e em práticas de manejo da lavoura orizícola (ALVES et al., 2000; STEINMETZ et al., 2004).

O ciclo de desenvolvimento do arroz tem sido dividido em três fases: a fase vegetativa que vai da emergência até a diferenciação da panícula ou “ponto algodão”; a fase reprodutiva que vai da diferenciação da panícula até a antese; e a fase de enchimento de grãos que vai da antese até a maturação fisiológica (GAO et al., 1992; INFELD et al., 1998). Counce et al., (2000), também proporam dividir o ciclo de desenvolvimento do arroz em três fases utilizando critérios diferentes do que vinha sendo usado: a fase de plântula que vai da semente até a emergência; a fase vegetativa que vai da emergência até o aparecimento do colar da última folha

(folha bandeira) do colmo principal e a fase reprodutiva que vai da diferenciação da panícula até a maturação fisiológica.

De acordo com Guimarães et al., (2002), as sementes quando são semeadas em condições naturais de solo, germinam entre 5 e 7 dias, já em condições controladas a germinação ocorre entre 4 e 5 dias, é o desenvolvimento do embrião em radícula e coleóptilo, e esse processo pode ser dividido em embebição, ativação e estádios de crescimento pós-germinação. O crescimento inicial da plântula depende principalmente da reserva da semente, ou seja, dos nutrientes acumulados no endosperma e seu estágio de desenvolvimento vai da germinação até a iniciação do primeiro perfilho (Figura 7).



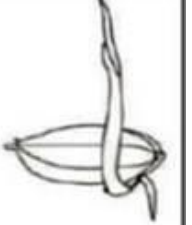
Estádio	S0	S1	S2	S3
Identificador morfológico	Semente não embebida de água	Emergência do coleóptilo ¹	Emergência da radícula ¹	Emergência do perfilho do coleóptilo ²
Ilustração				

Figura 7. A fase de plântula do arroz, da semeadura até a emergência do perfilho. FONTE: adaptada de COUNCE et al., 2000.

A semente de arroz é capaz de germinar em condições anaeróbicas, se a germinação é definida como o aparecimento do coleóptilo e da radícula da semente. Sob tais condições, o crescimento subsequente do coleóptilo, das folhas e das raízes é anormal (GUIMARÃES et al., 2002).

Uma fase vegetativa longa, (Figura 8) permite à planta produzir uma área foliar maior durante um período mais longo, o que contribui para aumentar as reservas de fotoassimilados no colmo, que poderão ser translocados para o enchimento de grãos (GUIMARÃES et al., 2002).





Fase Vegetativa	V1	V2	V3	V4
Estádio Morfológico	Formação do colar da 1ª folha no Colmo principal	Formação do colar da 2ª folha no Colmo principal	Formação do colar da 3ª folha no Colmo principal	Formação do colar da 4ª folha no Colmo principal
Ilustração				

Figura 8. Fase vegetativa do arroz. Fonte: adaptada de COUNCE et al., 2000.

Uma fase reprodutiva (ou de enchimento de grãos) longa permite um tempo maior de translocação de fotoassimilados para o crescimento dos grãos (STRECK et al., 2006).

O ciclo da planta é bastante variável e pode se completar entre três e seis meses, dependendo da cultivar e das condições ambientais (VERGARA, 1979; YOSHIDA, 1981).

3.1.3 Aspectos socioeconômicos e nutricionais

O arroz tem grande importância econômica e cultural no Brasil, uma vez que é consumido pela grande maioria da população, sendo tradicional o consumo de arroz e feijão no

país (FERREIRA et al., 2014). É considerado como um dos alimentos que possuem um excelente balanço nutricional, fornecendo 20% da energia e 15% da proteína necessárias ao homem (GUIMARÃES e BALDANI, 2013), sendo uma excelente fonte de energia, devido à alta concentração de amido, fornecendo também proteínas, vitaminas e minerais, e possui baixo teor de lipídios (WALTER et al., 2008).

Segundo estudo realizado por Wander e Chaves (2011), o brasileiro consome em média 46 kg ano de arroz beneficiado, reforçando sua importância de alimento básico da dieta da população. Como o consumo desse cereal é grande no Brasil, ou seja, o abastecimento interno não permite uma maior eficiência nas exportações do produto (FERNANDES et al., 2008).

3.2 Déficit hídrico nas plantas

Uma planta pode ser submetida a vários tipos de estresses ambientais, um deles é o déficit hídrico, que é definido como um fator externo, onde exerce uma influência desvantajosa sobre a planta, este conceito está intimamente relacionado ao de tolerância ao estresse, que é a aptidão da planta para enfrentar um ambiente desfavorável (TAIZ e ZEIGER, 2009), onde provoca alterações no comportamento vegetal cuja irreversibilidade vai depender do genótipo, da duração, da severidade e do estágio de desenvolvimento da planta (MEDICI et al., 2007).

A restrição hídrica é responsável por sérias disfunções nas plantas, pelo acentuado decréscimo que causa no turgor das células, imprescindível para o adequado metabolismo celular (MONTEIRO et al., 2014).

O déficit hídrico pode ser definido quando todo o conteúdo de água no tecido ou na célula vegetal está abaixo do conteúdo de máxima hidratação, e após longo prazo de estresse, a água na planta não é recuperada, consistindo num decréscimo na produção, fechamento dos estômatos, aceleração na senescência e da abscisão das folhas (TAIZ e ZEIGER, 2009).

E quando as plantas são expostas por um período longo de estresse, exibem respostas fisiológicas, que indiretamente resultam na conservação da água no solo, como se estivessem economizando para períodos futuros (KRON et al., 2009), além de fechamento de estômatos, enrolamento foliar, redução da taxa fotossintética, retardo na data de florescimento, sinalização via ácido abscísico, acúmulo de solutos, dentre outros (HADIARTO e TRAN, 2011), resultando numa limitação na concentração interna de CO₂, podendo afetar a concentração dos pigmentos

clorofilados envolvidos no processo da fotossíntese (PRISCO e GOMES FILHO, 2010; SILVA et al., 2012).

A primeira reação das plantas, ao serem submetidas à deficiência hídrica, é reduzir o potencial osmótico e, conseqüentemente, hídrico das raízes, no intuito de gerar um gradiente de potencial capaz de promover a absorção de água, a partir do solo, ou reduzir a transpiração, de tal maneira que a planta mantenha um balanço positivo de água (GUIMARÃES et al., 2011). Isto ocorre porque a disponibilidade de água adequada do solo aumenta a absorção de água e nutrientes, bem como a translocação de fotoassimilados para os grãos, permitindo o enchimento contínuo de grãos e desenvolvimento adequado (CRUSCIOL et al., 2008), isso está relacionada com a duração, a intensidade e o estágio de desenvolvimento fenológico em que o estresse hídrico ocorre (GUIMARÃES et al., 2013).

A habilidade do vegetal em se desenvolver em ambiente com restrição hídrica no solo pode ser determinada através da eficiência com que a planta ajusta o seu comportamento bioquímico e fisiológico, visando a maximizar a aquisição de carbono (LARCHER, 2006; TAIZ e ZEIGER, 2009). A tolerância à seca é uma característica de plantas capazes de resistirem melhor à seca, de exibirem maior capacidade de obtenção da água, ou de apresentarem maior eficiência no uso da água disponível (TAIZ e ZEIGER, 2009).

3.2.1 Déficit hídrico no arroz

Segundo Fageria (1980), o consumo de água pela cultura do arroz de terras altas é distribuído em 30% durante a fase vegetativa, 55% durante a fase reprodutiva e 15% na fase de maturação, sendo o período reprodutivo o mais crítico. A baixa produtividade do arroz no ecossistema de terras altas é resultado da distribuição irregular de chuvas nas principais regiões produtoras, o que compromete as fases em que o suprimento adequado de água é indispensável, acarretando reduções significativas na produtividade de grãos (SANTOS et al., 2006; CRUSCIOL et al., 2013).

O arroz reage à deficiência hídrica com reduções na altura das plantas, área foliar e produção de biomassa, aborto de perfilhos, mudanças na massa seca das raízes e na profundidade de enraizamento, atraso no desenvolvimento reprodutivo (GUIMARÃES et al., 2011), sistema radicular mais vigoroso, deposição de cera nas folhas, enrolamento foliar, conforme o estresse é intensificado (LUO, 2010).

3.3 Fixação biológica de nitrogênio

Na atmosfera existem, aproximadamente, cerca de 78% de Nitrogênio, principalmente como di-nitrogênio (N_2), que, em decorrência da força de ligação entre os átomos da molécula, é uma forma inerte para a maioria dos seres vivos (REIS et al., 2006). Para que esse N atmosférico seja disponibilizado para a biosfera, é necessário que a ligação tripla entre os dois átomos de N seja quebrada e o N_2 seja reduzido, à amônia (NH_3), processo denominado de fixação, que pode ocorrer por meio atmosférico, industrial e biológico (VITTI e HEIRINCHS, 2007; HERRIDGE et al., 2008).

Em condições de baixa disponibilidade de nutrientes, as espécies vegetais ao longo do processo evolutivo desenvolveram mecanismos que auxiliassem na captura de recursos, em especial água e nutrientes (MOHAMMADI et al., 2011). Uma das respostas é a fixação biológica de nitrogênio (FBN), que é realizada por microrganismos edáficos que podem ou não formar associações com vegetais ou, ainda, estabelecer simbiose com leguminosas, e tem maior capacidade de fixar N atmosférico, são conhecidos como diazotróficos (BARBOSA et al., 2012). As bactérias que por sua habilidade de colonizar os tecidos internos das plantas e estabelecer intrínsecas relações de associação com seu hospedeiro, têm apresentado eficiente fixação de nitrogênio atmosférico, como é o caso de *Herbaspirillum* (SANTI et al., 2013).

A cultura do arroz é altamente exigente em nitrogênio, sendo que este é o nutriente que comumente mais limita a produtividade (NASCENTE et al., 2011), sendo importante para o crescimento de colmos, raízes e folhas, aumentando o número de perfilhos, o tamanho da panícula e do grão (LOPES et al., 2013).

Como o Nitrogênio é um nutriente móvel, sua deficiência aparece primeiramente nas folhas mais velhas da planta, devido a uma realocação de nutrientes em que se prioriza o desenvolvimento de órgãos mais novos da planta (TAIZ e ZEIGUER, 2009).

3.4 Bactérias promotoras de crescimento vegetal

O estudo das interações entre planta e microrganismos vem se intensificando nos últimos anos com o intuito de entender os vários fatores envolvidos para a seleção de estirpes de bactérias eficientes na promoção de crescimento das grandes culturas (FERREIRA et al., 2014)

As bactérias promotoras de crescimento vegetal (BPCV) são juntamente com os fungos arbusculares, os microrganismos mais conhecidos, sendo capazes de promover o desenvolvimento vegetal por meio de diferentes mecanismos (SILVEIRA, 2008; MOREIRA e SIQUEIRA, 2006). Assim sendo, microrganismos benéficos podem melhorar o desempenho de plantas sob condições de estresse e, conseqüentemente, aumentar a produtividade das culturas (SANTOS et al., 2014a).

A utilização de bactérias na formulação de inoculantes, ou biofertilizantes, vem sendo utilizada e estudada em várias partes do mundo, sendo relatado que estas tecnologias podem reduzir os custos de produção e impacto ambiental e aumentar a produtividade das culturas (ISAWA et al., 2010; BHATTACHARYYA e JHA, 2012). As mais conhecidas incluem membros do gênero *Azospirillum*, *Bacillus*, *Paenibacillus*, *Pseudomonas*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Burkholderia*, *Serratia*, *Gluconacetobacter*, *Herbaspirillum*, *Azoarcus* e *Arthrobacter*, sendo que algumas delas são encontradas na superfície das raízes enquanto outras invadem os tecidos das plantas, sem ocasionar sintomas aparentes de doença, quando são conhecidas como endofíticas (STURZ e NOWAK, 2000; HARDOIM et al., 2008; ROSENBLUETH e MARTINEZ-ROMERO, 2006).

A presença de bactérias pode também levar à produção de substâncias osmorreguladoras pela planta e assim atuar de forma sinérgica, colaborando na tolerância à seca (DIMKPA et al., 2009), podem produzir auxinas como o ácido indol acético, aumentando o comprimento das raízes das plantas, conduzindo assim a uma maior absorção de nutrientes do solo (YANG et al., 2009).

A inoculação de bactérias diazotróficas na cultura do arroz, bem como em plantas da família Poaceae (gramíneas), pode substituir a aplicação em média de 40 kg de N.ha⁻¹, dependendo da variedade de arroz utilizada (BALDANI et al., 2000; FERREIRA et al., 2003, GUIMARÃES et al., 2010).

3.4.1 *Gluconacetobacter diazotrophicus*

A bactéria endofítica *Gluconacetobacter diazotrophicus* foi descrita por Cavalcante e Döbereiner em 1988, tendo sido nomeada inicialmente como *Sacharobacter nitrocaptans* e, em seguida, como *Acetobacter Diazotrophicus* (GILLIS e KERSTERS, 1989). Logo após, esta

bactéria foi reclassificada como um membro do gênero *Gluconacetobacter* sendo, então, nomeada como *G. diazotrophicus* (YAMADA et al., 1997; YAMADA et al., 1998).

A *G. diazotrophicus* pertencente ao filo das Proteobactérias, classe α -proteobacteria, família *Acetobacteraceae*, do gênero *Gluconacetobacter*, e é uma bactéria Gram-negativa, não tem movimento espiralado, com pH ótimo de crescimento na faixa de 4,5-5,8 e com células variando entre (0,7 a 0,8) x (2 a 4) μm , ela utiliza ácido 2-ceto glucônico como uma fonte de carbono, o que favorece a fixação de nitrogênio (MENESES et al., 2011). Esta bactéria cresce em alta concentração de sacarose (10% sacarose) e pH muito baixo (3,0) e tem a habilidade de fixar nitrogênio em condições microaerofílicas (CAVALCANTE e DOBEREINER, 1988). O pH ótimo para crescimento está ao redor de 5,5, embora os valores de pH e taxa de respiração possam variar consideravelmente de acordo com as fontes de carbono (STEPHAN et al., 1991).

A sacarose a 10% é a fonte de carbono que melhor promove o seu crescimento, mas outros compostos também servem de fonte de carbono para esta bactéria, como: gluconato, glicose, frutose, manitol, arabinose, meso-inositol, i-inositol, sorbitol, glicerol, galactose e gluconate de sódio (MUTHUKUMARASAMY et al., 1999).

Esta bactéria é muito sensível a condições secas, mas tem alta tolerância a tratamentos de calor e concentrações de sais no meio de cultura (TEJERA et al., 2003), não sendo eliminada quando submetida a tratamento térmico (50°C por 2 a 3 horas), usualmente usado para controle de patógenos causadores de doenças na cana-de-açúcar (ORTEGA et al., 2001). Dentre as propriedades fisiológicas características dessa espécie de bactéria destacam-se a tolerância a altas concentrações de sacarose; acidez e habilidade de excretar o nitrogênio fixado, conforme demonstrado por Cojho et al. (1993).

Segundo Meneses et al (2011), a fixação de nitrogênio depende da capacidade do microrganismo estabelecer-se endofiticamente no interior da planta e, para que isso ocorra, o microrganismo deve ser capaz de invadir e proliferar nos tecidos da planta hospedeira, ultrapassando as barreiras físicas e químicas que a planta estabelece, instituindo vias de infecção e sítios de colonização, e o estabelecimento desta relação dependem de uma seqüência de etapas e de uma relação específica entre planta e bactéria.

3.5 Tolerância sistêmica induzida por Bactéria promotora de crescimento

As bactérias promotoras de crescimento, que se integram as raízes das plantas e tem a capacidade de aumentar a produtividade e conferir as plantas características de imunidade e

tolerância induzida por fatores abióticos, como salinidade e seca (ARAÚJO et al., 2012), podendo também aumentar a absorção de nutrientes, reduzindo assim a utilização de insumos químicos, contribuindo com a redução de custos por parte dos produtores e contaminação de água e solo (YANG et al., 2009). Mas com a interação com as plantas, estas bactérias podem causar mudanças fisiológicas, proporcionar benefícios como aumento da absorção de nutrientes, controles de fitopatógenos, entre outros (MOREIRA e ARAÚJO, 2011).

Bactérias que promovem o crescimento de plantas estão associadas com a maioria das espécies vegetais, sendo capazes de estabelecer populações endofíticas nos diferentes tecidos e órgãos das plantas, sem causar qualquer sintoma visível de sua presença (GRAY e SMITH, 2005, HAYAT et al., 2010). Microrganismos benéficos podem melhorar o desempenho de plantas sob condições de estresse e, conseqüentemente, aumentar a produtividade das culturas (SANTOS et al., 2014).

O uso de bactérias promotoras de crescimento vegetal podem auxiliar no desenvolvimento de plantas sob condições de estresse, devido ao estímulo a produção de fitohormônios e fixação biológica de nitrogênio, que em conjunto com outras características induzidas por esses microrganismos, atuam no sentido de reduzir os efeitos negativos que o estresse pode causar no desenvolvimento das plantas (ZAIED et al., 2003; POTTERS et al., 2007). Esse processo é de suma importância visto que aproximadamente 65% de nitrogênio mineral aplicado com a adubação é perdido pela emissão de gases e/ou erosão (BHATTACHARJEE et al., 2008; ADESEMOYE e KLOEPPER, 2009).

De acordo com Kasim et al. (2013), a presença das BPCV pode aumentar a produção de genes relacionados com o estresse hídrico e, conseqüentemente, promover tolerância às condições de estresse.

Além do processo de FBN, as BPCV podem auxiliar o desenvolvimento de plantas por outros mecanismos, como: solubilização de fosfatos pela liberação de ácidos orgânicos (PEDRAZA, 2008; MOREIRA et al., 2010).

Segundo Lugtenberg e Kamilova (2009) as BPCV têm sido relatadas pela importância em melhorar diretamente o crescimento das plantas por uma variedade de mecanismos, tais como: a fixação biológica de nitrogênio atmosférico que é transferido para a planta, como faz os rizóbios em plantas leguminosas como a soja; a produção de sideróforos quelantes de ferro que em altas concentrações pode inibir o crescimento de fitopatógenos atuando assim no controle biológico de

algumas fitopatologias; solubilização de fosfatos orgânicos ou inorgânicos, contribuindo na disponibilização de fósforo às plantas e síntese de fitormônios.

3.6 Efeito das bactérias endofíticas na proteção contra o estresse hídrico

A deficiência hídrica limita a absorção de água e nutrientes e, conseqüentemente, reduz a germinação das sementes, abertura dos estômatos, atividade fotossintética, transpiração, atividade enzimática, e vários outros processos fisiológicos e metabólicos, reduzindo o rendimento e/ou a qualidade do produto (CASTRO e OLIVEIRA, 2005; LISAR et al., 2012). No entanto, as plantas têm desenvolvido, evolutivamente, mecanismos adaptativos complexos muitos destes somente possíveis graças às interações com microrganismos benéficos (SANTOS et al., 2014).

Quando o estímulo ao crescimento das plantas é direto, o microrganismo produz fitormônios, ou substâncias análogas, capazes de estimular o crescimento e o desenvolvimento das plantas (BANDARA et al., 2006, GUO et al., 2008, PÉREZ-GARCÍA et al., 2011). Quando o estímulo é indireto, o crescimento pode ser induzido pela melhoria da disponibilização e absorção de nutrientes minerais e água (PÉREZ-GARCÍA et al., 2011, ZHANG et al., 2011).

Segundo SANTOS et al., (2014), os microrganismos benéficos podem melhorar o desempenho de plantas sob condições de estresse e, conseqüentemente, aumentar a produtividade das culturas. A presença de bactérias pode também levar à produção de substâncias osmorreguladoras pela planta e assim atuar de forma sinérgica, intermediar mudanças na elasticidade das paredes das células radiculares, colaborando na tolerância à seca (DIMKPA et al. 2009).

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Caracterização da área experimental

O presente trabalho foi realizado no Viveiro de mudas da UEPB (Figura 9), localizado nas seguintes coordenadas: 07° 12' 42,99'' de latitude Sul, 35° 54' 36,27'' longitude Oeste, 521 metros altitude, no Laboratório de Ecofisiologia de plantas cultivadas, ECOLAB, localizados no CAMPUS I, em Campina Grande – PB e no Laboratório de Biologia Molecular e Genômica da Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal-RN, no período compreendido entre os meses de outubro de 2013 à agosto de 2014.



Figura 9. Visão da área experimental, Campina Grande/PB, 2015.

4.2 Características climáticas

A cidade de Campina Grande tem clima do tipo Aw'i, segundo a classificação climática de Köppen, considerado como seco sub-úmido. O período chuvoso está situado entre os meses de março a julho com precipitação pluviométrica em torno de 800 mm (1974-2004). A temperatura máxima média anual é de 28,7 °C e a mínima de 19,8 °C variando pouco ao longo do ano (SOUSA JÚNIOR, 2006).

4.3 Características edáficas

O solo utilizado foi coletado nos primeiros 20 cm do horizonte A de um solo franco-arenoso, proveniente do município de Esperança-PB. Foram feitas as análises químicas no Laboratório de Solos da UFCG, cujas características estão dispostas na Tabela 1.

Tabela 1. Valores da análise química do solo da área experimental do Viveiro de mudas da UEPB. Campina Grande/PB, 2015.

pH em H ₂ O	Al	Ca+Mg	Ca	Mg	P	K	N	M.O.
	cmol _c dm ⁻³				mg dm ⁻³		%	
5,10	0,00	2,30	1,50	0,70	*	31,00	0,12	1,69

*Resultado abaixo de 5 mg dm⁻³

4.4.Fatores em estudo e tratamentos

O experimento foi realizado com o cultivo de arroz vermelho (*Oryza sativa* L.) constando de duas condições de inoculação com a bactéria endofítica *G. diazotrophicus* (I1= sementes não inoculadas e I2= sementes inoculadas), um genótipo (405 Embrapa Meio Norte) em plantas com diferentes condições de restrição hídrica, sendo U1= 30-35%; U2= 50-55%; U3= 70-75% e U4= 100% da capacidade de campo. Utilizando delineamento inteiramente casualizados, em um fatorial 2x4, sendo 8 tratamentos com 4 repetições, onde cada parcela foi constituída de um lisímetro de drenagem sendo semeadas 70 sementes por lisímetro. Após germinadas foi feito um desbaste totalizando 60 plantas por parcela.

Os lisímetros apresentavam 100 cm de comprimento, 50 cm de largura e 50 cm de profundidade, instalando-se na base um sistema de drenagem por meio de tubulação e registro; foram preenchidos com uma camada de 5 cm de brita, mais 5 cm de areia grossa e preenchendo-se o restante com material de solo franco-arenoso.

A irrigação foi realizada a partir da semeadura (Figura 11), mantendo-se a umidade do solo próximo à capacidade de campo. Quando as plantas estavam na fase R3 (emissão das panículas), foram coletadas amostras de solo, diariamente, e medidos os potenciais hídricos do solo por psicrometria, utilizando o Dewpoint Potentia Meter (WP4-T), associada a uma curva de retenção de água no solo (figura 10). Assim, foi determinando a quantidade de água repostada ao dia em cada nível de restrição hídrica, até a expansão dos grãos, onde teria maior quantidade de grãos alongados R6 (grãos leitosos).

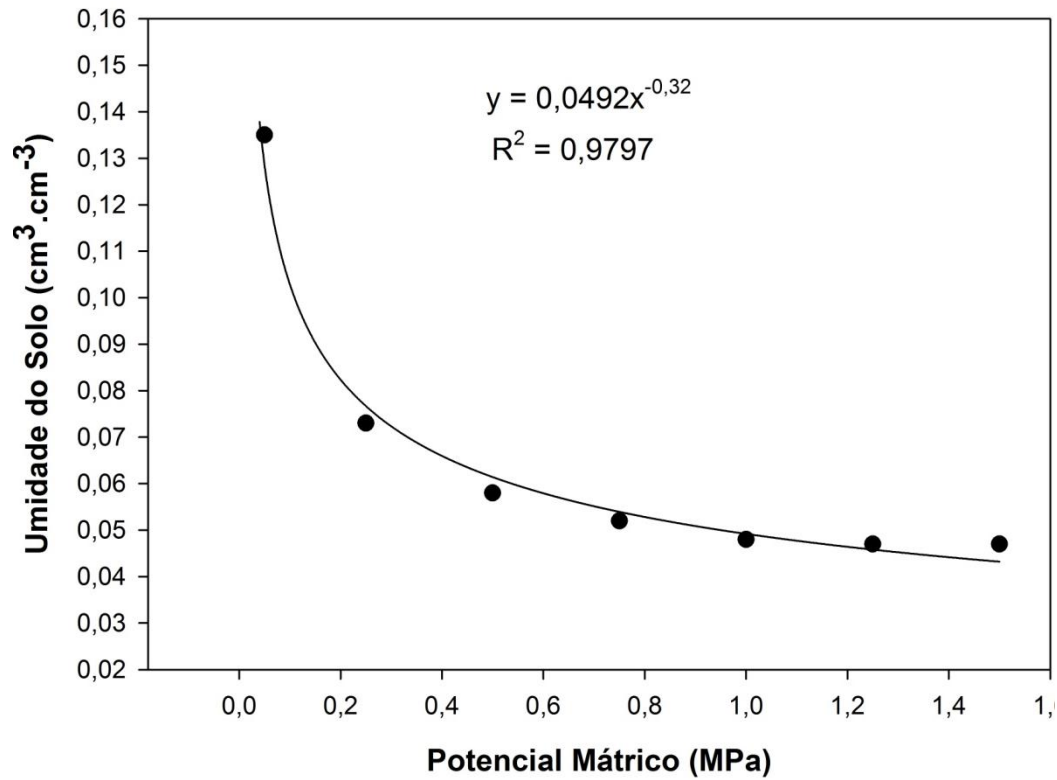


Figura 10. Curva de retenção de água no solo, EMBRAPA Agrobiologia, Seropédica – RJ.

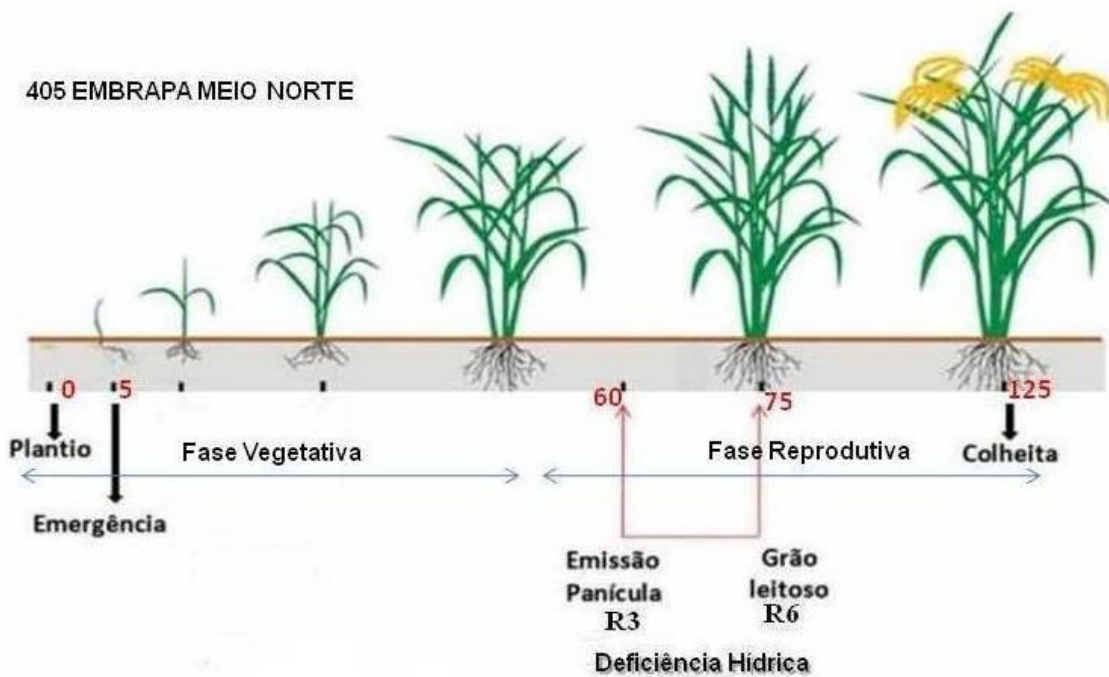


Figura 11. Fases e estágios reprodutivos do arroz (Fonte: LANNA et al., 2013) adaptada.

Adicionalmente, após o regime de restrição hídrica (15 dias) as plantas foram irrigadas normalmente, tendo sido analisadas também 1 (uma) hora após a reidratação.

As fases e os estágios do ciclo foram baseados em critérios contidos em Counce et al., (2000) (Figura 12).











Fase Reprodutiva	R0	R1	R2	R3	R4
Estádio Morfológico	Início do desenvolvimento da panícula	Diferenciação da panícula	Formação do colar da folha-bandeira	Emissão da panícula na bainha, ponta acima do colar	Antese: um ou mais floretes da panícula em antese
Ilustração					
Fase Reprodutiva	R5	R6	R7	R8	R9
Estádio Morfológico	Expansão do grão: panícula do colmo principal mostra grãos alongados.	Expansão do grão: Número maior de grãos alongados.	Secamento do grão: ao menos um grão do colmo principal mostra-se com pericarpo amarelo.	Maturação do grão: ao menos um grão do colmo principal apresenta-se com pericarpo marrom.	Completa maturidade da panícula; todos os grãos mostram-se com pericarpo marrom.
Ilustração					

Figura 12. Fase reprodutiva do arroz. FONTE: adaptada de COUNCE et al., 2000.

4.5 Processo de Inoculação

Na inoculação, foi utilizada uma estirpe selecionada de *G. diazotrophicus* pela suas características de solubilizar fósforo *in vitro*, produção de AIA e redução de acetileno: *G. diazotrophicus* PAL5. A estirpe foi reativada em tubos de ensaio contendo 5 ml de meio DYGS (2 g de glicose; 1,5 g de Peptona; 2 g de extrato de levedura; 0,5 g de $\text{KH}_2\text{PO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$; 0,5 g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$; para 1L, pH 6,8 (RODRIGUEZ NETO et al., 1986), a 30 °C sob agitação a 150 rpm por 48 horas. Em seguida foi semeada em placas com meio semi-específico, LGI-P (DÖBEREINER et al., 1995). Após a verificação da pureza, a estirpe foi multiplicada em tubos contendo meio DYGS nas condições citadas anteriormente. As células foram lavadas com solução salina e a densidade óptica (em 600 nm) foi ajustada para 0,9 – 1,5 ml, onde logo após esta ressuspensão bacteriana foi utilizada para inocular em Erlenmeyers de 250 ml, contendo 50 ml do meio DYGS a 30 °C sob agitação a 150 rpm por 48 horas. O número de células viáveis foi determinado pelo método de microgota, no respectivo meio para cada bactéria (SPENCER e RAGOUT, 2001). Em seguida, 15 ml do caldo bacteriano foi adicionados em sacos de polipropileno contendo 35 g de turfa para produzir o inoculante utilizado. Em seguida, o inoculante foi homogeneizado e incubado a 30 °C por um período de 24 horas (fase de maturação).

As sementes de arroz foram umedecidas com água estéril e misturadas com a turfa numa proporção de 250 g de inoculante para cada 20 kg de sementes de arroz (FERREIRA, 2004), (5 g de turfa, 150 g de sementes e 10 ml do meio). Em seguida as sementes inoculadas foram colocadas para secar à sombra.

4.6 Semeadura

A semeadura foi realizada em Fevereiro/2014, com 70 sementes por lisímetro, distribuídos em duas filas na profundidade de 3 cm, deixando-se apenas 60 plântulas por lisímetro, realizando-se o desbaste 3 dias após germinação.

4.7 Tratos culturais

Os tratos culturais constaram da remoção de plantas daninhas (tiririca) manualmente, na medida em que surgiam no interior dos lisímetros. Não foram observados a ocorrência de

doenças em todo o período do experimento, mas constatou-se uma praga do tipo lagarta, sendo necessário fazer uma aplicação do inseticida SUMIDAN®, com uma dosagem de 5ml pra 8 litros, conforme a orientação do fabricante.

4.8 Adubação

A adubação foi realizada com sulfato de amônio ($(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$), como fonte de Nitrogênio (N), utilizou-se 18 gramas dividido em duas aplicações, a primeira foi após a germinação, e a segunda antes do estresse hídrico, no surgimento das panículas. O sulfato de amônio foi diluído em água e a dose baseou-se nos dados da análise de amostras do solo, quantidades recomendadas para cultivo de arroz (VELOSO et al., 2009). A utilização de outros nutrientes não foram necessário, devido o solo já disponibilizar dessa suplementação, uma vez que era este bastante rico em matéria orgânica.

4.9 Período de coleta do material vegetal

A coleta do material vegetal foi realizada depois de 15 dias que as plantas estavam sob estresse hídrico, na fase reprodutiva. Foram coletadas duas folhas por repetição, com auxílio de luvas, tesoura, as quais foram envolvidas em papel alumínio, em seguida, postas no gelo e imediatamente armazenadas para freezer à -80°C , para conservá-las. Uma hora após reidratar todas as plantas em todos os tratamentos, foram coletadas novas amostras para análises e comparação com as plantas no estresse, seguindo o mesmo procedimento.

4.9.1 Controle de qualidade do inoculante utilizado

Foi realizada uma contagem do número mais provável (NMP) das células do inoculante e da população aderida às sementes de acordo com (DÖBEREINER et al., 1995).

4.9.2 Estimativa do número mais provável (NMP) nas raízes e a nas folhas

Foi utilizada a técnica do NMP, também de acordo com a metodologia descrita por Döbereiner et al. (1995). A contagem foi feita na época do estabelecimento do estresse. Foram trituradas 5 g de raiz e folhas, separadamente, lavadas no liquidificador, com 45 ml de água destilada estéril e em seguida foram diluídos seriadamente até 10^{-6} . Logo após, 100µl dos 4 extratos mais diluídas foram colocados em frascos com 5 ml dos meios LGI-P. A contagem foi realizada após 7 dias de incubação.

4.10 Colheita

A colheita foi realizada de forma manual aos 125 dias após a semeadura (DAS), através de operações de corte, recolhimento das plantas e dos grãos de arroz vermelho quando encontravam-se entre 18 a 23% de umidade.

4.11 Variáveis em estudo

4.11.1 Variáveis de Crescimento

As variáveis de crescimento avaliadas foram: altura da bainha, área foliar, realizadas durante o período de estresse.

A área foliar foi determinada em (cm²), quantificadas através de um Medidor de área foliar de bancada, LICOR[®], Modelo LI-3100C, onde foram coletadas 3 touceiras por lisímetro, totalizando 12 plantas por repetição.

As razões de área foliar foram calculadas pelo quociente entre a área foliar e a produção de massa seca da parte aérea, conforme descrito por Benincasa (2003).

No final do experimento foram coletados o material vegetal de 3 plantas úteis por parcela, 12 plantas por repetição, realizando-se a partição de fitomassa seca em: folhas, colmo, (parte aérea), raízes. E estas porções foram colocadas em estufa de circulação de ar-forçado à 70°C, por 48 horas até perder todo o volume de água, com posterior pesagem em balança de precisão para obtenção dos resultados de fitomassa seca, sendo calculado também a relação raiz/parte aérea.

4.11.2. Trocas Gasosas e Fluorescência da Clorofila *a*

Foram também avaliadas as trocas gasosas, como: Concentração de carbono interno (Ci) ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), Fotossíntese líquida (A) ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), transpiração (E) ($\mu\text{mol de H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$) e condutância estomática (gs) ($\mu\text{mol de H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$) na terceira folha contada a partir do ápice. De acordo com essas análises, também, foi quantificada a eficiência instantânea no uso da água (EUA) (A/T) [$(\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}) / (\mu\text{mol de H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}) - 1$], eficiência intrínseca do uso da água (EiUA) (A/g_s) [$(\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}) / (\mu\text{mol de H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}) - 1$], eficiência instantânea de carboxilação (EIC) (A/C_i) [$(\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}) / (\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1})$] (SCHOLES e HORTON, 1993; NEVES e SCHVARTZMAN, 2002; KONRAD et al., 2005), utilizando-se um analisador de gás infravermelho IRGA (ACD, modelo LCPro, Hoddesdon, UK), com fluxo de ar de $300 \text{ mL} \cdot \text{min}^{-1}$ e fonte de luz acoplada de $995 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ para as avaliações.

As medidas de fluorescência da clorofila *a* foram obtidas utilizando um fluorômetro portátil modulado OS5p (Opti-Sciences, Hudson, USA). O rendimento quântico potencial do fotossistema II (FSII) (VAN KOOTEN e SNEL, 1990) foi calculado após 30 minutos de adaptação ao escuro como $F_v/F_m = (F_m - F_0)/F_m$, em que F_0 é a fluorescência mínima, excitada por uma luz vermelha modulada de baixa intensidade ($0,03 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$) e F_m é a fluorescência máxima obtida pela aplicação de um pulso de 0,8s de luz actínica saturante ($>6000 \mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$). Os rendimentos das vias competitivas de desexcitação da energia absorvida no FSII: rendimento quântico efetivo, $Y(\text{II})$; rendimento quântico de dissipação regulada, $Y(\text{NPQ})$; e o rendimento quântico de dissipação não regulada, $Y(\text{NO})$; foram determinados de acordo com Kramer et al. (2004) e Klughammer e Schreiber (2008). O $Y(\text{II})$ foi utilizado para estimar a taxa aparente de transporte de elétrons (ETR) de acordo com Bilger et al. (1995): $\text{ETR} = Y(\text{II}) \times \text{DFF} \times 0,5 \times 0,84$, onde DFF é a densidade de fluxo de fótons ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) incidente sobre a folha, 0,5 o valor correspondente a fração da energia de excitação distribuída para o fotossistema II (FSII) (LAISK e LORETO, 1996), e 0,84 o valor correspondente a fração de luz incidente que é absorvida pelas folhas (EHLERINGER, 1981).

Para determinação da capacidade de fotoproteção e a suscetibilidade a fotoinibição ao excesso de radiação, dez plantas/tratamento foram aclimatadas ao escuro por 10 horas e então expostas por 60 minutos a uma DFF com intensidade superior a $1500 \mu\text{mol fons m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$. Após esse período, os coeficientes de extinção dependente de energia (%qE), estado de transição (%qT) e fotoinibitório (%qI) do excesso de energia absorvida foram determinados usando-se a cinética de relaxamento de F_m , submetendo-se as folhas a pulsos de luz actínica saturante (0,8s de $6000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) em intervalos de 1, 5 e 20 min de aclimação ao escuro, em que foram

obtidos os valores de $F_m'1$, $F_m'5$ e $F_m'20$, respectivamente. Diante desses valores, foram calculadas as variáveis $nF1$ ($F_m - F_m'1$), $nF5$ ($F_m - F_m'5$) e $nF20$ ($F_m - F_m'20$) que, por sua vez, foram utilizadas para determinar os valores de qE , qT e qI (LICHTENTHALER et al., 2005).

4.11.3 Variáveis Bioquímicas

Após análises fisiológicas, foram coletadas amostras foliares para verificação de pigmentos fotossintéticos, acondicionadas imediatamente ao gelo, esse material foi utilizado na quantificação da clorofila.

4.11.3.1 Teores de clorofila *a*, *b* e carotenóides

Os teores de clorofila e carotenóides foram determinados segundo o método proposto por Hiscox e Israelstam (1979). Foram retirados discos foliares de área conhecida ($0,3927 \text{ cm}^2/\text{disco}$) e imediatamente imersos em 5 mL de dimetilsulfoxido (DMSO), em tubos vedados e envoltos em papel alumínio. Os tubos foram mantidos no escuro em temperatura ambiente por um período de aproximadamente 48 horas. Após a extração, a absorbância das amostras foi determinada em 250 μL do extrato a 480, 649 e 665 nm com o auxílio do espectrofotômetro de microplaca da Multiskan GO - Thermo Scientific. O cálculo dos teores de clorofila e carotenóides, expressos em $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$, foi realizado de acordo com as equações propostas por Wellburn (1994) para extratos em DMSO. Onde, $\text{Chl}_a = (12,19 \times A_{665}) - (3,45 \times A_{649})$, $\text{Chl}_b = (21,99 \times A_{649}) - (5,32 \times A_{665})$ e $C_{x+c} = (1000 \times A_{480} - 2,14 \text{ Chl}_a - 70,16 \text{ Chl}_b) / 220$.

4.11.3.2 Teor de Prolina

O teor de prolina foi determinado utilizando-se o método de Bates et al. (1973). Para a realização do teste colorimétrico, pipetaram-se alíquotas de 1,0 mL do extrato bruto; 1,0 mL de ninhidrina ácida; 1,0 mL de ácido acético glacial. Após banho-maria fervente por 60 min., resfriaram-se os frascos e 150 μL foram colocados nos microtubos e efetuou-se leitura do composto colorido a 520 nm, com o auxílio do espectrofotômetro de microplaca da Multiskan GO - Thermo Scientific. Como referência, foi utilizada uma curva padrão com L-prolina.

4.11.3.3 Peroxidação de lipídios

A peroxidação de lipídios foi avaliada estimando-se o teor de substâncias reativas ao ácido 2-tiobarbitúrico (TBA) e expresso em equivalentes de aldeído malônico, MDA (CAKMAK e HORST, 1991). A extração foi realizada pela homogeneização de amostras foliares em 4mL de ácido tricloroacético 0,1% (p/v) e o homogenato será centrifugado a 15.000 g, por 15 min, a 4°C. Os tubos foram fortemente agitados e incubados a 90°C, por 20 min. A reação foi paralisada em banho de gelo e a mistura clarificada por centrifugação a 13.000 g, por 8 min a 4°C. Em seguida, a absorvância (ABS) em 250 µL da amostra foi registrada a 532 nm em espectrofotômetro (de microplaca da Multiskan GO - Thermo Scientific) e a ABS inespecífica (a 600 nm) descontada.

4.11.3.4 Glicina betaína

A glicina betaína foi determinada segundo o método de Grieve e Grattan (1983). As amostras serão maceradas em 2 mL de água destilada sob agitação constante, à temperatura ambiente, por um período de 4 horas, seguindo de centrifugação a 3.500 g por 10 minutos, a 25 °C. O sobrenadante foi coletado e dele retirado uma alíquota de 250 µL para a quantificação de glicina betaína. Para isso, 250 µL de ácido sulfúrico concentrado foram adicionados a cada amostra, seguindo de incubação em banho de gelo por 1 hora. Após esse tempo, 200 µL de iodeto de potássio (a aproximadamente 8°C) foram adicionados e a mistura incubada por 16 horas a 0 °C. As amostras foram centrifugadas a 3.500 g, por 15 minutos a 0 °C, e o resíduo coletado. Em seguida, lavado por duas vezes em 2 mL de ácido sulfúrico 1 N (a aproximadamente 8 °C) e após centrifugação a 3.500 g, por 5 minutos a 0 °C, o precipitado foi dissolvido em 3 mL de 1,2-dicloroetano, por meio de agitação vigorosa. Após 2,5 horas de repouso, a ABS de 250 µL das amostras foi obtida a 365 nm, com o auxílio do espectrofotômetro de microplaca da Multiskan GO - Thermo Scientific, e para os cálculos sendo utilizada uma curva padrão de glicina betaína. Os resultados foram expressos em mg glicina betaína g⁻¹ MS.

4.12 Componentes produtivos

Com relação aos componentes produtivos, foram analisados os seguintes: número de panículas por touceira, massa seca de 1000 g e a massa da produtividade total. Logo após a

colheita, as sementes foram pesadas e colocadas em estufa de circulação de ar-forçado à 105°C, por 24 horas até peso constante em balança de precisão para obtenção dos resultados da massa seca dos grãos.

4.13 Análises estatísticas

Os dados das variáveis respostas serão submetidos à análise de variância pelo teste F, e comparando-se as médias por meio do teste *t* e do teste de Tukey a 5% de significância utilizando-se do programa SIGMAPLOT (2008).

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Controle de qualidade do inoculante utilizado

A contagem do número de células viáveis presentes no inoculante mostrou uma população acima de 10^8 g^{-1} e a ausência de contaminantes (Tabela 2). Trabalhos realizados na Embrapa Agrobiologia, com o intuito de selecionar o veículo de inoculação utilizando as estirpes *Herbaspirillum* spp. e *Burkholderia* spp. mostraram que, o número de células viáveis se mantém acima de 10^8 g^{-1} por até 180 dias após a produção (FERREIRA, 2004). Bashan (1998) recomenda que a população no inoculante seja superior a 10^8 células g^{-1} para se obter uma inoculação bem sucedida. E então, a contagem do número de células presentes nas sementes peletizadas mostrou uma população ao redor de 10^9 células g^{-1} na semente. É importante introduzir no solo um número suficiente de células para garantir uma população com a capacidade de competir com os microorganismos nativos e sobreviver às condições adversas no solo.

Tabela 2. Contagem realizada no inoculante produzido e nas sementes inoculadas com a estirpe *G. diazotrophicus* PAL5, utilizada no experimento. Campina Grande/PB, 2015.

Tratamentos	Meios de cultura	Log do nº células g ⁻¹		
		Inoculante	Semente inoculada	Semente não inoculada
PAL5	LGI-P*	9,65	9,30	N.D.

*Meio LGI-P (semi seletivo para *Gluconacetobacter* spp.). N.D. (Não detectada)

5.2 Estimativa do número mais provável (NMP) nas raízes e nas folhas

A análise sobre o número de bactérias diazotróficas presentes nas raízes e folhas lavadas, avaliadas durante o estágio de desenvolvimento reprodutivo, mostrou a presença de bactérias diazotróficas em todos os tratamentos inoculados, porém não tendo sido detectadas nos tratamentos controle (não inoculados) (Tabela 3). Em todos os tratamentos inoculados se verificaram concentrações de *G. diazotrophicus* PAL5 maiores que 105 UFC g⁻¹. Punschke et al. (2005), encontraram resultados similares quando quantificaram bactérias diazotróficas em duas variedades de arroz cultivadas no Uruguai, onde 69% das amostras de raízes apresentaram concentrações maiores que 105 UFC g⁻¹. Por outro lado, Sabino (2007) não encontrou diferença no número de células entre os tratamentos inoculados com *B. brasilense* e *H. seropedicae* e os não inoculados em plantas de arroz avaliadas nos estádios de florescimento e maturação de grãos.

Dentre os microorganismos com capacidade de fixar nitrogênio existem diferentes procariotos, como arqueobactérias, cianobactérias, bactérias gram-positivas e gram-negativas que apresentam grande diversidade morfológica, fisiológica, genética e filogenética (MOREIRA e SIQUEIRA, 2006). Dentro da microbiota do solo, particularmente na rizosfera, está uma grande parte das bactérias diazotróficas (WAKELIN et al., 2009). Baldani (1996) sugere que em sistemas com solo, o controle não inoculado possui populações nativas de bactérias diazotróficas que alcançam o mesmo número que as inoculadas. Estes resultados mostram que as populações submetidas às mesmas condições tendem a estabilizar-se no solo. No entanto a presença de

bactérias diazotróficas não necessariamente significa que a planta se beneficie da fixação biológica de nitrogênio (FBN) ou outros mecanismos de promoção de crescimento vegetal.

Foi observada diferença na população de bactérias entre os tecidos de arroz vermelho coletados sob as condições testadas (Tabela 3). Rouws et al. (2010) também não encontraram uma tendência definida a respeito do comportamento das estirpes *H. seropedicae* ZAE94, *S. azotifigens* e *S. trueperi* testadas durante o ciclo da cultivar de arroz BRS Talento. Experimentos de inoculação de arroz com e sem adubação nitrogenada mostraram que o número de bactérias diminuiu com a idade da planta, atingindo o equilíbrio no estágio de maturação, o que corresponde à fase final do ciclo da cultura (BALDANI, 1996; FERREIRA, 2004).

Tabela 3. Estimativa do número mais provável (Log do nº células g⁻¹) de *G. diazotrophicus* PAL5 presentes nas raízes e folhas de plantas de arroz vermelho. Coletadas nas fases de desenvolvimento vegetativo. Campina Grande/PB, 2015.

Tratamento	Meio de Cultura	Reprodutivo	
		Raízes	Folhas
Não inoculado	LGI-P**	N.D.	N.D.
PAL5	LGI-P**	5.44 ± 0.24*	5.36 ± 0.34 [†]

*Média ± desvio padrão (n=3), **Meio LGI-P (semi seletivo para *Gluconacetobacter* spp.). N.D. (Não detectada).

No estudo dos fatores de diferentes condições de restrição hídrica (100%, 70%, 50% e 30% da capacidade de campo) e as condições de inoculação (com e sem inoculação) do arroz vermelho 405 Embrapa meio norte influenciaram, significativamente, nos resultados das variáveis estudadas (crescimento, ecofisiológicas, bioquímicas e produtivas) nas avaliações sob estresse de 15 dias, analisados a 1% de probabilidade.

5.3 Análises de crescimento

5.3.1 Altura da bainha

O déficit hídrico foi imposto a partir dos 90 DAE, durante a emissão das panículas (fase reprodutiva), permanecendo até os 105 DAE. Durante esse período foi possível observar uma diferença significativa na altura da bainha entre os tratamentos de 30%, 50%, 70% e 100% de restrição hídrica no genótipo BRS 405 Embrapa Meio Norte de arroz vermelho inoculado com *G. diazotrophicus* e não inoculado (Figura 13). Verificou-se ainda que a altura da bainha das plantas de arroz vermelho foi maior no tratamento controle, 100% da CC, havendo um decréscimo a medida que se diminuía a porcentagem de água no solo.

Vale ressaltar que, a água está envolvida em vários processos na planta, dentre eles o crescimento celular, através da turgescência, e dessa forma, a diminuição da disponibilidade de água, devido ao aumento da tensão de água no solo, reduz o crescimento e desenvolvimento da planta, refletindo também no acúmulo de massa seca (MAUAD et al., 2011).

Comparando os tratamentos de deficiência hídrica, percebe-se que não houve efeito significativo entre os níveis de 100% e 70% de CC para o arroz inoculado, diferenciando de 50% e 30%, enquanto que o arroz não inoculado diferenciou em todos os tratamentos.

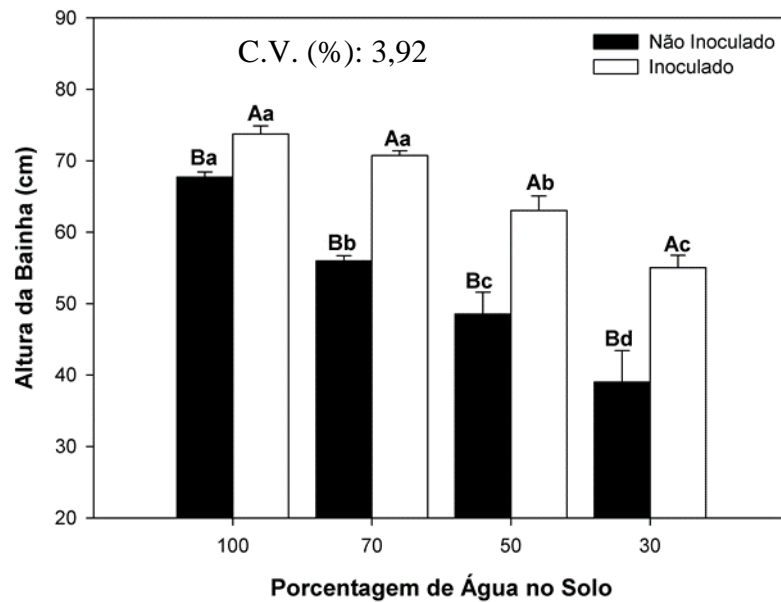


Figura 13. Altura da Bainha (cm) do arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste t ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Os resultados encontrados no presente trabalho mostraram que a inoculação foi benéfica à altura da bainha das plantas do arroz vermelho nas condições testadas. Porém Kuss et al. (2008), estudando a inoculação de bactérias diazotróficas e desenvolvimento de plântulas de arroz irrigado em solo e câmara de crescimento, utilizando a variedade IRGA-420 aos 40 DAS, combinação entre doses de nitrogênio na forma de uréia (0, 60 e 120 kg.ha⁻¹), inoculação com *Azospirillum brasilense* e o tratamento controle, não observou diferenças significativas entre os tratamentos quanto à altura de plantas, porém, a inoculação promoveu aumento na variável analisada.

As plantas submetidas ao processo de inoculação concentraram uma maior altura da bainha no genótipo de arroz inoculado com *G. diazotrophicus* comparando com as plantas não inoculadas em todos os tratamentos de restrição hídrica. Estes dados corroboram com os resultados reportados por Ramos et al. (2010), que ao avaliarem o crescimento de plantas de milho inoculadas com *Azospirillum lipoferum* (estirpe BR 11084), 30 dias após a semeadura,

observaram aumento na altura de plantas de 21,4%, quando as plantas foram inoculadas com a adição de 30 kg. ha⁻¹ de N, e aumento de 17,6%, quando houve apenas a inoculação. Resultados encontrados por Pedrinho et al. (2010), constataram que houve diferenças entre os tratamentos controle, inoculação com *A. brasilense* e *Sphingomonas* spp. quanto à altura de plantas de milho aos 70 dias após a emergência das plântulas. Esta característica é importante, pois cultivares de porte alto e colmo fraco podem acamar mais facilmente, principalmente quando recebem doses altas de nitrogênio, uma vez que este nutriente estimula o desenvolvimento foliar e o crescimento das plantas (NASCENTE et al., 2011). A busca por técnicas e/ou práticas culturais de baixo investimento e que possam aumentar a tolerância das plantas a períodos de déficit hídrico, é de fundamental importância para reduzir às perdas da lavoura arroseira e adequar à escassez de recursos hídricos (MAUAD et al., 2011).

Como observado, em todos os níveis de restrição hídrica, houve um aumento significativo na altura da bainha quando as plantas estavam inoculadas com *G. diazotrophicus*, assim atenuando o efeito do estresse sobre essa característica (Figura 13). A utilização de microrganismos incluindo micorrizas arbusculares (AM) fungos e rizobactérias promotoras do crescimento (PGPR) tem sido comprovadamente eficaz sob o estresse hídrico. Esses micróbios podem simbioticamente ou não simbioticamente promover o crescimento vegetal sob diferentes condições, incluindo estresse hídrico. A grande contribuição desses microrganismos do solo para o crescimento da planta e produção de vegetal pode ser de grande significância ambiental e economicamente.

5.3.2 Área foliar

Diferenças significativas para área foliar foram observadas nos níveis de porcentagem de água do solo, e também nos tratamentos inoculado com *G. diazotrophicus* (Figura 14). Dessa forma, verificou-se redução da área foliar das plantas de arroz vermelho inoculado no decorrer do aumento da restrição hídrica, sendo mais acentuada com 30% CC, acontecendo o mesmo com as plantas não inoculadas, observou-se uma diminuição da área foliar nas duas condições de plantas inoculadas e não inoculadas.

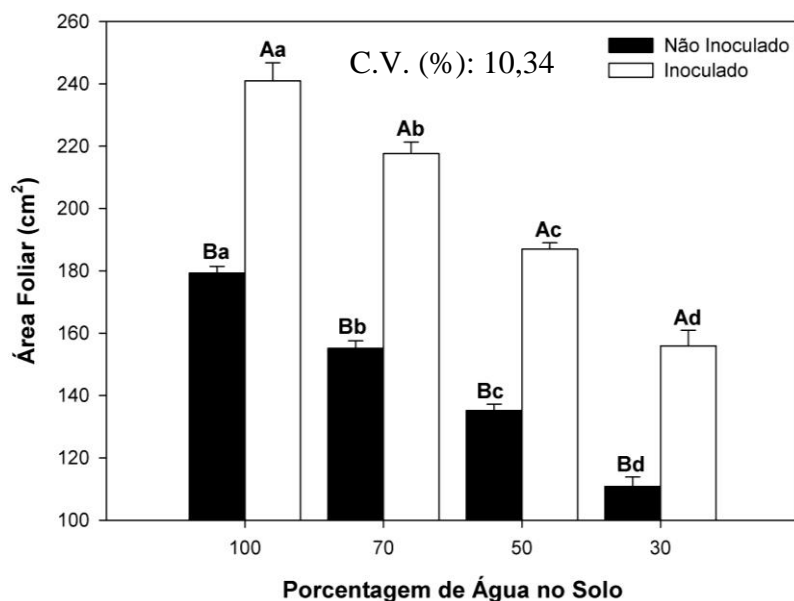


Figura 14. Área foliar do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste t ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Percebe-se, entretanto, um maior crescimento de plantas inoculadas com *G. diazotrophicus* em relação às plantas não inoculadas indicando que a bactéria possui efeito benéfico para as plantas de arroz vermelho sob deficiência hídrica, demonstrando que as plantas submetidas a menores quantidades de água tiveram dificuldades tanto no crescimento radicular, como em todo desenvolvimento da mesma. Bosco et al. (2009), afirma que o crescimento e o desenvolvimento das folhas de arroz são influenciadas pela presença/ausência de água no solo, entre outros fatores. Deixando claro que a água é um fator limitante na produção do arroz.

A inoculação de sementes de várias espécies vegetais, como tomate, pimentão, canola, feijão e alface, com PGPR pode resultar em aumento de raiz e parte aérea, massa seca, frutos e produção de sementes e no aumento da tolerância das plantas ao estresse hídrico (GLICK et al., 1997; MAYAK et al., 2004; YILDIRIM e TAYLOR, 2005; BARASSI et al., 2006; EGAMBERDIEVA et al., 2013). De acordo com Creus et al. (2004), as PGPR podem alterar as relações planta-água e revelar um reforçado ajuste osmótico.

Outro fator importante encontrado, é que no genoma de *G. diazotrophicus* estão presentes genes responsáveis pela síntese de giberelinas. Onde, giberelinas são responsáveis por papéis ativos na germinação de sementes, emergência de plântulas, crescimento de caule e folha, indução floral e crescimento de flores e frutos. Da mesma forma, a produção de giberelina por PGPR promove o crescimento e rendimento de muitas plantas cultivadas.

5.3.3 Massa seca das raízes, da parte aérea e relação raiz/parte aérea

Segundo Guimarães et al. (2011) estudando sistema radicular do arroz de terras altas sob deficiência hídrica, verificaram que o arroz reage à deficiência hídrica com reduções na altura das plantas, área foliar e produção de biomassa, aborto de perfilhos, mudanças na massa seca das raízes e na profundidade de enraizamento e atraso no desenvolvimento reprodutivo. Na tolerância a seca, as respostas das plantas podem variar dependendo da severidade e da duração de imposição do estresse, do estágio fenológico e do material genético (SHAO et al., 2008). A seca é um dos principais estresses ambientais que limitam o crescimento das plantas e a produção agrícola (SALEEM et al., 2007).

O efeito da inoculação com a bactéria *G. diazotrophicus* e dos diferentes níveis de restrição hídrica sobre a massa seca da parte aérea (folhas + colmos) (MSPA), massa seca das raízes (MSR) e relação raiz/parte aérea (RPA) das plantas de arroz vermelho foi significativo, expressando melhores resultados para as plantas inoculadas, principalmente para o tratamento controle, 100% CC (Figura 15).

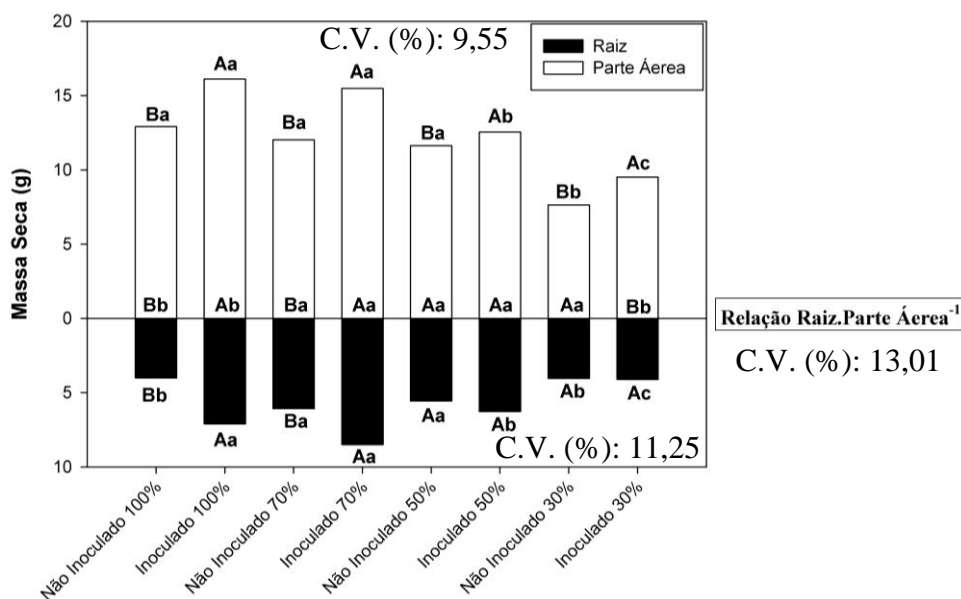


Figura 15. Massa seca da parte aérea, massa seca de raiz e relação raiz/parte aérea do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste t ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Para (MSPA), foi observada diferença significativa em 100% e 50%, 70% e 30% em relação ao estresse hídrico, enquanto que para o fator inoculado com *G. diazotrophicus* 100% e 70% se diferiram dos demais inoculados, e 100%, 70%, 50% foi superior a 30% para as plantas não inoculadas. Dentro dos tratamentos estudados para a variável MSR, 100% e 70% obtiveram as melhores médias e não diferenciaram entre si a respeito da inoculação, mas sobre o déficit hídrico o de 70 % obteve um melhor comportamento. Enquanto que 50% e 30% obtiveram o mesmo desempenho dos outros níveis de estresse, sendo que com resultados menores, e não tendo diferença entre inoculado com *G. diazotrophicus* e não inoculado. Na variável RR/PA os tratamentos que alcançaram as melhores médias foram os inoculados com 100%, 70% e 50% comparando com o não inoculado, sendo que o de 50% não teve diferença nas inoculações. E no de 30% o não inoculado respondeu melhor que o inoculado. Já comparando a restrição hídrica, 70% e 50% se destacaram melhor, comparando com os demais que obtiveram menores

resultados. A partição de assimilados entre raiz e parte aérea, contudo, não é afetada pela deficiência hídrica, quando o estresse é imposto gradualmente (GUIMARÃES et al., 2011).

Estudos realizados por Guimarães et al., (2010), avaliando bactérias diazotróficas e adubação nitrogenada em cultivares de arroz, observaram que plantas de arroz inoculadas e sem a suplementação com N-mineral não apresentaram diferenças, com relação ao controle, porém, os tratamentos que receberam adubação nitrogenada na forma de sulfato de amônio obtiveram maiores acúmulos de massa seca. Araújo et al. (2013) estudando a qualidade de sementes de milho em resposta a adubação nitrogenada e à inoculação com bactérias diazotróficas verificaram que a presença de bactérias fixadoras de nitrogênio e/ou do adubo nitrogenado favoreceu a produção de massa seca total, assim como a ausência do nitrogênio diminuiu o rendimento de massa seca, sendo semelhante ao experimento realizado por Conceição et al. (2008), que analisando o recobrimento de sementes de milho com ácidos húmicos e bactérias diazotróficas endofíticas, observaram que a inoculação com bactérias diazotróficas embora não tenha afetado a germinação das sementes, aumentou o desenvolvimento da parte aérea das plantas, provavelmente devido à ação das bactérias sobre o alongamento celular, pela turgescência celular. Karthikeyan et al. (2007), também observaram que a inoculação da semente de *Catharanthus roseus* (L.) com bactérias diazotróficas (*Azospirillum* e *Azotobacter*), aumentou o comprimento de raiz, da parte aérea, assim como o vigor e o acúmulo de massa seca das plântulas de milho. Enquanto que pesquisas realizadas por Guimarães et al. (2011), analisando o sistema radicular do arroz de terras altas sob deficiência hídrica, verificaram que o mecanismo de aumento do sistema radicular em duas cultivares de arroz (Agulhinha Tardio (CA800143) e Vermelho (CA800150), foi acionado pelo efeito da deficiência hídrica, certamente pelo ajuste osmótico na zona de crescimento das raízes, que induz aumento do potencial de pressão, favorecendo o alongamento e a divisão celular e, por conseguinte, o crescimento radicular.

A associação de *G. diazotrophicus* com plantas de arroz é conhecida e estudos já demonstraram a capacidade de colonização de plântulas de arroz por essa bactéria (MUTHUKUMARASAMY et al., 2005; ROUWS et al., 2010; MENESES et al., 2011). Existem evidências crescentes de que as BPCV afetam as concentrações hormonais nas raízes, e também podem alterar a sinalização de longa distância entre a raiz e a parte aérea (BELIMOV et al., 2009). Entretanto, o arroz reage à deficiência hídrica com reduções na altura das plantas, área foliar e produção de biomassa, aborto de perfilhos, mudanças na massa seca das raízes e na profundidade de enraizamento e atraso no desenvolvimento reprodutivo (GUIMARÃES et al., 2011).

O aumento da massa radicular nas plantas inoculadas com *G. diazotrophicus* e sob déficit hídrico pode ter sido influenciado pela produção de fitohormônios vegetal por parte da bactéria, uma vez que esta apresenta duas rotas para síntese de AIA e produz esse hormônio de forma significativa o que aumenta o sistema radicular proporcionando melhor absorção de nutrientes pela planta.

As auxinas derivam a partir do metabolismo do triptofano, e os seus efeitos dependem da concentração, o órgão afetado, e do estado fisiológico das plantas. Auxinas podem ser sintetizadas pela planta e por microrganismos, onde apenas diferem na via de biossíntese, dependendo da planta e/ou do microrganismo. Mais de 80% das bactérias do solo presentes na rizosfera são capazes de produzir auxinas; assim, o potencial destes microrganismos para afetar os níveis endógenos deste regulador e, conseqüentemente, os seus efeitos sobre o crescimento das plantas são notáveis. Auxinas afetam principalmente as raízes das plantas (SALISBURY, 1994). Auxinas liberadas por rizobactérias afetam principalmente o sistema radicular, aumentando seu tamanho e massa, número de ramificação, e a área de superfície em contacto com o solo. Todas estas mudanças levam a um aumento da sua capacidade para sondar o solo para a troca de nutrientes, assim melhorando a nutrição das plantas e capacidade de crescimento (GUTIÉRREZ MAÑERO et al., 1996). Outro resultado importante da inoculação com as bactérias produtoras de auxina é a formação de raízes adventícias, que derivam da haste.

5.4 Análises ecofisiológicas

5.4.1 Trocas gasosas

As plantas são frequentemente sujeitas a diferentes estresses abióticos que são determinados pela distribuição geográfica e que afetam adversamente o crescimento, desenvolvimento e a produtividade agrônômica. A seca é uma das principais restrições sobre a produtividade da planta em todo o mundo e espera-se o aumento desta condição adversa mediante o atual cenário mundial e com as conseqüentes mudanças climáticas. A relação planta/bactéria é amplamente distribuída na natureza e vários estudos ecofisiológicos têm demonstrado que as bactérias endofíticas são um componente-chave para ajudar as plantas a lidar com o estresse hídrico e no aumento da tolerância à seca, como demonstrado em um amplo número de plantas hospedeiras.

5.4.1.1 Condutância estomática (gs)

Analisando a Figura 16, com relação à condutância estomática (gs) em plantas de arroz vermelho sob estresse hídrico e condições de inoculação, observam-se diferenças entre os níveis de 70%, 50% e 30% de porcentagem de água no solo. Porém, o mesmo não foi observado nas plantas controle (100%). Sob efeito de hidratação, verificou-se que houve um aumento em gs em relação ao período de estresse, mas não havendo diferença significativa entre os níveis de CC.

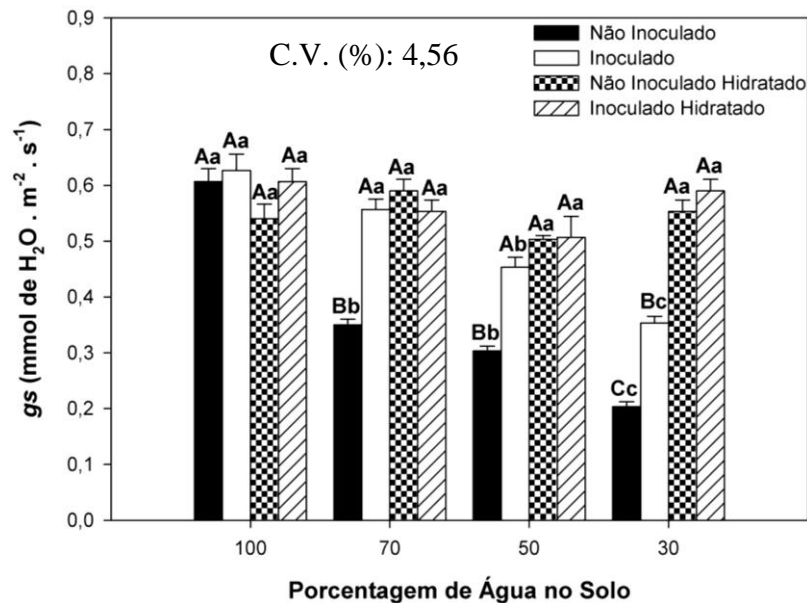


Figura 16. Condutância Estomática (gs) ($\text{mmol de H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$) do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Em relação às plantas não inoculadas, submetidas as condições de restrição hídrica, não observou-se diferença significativa nos níveis de 70% e 50%, com maiores respostas de gs em

100% e menores em 30% da CC, que talvez tenha causado diminuição do influxo de CO₂ às folhas e a conseqüente paralisação do crescimento. Já para as plantas inoculadas, submetidas às condições de restrição hídrica, nos níveis de 50% e 30% houve diferença estatística e o mesmo não foi observado em 100% e 70% de CC, os quais não diferiram. Estresse hídrico moderado tende a reduzir primeiramente a condutância estomática (gs) antes de reduzir a taxa fotossintética, assim, é possível que a planta assimile mais moléculas de CO₂ para cada unidade de água transpirada, sendo mais eficiente na utilização da água disponível. As plantas sob hidratação não diferiram estatisticamente, porém obtiveram maiores níveis de gs com relação as plantas submetidas as condições de restrição hídrica. Subtende-se que sob efeito da deficiência hídrica, a bactéria influenciou positivamente a abertura e o fechamento estomático. Estudos realizados por Rodrigues et al. (2012), avaliando trocas gasosas em milho inoculado com *Azospirillum brasilense* e submetido ao déficit hídrico, verificaram que a falta de água nas folhas provoca perda de turgidez das células guardas de maneira que não é possível ocorrer a abertura estomática em níveis próximos aos das plantas sem déficit. A taxa de assimilação fotossintética pode ser limitada pela baixa condutância estomática, restringindo a assimilação de CO₂, podendo essa limitação estomática representar até 20% em plantas C3 (LAWSON et al., 2012). Na maioria dos casos, o estresse é medido em relação à sobrevivência da planta, produtividade agrícola, crescimento (acumulação de biomassa), ou pelo processo primário de assimilação (absorção de CO₂ e de minerais), que estão relacionados ao crescimento em geral (TAIZ e ZEIGER, 2009).

Os efeitos fisiológicos das bactérias endofíticas incluem modificações em relações hídricas acima do solo, no estado fisiológico em termos de potencial de água na folha, em relação no teor de água, a condutância estomática, a assimilação de CO₂ e eficiência do fotossistema II, em comparação com as plantas não inoculadas (AUGÉ, 2001; BARZANA et al., 2012). Muitos estudos têm mostrado uma melhoria das taxas de trocas gasosas (condutância estomática, transpiração e taxa de fotossíntese) nas plantas inoculadas com bactérias endofíticas quando comparadas a plantas não inoculadas em condições limitadas de água, independentemente do efeitos de crescimento mediados pela nutrição (AUGÉ, 2001; RUIZ-LOZANO, 2003; SANCHEZ-BLANCO et al., 2004; KHALVATI et al., 2005; LEE et al., 2012).

O ABA é um sinal de estresse, que se move no xilema das raízes para as partes aéreas da planta, onde regula a abertura estomática e a atividade dos meristemas. Bactérias endofíticas, interrompem o fluxo de ABA do córtex radicular através de barreiras apoplásticas, redistribuindo o ABA no caule pela ação de B-glucosidases, onde, desempenham um papel importante na

regulação da intensidade do sinal. O significado de éster glicose ABA como sinal de longa distância para resistência ao estresse é bastante discutida neste tema. Recentemente, demonstrou-se que a promoção do crescimento de rizobactérias tem um impacto sobre os fluxos de ABA nas plantas. Arkhipova et al. (2005) detectou um aumento substancial das quantidades de ABA na parte aérea da alface que foram tratados com a bactéria *Bacillus subtilis* produtoras de citocinina. Os autores concluíram que concentrações localmente elevadas citocinina induziram a biossíntese de ABA nas raízes. O ABA recém-formado, então, pode ser carregado rapidamente para os vasos do xilema sem uma deposição significativa nos tecidos da raiz.

5.4.1.2 Transpiração (E)

Em relação a transpiração (E), pode-se constatar que, as plantas de arroz vermelho inoculadas com *G. diazotrophicus* e submetidas a restrição hídrica, obtiveram aumentos significativos entre os tratamentos, e os melhores resultados foram encontrados em 70% CC em plantas inoculadas e para as plantas não inoculadas foram a 100% CC (Figura 17).

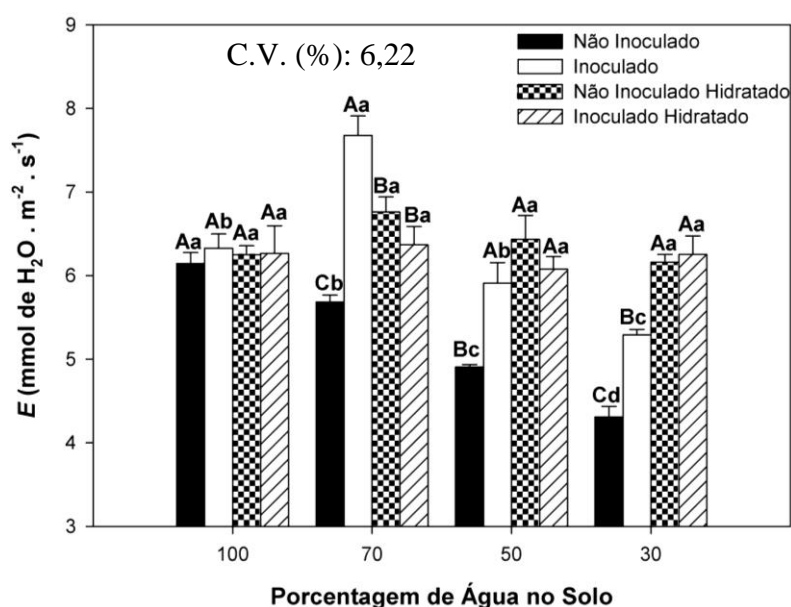


Figura 17. Transpiração (E) ($\text{mmol de H}_2\text{O m}^{-2} \text{s}^{-1}$) do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Após as plantas passarem pela hidratação aumentaram a quantidade de E , de modo que a 100% de CC que permaneceu o mesmo, mas se estabilizaram entre os outros níveis de restrição hídrica. Enquanto, ao analisar as porcentagens de água no solo dentro de cada nível, constataram-se diferença significativa em todos os níveis, acumulando-se menores quantidades de E em 30% CC. De acordo com Jaleel et al. (2009) o estresse hídrico inibe o crescimento celular reduzindo o crescimento das plantas, afetando vários processos fisiológicos, como fotossíntese e respiração, bem como a produção. O fechamento dos estômatos é a primeira linha de defesa da planta para enfrentar a deficiência hídrica do solo, pois este mecanismo restringe a perda de água por meio da transpiração, mas ao mesmo tempo em que esse processo ocorre, também há queda na assimilação de CO_2 , por meio do processo fotossintético (MAGALHÃES FILHO et al., 2008). Segundo Taiz e Zeiger (2009), caso também haja uma redução na área foliar, isso se deve ao fato de que, com uma área foliar menor, a transpiração é reduzida, conservando um suprimento de água limitado no solo por um período mais longo. O fechamento parcial dos estômatos é uma conhecida estratégia de tolerância das plantas à deficiência hídrica, porque diminui a taxa de transpiração, mantém o conteúdo hídrico foliar, reduz o risco de desidratação e eventual morte por dessecação (REIS e REIS, 1997; PEAK et al., 2004; SANT'ANNA, 2009).

Em condições de restrição hídrica o fechamento dos estômatos efetuado por ABA para minimizar a perda de água através da transpiração é um dos mecanismos comuns sob tal condição (SCHROEDER et al., 2001; LEUNG e GIRAUDAT, 1998). Em bactérias, um mecanismo comumente utilizado é o *quorum-sensing*, de detecção de sinais e controle da densidade populacional bacteriana. Em bactérias gram-negativas, é agora evidente que alguns compostos utilizados no *quorum-sensing*, as AHLs (Acil homoserinas lactonas), são utilizadas para a regulação diversos comportamentos em bactérias que habitam rizosfera e que plantas podem produzir seus próprios metabolitos, que podem interferir com a sinalização do *quorum-sensing*. As AHLs são compostas de um resíduo homoserina lactona ligada a uma cadeia lateral acil. Aplicação de uma homoserina lactona, um produto da decomposição da AHL por meio de bactérias do solo, raízes de feijão levam a um aumento da condutância estomática e transpiração na parte aérea. Esta por sua vez é benéfica tanto para a planta quanto para as bactérias através de um aumento absorção de nutrientes minerais (JOSEPH e PHILLIPS, 2003).

5.4.1.3 Concentração de carbono interno (Ci)

Com relação à concentração de carbono interno (Ci), houve efeito significativo nos níveis de porcentagem de água no solo com maior acúmulo de carbono interno observado nas plantas de arroz vermelho inoculado e não inoculado com maior nível de déficit hídrico (30%) (Figura 18). Enquanto que as plantas após passarem pelo processo de reidratação houve uma diminuição de Ci comparando-se com as estressadas, se estabilizando em todos os níveis de condições hídricas, e não se diferenciando estatisticamente.

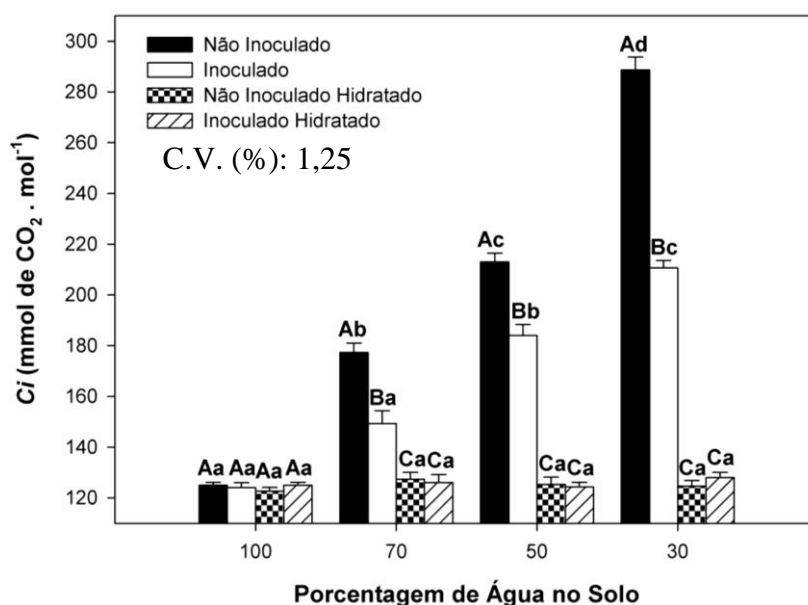


Figura 18. Concentração de Carbono interno (Ci) ($\text{mmol de CO}_2 \cdot \text{mol}^{-1}$) do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Ao se analisar as porcentagens de água no solo dentro de cada nível, constatou-se que no tratamento controle (100%), ou seja, sem restrição hídrica não houve acúmulo de Ci, mas no decorrer da diminuição da quantidade de água no solo houve um aumento de Ci, principalmente

nas plantas não inoculadas, com maior quantidade em 30% CC, diferenciando estatisticamente dos demais tratamentos. Isso pode ter ocorrido pelo fato de que baixos valores de C_i também estimulam a abertura estomática para permitir a entrada de CO_2 , resultando em maior equilíbrio entre entrada e saída desse gás (MACHADO et al., 2009).

A colonização endofítica permite que as plantas hospedeiras absorvam maior quantidade de água através de sua rede ampliada de raízes, e, portanto, a condição hídrica permanece restabelecida (KHALVATI et al., 2005; BOLANDNAZAR et al., 2007; PORCEL et al., 2012) e a concentração de dióxido de carbono intercelular é mantida regularmente na planta.

5.4.1.4 Fotossíntese líquida (A)

Os resultados demonstraram que, na fotossíntese líquida (A), houve diferenças significativas nas plantas de arroz vermelho, tanto entre os níveis de condições hídricas, como de inoculação, e também após sofrerem o processo de hidratação (Figura 19). Ao observar cada nível de porcentagem de água no solo individualmente, nota-se que para 100% de restrição hídrica não foi observado diferença significativa em nenhum dos tratamentos, mas ao compará-lo com os demais níveis, percebe-se que houve diferença entre 70%, 50% e 30% para as plantas inoculadas com *G. diazotrophicus* e também as plantas não inoculadas com menores teores de A, principalmente a 30% CC, e após o processo de hidratação, essa diferença foi vista também entre os demais níveis.

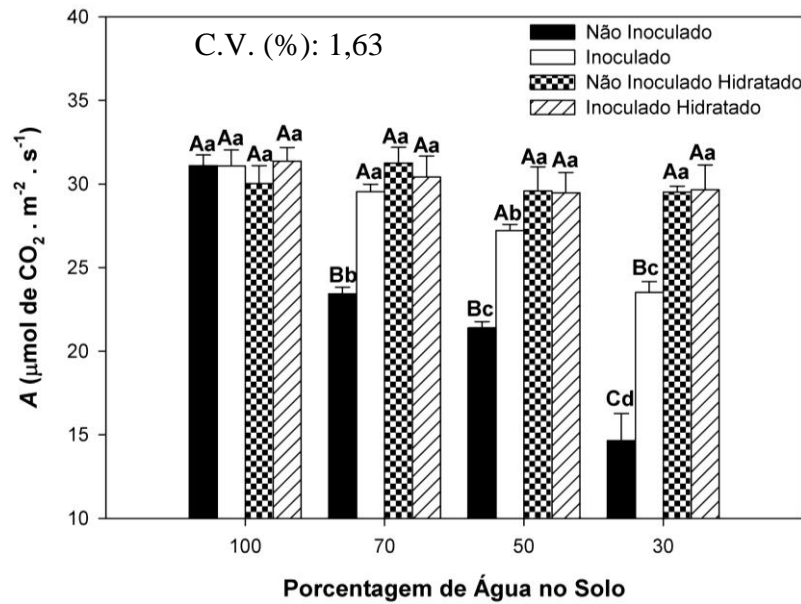


Figura 19. Fotossíntese líquida (A) ($\mu\text{mol de CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$) do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

A conservação da turgescência admite que a fotossíntese e outras atividades fisiológicas fiquem conservadas, ainda que baixas, sob condições de baixo potencial hídrico no solo (VIEIRA JÚNIOR et al., 2007). Em condições de seca, acredita-se que a principal causa de menores taxas de fotossíntese seja a limitada difusão de CO_2 (GRASSI e MAGNANI, 2005; KEENAN et al., 2010), desidratação do protoplasto, causando danos à estrutura do cloroplasto (ENNAHLI e EARL, 2005), como de forma indireta, causada pelo o fechamento dos estômatos, podendo reduzir os valores de C_i , limitando também a eficiência da carboxilação da Rubisco (CARMO-SILVA et al., 2012). Sabe-se que estresse ambiental pode diminuir a taxa de fotossíntese não só por causa dos efeitos prejudiciais sobre a bioquímica celular, mas também por causa de mudanças na difusão de CO_2 da atmosfera para o local de carboxilação (FLEXAS et al., 2008; WARREN, 2008). A redução da capacidade fotossintética da folha não é só devido ao fechamento dos estômatos, mas também a uma redução da condutância do mesófilo para CO_2 , e tem-se sugerido que algumas aquaporinas estão envolvidos em sua regulação (HANBA et al.,

2004; FLEXAS et al., 2006; FLEXAS et al., 2008), especialmente sob estresse hídrico (MIYAZAWA et al., 2008).

Durante o estresse hídrico, o metabolismo fotossintético é mais sensível às mudanças no conteúdo de água celular em alguns tipos de plantas que em outras, embora as causas dessas diferenças ainda não sejam bem entendidas. Segundo Kaiser (1987), sob deficiência hídrica, parte da inibição da fotossíntese pode ser atribuída a fatores não estomáticos em nível dos cloroplastos, como problemas no transporte de elétrons e na fotofosforilação. Isso está embasado no fato de haver reduções nas taxas fotossintéticas de plantas sob deficiência hídrica, apesar das concentrações internas de CO₂ não terem sido afetadas. Segundo Lawlor (2002), o aumento na Ci, quando associado a baixos potenciais hídricos, causa progressiva redução na taxa fotossintética, até que esta se torne nula. Este mesmo autor afirma que reduções na fotossíntese de plantas submetidas à deficiência hídrica podem estar relacionadas à limitação da regeneração da RUBISCO e esta limitação, provavelmente, está ligada à redução na síntese de ATP, devido à progressiva inativação de fatores de acoplamento, resultante do aumento da contração iônica (Mg⁺²), e não à redução da capacidade do transporte de elétrons ou de prótons.

Atualmente, existem duas linhas de argumentos sobre as causas da diminuição da atividade fotossintética sob restrições hídricas. Ghannoum et al. (2003) afirmam que a limitação da atividade fotossintética é mais um efeito metabólico, e que a Ci se mantém alta, podendo até aumentar com a seca. Calbo e Moraes (1997) trabalharam com plantas de buriti e não observaram relação direta entre a Ci e a condutância estomática. Lauer e Boyer (1992) mediram a Ci em plantas sob restrições hídricas e não detectaram redução desta, sob condições de seca, o que mostra que a limitação da fotossíntese pode não ser associada, necessariamente, à condutância estomática. Segundo Ni e Pallardy (1992), alto valor de Ci associado à baixa condutância estomática indicaria um decréscimo na eficiência de carboxilação.

Por outro lado, Cornic (2000), Chaves et al. (2002) e Lawlor e Cornic (2002) preferem amenizar o impacto do efeito metabólico sobre a atividade fotossintética em plantas sob deficiência hídrica, que ocorreria só com o estresse severo. Assim, esses autores afirmam que a limitação da fotossíntese é, principalmente, devido à menor difusão de CO₂ (menor Ci e disponibilidade de CO₂ para a RUBISCO), causada pelo fechamento estomático. Neste trabalho, os resultados podem acatar essas duas linhas de argumentos, tendo em vista que, sob deficiência hídrica, as reduções das taxas de fotossíntese líquida ocorreram concomitantemente ao aumento da Ci e à diminuição da condutância estomática.

5.4.1.5 Eficiência instantânea do uso da água (EUA)

A Eficiência Instantânea do Uso da Água (EUA) nas plantas de arroz vermelho 405 Embrapa Meio Norte inoculadas com *G. diazotrophicus* e também as plantas não inoculadas, tendeu a diminuir à medida que se aumentava os níveis de porcentagem de água no solo (Figura 20). Sob irrigação plena à 100% CC, não se observou diferença significativa entre os tratamentos. Com relação aos outros níveis de restrição hídrica (70%, 50% e 30%), obtiveram uma diminuição significativa da EUA em relação ao controle, principalmente as plantas inoculadas e não inoculadas, sendo que, para as plantas não inoculadas o acúmulo foi bem menor, principalmente há 30% CC, e 70% CC para as inoculadas.

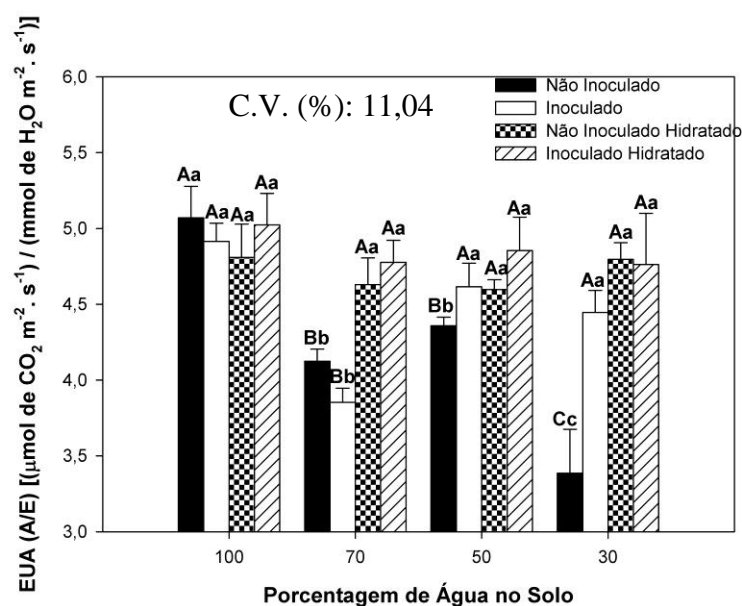


Figura 20. Eficiência Instantânea do Uso da Água (EUA) (A/E) [(μmol de CO₂.m⁻² s⁻¹) (mmol de H₂O.m⁻² s⁻¹)] no genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey (p≤0,05) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F (p≤0,05) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Após uma hora da irrigação normal, notou-se um aumento significativo de EUA em todos os tratamentos, havendo um comportamento igual dentro de todos os níveis de porcentagem de água do solo. Este resultado permite induzir que as plantas inoculadas possuem um controle estomático mais eficiente, o que pode promover uma maior adaptabilidade às condições de déficit hídrico. Maiores valores de EUA foram encontrados em boas condições hídricas para *J. curcas*, é um indício de que as plantas quando submetidas ao estresse hídrico diminuem sua eficiência em decorrência de menor crescimento (STEDUTO et al, 2007). Alguns autores sugerem que o declínio no EUA, decorre da diminuição na condutância estomática, a qual afeta com maior intensidade a taxa fotossintética do que a taxa transpiratória da folha (MACHADO et al., 1999; TAIZ e ZEIGER, 2009). A eficiência do uso da água permite avaliar os efeitos do manejo da água, do solo e da planta sobre o consumo de água e produção da planta (MEDEIROS et al., 2003). Segundo Costa et al. (2005), a eficiência do uso da água (EUA) pode variar conforme a textura do solo, uma vez que, esses autores avaliaram a EUA na cultura do arroz e observaram que textura argilo-siltosa produziu 0,5 Kg de arroz em casca para cada 1,0 m³ de água aplicada. De acordo Taiz e Zeiger (2009) à medida que o estresse torna-se rigoroso, no entanto, a desidratação de células do mesófilo inibe a fotossíntese, o metabolismo do mesófilo é prejudicado e a eficiência do uso da água geralmente decresce. E segundo Silva (2012), a eficiência no uso da água é a capacidade que a planta tem de limitar a perda de água, e ao mesmo tempo, permitir a absorção de dióxido de carbono a partir da relação fotossíntese e transpiração. No entanto, as plantas tipo C3, como a berinjela, são limitadas a assimilar CO₂ em diferentes situações hídricas.

A queda nas taxas de gs afetam diretamente as taxas de E e A, e até mesmo de Ci, porém influencia EUA de maneira indireta, pois essa variável relaciona quanto de água é transpirada para que a planta consiga integrar uma molécula de CO₂ em algum composto orgânico (RODRIGUES et al., 2012). A existência de redução da eficiência instantânea de transpiração evidencia uma correlação intrínseca entre A e E nas cultivares avaliadas. Nesse experimento, tal correlação foi diretamente proporcional, já que o declínio de A/E foi ocasionado por reduções nas taxas fotossintéticas e transpiratória e não por alterações em um dos parâmetros isoladamente.

5.4.1.6 Eficiência intrínseca do uso da água (EiUA)

Ao analisar a eficiência intrínseca do uso da água (EiUA)(A/g_s) nas plantas de arroz vermelho inoculadas com *G. diazotrophicus* e não inoculadas sob diferentes níveis de

porcentagem de água no solo, observou-se variação entre os tratamentos, havendo uma maior relação dessa eficiência nas plantas não inoculadas, em relação as inoculadas, a medida que se diminuía a quantidade de água no solo (Figura 21), notando-se também que após a hidratação, teve um decréscimo significativo do conteúdo da EiUA nas plantas inoculadas e não inoculadas em todos os níveis de restrição hídrica, diferindo-se significativamente em todos os níveis.

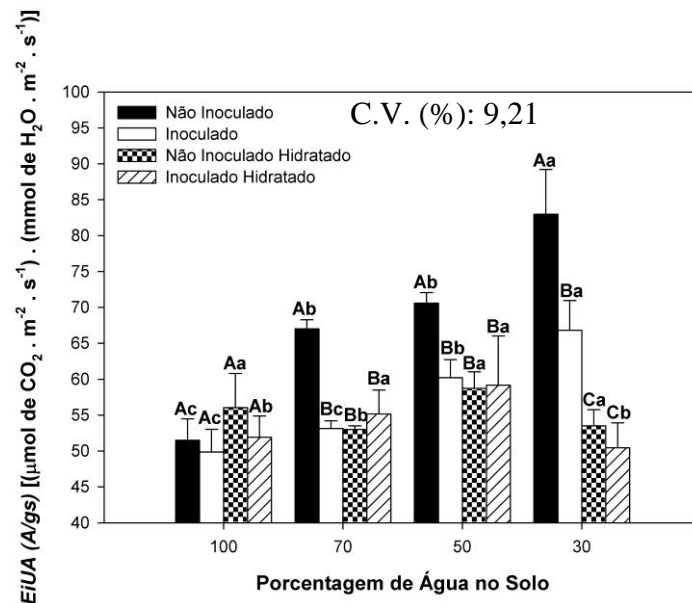


Figura 21. Eficiência Intrínseca do Uso da Água (EiUA) (A/g) [$(\mu\text{mol de CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}) \cdot (\text{mmol de H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1})^{-1}$] no genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Ao analisar os níveis separadamente, verificou-se que o tratamento controle, de 100% CC, teve um comportamento diferenciado das outras variáveis, acumulando-se uma menor quantidade de EiUA nas plantas não inoculadas, enquanto que, o nível de 30% CC foi o que

obteve uma maior acumulo, e 70% e 50% não diferia estatisticamente, já em relação as plantas inoculadas, a quantidade de EiUA é bem menor comparando com as plantas não inoculadas, diferindo em todas as restrições hídricas, e após a hidratação, só diferiram as plantas de 30% CC, tendo um decréscimo de EiUA, enquanto que nos outros níveis não apresentou diferenças principalmente nas plantas inoculadas. As plantas submetidas a um estresse hídrico podem escapar da redução no potencial hídrico e manter o turgor pela redução na elasticidade de suas paredes celulares (SAITO e TERASHIMA, 2004). Pois a variável de eficiência intrínseca do uso da água (A/g_s) quando analisado durante e após períodos de estresse hídrico informa sobre os critérios para a utilização do déficit de irrigação regulado (DIR) (ROMERO e BOTÍA, 2006).

Segundo Chaves et al. (2003), muitas plantas tendem a apresentar aumentos na eficiência do uso da água quando o estresse hídrico é moderado. Esse aumento é resultado da relação não-linear entre a assimilação do carbono e a condutância estomática, isto é, perda de água acontecendo antes e mais intensamente do que a inibição da fotossíntese.

5.4.1.7 Eficiência instantânea de carboxilação (EiC)

A Eficiência Instantânea de carboxilação (EiC) (A/C_i) diminuiu à medida que, o déficit hídrico aumentou nas plantas de arroz vermelho inoculadas com *G. diazotrophicus* e não inoculadas (Figura 22). Após a hidratação, os níveis de porcentagem de água do solo de 70%, 50% e 30% obtiveram um grande acumulo de EiC, não se diferenciando estatisticamente de 100%, que continuou a mesma quantidade. Analisando as porcentagens de água no solo para o arroz vermelho inoculado e não inoculado, todos os níveis apresentaram quantidades inferiores às plantas controle (100%), sem restrição hídrica, havendo assim diferenças significativas entre eles, para as plantas inoculadas o que respondeu melhor foi a 70%, e o menor à 30%, acontecendo o mesmo para os não inoculados, sendo que com menores quantidades. Depois da hidratação, houve um aumento de EIC em todos os níveis de restrição hídrica, menos no de 100% CC, que ficou a mesma quantidade, mas se igualando em todos os níveis.

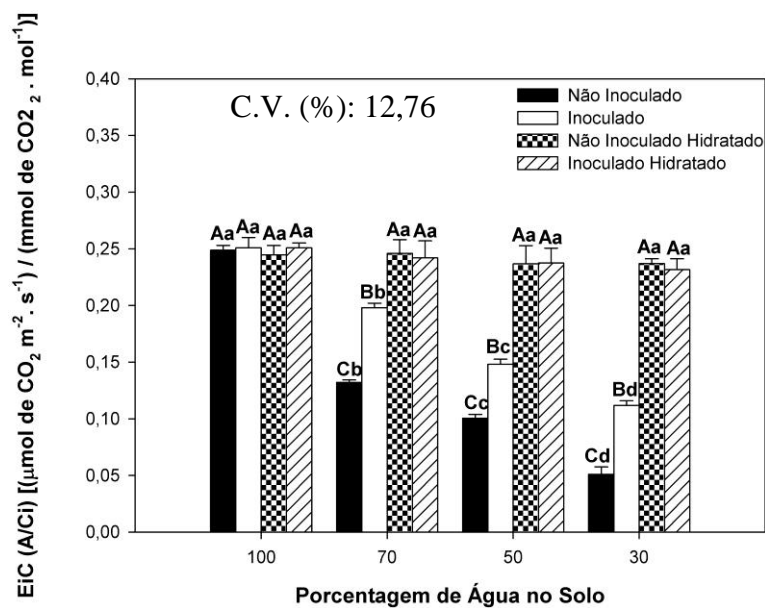


Figura 22. Eficiência Instantânea de carboxilação (EiC) (A/Ci) [$\mu\text{mol de CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1} \cdot (\text{mmol de CO}_2 \cdot \text{mol}^{-1})^{-1}$] no genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Estudos envolvendo relações hídricas e trocas gasosas em plantas submetidas à deficiência hídrica regulada são muito úteis para, por um lado, otimizar o uso de água pelas plantas e, por outro lado, gerar informações sobre as respostas das plantas ao déficit hídrico (CATTIVELLI et al., 2008). O controle estomático da transpiração é um mecanismo utilizado por muitas espécies para restringir a perda de água e superar os períodos de seca (NAVES-BARBIERO et al., 2000; SILVA et al., 2004). Machado et al. (1999) sugerem que o aumento de C_i , pode estar relacionado à queda na atividade de enzimas envolvidas no processo de fixação de CO_2 . Alguns pesquisadores têm verificado que com o aumento do estresse hídrico, fatores não estomáticos como redução da atividade e concentração da enzima Ribulose 1-5 bifosfato carboxilase oxigenase (RUBISCO), fotoinibição, taxa de transferência de elétrons e redução da eficiência fotoquímica de FSII, podem prejudicar a fotossíntese (FLEXAS e MEDRANO, 2002; LAWLOR, 2002; LAWLOR e CORNIC, 2002; GRASSI e MAGNANI, 2005). A EIC possui

estreita relação com a concentração intracelular de CO_2 e com a taxa de assimilação de dióxido de carbono (MACHADO et al., 2005). Silva (2012) estudando o comportamento fisiológico da berinjela cultivada em ambiente protegido sob taxas de reposição hídrica, constataram que valores elevados de concentração interna de CO_2 associado a aumento na condutância estomática indicam um acréscimo na eficiência instantânea de carboxilação, ocorrido em função da disponibilidade de ATP e NADPH e do substrato para a Rubisco.

Como visto, nas plantas expostas a restrição hídrica independentemente da inoculação, ambos os tratamentos tiveram um aumento em C_i e uma diminuição em A/C_i . Isto indica que houve uma limitação estomática e do mesófilo da fotossíntese (RIEKERT VAN HEERDEN e KRÜGER, 2002). A diminuição em A/C_i indica a ocorrência de distúrbios metabólicos (FARQUHAR e SHARKEY, 1982) e o aumento de C_i é uma evidência de que houve uma limitação não estomática no processo fotossintético.

5.4.2 Fluorescência da clorofila *a*

5.4.2.1 Fluorescência inicial (F_0)

Analisando a Figura 23, com relação à fluorescência inicial (F_0) em plantas de arroz vermelho sob estresse hídrico e condições de inoculação, observou diferenças significativas entre os níveis de 70%, 50% e 30% de porcentagem de água no solo. Porém, o mesmo não foi observado nas plantas controle (100%), que não diferia dentro dos tratamentos. Sob efeito de hidratação, verificou-se que houve um aumento na concentração de F_0 em relação ao período de estresse, mas não havendo diferença significativa entre os níveis de CC.

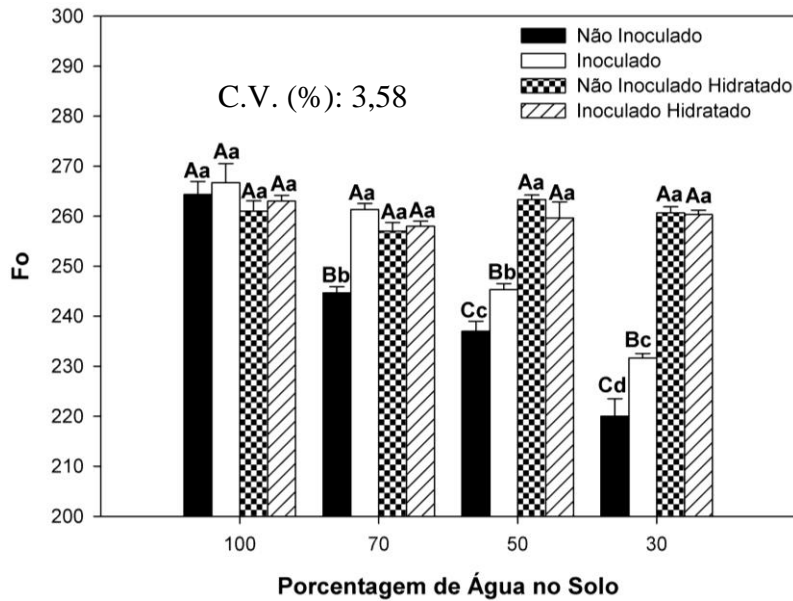


Figura 23. Fluorescência inicial (F_0) no genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Observando as plantas de arroz vermelho inoculadas com *G. diazotrophicus* e também as plantas não inoculadas sob os diferentes níveis de porcentagem de água no solo, constatou-se que, F_0 das plantas inoculadas não diferiu aos níveis de 100% e 70% CC, mas ao se diminuir a quantidade de água no solo também se diminuía a fluorescência inicial, diferenciando-se entre si, principalmente a 30% de CC, havendo uma maior queda da fluorescência, sobretudo nas plantas não inoculadas. Segundo estudos realizados por Baker (2008), avaliando a fluorescência da clorofila uma sonda de fotossíntese in vivo, verificou que o valor de F_0 pode ser modificado por quaisquer estresses que causam alterações estruturais nos pigmentos fotossintéticos do FSII. Depois da hidratação, houve um aumento de F_0 em todos os níveis de restrição hídrica, menos no de 100% CC, manteve a mesma quantidade, mas se igualando em todos os demais níveis. Sob condições de seca, a análise da fluorescência da clorofila *a* tem sido amplamente utilizada em ensaios que mostram as respostas fisiológicas de plantas devido à sua alta sensibilidade para identificar alterações no sistema fotossintético, especialmente no FSII (MEHTA et al., 2010). Além disso, por ser um método não destrutivo é amplamente utilizado na avaliação de espécies e

genótipos com relação à tolerância ao estresse hídrico (OUKARROUM et al., 2007, REDILLAS et al., 2011), a fluorescência inicial (F_0) representa a emissão de luz pelas moléculas de clorofilas a excitadas, antes de a energia ser dissipada para o centro de reação do FSII, sendo independente dos eventos fotoquímicos (SANTOS et al., 2014a).

5.4.2.2 Relação F_v/F_m

A relação F_v/F_m ou rendimento quântico máximo do FSII apresentaram diferenças significativa pelo teste de Tukey ($P \geq 0,01$) entre os níveis de porcentagem de água no solo, principalmente 70%, 50% e 30% de CC, como também entre as plantas inoculadas e não inoculadas, com exceção de 100% de CC (Figura 24). Após a reidratação houve um aumento na relação F_v/F_m em todos os níveis de porcentagem de água no solo comparando com os tratamentos sob estresse hídrico, tendo o mesmo comportamento em todos os níveis de restrição hídrica.

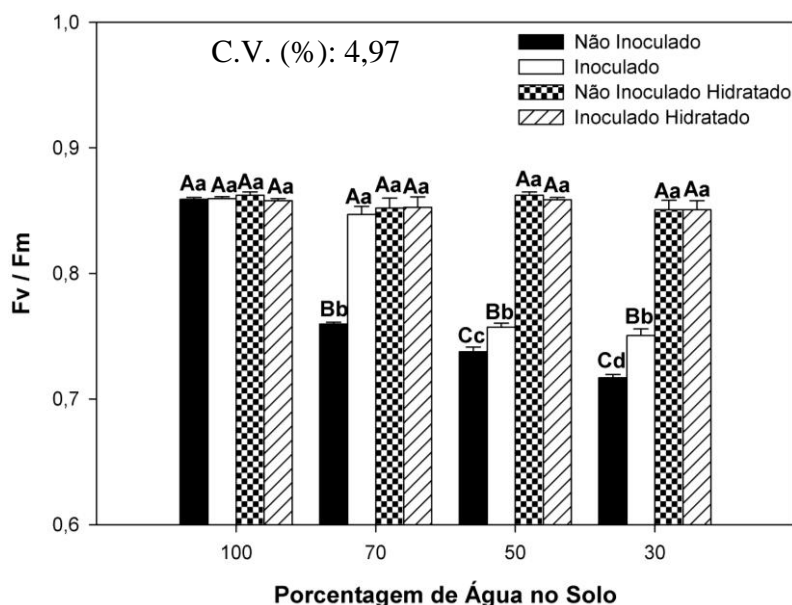


Figura 24. Relação F_v/F_m ou rendimento quântico máximo do FSII no genótipo de arroz Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Submetidas a estresses abióticos ou ambientais, as plantas apresentam sintomas de alterações no estado funcional das membranas dos tilacóides dos cloroplastos, que provocam mudanças nas características dos sinais de fluorescência, quantificados nas folhas pela fluorescência inicial (F_0), máxima (F_m) e variável (F_v) da clorofila a , além do rendimento quântico potencial (F_v/F_m) (CHA-UM e KIRMANEE, 2011; SILVA et al., 2011). E Silva et al. (2007) encontraram redução nos valores da eficiência quântica do fotossistema II em tecidos adaptados ao escuro (F_v/F_m) em genótipos de cana-de-açúcar estudados sob estresse hídrico, de forma mais acentuada nos genótipos suscetíveis à seca.

Analisando as plantas inoculadas entre os níveis de porcentagem de água no solo, não se observou diferença significativa entre 100% e 70%, 50% e 30%, mas tendo diferença estatística entre 100%, 50% e 30% de CC. Enquanto que para as plantas de arroz vermelho não inoculadas, houve diferença significativa entre todas as restrições hídricas, tendo diminuído a relação F_v/F_m na forma em que se diminuía a quantidade de água no solo, sendo mais crítico a 30% de CC. Segundo Guerra et al. (2014), a redução da F_v/F_m pode estar associada ao excesso de elétrons devido ao fato de que baixas temperaturas reduzem a eficiência das enzimas do Ciclo de Calvin, reduzindo o consumo dos produtos fotoquímicos, gerando um excesso de elétrons, e o primeiro dano gerado por esse excesso é a perda da estabilidade e a desestruturação físico química das biomembranas dos tilacóides, afetando assim o fotossistema II. Sendo que essa baixa relação de F_v/F_m é diferenciada dessa pesquisa, uma vez que é sob déficit hídrico e em condições de luz. E Shi et al. (2010) relatam que plantas de beterraba tratadas com bactérias endofíticas apresentaram maiores valores de eficiência quântica potencial do fotossistema II (F_v/F_m), maior fotossíntese e, esses resultados seriam devido ao melhor transporte de elétrons na membrana dos tilacóides, além do aumento do conteúdo de clorofila nas folhas de plantas tratadas, levando a um aumento no teor de carboidratos e uma possível correlação com produção de fitormônios pelas bactérias. Já Freire et al. (2014) estudando o rendimento quântico e trocas gasosas em maracujazeiro amarelo sob salinidade hídrica, biofertilização e cobertura morta, verificaram que a redução da fluorescência variável da clorofila a das plantas, ao final da fase produtiva, evidencia que as condições abióticas analisadas promovem danos no aparelho fotossintético das plantas, comprometendo o FSII, com o decorrer do tempo de exposição ao fator estressante. A relação F_v/F_m representa a eficiência máxima que a luz absorvida pela antena do FSII é convertida em energia química, sendo também um indicador da ocorrência de fotoinibição, quando as plantas estão sujeitas a vários tipos de estresses (BAKER, 2008).

5.4.2.3 Taxa de transporte de elétrons (ETR), rendimento quântico efetivo do FSII (YII), rendimento quântico de dissipação não-regulada (Y(NO)) e rendimento quântico de dissipação regulada (Y(NPQ))

Pode ser observado na Figura 25 que, a presença de *G. diazotrophicus* nas plantas de arroz vermelho sob estresse hídrico promoveram efeito significativo sobre alguns dos parâmetros relacionados com a fluorescência da clorofila *a*, como ETR e Y(II) à 70%, 50% e 30% de porcentagem de água no solo, exceto para Y(NO) que alcançou menores resultados em 100% e 70%, e melhor resposta a 30% CC.

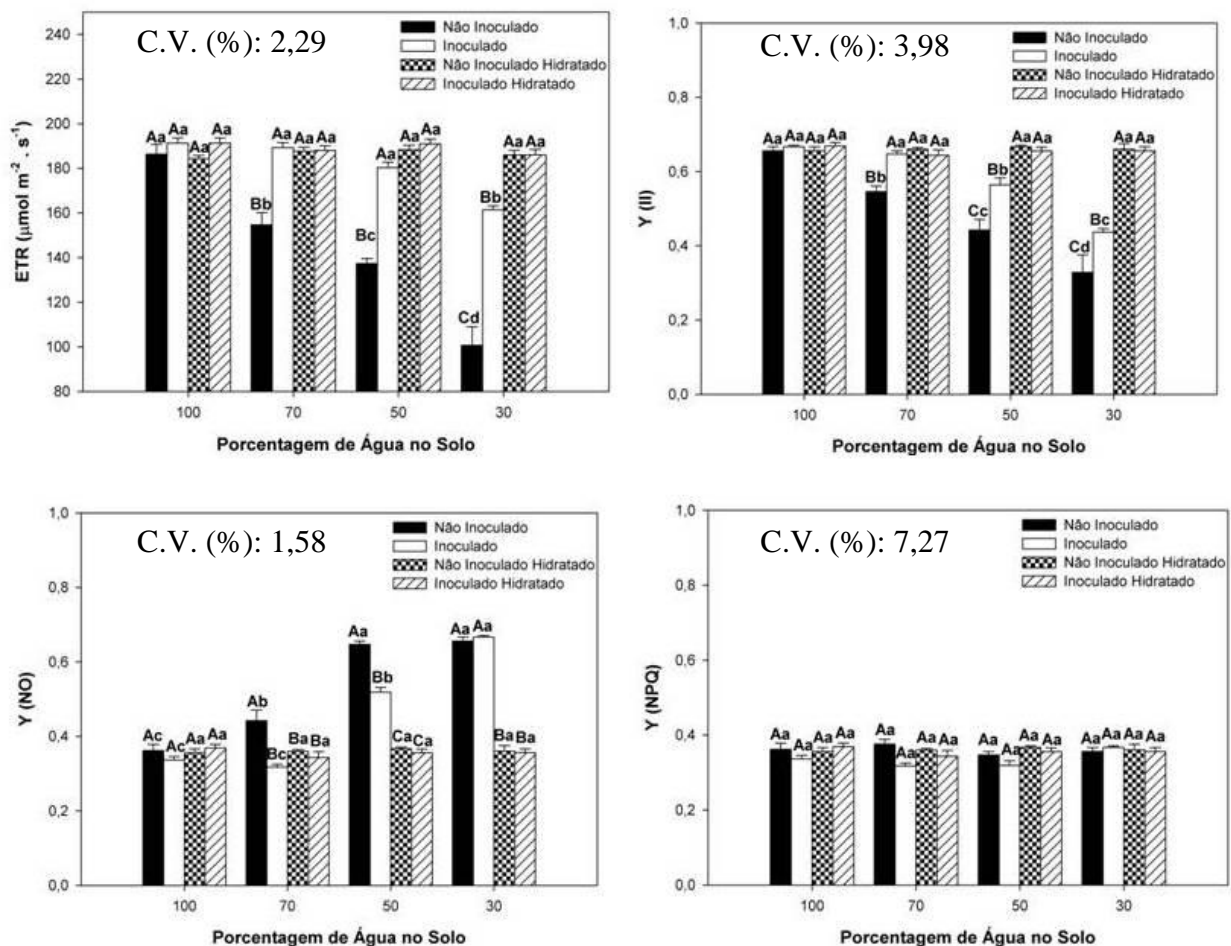


Figura 25. Valores médios da taxa de transporte de elétrons (ETR), rendimento quântico efetivo do FSII (YII), rendimento quântico de dissipação não-regulada (Y(NO)) e rendimento quântico de dissipação regulada (Y(NPQ)) em plantas de Arroz vermelho inoculado com *G. diazotrophicus* e não inoculadas sob diferentes níveis de porcentagem de água no solo. Campina Grande/ PB, 2015. As barras indicam

o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

As plantas não inoculadas apresentaram comportamento semelhante em relação essas variáveis citadas anteriormente, porém em menores quantidades comparando com as plantas inoculadas. Segundo Björkman e Demmig-Adams (1994), a taxa de transporte de elétrons, associada à regeneração da ribulose-1,5-bifosfato (RuBP), aumenta proporcionalmente com a DFF, uma vez que há uma maior disponibilidade de energia de excitação dos fotossistemas. Em relação ao $Y(NO)$, Klughammer e Schreiber (2008) citam que este parâmetro reflete a fração da energia que é dissipada na forma de calor e fluorescência (perdas constitutivas) principalmente quando os centros de reação do FSII estão fechados ou danificados.

Entretanto, o rendimento quântico de dissipação regulada ($Y(NPQ)$) nas plantas de arroz vermelho inoculado e não inoculado não diferiram em nenhum dos níveis de restrição hídrica e nem após a hidratação. E analisando também as plantas após o processo de hidratação, não foi possível observar diferença estatística em nenhuma das variáveis estudadas, mas obtendo-se melhores médias em ETR e $Y(II)$. Enquanto que em $Y(NO)$, houve um decréscimo comparando com as plantas sob restrição hídrica.

5.4.3 Decomposição do coeficiente de extinção não-fotoquímico

5.4.3.1 Coeficiente de extinção não fotoquímica (q_N), coeficiente de extinção fotoinibitório ($\%q_I$) coeficiente de extinção dependente de energia ($\%q_E$), coeficiente de extinção do estado de transição ($\%q_T$)

O coeficiente de extinção não fotoquímico (q_N) representa a queda na fluorescência devido a processos não fotoquímicos, sendo que corresponde a um aumento na perda de energia absorvida via dissipação térmica, ou seja, associado a todos os processos de desexcitação não-radiativos (JUNEAU et al., 2005). Este parâmetro pode ser dividido em três componentes de acordo com sua cinética de relaxamento no escuro e que são representados pelo $\%q_I$ (coeficiente de extinção fotoinibitório), $\%q_E$ (coeficiente de extinção dependente de energia) e o $\%q_T$ (coeficiente de extinção do estado de transição) (Figura 25) (DALOSO, 2009).

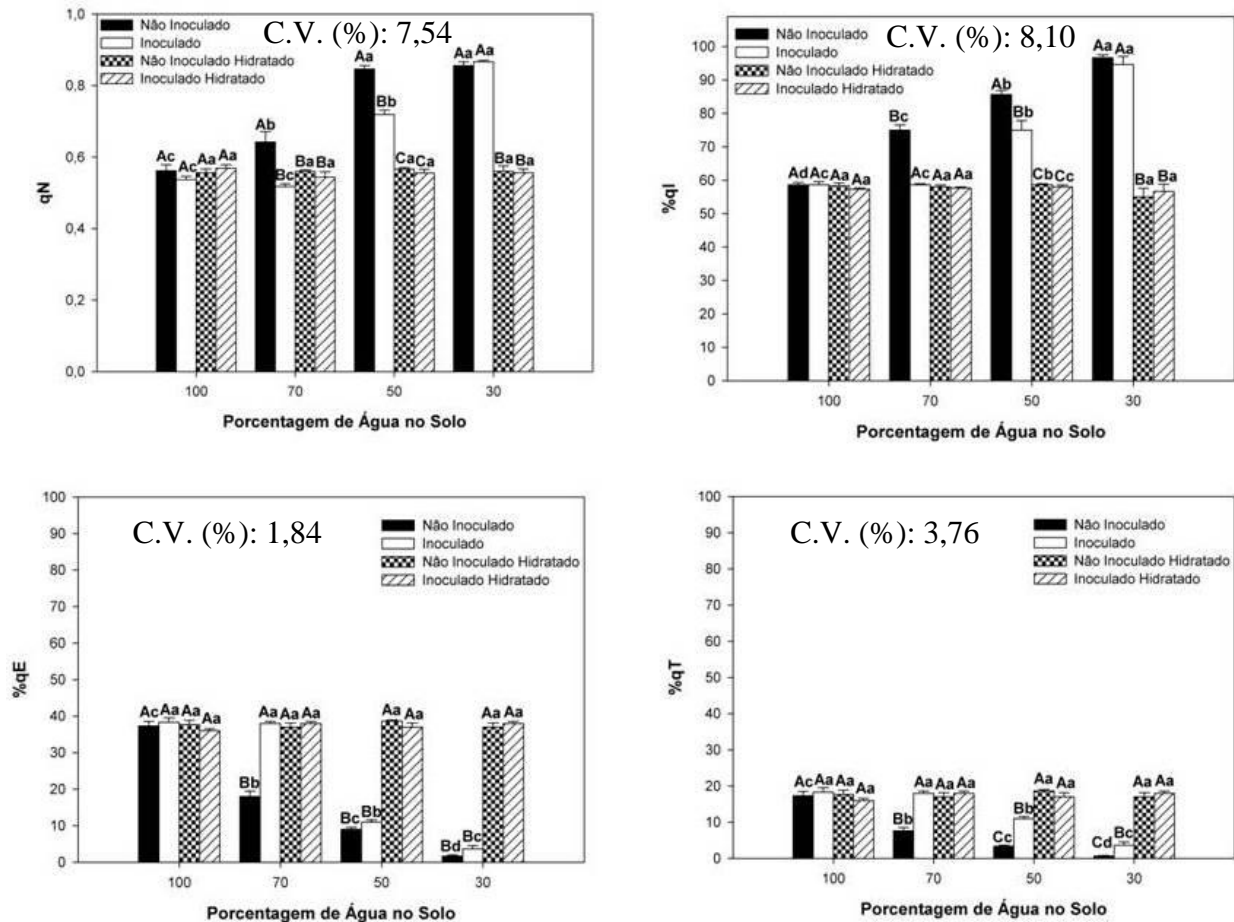


Figura 26. Coeficiente de extinção não fotoquímica (qN), coeficiente de extinção fotoinibitório (%qI) coeficiente de extinção dependente de energia (%qE), coeficiente de extinção do estado de transição (%qT) em plantas de Arroz vermelho inoculado com *G. diazotrophicus* e não inoculadas sob diferentes níveis de porcentagem de água do solo, Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem estatisticamente pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

A dissipação não-fotoquímica da energia luminosa e a taxa percentual dos seus componentes nas plantas de Arroz vermelho inoculado com *G. diazotrophicus* e não inoculadas sob diferentes níveis de porcentagem de água no solo encontram-se na Figura 25. Os parâmetros inoculados e não inoculados diferiram estatisticamente entre os tratamentos de 70%, 50% e 30% de restrição hídrica, menos em 100% CC nas variáveis analisadas, sendo que o maior valor de

qN encontrado nas plantas de arroz vermelho inoculado foi à 30% CC não diferindo das plantas não inoculadas e o menor valor à 100% CC, e foi associado com maiores percentuais de %qI e menores percentuais de %qE, sendo que %qT também obteve menores percentuais mas diferindo nos tratamentos inoculados e não inoculados. E nas plantas não inoculadas, teve melhores médias de qN e %qI, e menores médias em %qE e %qT no decorrer que se diminuía a porcentagem de água no solo. Em geral, as plantas desenvolvidas sob uma alta densidade de fluxo de fótons apresentam elevada capacidade de dissipação do excesso de energia de excitação (WALTER, 2005). Segundo Long et al. (1994), sob alta irradiância, até 90% da energia luminosa absorvida, com potencial para ser utilizada na fotossíntese, pode ser dissipada não fotoquimicamente, como mecanismo de proteção contra possíveis danos ao maquinário fotossintético.

Não houveram diferenças significativas entre os tratamentos após o processo de hidratação das plantas em nenhuma das variáveis estudadas. Para qN e %qI as plantas inoculadas e não inoculadas apresentaram maior valor percentual, enquanto que para %qE e %qT esses percentuais foram diminuindo e se igualando em todos os níveis de porcentagem de água no solo, inclusive em %qT. Estes resultados mostram que, quando as plantas passam pelo processo de inoculação ou não, mas estão sob diferentes níveis de restrição hídrica, há uma maior ativação de mecanismos fotoprotetores como forma de minimizar os danos causados pelo excesso do déficit hídrico.

Estudos indicam que a bactérias endofíticas sob condições de seca aumentam a eficiência fotoquímica do fotossistema II, dada por F_v/F_m , por meio de fluorescência da clorofila *a* em plantas de *Lycopersicon esculentum* (GRICHKO et al., 2005). Estes resultados indicam uma melhora no desempenho da máquina fotossintética e a ausência de fotoinibição quando as plantas inoculadas foram expostas ao déficit hídrico. Estes resultados são consistentes com os de outro estudo onde se investigou o efeito de raízes inoculadas de diferentes espécies de árvores com uma combinação de duas bactérias endofíticas (FINI et al., 2011). A dinâmica da função fotossistêmica e as potenciais formas de dissipação térmica, incluindo aquelas que são regulados por xantofilas, ainda não são bem elucidadas.

5.5 Variáveis bioquímicas

5.5.1 Pigmentos fotossintéticos

5.5.1.1 Teores de clorofila *a* e *b*

Os efeitos de inoculação com *G. diazotrophicus* em plantas de arroz vermelho promoveram efeitos significativos entre todos os níveis de porcentagem de água no solo para os teores de clorofila *a* e clorofila *b* (Figura 27). O mesmo comportamento não foi observado para as plantas não inoculadas. As plantas de arroz vermelho que cresceram sem restrição hídrica, ou seja, a 100% CC obtiveram maior produção de clorofila *a* e *b*, enquanto que ao diminuir as porcentagens de água no solo para 70%, 50% e 30% foram verificadas menores concentrações de clorofila *a* e *b*, esse comportamento tanto para plantas inoculadas com *G. diazotrophicus* como para as plantas não inoculadas.

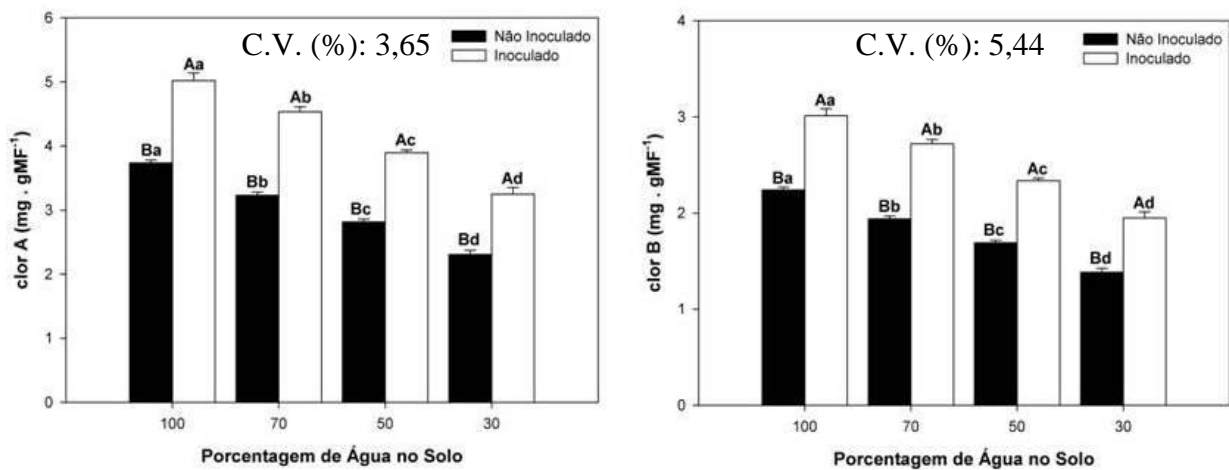


Figura 27. Teores de clorofila *a* e *b* em folhas do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste *t* ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

A clorofila é o principal pigmento responsável pela captação da energia luminosa utilizada no processo de fotossíntese e, dessa forma, a concentração de pigmentos tem sido frequentemente utilizada como um indicador do efeito dos estresses ambientais sobre as plantas (TAIZ e ZEIGER, 2009). E segundo Campestrini et al. (2014), estudando a eficiência de genótipos de arroz no uso de nitrogênio em solos de terras altas, verificaram que as cultivares de arroz, BRS-Bouanã e BRS-primavera, com alto teor de nitrogênio apresentaram maiores médias de clorofila *a* e *b*. E de acordo com Barbieri Junior (2009), o índice de clorofila nas folhas das plantas apresenta uma alta correlação com o teor de N da planta, diante disso, é considerado um método eficiente para a avaliação do estado nutricional das plantas. E sob condições de estresse, pode haver uma inibição da síntese do ácido 5-amino levulínico, molécula precursora da clorofila, ou aumentar a atividade da enzima clorofilase que degrada a clorofila (TAIZ e ZEIGER, 2009) e as plantas podem sofrer alterações no conteúdo dos pigmentos fotossintéticos devido à mudança na translocação do carbono e do nitrogênio (LIONETTI et al., 2012).

Bactérias endofíticas, estimulam a produção de citocininas e a síntese de pigmentos de clorofila (JELIĆ e BOGDANOVIĆ, 1989). Adicionalmente, o aumento do conteúdo de clorofila em plantas tratadas com estirpes endofíticas é devido à absorção de elementos essenciais especialmente o nitrogênio (N₂). O nitrogênio é essencial para a síntese da clorofila, sendo esse pigmento é uma molécula chave para fotossíntese. Além disso, o N₂ é um componente essencial dos aminoácidos, que os blocos de construção de proteínas.

O estresse hídrico provoca alterações nas atividades das enzimas, responsáveis pela síntese da clorofila, resultando na perda de pigmentos (PARIDA e DAS, 2005). O teor de clorofila é reduzido significativamente sob estresse hídrico, devido à inibição de enzimas necessárias para a sua biossíntese (SHENG et al., 2008; MURKUTE et al., 2006) e também por captação limitada de nutrientes. Plantas inoculadas com bactérias endofíticas em resposta ao estresse hídrico aumentaram o teor de clorofila (SANNAZZARO et al., 2006; COLLA et al., 2008; ZUCCARINI, 2007), sugerindo uma menor interferência da falta de água na biossíntese de clorofila (GIRI e MUKERJI, 2004).

5.5.1.2 Carotenóides

Na análise de carotenóides, nas plantas de arroz vermelho com 15 dias sob diferentes níveis de déficit hídrico, observou-se que tanto as plantas inoculadas com *G. diazotrophicus* e as plantas não inoculadas ocorreu um aumento significativo no teor do pigmento analisado (Figura

28). Adicionalmente, verifica-se que, ao se aumentar os níveis de restrição hídrica, apresentaram-se acréscimos nos níveis de carotenóides, maior nível a 30% CC, tanto na presença quanto na ausência da bactéria nas plantas de arroz vermelho. Comportamento esse, contrario aos teores de clorofila.

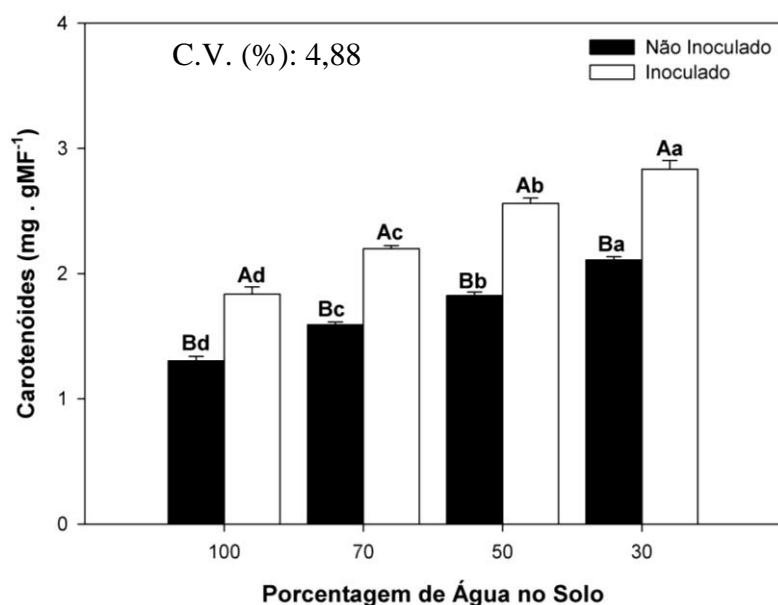


Figura 28. Carotenóides em folhas do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste t ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Segundo Li et al. (2010) a determinação do teor de carotenóides é importante, uma vez que estes atuam como fotoprotetores nos fotossistemas, dissipando o excesso energético incidente sobre a folha na forma de luz, evitando por meio de seu elevado potencial antioxidante, que as clorofilas sejam danificadas. E Taiz e Zeiger (2009), retratam que, além de pigmentos acessórios, os carotenóides desempenham papel essencial na fotoproteção, protegendo o

aparelho fotossintético contra o oxigênio singlete (O_2^*), extremamente reativo, que danifica muitos componentes celulares, como lipídeos. Portanto, esses pigmentos são importantes na prevenção da indução de danos oxidativos causados pelo estresse (WAHID, 2007).

Liu et al. (2011) e Ghobadi et al. (2013) também constataram diminuição no conteúdo de carotenóides quando as plantas estavam sob estresse hídrico. Ressalte-se que esse pigmento desempenha um papel importante na foto-proteção (MUNNE-BOSCH e PENUELAS, 2003), onde seu aumento sob condições de déficit hídrico na planta indica uma maior foto-proteção (ELSHEERY e CAO, 2008).

Muitas plantas que interagem com bactérias endofíticas sintetizam carotenóides envolvidos na proteção contra vários estresses. Entretanto, a contribuição das bactérias endofíticas a produção de isoprenóides pelas plantas tem sido pouco investigado, especialmente sob estresse hídrico (RAPPARINI et al., 2008;. ASENSIO et al., 2012). Raízes de plantas inoculadas produzem quantidades elevadas de isoprenóides específicos derivados carotenóides (WALTER e STRACK, 2011).

5.5.2 Acúmulo de malondialdeído (MDA)

O acúmulo de malondialdeído (MDA) na peroxidação lipídica sofreu influência conforme se diminuía a porcentagem de água no solo e no decorrer que aumentava o nível de estresse hídrico tanto no arroz vermelho inoculado e não inoculado com *G. diazotrophicus* (Figura 29), verificando uma maior quantidade de MDA no arroz não inoculado, principalmente a 30% de capacidade de campo.

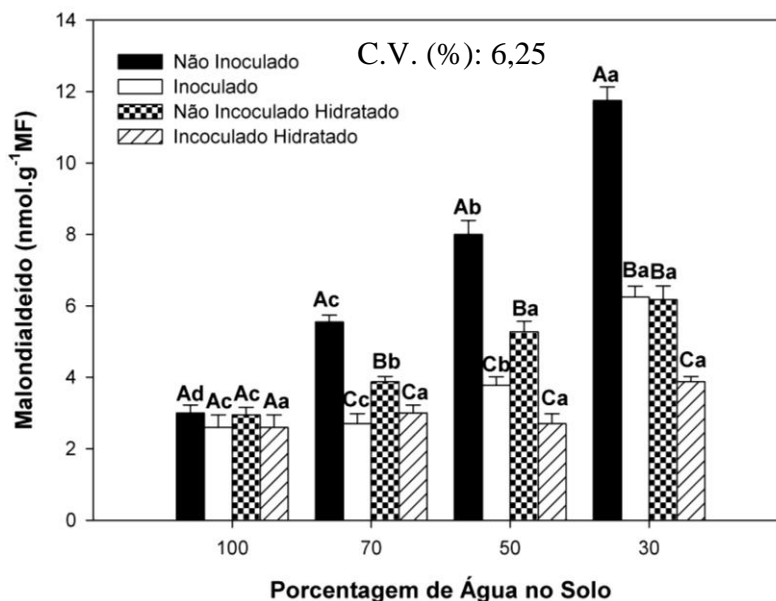


Figura 29. Acúmulo de malondialdeído em folhas do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Diferentemente de Zain et al. (2014) estudando o efeito do estresse hídrico no arroz com adubação potássica durante o período do estresse constatou que houve uma diminuição no teor de MDA na peroxidação lipídica nas células das plantas sob estresse, fato também observado por Shukla et al. (2012). A tolerância do arroz à efeitos do estresse pode ser devido ao aumento de atividades das enzimas antioxidante que reduz a produção de MDA (ZAIN et al., 2014). A peroxidação lipídica é utilizada como um dos principais indicadores da ocorrência de estresse oxidativo, uma vez que as EROs reagem com ácidos graxos insaturados e causam a peroxidação de lipídios nas membranas, levando à perda de eletrólitos e funções celulares (GRATÃO et al., 2005).

Observou-se ainda diferença significativa entre os conteúdos de MDA nos tratamentos 100%, 70%, 50% e 30% de capacidade de campo, nas plantas inoculadas e não inoculadas, e após sofrer o processo de reidratação. Constatou-se que, quando o arroz vermelho encontrava-se em condição de 100% de capacidade de campo não houve diferença significativa entre os fatores

inoculado, não inoculado, inoculado hidratado e não inoculado hidratado em relação a quantidade de MDA nas células, isso mostra que a peroxidação de lipídios nas membranas biológicas é o sintoma mais evidente de estresse oxidativo em plantas (LABUDDA, 2013). Aos 70%, 50% e 30% de porcentagem de água no solo teve aumento na concentração de MDA no arroz não inoculado em relação ao tratamento controle, 100%, já em plantas inoculadas houve um decréscimo, indicando que a presença da bactéria na planta modifica o teor de MDA, ou seja, é produzido em menor conteúdo, corroborando também os resultados observados após a reidratação principalmente em 30% de restrição hídrica.

A seca é um estresse abiótico que afeta as plantas em vários aspectos, reduzindo o potencial osmótico da célula vegetal, elevando as concentrações de solutos no citoplasma (ZAIN et al., 2014), afetando também o fechamento osmótico, diminuindo a transpiração, fotossíntese (RAZAK et al., 2013). Alguns autores como Moran et al. (1994); Pinheiro et al. (2004); Molinari et al. (2007), sustentam a hipótese de que a peroxidação lipídica é induzida por déficit hídrico em sistemas vegetais que não apresentam algum mecanismo de tolerância, havendo assim aumento nos níveis de MDA. Já que o MDA é um dos produtos finais da modificação oxidativa de lipídios, e é responsável por danos na membrana celular, incluindo alterações nas propriedades intrínsecas da membrana, tais como a fluidez, transporte de íons, a perda de atividade enzimática e reticulação de proteínas (LABUDDA, 2013).

A compatibilidade de endófitos e a aptidão do hospedeiro podem ser avaliadas através da análise de alterações oxidativas em folhas. Portanto, H_2O_2 e MDA podem ser avaliados como critérios promissores na determinação da sensibilidade do hospedeiro. O aumento de H_2O_2 e do nível de MDA em folhas são provas previstas de danos oxidativos causados por espécies reativas de oxigênio (EROs). Espécies reativas de oxigênio provocam danos oxidativos em biomoléculas tais como lipídios e proteínas, eventualmente, levando à morte da planta (DEL RIO et al., 2003). PGPR expressam enzimas antioxidantes tais como superóxido dismutase (SOD), a peroxidase (POX), catalase (CAT) e antioxidantes não-enzimáticos, tais como o ascorbato, glutatona, e tocoferol. Promovendo a desintoxicação de H_2O_2 e MDA celular através da atividade do ciclo de detoxificante Asada-Halliwell, onde este é um importante elemento de mecanismos de defesa da planta contra EROs (LEE e LEE, 2000).

5.5.3 Teor de prolina

Analisando a figura 30, nota-se que o teor de prolina diferiu entre os tratamentos de estresse hídrico, 100%, 70%, 50% e 30%, em seus respectivos fatores, quando não inoculado e inoculado, nos teores de prolina. Por outro lado, não se diferiram entre si nos tratamentos de 100% e 70% da capacidade de campo para o arroz não inoculado. Observou-se também, que não houve diferença significativa entre os tratamentos após as plantas serem reidratadas mesmo quando inoculado e não inoculado.

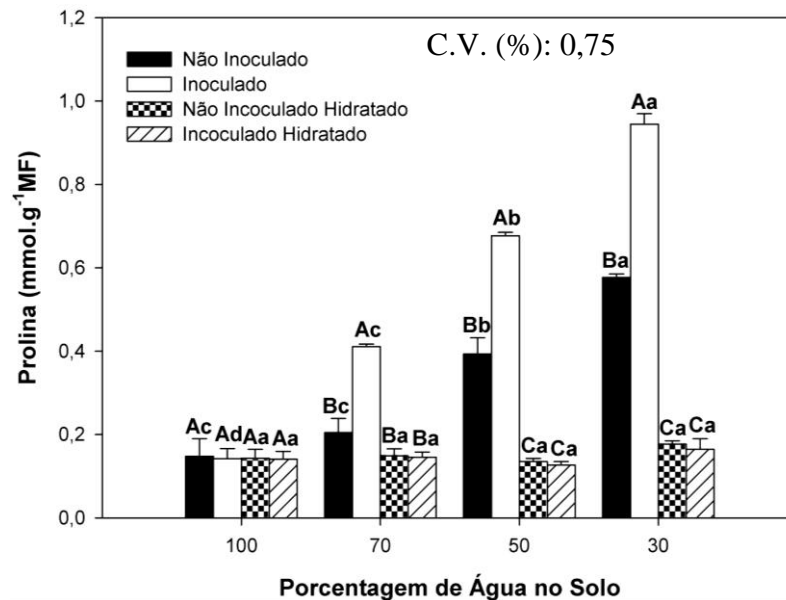


Figura 30. Teor de prolina ($\text{mmol.g}^{-1}\text{MF}$) em folhas do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Houve aumento linear na atividade do teor de prolina no genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação (Figura 30). A ação desse osmorregulador foi mais intensificada quando as plantas passaram por um déficit hídrico maior, com 30% de capacidade de campo, tanto as não inoculadas como inoculadas, com o aumento gradativo na capacidade de campo, sendo o conteúdo desse aminoácido reduzido quando a disponibilidade hídrica do solo foi aumentada, por outro lado, não se diferenciando entre si nos tratamentos de 100% e 70% da capacidade de campo para o arroz não inoculado.

A planta mesmo sem passar por nenhum processo de restrição hídrica produz pequenas quantidades de prolina no seu metabolismo, mas quando ocorre o estresse há um acúmulo desse osmorregulador, que atua como um adaptador de tolerância das plantas sob restrição hídrica, e aumenta também o ajuste osmótico da célula. A *G. diazotrophicus* é uma bactéria endofítica, vive no interior da planta, não apenas nas raízes, e capaz de fixar nitrogênio atmosférico. Segundo Grover et al. (2011), as plantas podem produzir substâncias osmotolerantes como a prolina, cuja biossíntese pode ser estimulada em presença de bactérias nas plantas em respostas a estresses bióticos e abióticos, podendo mediar o ajuste osmótico, e proteger membranas e proteínas contra efeitos adversos do aumento da concentração de íons inorgânicos. Por isso, constatou-se que a bactéria talvez tenha influenciado o aumento da produção de prolina quando as plantas passavam por estresse hídrico, principalmente nos níveis mais elevados como 30%, 50% e 70% de CC. Mas ainda existe controvérsia se o acúmulo de prolina é uma consequência do estresse ou proporciona benefícios às plantas sob condições adversas (ASHRAF e FOOLAD, 2007).

Observou-se ainda que, quando o arroz vermelho encontrava-se na situação de 100% de capacidade de campo não houve diferença significativa entre os fatores inoculado, não inoculado, inoculado hidratado e não inoculado hidratado. No entanto, houve diferença significativa entre os fatores inoculado, não inoculado, inoculado hidratado e não inoculado hidratado para 70% da capacidade de campo, havendo insignificância para não inoculado, não inoculado hidratado e inoculados hidratado (Figura 30). Estando a planta em 50% e 30% da capacidade de campo, verificou-se diferença entre inoculado e não inoculado, não inoculado hidratado e inoculado hidratado, não havendo diferença significativa entre inoculado hidratado e não inoculado hidratado, evidenciando que o acúmulo deste aminoácido nas plantas está relacionado com a quantidade de água disponível no solo. Trabalhos como de Abdul Jaleel et al. (2007) estudando os efeitos da prolina no arroz constatou-se sua função osmoprotetora como sendo um dos mecanismos adaptativos dos vegetais aos inúmeros efeitos causados pelos

estresses abióticos, mantendo-se o equilíbrio hídrico e preservando a integridade celular de proteínas, enzimas e membranas.

Em plantas sob estresse, o conteúdo de prolina pode aumentar até 100 vezes, em comparação ao observado em plantas cultivadas sob condições normais, esse acúmulo fornece um importante parâmetro para a seleção de plantas resistentes (VERBRUGGEN e HERMANS, 2008), é comum a constatação de que teores aumentados de prolina atenuam os efeitos do estresse hídrico (CVIKROVÁ et al., 2013; FILIPPOU et al., 2014).

A prolina, também pode ser considerada como um marcador do déficit hídrico, o que indica que as plantas inoculadas, caracterizada por um maior acúmulo de prolina, foram menos estressadas do que as plantas não inoculadas. Além disso, a prolina pode atuar como um eliminador eficaz de EROs na proteção contra a desnaturação e na estabilização de membranas e estruturas subcelulares (KISHOR et al., 2005).

A inoculação com *Azospirillum* leva a um teor mais elevado de prolina (KANDOWANGKO et al., 2009) e aminoácidos livres em milho sob condições de estresse hídrico (SANDHYA et al., 2010). Verbruggen e Hermans (2008) relataram que a acumulação de prolina é uma das alterações mais conhecidas induzidas pelo estresse hídrico e salino em plantas. Kandowangko et al. (2009) observaram que a inoculação do milho com *Azospirillum* provoca um aumento no teor foliar de prolina. Várias estirpes de PGPR tais como, *Burkholderia* (BARKA et al., 2006), *Arthrobacter*, *Bacillus* e (SZIDERICS et al., 2007), aumentam a síntese de prolina em plantas estressadas, o que ajuda na manutenção da célula, ajudando assim a planta a lidar com o estresse hídrico. Prolina pode aumentar a atividade de várias enzimas, estabilizando o pH dentro da célula e levando a uma manutenção da atividade antioxidante combatendo espécies reativas de oxigênio (VERBRUGGEN e HERMANS, 2008).

O acúmulo de prolina é um dos meios naturais de adaptação ao estresse ambiental. A prolina é um osmólito não-tóxico e bom em manter a osmoregulação sob estresse hídrico (AHMAD e JHON, 2005; AHMAD e SHARMA, 2008; AHMAD, 2010; AHMAD et al., 2010b, 2011, 2012a; KATARE et al., 2012; RASOOL et al., 2013a, b. Prolina também atua como armazenamento de energia (ou seja, C e N) durante o estresse salino (GOAS et al., 1982; AGGARWAL et al., 2012). O acúmulo de prolina aprimorado pode estar ligado com o aumento da capacidade de fixação biológica de nitrogênio em plantas como demonstrado por Evelin et al., (2009) em feijão guandu.

5.5. 4 Glicina betaína

Com relação à atividade da glicina betaína, observou-se acúmulo com aumento da restrição hídrica nas plantas de arroz vermelho principalmente com 30% de CC, isso aconteceu para as plantas inoculadas e não inoculadas com *G. diazotrophicus*, talvez tenha sido devido a síntese da glicina betaína é desencadeada a partir da falta de água no meio celular (SZABADOS et al., 2011).

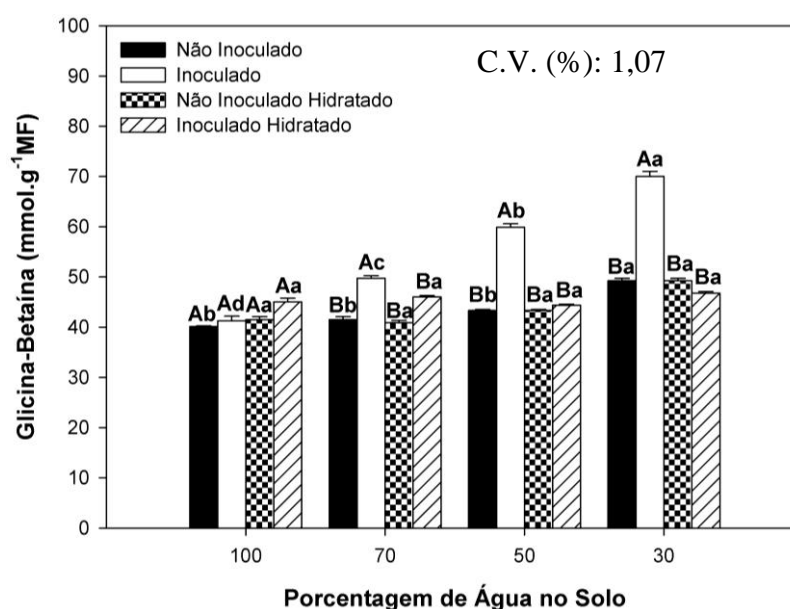


Figura 31. Teor de glicina betaína (mmol.g⁻¹MF) em folhas do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

As plantas não inoculadas principalmente aos níveis de 100%, 70% e 50% de CC não se diferenciaram estatisticamente, comparando com as inoculadas o conteúdo deste osmoprotetor

foi reduzido quando a disponibilidade hídrica do solo foi aumentada (Figura 31). Já que a glicina betaína é um composto que pode desempenhar proteção eficaz contra o estresse (CHEN e MURATA, 2008; ASHRAF e FOOLAD, 2007), podendo ser acumulativa e não tóxica para a planta, além de equilibrar a diferença osmótica em torno da célula e do citosol (WANI et al., 2013), atua também como o protetor das membranas dos tilacóides que faz com que mantenha a eficiência da fotossíntese (ASHRAF e FOOLAD, 2007).

Constatou-se que, com o aumento de estresse hídrico se obteve uma maior absorção de glicina betaína nas plantas inoculadas, diferindo estatisticamente dos não inoculados, inoculados hidratados e não inoculados hidratados. No entanto, após uma hora da reidratação das plantas de arroz vermelho foi possível observar que houve uma estabilização no teor de glicina betaína tanto nas plantas inoculadas e não inoculadas com *G. diazotrophicus*, havendo assim uma proteção na estrutura celular na planta (Figura 31). Conclui-se então que a bactéria possa ter exportado glicina betaína para a planta, já que alguns microrganismos como a própria *G. diazotrophicus* tem a capacidade de estimular o crescimento com a fixação biológica de nitrogênio, produção de fitormônios, aumento da produtividade. Por conseguinte, as bactérias também produzem substâncias osmotolerantes como a glicina betaína, que atua juntamente com outros compostos vegetais na redução do potencial hídrico das células, ajudando assim na tolerância à seca, ao frio e a salinidade (DIMKPA et al., 2009). Mas muitas culturas não se acumulam glicina betaína naturalmente, e o arroz é uma delas, é o único cereal que tem duas enzimas betaína aldeído desidrogenase (BADH), que estão envolvidas na biossíntese de glicina betaína, via colina, e um gene codificador mono-oxigenase de colina (OCM), ambos os quais estão localizados no estroma do cloroplasto (WANI et al., 2013), fazendo com que só ocorra acúmulo de glicina betaína quando a planta está sob estresse (SHIRASAWA et al., 2006), isso deve se explicar o fato de que as plantas de arroz vermelho teve pouca acumulação de glicina betaína sem restrição hídrica.

Em pesquisas realizadas por Carlim e Santos (2009), com indicadores fisiológicos da interação entre déficit hídrico e acidez do solo em cana-de-açúcar, verificaram que a glicina betaína contribui para o ajuste osmótico em plantas jovens de cana-de-açúcar, sob o efeito interativo dos estresses moderados de acidez ($V = 55\%$ a $V = 34,9\%$), em solos com baixo potencial hídrico.

Observou-se também que não houve diferença significativa nos tratamentos após as plantas serem reidratadas mesmo quando inoculado e não inoculado (Figura 31).

Glicina betaína (GB) fornece provas substanciais que sustentam seu conceito como soluto osmoprotetor. GB é sintetizada por apenas alguns microorganismos e ativamente transportada e acumulada como um osmoprotetor por uma grande variedade de células (CSONKA e HANSON, 1991). É geralmente aceito que um osmoprotetor deve ser acumulado duradouramente dentro da célula para ser eficaz. Este conceito foi estabelecido com base em estudos de membros da família *Enterobacteriaceae* e várias bactérias Gram-positivas e Gram-negativas, incluindo *Sinorhizobium meliloti*, que catabolizam a maioria dos osmoprotetores conhecidos, incluindo GB e ectoine (TALIBART et al., 1997).

Jha et al. (2010) relataram que o arroz em casca (*Oryza sativa L.*), inoculado com *P. Pseudomonas* mostrou-se significativamente mais elevado na concentração de compostos quaternários de GB e uma biomassa da parte aérea superior sob condições de estresse hídrico.

A glicina betaína protege as plantas contra efeitos adversos do estresse hídrico. As plantas tratadas com bactérias endofíticas acumulam glicina betaína sob estresse e, assim, evita qualquer dano a plantas. Vários relatos têm mostrado que as plantas tratadas com bactérias endofíticas aumentam a produção de glicina betaína que contribuem para o ajuste osmótico das plantas e, portanto, resulta em um processo fotossintético mais eficaz (SHENG et al., 2011).

5.6 Componentes produtivos

5.6.1 Número de panícula por touceira

O número de panículas por touceira em plantas de arroz vermelho inoculado com *G. diazotrophicus* e não inoculado, foi significativamente afetado pelos níveis de porcentagem de água no solo (figura 32). O aumento dos níveis de restrição hídrica (100%, 70%, 50% e 30%), proporcionou uma diminuição no número de panículas por touceira, porem de forma mais acentuada nas plantas de arroz vermelho inoculadas, sendo que, aos níveis 100% e 70% não diferiram entre eles, tendo esse comportamento para ambos os tratamentos de inoculação.

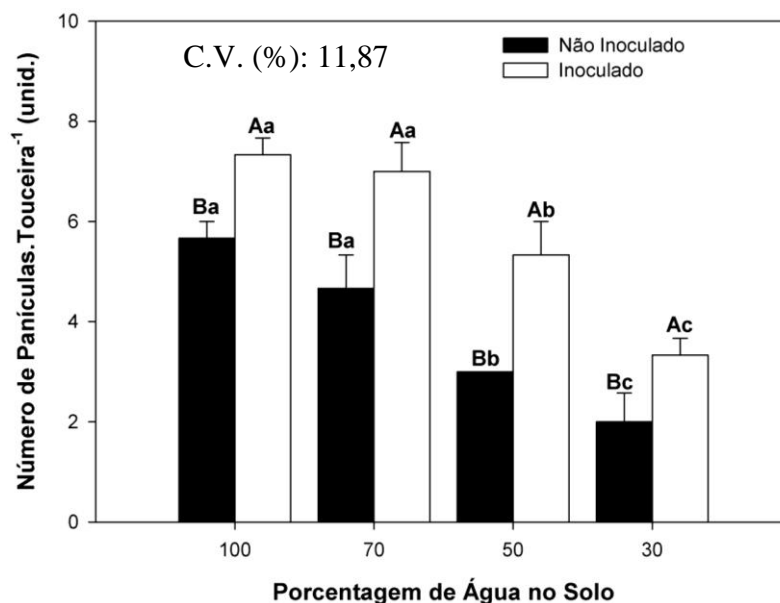


Figura 32. Número de panículas por touceira do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste t ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Com isso, provavelmente a produtividade total também será afetada com o aumento do déficit hídrico, já que depende de vários fatores, e um deles é a quantidade de panículas por touceira. Segundo Silva et al. (2009), avaliando cultivares de arroz de terras altas sob condições de sequeiro em Cassilândia, observaram menores produtividades, que provavelmente, estão associadas à ausência de água, principalmente no início da fase reprodutiva do arroz, o que reduz o número de panículas por metro quadrado e o número de espiguetas por panícula. Freitas et al. (2007), em estudo com cultivares de arroz irrigado sob diferentes doses de nitrogênio, ressaltaram que o número de panículas por m^2 foi o que mais se correlacionou com a produtividade de grãos. Campestrini et al. (2014), estudando a eficiência de genótipos de arroz no uso de nitrogênio em solos de terras altas, constatou que, a cultivar Serra Dourada mostrou maior número de panículas por m^2 , independentemente do ambiente cultivado, com ou sem aplicação de nitrogênio, e a cultivar BRS Primavera aumentou o número de panículas com a redução da dose de nitrogênio, enquanto que as outras cultivares estudadas diminuiram o número

de panículas. De acordo com Fageria et al. (2006), o número de panículas é considerado uma característica da cultivar, contudo, essa característica pode ser aumentada com a aplicação de dose adequada de N.

5.6.2 Massa seca de 1000 grãos

A massa seca de 1000 grãos foi influenciada nas plantas de arroz vermelho inoculada com *G. diazotrophicus*, variando das plantas não inoculadas (Figura 33). Os parâmetros inoculados não diferiram estatisticamente entre os tratamentos de 100% e 70%, 50% e 30%, mas diminuíram a massa seca dos 1000 grãos na medida em que ocorria o decréscimo das porcentagens de água no solo. Isto pode ter ocorrido porque esta variável é característica da constituição genética da cultivar, sendo pouco influenciada pelas condições ambientais (ADORNETTI et al., 2014).

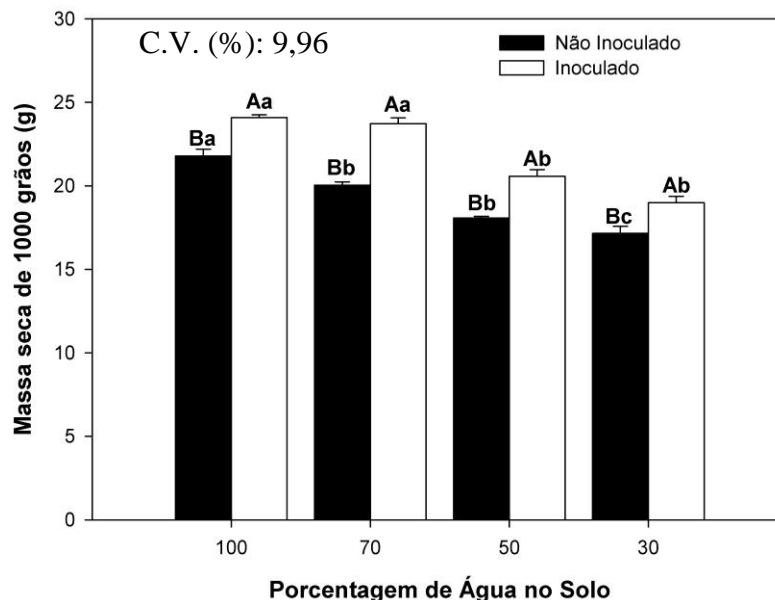


Figura 33. Massa seca de 1000 grãos (g) do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste t ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas

de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

O mesmo comportamento foi observando para as plantas não inoculadas, sendo que teve efeito significativo entre todos os níveis de restrição hídrica, com maior massa de 1000 grãos em plantas controle, à 100% CC, e menor massa à 30% CC. Em um estudo feito por Nunes et al. (2012), visando buscar materiais tolerantes à seca em linhagens de arroz de terras altas sob condição de déficit hídrico, encontrou-se variação de 2,2 a 2,6 g para massa de 100 grãos, o que corresponde a variação de 22 a 26 g para massa de 1000 grãos. E segundo Terra et al. (2013), existe uma tendência de redução no peso dos grãos, quando as plantas de arroz são submetidas ao estresse hídrico, talvez essa redução possa ser explicada pela menor produção de fotoassimilados das plantas nessa condição, e tendo como consequência, uma menor exportação desses para o enchimento dos grãos, o que resulta em menor peso.

5.6.3 Massa da produtividade total

A massa da produtividade total do arroz vermelho também foi um fator modificado com as condições de inoculação entre e dentro de cada nível de restrição hídrica (Figura 34). A produtividade das plantas inoculadas com *G. diazotrophicus* não diferiram entre os níveis de 100% e 70% CC, mas ao diminuir o nível de restrição hídrica a partir de 50% CC, começou também a decrescer a produtividade, com menor quantidade à 30% CC.

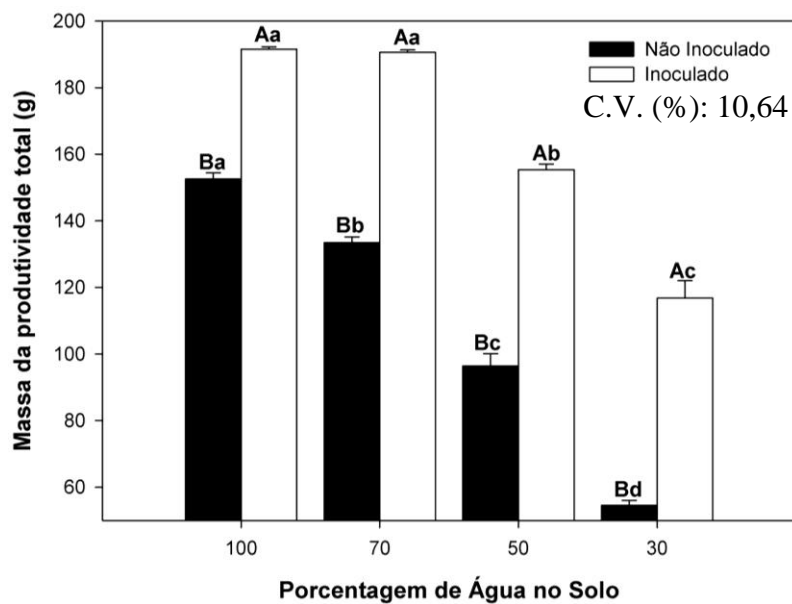


Figura 34. Massa da produtividade total (g) do genótipo de arroz vermelho sob diferentes condições de restrição hídrica e diferentes condições de inoculação. Campina Grande/PB, 2015. As barras indicam o desvio padrão da média de vinte plantas. Médias seguidas de letras maiúsculas iguais, não diferem pelo teste t ($p \leq 0,05$) (condição de inoculação em cada porcentagem de água do solo) e médias seguidas de letras minúsculas iguais, não diferem pelo teste de F ($p \leq 0,05$) (porcentagens de água do solo). C.V.(%): Coeficiente de variação.

Enquanto que, para a produtividade de arroz vermelho não inoculado, diferiu significativamente em todos os níveis de porcentagem de água no solo, na medida em que diminui a quantidade de água, a produtividade também decrescia, tendo muito fraca a produtividade a 30% CC. Fageria et al. (2009), trabalhando com cinco genótipos de arroz irrigado e com duas doses de N, observaram influencia significativa dos genótipos e das doses sobre a produtividade de grãos. Heinemann (2010), estudando a caracterização dos padrões de estresse hídrico para a cultura do arroz (ciclo curto e médio) no estado de Goiás e suas conseqüências para o melhoramento genético, verificou que o estresse hídrico a partir de dez dias antes do período de florescimento induz a cultura do arroz de terras altas a perdas superiores a 60% da produtividade, sendo crítico na fase de enchimento de grãos. Cancellier et al. (2011), analisando a Eficiência agrônômica no uso de nitrogênio mineral por cultivares de arroz de terras altas, observaram que o déficit hídrico prolongou-se e intensificou-se na fase de emissão das panículas, prejudicando também a fase de enchimento de grãos onde teve elevada esterilidade das espiguetas.

8. CONCLUSÕES

O arroz vermelho mostrou-se bastante responsivo a inoculação com a bactéria *G. diazotrophicus*, onde pode ser observado um grande incremento em sua produção em condições de cultivo alagado, bem como em condições de restrição hídrica;

A inoculação com a bactéria *G. diazotrophicus*, mostrou ser uma potencial ferramenta contra o estresse hídrico em arroz vermelho;

O arroz vermelho apresenta ajustes fisiológicos e bioquímicos em função da restrição hídrica do ambiente em que se desenvolve. No entanto, sob condições de inoculação com *G. diazotrophicus* as condições de deficiência hídrica são mitigadas;

O déficit hídrico no arroz vermelho inoculado com *G. diazotrophicus* aumenta a concentração dos osmoreguladores ativando a proteção contra danos celulares;

As plantas de arroz vermelho inoculadas com *G. diazotrophicus* destacam-se quanto a sua produção, com maiores valores no número de panículas por touceira, massa seca de 1000 grãos e massa da produtividade total, em relação às plantas não inoculadas, reflexo desses resultados também são encontrados em alguns parâmetros fisiológicos e bioquímicos.

A interação entre o arroz vermelho e a bactéria *G. diazotrophicus* promoveu um eficiente mecanismo de proteção contra o estresse hídrico, possivelmente por meio do aumento no metabolismo fotossintético vegetal, onde as plantas inoculadas quando expostas a condições de

restrição hídrica modularam todas as respostas ecofisiológicas a favor de um melhor desempenho no ambiente adverso;

9. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABDUL JALEEL, C.; MANIVANNAN, P.; KISHOREKUMAR, A.; SANKAR, B.; GOPI, R.; SOMASUNDARAM, R.; PANNEERSELVAM, R. Alterations in osmoregulation, antioxidant enzymes and indole alkaloid levels in *Catharanthus roseus* exposed to water deficit. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces*, India, v.59, n.2, p.150-157, 2007.

ADESEMOYE, A. O.; KLOEPPER, J. W. Plant–microbes interactions in enhanced fertilizer-use efficiency. *Applied Microbiology and Biotechnology*, USA, v.85, n.1, p.1–12, 2009.

ADORNETTI, A. S.; STRECK, E. A.; PINTO, M. A. B.; FIGUEIREDO, F. L.; PARFITT, J. M. B.; TIMM, L. C. Desempenho agronômico da cultivar de arroz BRS *pampa* sob sistemas de irrigação por inundação e aspersão Pelotas-RS, 2014. IN: XXIII Congresso de Iniciação Científica da Universidade Federal de Pelotas, **Anais...** Pelotas: 2014.

AGGARWAL, A.; KADIAN, N.; KARISHMA, N.; TANWAR, A.; GUPTA, K. K. Arbuscular mycorrhizal symbiosis and alleviation of salinity stress. *Journal of Applied and Natural Science*, India, v. 4, n. 1, p. 144–155, 2012.

AHMAD, P. Growth and antioxidant responses in mustard (*Brassica juncea* L.) plants subjected to combined effect of gibberellic acid and salinity. *Archives of Agronomy and Soil Science*, Srinagar, v. 56, n. 5, p. 575–588, 2010.

AHMAD, P.; HAKEEM, K. R.; KUMAR, A.; ASHRAF, M.; AKRAM, N. A. Salt-induced changes in photosynthetic activity and oxidative defense system of three cultivars of mustard (*Brassica juncea* L.). *African Journal of Biotechnology*, Bethesda, v. 11, n. 11, p. 2694–2703, 2012a.

AHMAD, P.; JALEEL, C. A.; SHARMA, S. Antioxidative defence system, lipid peroxidation, proline metabolizing enzymes and biochemical activity in two genotypes of *Morus alba* L. Subjected to NaCl stress. **Russian Journal of Plant Physiology**, India, v. 57, n. 4, p. 509–517, 2010b.

AHMAD, P.; JHON, R. Effect of salt stress on growth and biochemical parameters of *Pisum sativum* L. **Archives of Agronomy and Soil Science**, New Delhi, v 51, n. 6, p. 665–672, 2005.

AHMAD, P.; NABI, G.; ASHRAF, M. Cadmium-induced oxidative damage in mustard [*Brassica juncea* (L.) Czern. & Coss.] plants can be alleviated by salicylic acid. **South African Journal of Botany**, Africa, v. 77, n. 1, p. 36–44, 2011.

AHMAD, P.; SHARMA, S. Salt stress and phyto-biochemical responses of plants. **Plant Soil and Environment**, Washington, v. 54, n. 3, p. 89–99, 2008.

ALVES, V. C.; PEDRO JÚNIOR, M. J.; SENTELHAS, P. C.; AZZINI, L. E. Exigências térmicas do arroz irrigado ‘IAC 4440’. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, Santa Maria, v.8, n.2, p.171-174, 2000.

ARAÚJO, E. O.; NUNES, D. P.; MERCANTE, F. M.; VITORINO, A. C. T.; MENDES, D. A. E.; SCALON, S. P. Q. Qualidade de sementes de milho em resposta à adubação nitrogenada e à inoculação com bactérias diazotróficas. Dourados-MS, 2013. IN: XII Seminário Nacional do Milho Safrinha, **Anais...** Dourados: EMBRAPA, 2013.

ARAUJO, F. F.; CREMONEZI, A. C. T.; MANRIQUE, A. E. R.; GONZAGA, E. N.; OLIVEIRA, G. C.; MAZZUCHELLI, R. C. L.; Seleção de rizobactérias para promoção do crescimento de algodoeiro. **Colloquium Agrariae**, Presidente Prudente, v. 8, n. Especial, p. 32-38, 2012.

ARKHIPOVA, T. N.; VESELOV, S. U.; MELENTIEV, A. I.; MARTYENKO, E. V.; KUDOYAROVA, G. R. Ability of bacterium *Bacillus subtilis* to produce cytokinins and to influence the growth and endogenous hormone content of lettuce plants. **Plant Soil**, Asia, v. 272, n. 1,2, p. 201–209, 2005.

ASENSIO, D.; RAPPARINI, F.; PEÑUELAS, J. AM fungi root colonization increases the production of essential isoprenoids vs nonessential isoprenoids especially under drought stress conditions or after jasmonic acid application. **Phytochemistry**, Bethesda, v. 77, n. 1, p. 149–161, 2012.

ASHRAF, M.; FOOLAD, M. R. Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. **Environmental and Experimental Botany**, Pakistan, v.59, n.2, p.206-216, 2007.

AUGE, R. M. Water relation, drought and VA mycorrhizal symbiosis. **Mycorrhiza**, USA, v. 11, n.2, p. 3–42, 2001.

BAKER, N. R. Chlorophyll fluorescence a probe of photosynthesis in vivo. **Annual Review of Plant Biology**, Colchester, v. 59, n. 1, p. 89-113, 2008.

BALDANI, J. I.; BALDANI, V. L. D. History an the biological nitrogen fixation research in graminaceous plants: special emphasis on the Brazilian experience. **Anais da Academia Brasileira de Ciência**, Rio de Janeiro, v.37, n. 3 p. 549-579, 2005.

BALDANI, V. L. D. **Efeito da Inoculação de *Herbaspirillum* spp. no processo de colonização e infecção de plantas de arroz, e ocorrência e caracterização parcial de uma nova bactéria diazotrófica**. Seropédica, 1996. 238p. Tese (Doutorado em Ciência do Solo) – Programa de Pós-Graduação de Agronomia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.

BALDANI, V. L. D., BALDANI, J. I., DOBEREINER, J. Inoculation of rice plants with endophytic diazotrophs *Herbaspirillum seropedicae* and *Burkholderia* spp. **Biology and Fertility of Soils**, Rio de Janeiro, v.30, n. 5-6, p.485-491, 2000.

BANDARA, W. M.; SENEVIRATNE, G.; KULASOORIVA, S. A. Interactions among endophytic bacteria and fungi: effects and potentials. **Journal Biosciences**, Bangalore, v. 31, n. 5, p. 645-650, 2006.

BARASSI, C. A.; AYRAULT, G.; CREUS, C. M.; SUELDO, R. J.; SOBRERO, M. T. Seed inoculation with *Azospirillum* mitigates NaCl effects on lettuce. **Scientia Horticulturae**, Argentine, v. 109, n. 1, p. 8–14, 2006.

BARBIERI JUNIOR, E. **Características estruturais, teores de clorofila e suas relações com o nitrogênio foliar e a biomassa em capim-Tifton 85**. Seropédica, 2009. 64p. Dissertação (Mestrado em Zootecnia)- Pós-Graduação em Zootecnia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.

BARBOSA, J. Z.; CONSALTER, R.; MOTA, A. C. V. Fixação biológica de nitrogênio em *Poaceae*. **Evidência**, Joaçaba, v. 12, n.1, p. 7-18, 2012.

BARKA, E. A.; NOWAK, J.; CLÉMENT, C. Enhancement of chilling resistance of inoculated grapevine plantlets with a plant growth-promoting rhizobacterium *Burkholderia phytofirmans* strain PsJN. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 72, n. 2, p. 7246–7252, 2006.

BARRETO, H. B. F. **Variabilidade espacial de atributos do solo que influenciam a produção de arroz vermelho no vale do apodi-RN**. Mossoró, RN, 2012. 60f. Dissertação (Mestrado em Irrigação e Drenagem) - Universidade Federal Rural do Semi-árido.

BÁRZANA, G.; AROCA, R.; PAZ, J. A.; CHAUMONT, F.; MARTINEZ-BALLEST, M. C.; CARVAJAL, M.; RUIZ-LOZANO, J. M. Arbuscular mycorrhizal symbiosis increases relative apoplastic water flow in roots of the host plant under both well-watered and drought stress conditions. **Annals of Botany**, Bethesda, v. 109, n. 5, p. 1009–1017, 2012.

BASHAN, Y. Inoculants of plant growth-promoting bacteria for use in agriculture. **Biotechnology Advances**, La Paz, v. 16, n. 2, p. 729–770, 1998.

BATES, L.; WALDREN, R. P.; TEARE, I. D.; Rapid determination of free proline for water - stress studies. **Plant and Soil**, EUA, v.39, n.1, p. 205-207, 1973.

BELIMOV, A. A.; DODD, I. C.; HONTZEAS, N.; THEOBALD, J. C.; SAFRONOVA, V. I.; DAVIES, W. J. Rhizosphere bacteria containing ACC *deaminase* increase yield of plants grown in drying soil via both local and systemic hormone signalling. **New Phytologist**, Bethesda, v.181, n.2, p.413–423, 2009.

BENINCASA, M. M. P. **Análise de crescimento de plantas: noções básicas**. Jaboticabal: FUNEP, 2003.

BERTALAN, M.; ALBANO, R.; DE PADUA, V.; ROUWS, L.; ROJAS, C.; HEMERLY, A.; TEIXEIRA, K.; SCHWAB, S.; ARAUJO, J.; OLIVEIRA, A.; FRANCA, L.; MAGALHÃES, V.; ALQUERES, S.; CARDOSO, A.; ALMEIDA, W.; LOUREIRO, M. M.; NOGUEIRA, E.; CIDADE, D.; OLIVEIRA, D.; SIMÃO, T.; MACEDO, J.; VALADÃO, A.; DRECHSEL, M.; FREITAS, F.; VIDAL, M.; GUEDES, H.; RODRIGUES, E.; MENESES, C.; BRIOSO, P.; POZZER, L.; FIGUEIREDO, D.; MONTANO, H.; JUNIOR, J.; DE SOUZA FILHO, G.; MARTIN QUINTANA FLORES, V.; FERREIRA, B.; BRANCO, A.; GONZALEZ, P.; GUILLOBEL, H.; LEMOS, M.; SEIBEL, L.; ALVES-FERREIRA, M.; SACHETTOMARTINS, G.; COELHO, A.; SANTOS, E.; AMARAL, G.; NEVES, A.; PACHECO, A. B.; CARVALHO,

D.; LERY, L.; BISCH, P.; ROSSLE, S. C.; URMENYI, T.; RAEI PEREIRA, A.; SILVA, R.; RONDINELLI, E.; VON KRUGER, W.; MARTINS, O.; BALDANI, J. I.; FERREIRA, P. C. Complete genome sequence of the sugarcane nitrogen-fixing endophyte *Gluconacetobacter diazotrophicus* Pal5. **BMC Genomics**, Rio de Janeiro, v. 10, n.450, p.1-17, 2009.

BHATTACHARJEE, R. B., SINGH, A., MUKHOPADHYAY, S. N. Use of nitrogen-fixing bacteria as biofertiliser for non-legumes: prospects and challenges. **Applied Microbiological and Biotechnology**, India, v.80, n.2, p. 199-209, 2008.

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

BJÖRKMAN, O.; DEMMIG-ADAMS, B.; Regulation of photosynthetic light energy capture, conversion and dissipation in leaves of higher plants. In: SCHULZE, E-D; CALDWELL (eds.) p. 17-47. **Ecophysiology of photosynthesis**. Springer-Verlag, 1994, 576p.

BOLANDNAZAR, S.; ALIASGARZAD, N.; NEISHABURY, M. R.; CHAPARZADEH, N. Mycorrhizal colonization improves onion (*Allium cepa* L.) yield and water use efficiency under water deficit condition. **Scientia Horticulturae**, Iran, v. 114, n.1, p. 11–15, 2007.

BOSCO, L. C.; GRIMM, E. L.; STRECK, N. A. Crescimento e desenvolvimento de genótipos de arroz cultivados em solo alagado e não alagado. **Revista Ceres**, Viçosa, v.56, n.6, p. 796-804, 2009.

CAKMAK, I.; HORST, J. Effect of aluminium on lipid peroxidation, superoxide dismutase, catalase, and peroxidase activities in root tips of soybean (*Glycine Max*). **Physiologia Plantarum**, Germany, v.83, n. 3, p.463-468, 1991.

CALBO, M. E. R.; MORAES, J. A. P. V. Efeitos da deficiência de água em plantas de Euterpe oleracea (açáí). **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 23, n. 3, p. 225-230, 1997.

CAMPESTRINI, R. C.; PRATES, R. G.; SOUSA, S. A.; OLIVEIRA, T. C.; SILVA, J.; FIDELIS, R. R. Eficiência de genótipos de arroz no uso de nitrogênio em solos de terras altas. **Pesquisa agropecuária pernambucana**, Recife, v. 19, n. 1, p. 25-32, 2014.

CANCELLIER, E. L.; BARROS, H. B.; KISCHEL, E.; GONZAGA, L. A. M.; BRANDÃO, D. R.; FIDELIS, R. R. Eficiência agrônômica no uso de nitrogênio mineral por cultivares de arroz de terras altas. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v. 6, n. 4, p. 650-656, 2011.

CARLIM, S. D.; SANTOS, D. M. M. dos. Indicadores fisiológicos da interação entre déficit hídrico e acidez do solo em cana-de-açúcar. **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, v.44, n.9, p.1106-1113, 2009.

CARMO-SILVA, A. E. C.; GORE, M. A.; ANDRARE-SANCHES, P.; FRENCH, A. N.; HUNSAKER, D. J.; SALVUCCI, M. E.; Decreased CO₂ availability and inactivation of Rubisco limit photosynthesis in cotton plants under heat and drought stress in the field. **Environmental and Experimental Botany**, Maricopa, v.8, n.1, p. 1– 11, 2012.

CASTRO, C.; OLIVEIRA, F. A. Nutrição e adubação do girassol. In: LEITE, R. M. V. B. C. BRIGHENTI, A. M.; CASTRO, C. **Girassol no Brasil**, 1. ed, Londrina: Embrapa Soja, 2005. p. 317-365.

CASTRO, E. M.; BRESEGHELLO, F.; RANGEL, P. H. N., MORAIS, O. P. Arroz. In: BORÉM, A. **Melhoramento de espécies cultivadas**. 2ª ed, Viçosa, MG: UFV, 2005, p. 103-140.

CATTIVELLI, L., RIZZA, F., BADECK, F-W., MAZZUCOTELLI, E., MASTRANGELO, A. M.; FRANCA, E., MARÈ, C., TONDELLI, A., STANCA, A. M. Drought tolerance improvement in crop plants: An integrated view from breeding to genomics. **Field Crops Research**, Germany, v. 105, n. 1-2, p. 1-14, 2008.

CAVALCANTE, V. A.; DOBEREINER, J. A new acid-tolerant nitrogen-fixing bacterium associated with sugarcane. **Plant and Soil**, Rio de Janeiro, v. 108, n. 1, p. 23-31, 1988.

CHANG, T. T.; BARDENAS, E. A. **The morphology and varietal characteristics of the rice plant**. Los Baños, 1965. 40p. (IRRI. Technical Bulletin, 4).

CHA-UM, S.; KIRDMANEE, C. Remediation of salt-affected soil by the addition of organic matter: an investigation into improving glutinous rice productivity. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 68, n. 4, p. 406-410, 2011.

CHAVES, M. M.; MAROCO, J. P.; PEREIRA, J. S. Understanding plant responses to drought – from the genes to the whole plant. **Functional Plant Biology**, Austrália, v. 30, n. 3, p. 239-264, 2003.

CHAVES, M. M.; PEREIRA, J. S.; MAROCO, J.; RODRIGUES, M. L.; RICARDO, C. P. P.; OSORIO, M. L.; CARVALHO, I.; FARIA, T.; PINHEIRO, C. How plants cope with water stress in the field Photosynthesis and growth. **Annals of Botany**, Bethesda, v.89, n. 7, p.907-916, 2002.

CHEN T. H. H.; MURATA, N. Glycine betaine: an effective protectant against abiotic stress in plants. **Trends in Plant Science**, USA, v.13, n.9, p.499–505, 2008.

COJHO, E. H.; REIS, V. M.; SCHENBERG, A. C. G.; DOBEREINER, J. Interactions of *Acetobacter diazotrophicus* with an amylolytic yeast in nitrogen-free batch culture. **Fems Microbiology Letters**, Rio de Janeiro, v. 106, n. 3, p. 341-346, 1993.

COLLA, L. M.; MUCCILLO-BAISCH, A. L.; COSTA, J. A. V. Spirulina platensis Effects on the Levels of Total Cholesterol, HDL and Triacylglycerols in Rabbits Fed with a Hypercholesterolemic Diet. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, Passo Fundo, v. 51, n. 2, p. 405-11, 2008.

CONAB. Companhia Nacional de Abastecimento. **Acompanhamento da safra brasileira de grãos**: Nono Levantamento Grãos Safra 2013/2014, Junho, 2014. Disponível em: <http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/14_07_16_14_59_31_boletim_graos_junho_2014.pdf> Acesso em: 09 ago. 2014.

CONCEIÇÃO, P. M.; VIEIRA, H. D.; CANELLAS, L. P.; MARQUES JUNIOR, R. B.; OLIVARES, F. L. Recobrimento de sementes de milho com ácidos húmicos e bactérias diazotróficas endofíticas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 43, n. 4, p. 545-548, 2008.

CORNIC, G. Drought stress inhibits photosynthesis by decreasing stomatal aperture-not by affecting ATP synthesis. **Trends Plant Science**, France, v. 5, n.5, p. 187-188, 2000.

COSTA, R. N. T.; COLARES, D. S.; SAUNDERS, L. C. U.; SOUZA, F. Análise das eficiências de aplicação e de uso da água em cultivo de arroz no perímetro irrigado Morada Nova, CE. **Irriga**, Botucatu, v.10, n.4, p.372-382, 2005.

COUNCE, P. A.; KEISLING, T. C.; MITCHELL, A. J. A uniform, objective and adaptive system for expressing rice development. **Crop Science**, Stuttgart, v.40, n.1, p.436-443, 2000.

CREUS, C. M.; SUELDO, R. J.; BARASSI, C. A. Water relations and yield in *Azospirillum* inoculated wheat exposed to drought in the field. **Canadian Journal of Botany**, Canadá, v. 82, n. 2, p. 273–281, 2004.

CRUSCIOL, C. A. C.; ARF, O.; SORATTO, R. P.; MATEUS, G. P. Grain of upland rice genótipos in response to cropping systems in the Brazilian tropical savanna. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 65, n.5, p. 468-473, 2008.

CRUSCIOL, C. A. C; SORATTO, R. P.; NASCENTE, A. S.; ARF, O. Root distribution, nutrient uptake, and yield of two upland Rice cultivars under two water regimes. **Agronomy Journal**, Madison, v. 105, n.1, p. 237-247, 2013.

CSONKA, L. N.; HANSON, A. D. Prokaryotic osmoregulation: genetics and physiology. **Annual Review of Microbiology**, Bethesda, v. 45, n. 3, p. 569–606, 1991.

CVIKROVÁ, M.; GEMPERLOVÁ, L.; MARTINCOVÁ, O.; VANKOVÁ, R. Effect of drought and combined drought and heat stress on polyamine metabolism in proline over producing tobacco plants. **Plant Physiology and Biochemistry**, Czech Republic, v.73, n.1, p.7-15, 2013.

DALOSO, D. M. **Caracterização fisiológica do mutante Gun 4 de *Arabidopsis thaliana* sob estresse luminoso**. Viçosa, 2009. 41p. Dissertação (Mestrado em Fisiologia Vegetal), Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Universidade Federal de Viçosa.

DEL RÍO, L. A.; SANDALIO, L. M.; ALTOMARE, D. A.; ZILINSKAS, B. A. Mitochondrial and peroxisomal manganese superoxide dismutase: differential expression during leaf senescence. **Journal of Experimental Botany**, Bethesda, v. 54, n. 384, p. 923-933, 2003.

DIMKPA, C.; WEINAND, T.; ASCH, F. Plant–rhizobacteria interactions alleviate abiotic stress conditions. **Plant, Cell and Environment**, Germany, v.32, n.1, p.1682–1694, 2009.

DINIZ FILHO, E. T. **Práticas Agroecológicas na Produção de Arroz Vermelho no Vale do Apodi-RN**, Mossoró-RN, 2009. 159f. Tese (Doutorado em Agronomia: Fitotecnia) – Universidade Federal Rural do Semi-Árido.

DOBEREINER, J.; BALDANI, V. L. D.; BALDANI, J. I. **Como isolar e identificar bactérias diazotróficas de plantas não-leguminosas**. Brasília: Embrapa-SPI, 1995.

EGAMBERDIEVA, D.; BERG, G.; LINDSTRÖM, K.; RÄSÄNEN, L. A. Alleviation of salt stress of symbiotic *Galega officinalis* L. (Goat's Rue) by co-inoculation of rhizobium with root-colonising *Pseudomonas*. **Plant Soil**, Polônia, v. 369, n. 1,2, p. 453-465, 2013.

EHLERINGER, J. Leaf absorptances of Mohave and Sonoran desert plants. **Oecologia**, Utah, v.49, n.3, p. 366-370, 1981.

ELSHEERY, N.; CAO, K. F. Gas exchange, chlorophyll fluorescence, and osmotic adjustment in two mango cultivars under drought stress. **Acta Physiologies Plantarum**, China, v. 30, n. 6, p. 769–777, 2008.

EMBRAPA - ARROZ E FEIJÃO. **Sistemas de Produção**. Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/#arroz>>. Acesso em: 19 de fev. 2014.

ENNAHLI, S.; EARL, H. J. Physiological Limitations to Photosynthetic Carbon Assimilation in Cotton under Water Stress. **Crop Science**. Madison, v.45, n.6, p. 2374-2382, 2005.

EVELIN, H.; KAPOOR, R.; GIRI, B. Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review. **Annals of Botany**, Oxford, v. 104, n. 7, p. 1263–1280, 2009.

FAGERIA, N. K. Deficiência hídrica em arroz de cerrado e resposta ao fósforo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.15, n. 3, p.259-65, 1980.

FAGERIA, N. K.; BALIGAR, V. C.; CLARK, R. B. **Physiology of crop production**. New York: Haworth Press, 2006. 345 p.

FAGERIA, N. K.; BARBOSA FILHO, M. P.; MOREIRA, A.; GUIMARÃES, C. M. Foliar fertilization of crop plants. **Journal of Plant Nutrition**, New York, v. 32, n.1, p. 1044-1064, 2009.

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations. **Produtividade do Arroz**. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor>> Acesso em: 04 de agosto de 2011.

FARQUHAR, G.D.; SHARKEY, T.D. Stomatal conductance and photosynthesis. **Annual Review of Plant Physiology**, Palo Alto, v.33, n. 2, p. 317-345, 1982.

FERNANDES, S. M.; WANDER, A. E.; FERREIRA, C. M. Análise da competitividade do arroz brasileiro: vantagem comparativa revelada, Rio Branco, AC, 2008. In: CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ECONOMIA, ADMINISTRAÇÃO E SOCIOLOGIA RURAL, 46, 2008,. **Anais eletrônicos**. SOBER, Rio Branco, 2008. Acessado em 05 nov. 2013. Online. Disponível em: <http://www.sober.org.br/palestra>.

FERREIRA, E. P. B.; KNUPP, A. M.; MARTIN-DIDONET, C. C. G.; Crescimento de cultivares de arroz (*Oryza sativa* L.) influenciado pela inoculação com bactérias promotoras de crescimento de plantas. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 30, n. 3, p. 655-665, 2014.

FERREIRA, J. S. **Seleção e avaliação de veículos para inoculação de bactérias diazotróficas na cultura do arroz inundado**, Seropédica, 2004, 44f. Dissertação (Mestrado em Ciência do solo) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.

FERREIRA, J. S.; SABINO, D. C. C.; GUIMARÃES, S. L.; BALDANI, J. I.; BALDANI, V. L. D. Seleção de veículos para inoculante com bactérias diazotróficas para arroz inundado. **Revista Agronomia**, Rio de Janeiro, v. 37, n. 2, p. 6-12, 2003.

FIDELIS, R. R.; ROTILI, E. A.; SANTOS, M. M.; BARROS, H. B.; RODRIGUES, A. M. Eficiência quanto ao uso e resposta à aplicação de nitrogênio de cultivares de arroz em solos de terras altas no Sul do Estado de Tocantins, safra 2007/2008. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v.28, n.3, p. 432-438, 2012.

FILIPPOU, P.; BOUCHAGIER, P.; SKOTTI, E.; FOTOPOULOS,V. Proline and reactive oxygen/nitrogen species metabolism is involved in the tolerant response of the invasive plant species *Ailanthus altissima* to drought and salinity. **Environmental and Experimental Botany**, Greece, v.97, n.1, p.1-10, 2014.

FINI, A.; FRANGI, P.; AMOROSO, G.; PIATTI, R.; FAORO, M.; BELLASIO, C.; FERRINI, F. Effect of controlled inoculation with specific mycorrhizal fungi from the urban environment on growth and physiology of containerized shade tree species growing under different water regimes. **Mycorrhiza**, Italy, v. 21, n. 8, p. 703–719, 2011.

FLEXAS, J.; MEDRANO, H. Drought-inhibition of photosynthesis in C3 plants: stomatal and non-stomatal limitations revisited. **Annals of Botany**, London, v.89, n.2, p.183-189, 2002.

FLEXAS, J.; RIBAS-CARBO, M.; BOTA, J.; GALMES, J.; HENKLE, M.; MARTINEZ-CANELLAS, S.; MEDRANO, H. Decreased Rubisco activity during water stress is not induced by decreased relative water content but related to conditions of low stomatal conductance and chloroplast CO₂ concentration. **New Phytologist**, Bethesda, v. 172, n. 1, p.73-82, 2006.

FLEXAS, J.; RIBAS-CARBO, M.; DIAZ-ESPEJO, A.; GALMÉS, J.; MEDRANO, H. Mesophyll conductance to CO₂: current knowledge and future prospects. **Plant, Cell & Environment**, Islands, v. 31, n. 5, p. 602-612, 2008.

FLOSS, E. L. **Fisiologia das plantas cultivadas**. Passo Fundo: Editora da UPF, 2004.

FONSECA, J. R.; PEREIRA, J. A.; SILVA, S. C.; RANGEL, P. H. N.; BRONDANI, C. **Resgate de arroz vermelho (*oryza sativa* L.) nos estados da Paraíba e Ceará**. Disponível em: <www.cnpaf.embrapa.br/publicacao/seriedocumentos/doc_196/trabalhos/CBC-TRAB_5-2.pdf> Acesso em: 12 fev. 2014.

FREIRE, J. L. O.; DIAS, T. J.; CAVALCANTE, L. F.; FERNANDES, P. D.; LIMA NETO, A. J. Rendimento quântico e trocas gasosas em maracujazeiro amarelo sob salinidade hídrica, biofertilização e cobertura morta. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 45, n. 1, p. 82-91, 2014.

FREITAS, J. G.; CANTARELLA, H.; SALOMON, M. V.; MALAVOLTA, V. M. A.; CASTRO, L. H. S. M.; GALLO, P. B.; AZZINI, L. E. Produtividade de cultivares de arroz irrigado resultante da aplicação de doses de nitrogênio. **Bragantia**, Campinas, v. 66, n. 2, p. 317-325, 2007.

GAO, L.; JIN, Z.; HUANG, Y.; ZHANG, L. Rice clock model a computer model to simulate rice development . **Agricultural and Forest Meteorology**, China, v. 60, v. 1-2, p. 1-16, 1992.

GHANNOUM, O.; CONROY, J. P.; DRISCOLL, S. P.; PAUL, M. J.; FOYER, C. H.; LAWLOR, D. W. Nonstomatal limitations are responsible for drought-induced photosynthetic inhibition in four C₄ species. **New Phytologist**, EUA, v. 159, n. 4, p. 599-608, 2003.

GHOBADI, M.; TAHERABADI, S.; GHOBADI, M.-E.; MOHAMMADI, G.-R.; JALALI-HONARMAND, S. Antioxidant capacity, photosynthetic characteristics and water relations of sunflower (*Helianthus annuus* L.) cultivars in response to drought stress. **Industrial Crops and Products**, Kermanshah, v. 50, n. 1, p. 29-38, 2013.

GILLIS, M.; KERSTERS, K. *Acetobacter diazotrophicus* sp. nov., a nitrogen fixing acetic acid bacterium associated with sugarcane. **International Journal of Systematic Bacteriology**, Rio de Janeiro, v.39, n.3, p.361-364, 1989.

GIRI, B.; MUKERJI, K .G. Mycorrhizal inoculant alleviates salt stress in *Sesbania aegyptiaca* and *Sesbania grandiflora* under field conditions: evidence for reduced sodium and improved magnesium uptake. **Mycorrhiza**, Bethesda, v. 14, n. 5, p. 307–312, 2004.

GLICK, B. R.; LIU, C.; GHOSH, S.; DUMBROF, E. B. Early development of canola seedlings in the presence of the plant growth-promoting rhizobacterium *Pseudomonas putida* GR12-2. **Soil Biology & Biochemistry**, Canadá, v. 29, n. 8, p. 1233–1239, 1997.

GOAS, G.; GOAS, M.; LARHER, F. Accumulation of free proline and glycine betaine in *Aster tripolium* subjected to a saline shock: a kinetic study related to light period. **Plant Physiology**, Malden, v. 55, n. 3, p. 83–388, 1982.

GRASSI, G.; MAGNANI, F. Stomatal, mesophyll conductance and biochemical limitations to photosynthesis as affected by drought and leaf ontogeny in ash and oak trees. **Plant, Cell and Environmental**. Bologna, v.28, n.7, 834–849, 2005.

GRATÃO, P. L.; POLLE, A.; LEA, P. J.; AZEVEDO, R. A. Making the life of heavy metal-stressed plants a little easier. **Functional Plant Biology**, Australia, v. 32, n. 6, p. 481-494, 2005.

GRAY, E. J.; SMITH, D. L. Intracellular and extracellular PGPR: commonalities and distinctions in the plant bacterium signaling processes. **Soil Biology and Biochemistry**, Oxford, v. 37, n. 3, p. 395-412, 2005.

GRICHKO, V. P.; GLICK, B. R.; GRISHKO, V. I.; PAULS, K. P. Evaluation of tomato plants with constitutive, root-specific, and stress-induced ACC deaminase gene expression. **Russian Journal of Plant Physiology**, Nauka, v. 52, n. 3, p. 359–364, 2005.

GRIEVE, C. M.; GRATTAN, S. R. Rapid assay for determination of water soluble quaternary ammonium compounds. **Plant and Soil**, EUA, v.70, n.2, p.303-307, 1983.

GROVER, M.; ALI, S. Z.; SANDHYA, V.; RASUL, A.; VENKATESWARLU, B. Role of microorganisms in adaptation of agriculture crops to abiotic stress. **World Journal of Microbiology Biotechnology**, India, v.27, n.1, p.1231-1240, 2011.

GUERRA, A.; BARBOSA, A. M.; GUIDORIZI, K. A.; SOUZA, G. M. Efeitos da temperatura do ar na fotossíntese da cana-de-açúcar na fase inicial do desenvolvimento, **Revista Agrarian**, Dourados, v.7, n.24, p.211-217, 2014.

GUIMARÃES, C. M.; FAGERIA, N. K.; BARBOSA FILHO, M. P. Como a planta de arroz se desenvolve. **Arquivo do Agrônomo**, Campinas, n.13, p.1-12, 2002.

GUIMARÃES, C. M.; MORAES, O. P.; STONE, L. F.; CASTRO, A. P. **Tolerância a deficiência hídrica de linhagens de arroz de terras altas**, Santo Antônio de Goiás, GO, 2013. 4p. (Comunicado técnico, 212).

GUIMARÃES, C. M.; STONE, L. F.; OLIVEIRA, J. P.; RANGEL, P. H. N.; RODRIGUES, C. A. P. Sistema radicular do arroz de terras altas sob deficiência hídrica. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v.41, n.1, p.126-134, 2011.

GUIMARÃES, S. L.; CAMPOS, D. T. S.; BALDANI, V. L. D.; JACOB-NETO, J. Bactérias diazotróficas e adubação nitrogenada em cultivares de arroz. **Revista Caatinga**, Mossoró, v.23, n.4, p.32-39, 2010.

GUIMARAES, S. L.; BALDANI, V. L. D. Produção de arroz inoculado com bactérias diazotróficas marcadas com resistência induzida ao antibiótico estreptomicina. **Revista Ciência Rural**, Belém, v.56, n.1, p. 125-132, 2013.

GUO, B.; WANG, Y.; SUN, X.; TANG, K. Bioactive natural products from endophytes: a review. **Applied Biochemistry and Microbiology**, Moscow, v. 44, n. 2, p. 136-142, 2008.

GUSMÃO, A. R. E.; FARIA, J. M.; FONSECA, J. R.; CAMARGO, G. S. O. Variabilidade genética de genótipos de arroz vermelho (*Oryza sativa L.*) introduzidos no banco ativo de germoplasma da EMBRAPA. Brasília-DF, 2008. IN: I Congresso de genética do Centro Oeste, **Anais..** Brasília: Universidade de Brasília, 2008.

GUTIÉRREZ-MAÑERO, F. J.; ACERO, N.; LUCAS, J. A.; PROBANZA, A. The influence of native rhizobacteria on European alder growth. Characterization and biological assay of metabolites produced by growth promoting and growth inhibiting bacterial. **Plant Soil**, France, v. 182, n. 1, p. 67–74, 1996.

HADIARTO, T.; TRAN, L. P. Progress studies of drought-responsive genes in rice. **Plant Cell Reports**, Berlin, v. 30, n. 3, p. 297-310, 2011.

HANBA, Y.T.; SHIBASAKA, M.; HAYASHI, Y.; HAYAKAWA, T.; KASAMO, K.; TERASHIMA, I.; KATSUHARA, M. Overexpression of the barley aquaporin HvPIP2;1 increases internal CO₂ conductance and CO₂ assimilation in the leaves of transgenic rice plants. **Plant and Cell Physiology**, Yokohama, v. 45, n.5, p. 521–529, 2004.

HARDOIM, P. R.; VAN OVERBEEK, L. S.; ELSAS, J. D. Properties of bacterial endophytes and their proposed role in plant growth. **Trends in Microbiology**, Netherlands, v.16, n.10, p. 463–471, 2008.

HAYAT, R. ALI, S.; AMARA, U.; KHALID, R.; AHMED, I. Soil beneficial bacteria and their role in plant growth promotion: a review. **Annals of Microbiology**, Milan, v. 60, n. 4, p. 579-598, 2010.

HEINEMANN, A. B. Caracterização dos padrões de estresse hídrico para a cultura do arroz (ciclo curto e médio) no estado de Goiás e suas conseqüências para o melhoramento genético. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 34, n. 1, p. 29-36, 2010.

HERLACHE, T. C.; TRIPLETT, E. W. Expression of a crown gall biological control phenotype in an avirulent strain of *Agrobacterium vitis* by addition of the trifolitoxin production and resistance genes. **BMC Biotechnology**, USA, v. 2, n.2, p. 1-7, 2002.

HERRIDGE, D.; PEOPLES, M.; BODDEY, R. M.; Global inputs of biological nitrogen fixation in agricultural systems. **Plant and Soil**, Austrália, v. 311, n. 1-2, p. 1-18, 2008.

HISCOX, J. D.; ISRAELTAM, G. F. A method for the extraction of chlorophyll from leaf tissue without maceration. **Canadian journal of botany**, Canadá, v. 57, n.12, p. 1332-1334, 1979.

ILYAS, N.; BANO, A.; IQBAL, S.; RAJA, N. I. Physiological, biochemical and molecular characterization of azospirillum spp. Isolated from maize under water stress. **Pakistan Journal of Botany**, Paquistão, v. 44, n.1, p.71-80, 2012.

INFELD, J. A.; SILVA, J. B.; ASSIS, F. N. Temperatura base e graus-dia durante o período vegetativo de três grupos de cultivares de arroz irrigado. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, Santa Maria, v. 6, n.2, p. 187-191, 1998.

IRGA-Instituto Riograndense de Arroz. **Informações de mercado**, safras 2012/2013. Disponível em: <<http://www.irga.rs.gov.br/#>>. Acesso em: 30 maio 2013.

ISAWA, T.; YASUDA, M.; AWASAKI, H.; MINAMISAWA, K.; SHINOZAKI, S.; NAKASHITA, H. *Azospirillum* sp. strain B510 enhances rice growth and yield. **Microbes and Environments**, Ibaraki, v. 25, n. 1, p. 58-61, 2010.

JALEEL, C. A.; MANIVANNAN, P.; WAHID, A.; FAROOQ, M.; AL-JUBURI, H. J.; SOMASUNDARAM, R.; PANNEERSELVAM, R. Drought Stress in Plants: A Review on Morphological Characteristics and Pigments Composition. **International Journal Agricultural Biology**, China, v.11, n.2, p. 100–105, 2009.

JÉLIC, G.; BOGDANOVIC, M. Antagonism between abscísic acid and cytokinin in chlorophyll synthesis in pine seedlings. **Plant Science**, Yugoslávia, v. 61, n. 2, p. 197-202, 1989.

JHA, Y.; SUBRAMANIAN, R. B.; PATEL, S. Combination of endophytic and rhizospheric plant growth promoting rhizobacteria in *Oryza sativa* shows higher accumulation of osmoprotectant against saline stress. **Acta Physiologiae Plantarum**, Gujarat, v. 33, n. 3, p. 797–802, 2010.

JOSEPH, C, M.; PHILLIPS, D. A. Metabolites from soil bacteria affect plant water relations. **Plant Physiol Biochemistry**, Davis, 41, n. 2, :189–192, 2003.

JULIANO, B. O. Rice starch: production, properties and uses. In: WHISTLER, R. L.; MILLER, J. N.; PASCHALL, E. F. **Starch:chemistry and technology**, 2. ed., Academic Press, Orlando, 1984. p.507-527.

JUNEAU, P.; GREEN, B. R.; HARRISON, P. J. Simulation of Pulse-Amplitude-Modulated (PAM) fluorescence: Limitations of some PAM-parameters in studying environmental stress effects. **Photosynthetica**, Canadá, v.43, n.1,p. 75-83, 2005.

KAISER, W. M. Effects of water deficit on photosynthetic capacity. **Physiologia Plantarum**, Compenhagem, v. 71, n. 1, p. 142-150, 1987.

KANDOWANGKO, N. Y.; SURYATMANA, G.; NURLAENY, N.; SIMANUNGKALIT, R. D. M. Proline and abscísic acid content in droughted corn plant inoculated with *Azospirillum* sp. and arbuscular mycorrhizae fungi. Hayati. **Journal Bioscience**, Indonésia, v. 16, n. 1, p. 15–20, 2009.

KARTHIKEYAN, B.; JALEEL, C. A.; GOPI, R.; DEIVEEKASUNDARAN, M. Alterations in seedling vigour and antioxidant enzyme activities in *Catharanthus roseus* under seed priming

with native diazotrophs. **Journal of Zhejiang University: science B**, Hangzhou, v. 8, n. 7, p. 453-457, 2007.

KASIM, W. A.; OSMAN, M. E.; OMAR, M. N.; EL-DAIM, I. A. A.; BEJAI, S.; MEIJER, J. Control of Drought Stress in Wheat Using Plant-Growth-Promoting Bacteria. **Journal of Plant Growth Regulation**, Egypt, v.32, n.1, p. 122-130, 2013.

KATARE, D. P.; NABI, G.; AZOOZ, M. M.; AERI, V.; AHMAD, P. Biochemical modifications and enhancement of psoralen content in salt-stressed seedlings of *Psoralea corylifolia*Linn. **Environmental and Experimental Botany**, India, v. 2, n. 1,p. 65–74, 2012.

KEENAN, T.; SABATE, S.; GRACIA, C. The importance of mesophyll conductance in regulating forest ecosystem productivity during drought periods. **Global Change Biology**, Malden, v. 16, n.3, p. 1019–1034, 2010.

KHALVATI, M. A.; HU, Y.; MOZAFAR, A.; SCHMIDHALTER, U. Quantification of water uptake by Arbuscular mycorrhizal hyphae and its significance for leaf growth, water relations, and gas exchange of barley subjected to drought stress. **Plant Biology**, Bethesda, v. 7, n. 6, p. 706–712, 2005.

KISHOR, P. K. B.; SANGAM, S.; AMRUTHA, R. N.; LAXMI, P. S.; NAIDU, K. R.; RAO, K. R. S. S.; RAO, S.; REDDY, K. J.; THERIAPPAN, P.; SREENIVASALUNU, N. Regulation of proline biosynthesis, degradation, uptake and transport in higher plants: its implications in plant growth and abiotic stress tolerance. **Current Science**, India, v. 88, n. 3, p. 424–438, 2005.

KLOEPPER, J. W.; RYU, C.M.; ZHANG, S. Induced Systemic Resistance and Promotion of Plant Growth by *Bacillus* spp. **Phytopathology**, Coréia do Sul, v. 94, n. 11, p.1259-1266, 2004.

KLUGHAMMER, C.; SCHREIBER, U. Complementary PSII quantum yield calculated from simple fluorescence parameters measured by PAM fluorometry and saturation pulse method. **PAM Application Notes**, Germany, v.1, n.1, p. 27-35, 2008.

KONRAD, M. L. F.; SILVA, J. A. B.; FURLANI, P. R.; MACHADO, E. C. Trocas gasosas e fluorescência da clorofila em seis cultivares de cafeeiro sob estresse de alumínio. **Bragantia**, Campinas, v. 64, n. 3, p. 30-37, 2005.

KRAMER, D. M.; JOHNSON, G.; KIIRATS, O.; EDWARDS, G. E. New fluorescence parameters for the determination of QA redox state and excitation energy fluxes. **Photosynthesis Research**, Bethesda, v.79, n.2, p. 209-218, 2004.

KRON, A. P.; SOUZA, G. M.; BIBEIRO, R. N. Water deficiency at different developmental stages of *Glycine max* can improve drought tolerance. **Bragantia**, Campinas, v. 27, n. 1, p. 43-49. 2009.

KUSS, A. V.; KUSS, V. V.; HOLTZ, E. K.; LOVATO, T. Inoculação de bactérias diazotróficas e desenvolvimento de plântulas de arroz irrigado em solo e câmara de crescimento. **Revista da FZVA**. Uruguaiana, v.15, n.1, p. 90-102. 2008.

LABUDDA, M. **Lipid peroxidation as a biochemical marker for oxidative stress during drought. An effective tool for plant breeding**, 2013. Disponível em: <<http://www.e-wydawnictwo.eu/Document/DocumentPreview/3342>>. Acesso em: 15 Jan. 2015.

LAISK, A.; LORETO, F. Determining photosynthetic parameters from leaf CO₂ exchange and chlorophyll fluorescence. Ribulose-1,5-bisphosphate carboxylase/oxygenase specificity factor, dark respiration in the light. **Plant Physiol**, Bethesda, v.110, n.3, p. 903-912, 1996.

LANNA, A. C.; CARVALHO, M. A. F.; SILVEIRA, R. D. D.; HEINEMANN, A. B.; BRONDANI, C. **Protocolo de deficiência hídrica em arroz de terras altas para análise de transcriptoma**. Santo Antônio de Goiás, GO, Embrapa Arroz e Feijão, 2013. 7 p. (Comunicado técnico, 210).

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos: Ed. Rima, 2006.

LAUER, M. J.; BOYER, J. S. Internal CO₂ measured directly in leaves. Abscisic acid and low leaf water potential cause opposing effects. **Plant Physiology**, Bethesda, v. 98, n.4, p. 1310-1316, 1992.

LAWLOR, D. W.; CORNIC, G. Photosynthetic carbon assimilation and associated metabolism in relation to water deficits in higher plants. **Plant, Cell and Environment**, Oxford, v.25, n.2, p.275- 294, 2002.

LAWLOR, D.W. Limitation to photosynthesis in water stressed leaves: stomata versus metabolism and the role of ATP. **Annals of Botany**, Canadá, v. 89, n.2, p. 871–885, 2002.

LAWSON, T.; KRAMER, D. M.; RAINES, C. A. Improving yield by exploiting mechanisms underlying natural variation of photosynthesis. **Current Opinion in Biotechnology**, Colchester, v. 23, n. 2, p. 215-220, 2012.

LEE, B. R.; MUNEER, S.; AVICE, J. C.; JIN JUNG, W.; KIM, T. H. Mycorrhizal colonisation and Psupplement effects on N uptake and N assimilation in perennial ryegrass under well-watered and drought-stressed conditions. **Mycorrhiza**, Bethesda, v. 22, n. 7, p. 525–534, 2012.

LEE, D. H.; LEE, C. B. Chilling stress-induced changes of antioxidant enzymes in the leaves of cucumber: in gel enzyme activity assays. **Plant Science**, Bethesda, v. 159, n. 1, p. 75–85, 2000.

LEUNG, J.; GIRAUDAT, J. Abscisic acid signal transduction. **Annu Review of Biology**, France, v. 49, n. 2, p. 199–222, 1998.

LI, R.; SHI, F.; FUKUDA, K.; YANG, Y. Effects of salt and alkali stresses on germination, growth, photosynthesis and ion accumulation in alfalfa (*Medicago sativa* L.). **Soil Science & Plant Nutrition**, Japan, v.56, n. 5, p.725-733, 2010.

LICHTENTHALER, H.K.; BUSCHMANN, C.; KNAPP, M. How to correctly determine the different chlorophyll fluorescence parameters and the chlorophyll II fluorescence decrease ratio RFd of leaves with the PAM fluorometer. **Photosynthetica**, Germany, v.43, n.3, p.379-393, 2005.

LIONETTI, V.; CERVONE, F.; BELLINCAMPI, D. Methyl esterification of pectin plays a role during plant-pathogen interactions and affects plant resistance to diseases. **Journal of Plant Physiology**, Roma, v. 169, n. 16, p. 1623-1630, 2012.

LISAR, S. Y. S.; MOTAFAKKERAZAD, R.; HOSSAIN, M. M.; RAHMAN, I. M. M. **Water stress in plants: causes, effects and responses**. Rijeka: Intech Europe, 2012.

LIU, C.; LIU, Y.; GUO, K.; FAN, D.; LI, G.; ZHENG, Y.; YU, L.; YANG, R. Effect of drought on pigments, osmotic adjustment and antioxidant enzymes in six woody plant species in karst habitats of southwestern. **Environmental and Experimental Botany**, China, v. 71, n. 2, p. 174–183, 2011.

LONG, S. P.; HUMPHRIES, S.; FALKOWSKI, P. G. Photoinhibition of photosynthesis in nature. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, New York, v.45, n.1, p.633-662, 1994.

LOPES, R. A.; BUZETTI, S.; TEIXEIRA FILHO, M. C. M.; BENETT, C. G. S.; ARF, M. V. Doses, fontes e épocas de aplicação de nitrogênio em arroz de terras altas cultivado em sistema de semeadura direta. **Revista Caatinga**, Mossoró, v.26, n.4, p. 79-87, 2013.

LUGTENBERG, B.; KAMILOVA, F. Plant-Growth-Promoting Rhizobacteria. Annual **Review of Microbiol**, Netherlands, v.63, n. 1, p.541–56. 2009.

LUO, L. J. Breeding for water-saving and drought-resistance rice (WDR) in China. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 61, n.13, p. 3509-3517, 2010.

MACHADO, E. C.; MEDINA, C. L.; GOMES, M. M. A. Teor de água no substrato de crescimento e fotossíntese em laranjeira “Valença”. **Bragantia**, Campinas, v.58, n.2, p.217-226, 1999.

MACHADO, E. C.; SCHMIDT, P. T.; MEDINA, C. L.; RIBEIRO, R. V. Respostas da fotossíntese de três espécies de citros a fatores ambientais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 40, n. 12, p. 1161-1170, 2005.

MACHADO, R. S.; RIBEIRO, R. V.; MARCHIORI, P. E. R.; MACHADO, D. F. S. P.; MACHADO, E. C.; LANDELL, M. G. A. Respostas biométricas e fisiológicas ao deficit hídrico em cana-de-açúcar em diferentes fases fenológicas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 44, n.12, p.1575-1582, 2009.

MAGALHÃES FILHO, J. R.; AMARAL, L. R.; MACHADO, D. F. S. P.; MEDINA, C. L.; MACHADO, E. C. Deficiência hídrica, trocas gasosas e crescimento de raízes em laranjeiras Valência sobre dois tipos de portas-enxerto. **Bragantia**, Campinas, v.67, n. 1, p. 75-82, 2008.

MAGALHÃES JÚNIOR, A. M.; TERRES, A. L.; FAGUNDES, P. R.; FRANCO, D. F.; ANDRES, A. Aspectos genéticos, morfológicos e de desenvolvimento de plantas de arroz irrigado. In: GOMES, A. S.; MAGALHÃES JÚNIOR, A. M. **Arroz irrigado: no Sul do Brasil**. 1. ed., Brasília-DF, Embrapa Informação Tecnológica, 2004, p. 143-160.

MARULANDA, M. C.; CARDONA, O. D.; BARBAT, A. H. Robustness of the holistic seismic risk evaluation in urban centers using the USRi. **Natural Hazards**, México, v. 49, n. 3, p. 501–516, 2008.

MAUAD, M.; CRUSCIOL, C. C. C.; GRASSI FILHO, H. Produção de massa seca e nutrição de cultivares de arroz de terras altas sob condição de déficit hídrico e de adubação silicatada. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v.32, n.3, p. 939-948, 2011.

MAYAK, S.; TIROSH, T.; GLICK, B. R. Plant growth-promoting bacteria that confer resistance to water stress in tomatoes and peppers. **Plant Science**, Canadá, v. 166, n. 2, p. 525–530, 2004.

MEDEIROS, G. A.; ARRUDA, F. B.; SAKAI. Eficiência do uso da água do feijoeiro irrigado: influência da densidade de plantio. **Revista Ecossistema**, Espírito Santo do Pinhal, v. 28, n. 1/2, p. 83-90, 2003.

MEDICI, L. O.; AZEVEDO, R. A.; CANELLAS, L. P.; MACHADO, A. T.; PIMENTEL, L. C. Stomatal conductance of maize under water and nitrog déficits. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 42, n.4, p. 599-601, 2007.

MEHTA, P.; ALLAKHVERDIEV, S.I.; JAJOO, A. Characterization of photosystem II heterogeneity in response to high salt stress in wheat leaves (*Triticum aestivum*). **Photosynth.** India, v.105, n.3, p.249–255, 2010.

MENESES, C. H. S. G.; ROUWS, L. F. M.; ARAÚJO, J. L. S.; VIDAL, M. S.; BALDANI, J. I. Exopolysaccharide Production Is Required for Biofilm Formation and Plant Colonization by the Nitrogen-Fixing Endophyte *Gluconacetobacter diazotrophicus*. **Molecular Plant-Microbe Interactions**. Rio de Janeiro, v. 24, n. 12, p. 1448–1458, 2011.

MENEZES, B. R. S.; MOREIRA, L. B.; LOPES, H. M.; PEREIRA, M. B. Caracterização morfoagronômica em arroz vermelho e arroz de sequeiro. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 41, n. 4, p. 490-499, 2011.

MENEZES, B. R. S.; MOREIRA, L. B.; PEREIRA, M. B.; LOPES, H. M.; COSTA, E. M.; CURTI, A. T. M. Características morfoagronômicas de dois genótipos de arroz vermelho em cultivo inundado. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**. Recife, v.7, n.3, p. 394-401, 2012.

MIYAZAWA, S. I., YOSHIMURA ,S., SHINZAKI, Y., MAESHIMA, M., MIYAKE, C. Deactivation of aquaporins decreases internal conductance to CO₂ diffusion in tobacco leaves grown under long term drought. **Functional Plant Biology**, Austrália, v. 35, n.7, p. 553–564, 2008.

MOHAMMADI, K.; KHALESRO, K.; SOHRABI, Y.; HEIDARI, G. A Review: Beneficial effects of the mycorrhizal fungi for plant growth. **Journal of Applied Environmental and Biological Sciences**. Iran, v.1, n. 9, p.310-319, 2011.

MOLINARI, H. B. C.; MARUR, C. J.; DAROS, E.; CAMPOS, M. K. F.; CARVALHO, J. F. P. R.; BESPALHOK FILHO, J. C.; PEREIRA, L. F. P.; VIEIRA, L. G. E. Evaluation of the stress-inducible production of proline in transgenic sugarcane (*Saccharum* spp.): osmotic adjustment, chlorophyll fluorescence and oxidative stress. **Physiologia Plantarum**, Malden, v. 130, n. 2, p. 218 – 229, 2007.

MONTEIRO, J. G.; CRUZ, F. J. R.; NARDIN, M. B.; SANTOS, D. M. M. Crescimento e conteúdo de prolina em plântulas de guandu submetidas a estresse osmótico e à putrescina exógena. **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, v.49, n.1, p.18-25, 2014.

MORAN, J. F.; BECANA, M.; ITURBE-ORMAETXE, I.; FRECHILLA, S.; KLUCAS, R. V.; APARICIO-TEJO, P. Drought induces oxidative stress in pea plants. **Planta**, Plampona, v. 194, n. 3, p. 346–352, 1994.

MOREIRA, A. L. L.; ARAÚJO, F. F. Produção de Fosfatases, enzima ACC desaminase e antagonismo a fitopatógeno por bactérias. Presidente Prudente, 2011. In: Encontro de Ensino, Pesquisa e Extensão. **Anais...** Presidente Prudente:, v. 7, 5 p, 2011.

MOREIRA, F. M. S., SILVA, K. da, NÓBREGA R. S. A., CARVALHO, F. Bactérias diazotróficas associativas: diversidade, ecologia e potencial de aplicações. **Comunicata Scientiae**, Piauí, v. 1, n. 2, p. 74-99. 2010.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. Fixação biológica de nitrogênio atmosférico. In: MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e Bioquímica do Solo**. 2ª ed., Lavras: Editora UFLA, 2006, p.449-542.

MUNNE-BOSCH, S.; PENUELAS, J. Photo-and antioxidative protection during summer leaf senescence in *Pistacia lentiscus* L. grown under Mediterranean field conditions. **Annals Botany**, Bethesda, v. 92, n.3, p. 385–391, 2003.

MURKUTE, A. A.; SHARMA, S.; SINGH, S. K. Studies on salt stress tolerance of citrus rootstock genotypes with arbuscular mycorrhizal fungi. **Horticultural Science**, Prague, v. 33, n. 2, p. 70–76, 2006.

MUTHUKUMARASAMY, R.; CLEENWERCK, I.; REVATHI, G.; VADIVELU, M.; JANSSENS, D.; HOSTE, B.; GUM, K. U.; PARK, K. D.; SON, C. Y.; SA, T. M.; CABALLERO-MELLADO, J. Natural association of *Gluconacetobacter diazotrophicus* and *diazotrophic Acetobacter peroxydans* with wetland rice. **Systematic and Applied Microbiology**, Munique, v.28, n.4, p.277–286, 2005.

MUTHUKUMARASAMY, R.; REVATHI, G.; LAKSHMINARASIMHAN, C. Influence of N in fertilization on the isolation of *Acetobacter diazotrophicus* and *Hesbaspirillum* spp. from Indian sugar cane varieties. **Biology and Fertility of Soil**, India, v.29, n. 2, p. 157-164, 1999.

NASCENTE, A. S.; KLUTHCOUSKI, J.; RABELO, R. R.; OLIVEIRA, P.; COBUCCI, T.; CRUSCIOL, C. A. C. Desenvolvimento e produtividade de cultivares de arroz de terras altas em função do manejo do solo. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v.41, n.2, p.186-192, 2011.

NASCIMENTO, W. F. **Caracterização morfoagrônômica de acessos de arroz (*Oryza sativa* L.) de terras altas**. Recife, 2008, 83f. Dissertação (Mestrado em Agronomia-Melhoramento Genético de Plantas) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Universidade Federal Rural de Pernambuco.

NAVES-BARBIERO, C. C.; FRANCO, A. C.; BUCCI, S. J.; GOLDSTEIN, G. Fluxo de seiva e condutância estomática de duas espécies lenhosas sempre-verdes no campo sujo e cerrado. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Brasília, v.12, n.2, p.119-134, 2000.

NEVES, C. F. C., SCHVARTZMAN, M. M. A. M. Variables search technique applied to gas separation. **Química Nova**. São Paulo, v.25, n 2, p.327-329, 2002.

NI, B.; PALLARDY, S. G. Stomatal and non stomatal limitation to net photosynthesis in seedlings of woody angiosperms. **Plant Physiology**, Bethesda, v. 99, n. 4, p. 1502-1508, 1992.

NUNES, T. V.; ADORIAN, G. C.; TERRA, T. G. R. LEAL, T. C. A. B.; SANTOS, A. C.; RAMOS, P. S. Aspectos produtivos de linhagens de arroz de terras altas sob déficit hídrico. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v. 7, n. 1, p. 51-57, 2012.

ORTEGA, N.; BUSTO, M.D.; PEREZ-MATEO, M. Kinetics of cellulose saccharification by *trichoderma reesei* cellulases. **International, Biodeterioration & Biodegradation**, Spain, v.47, n. 1, p7-14, 2001.

OUKARROUM, A., MADIDI S. E. L. SCHANSKER, G., STRASSER, R. J. Probing the responses of barley cultivars (*Hordeum vulgare* L.) by chlorophyll a fluorescence OLKJIP under drought stress and re-watering. **Environmental and Experimental Botany**, Agadir, v.60, n.3, p. 438–446, 2007.

PARIDA, A. K.; DAS, A. B. Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. **Ecotoxicol Environ Saf**, Orissa, v. 60, n. 3, p. 324–349, 2005.

PEAK, D.; WEST, J. D.; MESSINGER, S. M.; MOTT, K. A. Evidence for complex, collective dynamics and emergent, distributed computation in plants. **PNAS**, Bethesda, v. 101, n. 4, p. 918–922, 2004.

PEDRAZA, R. O. Recent advances in nitrogen-fixing acetic acid bacteria. **International Journal of Food Microbiology**, Argentina, v.125, n.1, p.25-35, 2008.

PEDRINHO, E. A. N.; GALDIANO JÚNIOR, R. F.; CAMPANHARO, J. C.; ALVES, L. M. C.; LEMOS, E. G. M. Identificação e avaliação de rizobactérias isoladas de raízes de milho. **Bragantia**, Campinas, v. 69, n. 4, p. 905-911, 2010.

PEDROSO, B. A. Arroz irrigado no projeto Rio Formoso-Goiás. **Lavoura Arrozeira**, Porto Alegre, v.38, n.361, p.8-14, 1985.

PEREIRA, J. A.; BASSINELLO, P. Z.; CUTRIM, V. A.; RIBEIRO, V. Q. Comparação entre características agronômicas, culinárias e nutricionais em variedades de arroz branco e vermelho. **Revista Caatinga**, Mossoró, v.22, n.1, p.243-248, 2009.

PEREIRA, J. A.; BASSINELLO, P. Z.; FONSECA, J. R.; RIBEIRO, V. Q. Potencial genético de rendimento e propriedades culinárias do arroz vermelho cultivado. **Caatinga**, Mossoró, v.20, n.1, p.43-48, 2007.

PEREIRA, J. A.; MORAIS, O. P.; BRESEGHELLO, F. Análise da heterose de cruzamentos entre variedades de arroz-vermelho. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 43, n. 9, p. 1135-1142, 2008.

PÉREZ-GARCÍA, A.; ROMERO, D.; DE VICENTE, A. Plant protection and growth stimulation by microorganisms: biotechnological applications of Bacilli in agriculture. **Current Opinion in Biotechnology**, Milan, v. 22, n. 2, p. 187-193, 2011.

PINHEIRO, H. A.; DAMATTA, F. M.; CHAVES, A. R. M.; FONTES, E. P. B.; LOUREIRO, M. E. Drought tolerance in relation to protection against oxidative stress in clones of *Coffea canephora* subjected to long-term drought. **Plant Science**, Reino Unido, v. 167, n. 6, p. 1307–1314, 2004.

PORCEL, R.; AROCA, R.; RUIZ-LOZANO, J. M. Salinity stress alleviation using Arbuscular mycorrhizal fungi. A review. **Agronomy for Sustainable Development**, Granada, v. 32, n.1, p. 181–200, 2012.

POTTERS, G.; PASTERNAK, T. P.; GUISEZ, Y.; PALME, K. J.; JANSEN, M. A. K. Stress-induced morphogenic responses: growing out of trouble. **Trends in Plant science**, Spain, v. 12, n. 3, p.98–105, 2007.

PRISCO, J. T.; GOMES FILHO, E. Fisiologia e bioquímica do estresse salino em plantas. In: GHEYI, H. R.; DIAS, N. S.; LACERDA, C. F. **Manejo da salinidade na agricultura**. 1. ed. Fortaleza, INCT Sal, 2010, p.472.

PUNSCHKE, K.; CARLO-MAGNO, M.; LA BANDERA, C. Potencial agronómico de bactérias fijadoras de nitrógeno endófitas de arroz. Actas Uruguay, 2005. In: V Simposio de Recursos Genéticos para América Latina y el Caribe: **Anais..** Actas Uruguay, 2005.

RAMOS, A. S.; SANTOS, T. M. C.; SANTANA, T. M.; GUEDES, E. L. F; MONTALDO, Y. C. Ação do *Azospirillum lipoferum* no desenvolvimento de plantas de milho. **Revista Verde**, Mossoró, v.5, n.4, p.113–117, 2010.

RAPPARINI, F.; LLUSIÀ, J.; PEÑUELAS, J. Effect of arbuscular mycorrhizal (AM) colonization on terpene emission and content of *Artemisia annua*. **Plant Biology**, Bethesda, v. 10, n. 1, p. 108–122, 2008.

RASOOL, R.; HAMEED, A.; AZOOZ, M. M.; REHMAN, M.; SIDDIQI, T. O.; AHMAD, P. Salt stress: causes, types and responses of plants. **Ecophysiology and responses of plants under salt stress**. Springer, New York, 2013a, 497p.

RASOOL, S.; AHMAD, A.; SIDDIQI, T. O.; AHMAD, P. Changes in growth, lipid peroxidation and some key antioxidant enzymes in chickpea genotypes under salt stress. **Acta Physiol Plant**, Índia, v. 35, n. 4, p. 1039–1050, 2013b.

RAZAK, M. A. A.; HOETTGES, K. F.; FATOYINBO, H. O.; LABEED, F. H.; HUGHES, M. P. Efficient dielectrophoretic cell enrichment using a dielectrophoresis-well based system, **AIP Scitation**, USA, v. 7, n. 6, p. 064110,1- 064110,10, 2013.

REDILLAS, M. C. F. R.; STRASSER, R. J.; JEONG, J. S.; KIM, Y. S.; KIM, J. K. The use of JIP test to evaluate drought-tolerance of transgenic rice over expressing OsNAC10. **Plant Biotechnology Report**, Yonquin, v.5, n.2, p. 169–175, 2011.

REIS, G. G.; REIS, M. G. F. Fisiologia da brotação do eucalipto com ênfase nas suas relações hídricas. **Série Técnica IPEF**, Viçosa, v. 11, n. 30, p. 9-22, 1997.

REIS, V. M.; OLIVEIRA, A. L. M.; BALDANI, V. L. D.; OLIVARES, F. L.; BALDANI, J. I. Fixação biológica de nitrogênio simbiótica e associativa. In: FERNANDES, M. S. **Nutrição Mineral de Plantas**. 1.ed. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2006, p. 153-174.

RIEKERT VAN HEERDEN, P.D.; KRÜGER, G.H.J. Separately and simultaneously induced dark chilling and drought stress effects on photosynthesis, proline accumulation and antioxidant metabolism in soybean. **Journal of Plant Physiology**, Stuttgart, v.159, n. 10, p.1077-1086, 2002.

RODRIGUES NETO, J.; MALAVOLTA JUNIOR, V. A. VICTOR, O. Meio Simples para isolamento e cultivo de *Xanthomonas campestris* pv. Citri tipo B. **Summa Phytopathologica**, São Paulo, v.12, n.1, p.16-22, 1986.

RODRIGUES, L. F. O. S.; SILVA, M. B.; GONÇALVES, E. D. V.; MATTIELLO, V. D.; BERTTÉ, L. N.; MEINERZ, C. C.; GUIMARÃES, V. F. Trocas Gasosas em Milho Inoculado com *Azospirillum* brasilense e Submetido ao Déficit Hídrico, Águas de Lindóia, SP, 2012. In: XXIX CONGRESSO NACIONAL DE MILHO E SORGO, 2012, Águas de Lindóia, SP. **Anais...** Associação Brasileira de Milho e Sorgo (ABMS), São Paulo, 2012.

ROMERO, P.; BOTÍA, P. Daily and seasonal patterns of leaf water relations and gas Exchange of regulated deficit-irrigated almond trees under semiarid conditions. **Environment and Experimental Botany**, Japan, v.56, n.2, p. 158-173, 2006.

ROSENBLUETH, M.; MARTÍNEZ-ROMERO, E. Bacterial endophytes and their interactions with hosts. **Molecular Plant-Microbe Interactions**, México, v.19, n.8, p.827-837, 2006.

ROUWS, L. F. M.; MENESES, C. H. S. G.; GUEDES, H. V.; VIDAL, M. S.; BALDANI J. I.; SCHWAB S. Monitoring the colonization of sugarcane and rice plants by the endophytic diazotrophic bacterium *Gluconacetobacter diazotrophicus* marked with gfp and gus A reporter genes. **Letters in Applied Microbiology**, Munique, v.51, n.3, p. 325–330, 2010.

RUIZ-LOZANO, J. M. Arbuscular mycorrhizal symbiosis and alleviation of osmotic stress. New perspectives for molecular studies. **Mycorrhiza**, Bethesda, v. 13, n. 6, p.309–317, 2003.

SABINO, D. C. C. **Interação planta-bactéria diazotrófica na cultura do arroz**. Seropédica, 2007. 71p. Tese (Doutorado em Ciência do solo) - Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.

SAITO, T.; TERASHIMA, I. Reversible decreases in the bulk elastic modulus of mature leaves of deciduous *Quercus* species subjected to two drought treatments. **Plant, Cell & Environment**, Japan, v.27, n.7, p. 863-875, 2004.

SALEEM, M.; ARSHAD, M.; HUSSAIN, S.; BHATTI, A. S.; Perspective of plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) containing ACC deaminase in stress agriculture. **Journal of Industrial Microbiology Biotechnology**, New York, v.34, n.10, p.635-648, 2007.

SALISBURY, F. B. The role of plant hormones. In: WILKINSON, R. E. (ed) **Plant–environment interactions**. Marcel Dekker, New York, 1994. p 39–81.

SÁNCHEZ-BLANCO, M. J.; FERRÁNDEZ, T.; MORALES, M. A.; MORTE, A.; ALARCÓN, J. J. Variations in water status, gas exchange, and growth in *Rosmarinus officinalis* plants infected with *Glomus deserticola* under drought conditions. **J Plant Physiol**, Bethesda, v. 161, n. 6, p. 675–682, 2004.

SANDHYA, V.; ALI, S. K.Z.; GROVER, M.; REDDY, G.; VENKATESWARLU, B. Effect of plant growth promoting *Pseudomonas* spp. on compatible solutes, antioxidant status and plant growth of maize under drought stress. **Plant Growth Regulation**, India, v.62, n.1, p. 21-30, 2010.

SANNAZZARO, A. I.; RUIZ, O. A.; ALBERTO, E. O.; MENÉNDEZ, A. B. Alleviation of salt stress in *Lotus glaber* by *Glomus intraradices*. **Plant and Soil**, San Martin, v. 285, n. 1, p. 279–287, 2006.

SANT'ANNA, H. L. S. **Aspectos fisiológicos de variedades de citros submetidas à deficiência hídrica progressiva**. Cruz das Almas, 2009. 84p. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Curso de Pós-Graduação em Ciências Agrárias, Universidade Federal do Recôncavo da Bahia.

SANTI, C.; BOGUS, D.; FRANCHE, C. Biological nitrogen fixation in non-legume plants. **Annals of Botany**, France, v. 111, n.1, p. 743–767, 2013.

SANTOS, D.; SIQUEIRA, D. L.; SALOMÃO, L. C. C.; CECON, P. R.; OLIVEIRA, G. P.; MACHADO, D. L. M. ;ZUCOLOTO, M. Teores de carboidratos e fluorescência da clorofila *a* em folhas de limeiras ácidas ‘Tahiti’ submetidas ao anelamento e incisão anelar de ramos. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.44, n.10, p.1725-1731, 2014a.

SANTOS, J. F.; SACRAMENTO, B. L.; MOTA, K. N. A. B.; SOUZA, J. T.; AZEVEDO NETO, A. D. Crescimento de girassol em função da inoculação de sementes com bactérias endofíticas. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 44, n. 2, p. 142-150, 2014.

SANTOS, M. G.; RIBEIRO, R. V.; OLIVEIRA, R. F.; MACHADO, E. C.; PIMENTEL, C. The role of inorganic phosphate on photosynthesis recovery of common bean after a mild water deficit. **Plant Science**, São Paulo, v. 170, n.3, p.659–664, 2006.

SCHOLES, I. D.; HORTON, P. Photosynthesis and chlorophyll fluorescence: simultaneous measurements In: HENDRY, G. A. F.; GRIME, I. P. **METHODS IN COMPARATIVE PLANT ECOLOGY**. A laboratory manual. 1.ed. Chapman & Hall, London, 1993, p. 130-135.

SCHROEDER, J. I.; KWAK, J. M.; ALLEN, G. J. Guard cell abscisic acid signalling and engineering drought hardiness in plants. **Nature**, California, v. 410, n. 6826, p. 327–330, 2001.

SHAO, H.; CHU, L.; JALEEL, C. A.; ZHAO, C. Water-deficit stress induced anatomical changes in higher plants. **Comptes Rendus Biologies**, Paris, v. 331, n. 3, p. 215-225, 2008

SHENG, M.; TANG, M.; CHEN, H.; YANG, B.; ZHANG, F.; HUANG, Y. Influence of arbuscular mycorrhizae on photosynthesis and water status of maize plants under salt stress. **Mycorrhiza**, Bethesda, v. 18, n. 6-7, p. 287–296, 2008.

SHENG, M.; TANG, M.; ZHANG, F.; HUANG, Y. Influence of Arbuscular mycorrhiza on organic solutes in maize leaves under salt stress. **Mycorrhiza**, Bethesda, v. 21, n. 5, p. 423–430, 2011.

SHI, D.; XU, Y.; HOPKINSON, B. M.; MOREL, F. M. M. Effect of ocean acidification on iron availability to marine phytoplankton. **Science**, Princeton, v. 327, n. 5966, p. 676–679, 2010.

SHIRASAWA, K.; TAKABE, T.; TAKABE, T.; KISHITANI, S. Accumulation of glycine betaine in Rice plants that over express choline mooxygenase from spinach and evaluation of their tolerance to abiotic stress. **Annals of Botany**, Japan, v. 98, n. 3, p. 565-571, 2006.

SHUKLA, D.; KRISHNAMURTHY, S.; SAHI, S. V. Genome wide transcriptome analysis reveals ABA mediated response in Arabidopsis during gold (AuCl_4^-) treatment. **Plant Cell Reports**, USA, v. 5, n. 2, p. 1687–1699, 2012.

SIGMAPLOT. For windows, version 11.0. **Systat Software**, 2008.

SILVA, E. A.; SORATTO, R. P.; ADRIANO, E.; BISCARO, G. A. Avaliação de cultivares de arroz de terras altas sob condições de sequeiro em Cassilândia, MS. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.33, n.1, p.298-304, 2009.

SILVA, E. C. A.; SOUZA, R. P.; SANTOS, N. V.; SANTOS, C. A.; NASCIMENTO, H. H. C.; NOGUEIRA, R. J. M. C. Trocas gasosas em *Moringa oleifera* submetidas ao estresse salino de curta duração, São Luis, MA, 2012. IN: 64ª Reunião Anual da SBPC, Ciência, cultura e saberes tradicionais para enfrentar a pobreza, São Luis, Maranhão. **Anais...** Universidade Federal de Maranhão - UFMA, 2012.

SILVA, E. C.; NOGUEIRA, R. J. M. C.; AZEVEDO NETO, A. D.; SANTOS, V. F. Comportamento estomático e potencial da água na folha em três espécies lenhosas cultivadas sob estresse hídrico. **Acta Botânica Brasilica**, São Paulo, v.17, n.2, p. 231-246, 2004.

SILVA, E. N.; RIBEIRO, R. V.; SILVA, S. L. F.; VIÉGAS, R. A.; SILVEIRA, J. A. G. Salt stress induced damages on the photosynthesis of physic nut young plants. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 68, n. 1, p. 62-68, 2011.

SILVA, F. G.; **Comportamento fisiológico da berinjela cultivada em ambiente protegido sob taxas de reposição hídrica**. Catolé do Rocha, 2012. 48p. Monografia (Trabalho de Conclusão de Curso), Licenciatura em Ciências Agrárias, Universidade Estadual da Paraíba.

SILVA, M. A.; JIFON, J. L.; SILVA, J. A. G.; SHARMA, V. Use of physiological as fast tools to screen for drought tolerance in sugarcane. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, Londrina, v. 19, n.3, p. 193 – 201, 2007.

SILVEIRA, E. L. **Inoculações de bactérias promotoras de crescimento no cultivo de arroz em solução nutritiva**. Jaboticabal, 2008. 83f. Tese (Doutorado em Microbiologia Agropecuária) – Programa de Pós-Graduação em Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista.

SOUSA JÚNIOR, I. F. **A influência da urbanização no clima da cidade de Campina Grande-PB**. Campina Grande, PB, 2006. 94f. Dissertação (Mestrado em Meteorologia)- Curso de Pós-Graduação em Meteorologia, Universidade Federal de Campina Grande/UFPG.

SPENCER, J.; RAGOUT, A. **Métodos microbiológicos**. Humana Press Inc. Totowa, New Jersey, USA, 2001.

STEDUTO, P.; HSIAO T. C.; FERERES, E. On the conservative behavior of biomass water productivity. **Irrig Science**, Califórnia, v.25, n.3, p. 189–207, 2007.

STEINMETZ, S.; INFELD, J. A.; ASSIS, F. N.; WREGE, M. S.; FERREIRA, J. S. A. **Uso do método de graus-dia para estimar a data de diferenciação da panícula de grupos de cultivares de arroz irrigado no Rio Grande do Sul**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 1. ed. 2004.

STEPHAN, M. P.; OLIVEIRA, M.; TEIXEIRA, K. R. S.; MARTINEZ-DRETS, G.; DOBEREINER, J. Physiology and nitrogen fixation of *Acetobacter diazotrophicus*. **FEMS Microbiology Letters**, Rio de Janeiro, v. 77, n. 1, p. 67-72, 1991.

STRECK, N. A.; BOSCO, L. C.; MICHELON, S.; WALTER, L. C.; MARCOLIN, E. Duração do ciclo de desenvolvimento de cultivares de arroz em função da emissão de folhas no colmo principal. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.36, n.4, p. 1086-1093, 2006.

STURZ, A. V.; NOWAK, J. Endophytic communities of rhizobacteria and the strategies required to create yield enhancing associations with crops. **Applied Soil Ecology**, Canadá, v. 15, n.1, p. 183-190, 2000.

SZABADOS, L.; KOVÁCS, H.; ZIBERSTEIN, A.; BOUCHEREAU, A. Plants in extreme environments: importance of protective compounds in stress tolerance. **Advances in Botanical Research**, France, v. 57, n.1, p. 105–150, 2011.

SZIDERICS, A. H.; RASCHE, F.; TROGNITZ, F.; SESSITSCH, A.; WILHELM, E. Bacterial endophytes contribute to abiotic stress adaptation in pepper plants (*Capsicum annuum* L.). **Canadian Journal of Microbiology**, Bethesda, v. 53, n. 11, p. 1195–1202, 2007.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 4. ed. Porto Alegre: Artmed, 2009.

TALIBART, R.; JEBBAR, M.; GOUFFI, K.; PICHEREAU, V.; GOUESBET, G.; BLANCO, C.; BERNARD, T.; POCARD, J. A. Transient accumulation of glycine betaine and dynamics of endogenous osmolytes in saltstressed cultures of *Sinorhizobium meliloti*. **Applied and Environmental Microbiology**, Bethesda, v. 63, n. 12, p. 4657–4663, 1997.

TEJERA, N. A.; ORTEGA, E.; GONZALEZ-LOPEZ, J.; LLUCH, C. Effect of some abiotic factors on the biological activity of *Gluconacetobacter diazotrophicus*. **Journal of Applied Microbiology**, Cuba, v. 95, n. 3, p. 528-535, 2003.

TERRA, T. G. R.; BORÉM, A.; LEAL, T. C. A.; RANGEL, P. H. N. Tolerância de linhagens de arroz de terras altas à seca. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 43, n. 2, p. 201-208, 2013.

VAN KOOTEN, O.; SNEL, J. F. H. The use of chlorophyll fluorescence nomenclature in plant stress physiology. **Photosynthesis Research**, The Netherlands, v.25, n. 3, p.147–150, 1990.

VAN LOON, L. C.; GLICK, G. R. Increased plant fitness by rhizobacteria. In: SANDERMANN H. **Molecular Ecotoxicology of Plants Springer**, 1. ed., Verlag, Berlin, 2004, p. 177-205.

VELOSO, C. A. C.; BOTELHO, S. M.; LOPES, A. M.; CARVALHO, E. J. M. **Nutrição mineral e adubação da cultura do arroz de sequeiro**. Bélem-PA,: Embrapa Amazônia Oriental, 2009. 29 p. (Documentos, 360).

VERBRUGGEN, N.; HERMANS, C. Proline accumulation in plants: a review. **Amino Acids**, Belgiun, v.35, n.1, p.753-759, 2008.

VERGARA, B. S. **A farming's primer on growing**. Los Baños: IRRI, 1979.

VIEIRA JÚNIOR, P.; DOURADO NETO, D.; OLIVEIRA, R.; PERES, L.; MARTIN, T.; MANFRON, P.; BONNECARRÈRE, R. Relações entre o potencial e a temperatura da folha de plantas de milho e sorgo submetidas a estresse hídrico. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 29, n. 4, p: 555-561, 2007.

VIEIRA, N. R. A.; CARVALHO, J. L. V. Qualidade tecnológica. In: VIEIRA, N. R. A.; SANTOS, A. B.; SANT'ANA, E. P. **A cultura do arroz no Brasil**. 1. ed., Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 1999. p. 582-604.

VITTI, G. C.; HEINRICH, R. Formas tradicionais e alternativas de obtenção e utilização do nitrogênio e do enxofre: uma visão holística. In: YAMADA, T.; STIPP, ABDALLA, S. R.; VITTI, G. C. **Nitrogênio e enxofre na agricultura brasileira**. Piracicaba: IPNI Brasil, 2007. p. 109-157.

WAHID, A. Physiological implications of metabolite biosynthesis for net assimilation and heat-stress tolerance of sugarcane (*Saccharum officinarum*) sprouts. **Journal of Plant Research**, Faisalabad, v. 120, n. 2, p. 219- 228, 2007.

WAKELIN, S. A.; GREGG, A. L.; SIMPSON, R. J.; LI, G. D.; RILEY, I. T.; MCKAY A.C. Pasture management directly affects soil microbial community structure and Ncycling bacteria. **Pedobiologia**, Austrália, v.52, n. 4, p.237–251, 2009.

WALTER, M. H.; STRACK, D. Carotenoids and their cleavage products: biosynthesis and functions. **Natural Product Reports**, Bethesda, v. 28, n. 4, p. 663–692, 2011.

WALTER, M.; MARCHEZAN, E.; AVILA, L. A. Arroz: Composição e características nutricionais. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 38, n. 4, p.1184-1192, 2008.

WALTER, R. G. Towards an understanding of photosynthetic acclimation. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v.56, n.411, p.435–447, 2005.

WANDER, A. E.; CHAVES, M. O. Consumo aparente per capita de arroz no Brasil, 1991 a 2010. Itajaí, SC, 2011. In CONGRESSO BRASILEIRO DE ARROZ IRRIGADO, 7., Itajaí, SC. **Anais...** Balneário Camboriú: Itajaí, 2011.

WANI, S. H.; SINGH, N. B.; HARIBHUSHAN, A.; MIR, J. I. Compatible solute engineering in plants for abiotic stress tolerance – Role of glycine betaine. **Current genomics**, India, v. 14, n. 3, p. 157-165, 2013.

WARREN, C. R. Soil water deficits decrease the internal conductance to CO₂ transfer but atmospheric water deficits do not. **Journal of Experimental Botany**, Austrália, v. 59, n. 2, p. 327–334, 2008.

WELLBURN, A. R. The spectral determination of chlorophylls *a* and *b*, as well as total carotenoids, using various solvents with spectrophotometers of different resolution. **Journal of Plant Physiology**, Lancaster, v. 144, n. 3, p. 307-313, 1994.

YAMADA, Y.; HOSHINO, K.; ISHIKAWA, T. The phylogeny of acetic acid bacteria based on the partial sequences of 16s ribosomal RNA: the elevation of the subgenus *Gluconoacetobacterium* to generic level. **Bioscience, Biotechnology & Biochemistry**, v.61, n.1, p.1244-1251, 1997.

YAMADA, Y.; HOSHIRO, K.; ISHIKAWA, T. *Gluconacetobacter* om. corrig. (*Gluconacetobacter* [sci]). In validation of publication of new names and new combinations previously effectively published outside the IJSB, List no. 64. **International Journal of Systematic Bacteriology**, v.48, n.1, p.327-328, 1998.

YANG, J.; KLOEPPER, J. W.; RYU, C. M. Rhizosphere bacteria help plants tolerate abiotic stress. **Trends in Plant Science, USA**, v.14, n.1, p. 1-4, 2009.

YILDIRIM. E.; TAYLOR, A. G. Effect of biological treatments on growth of bean plants under salt stress. **Annual Report of the Bean Improvement Cooperative, USA**, v. 48, n. 2, p. 176–177, 2005.

YOSHIDA, S. **Fundamentals of Rice crop science**. Los Baños: IRRI, 1981.

ZAIED, K. A.; EL-HADY, A. H.; AFIFY, A. H.; NASSEF, M. A. Yield and nitrogen assimilation of winter wheat inoculated with new recombinant inoculants of rhizobacteria. **Pakist. International. Journal of Biological Sciences, USA**, v.6, n 4, p.344-358, 2003.

ZAIN, M. E.; AWAAD, A. S.; OTHMAN, M. R. A.; AL-DOSARY. Antibacterial, antifungal activity and phytochemical analysis of some desert plants against human pathogenic bacteria and fungi. **Life Science Journal, KSA**, v. 11, n. 7, p. 343-349, 2014.

ZHANG, Y. F.; HE, L. Y.; CHEN, Z. J.; WANG, Q. Y.; QIAN, M.; SHENG, X. F. Characterization of ACC deaminase producing endophytic bacteria isolated from copper-tolerant plants and their potential in promoting the growth and copper accumulation of *Brassica napus*. **Chemosphere, Amsterdam**, v. 83, n. 1, p. 57-62, 2011.

ZUCCARINI, P. Mycorrhizal infection ameliorates chlorophyll content and nutrient uptake of lettuce exposed to saline irrigation. **Plant, Soil and Environment**, San Martin, v. 53, n.3, p. 283–289, 2007.