



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA - UFRA
MESTRADO EM CIÊNCIAS FLORESTAIS

ANA ECÍDIA DE ARAÚJO BRITO

CRESCIMENTO E METABOLISMO BIOQUÍMICO EM MUDAS DE DENDÊ *Elaeis guineensis* Jacq. NA VARIEDADE DELI X LAMÉ ACOMETIDAS Á DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE ALUMÍNIO.

BELÉM
2016

ANA ECÍDIA DE ARAÚJO BRITO

CRESCIMENTO E METABOLISMO BIOQUÍMICO EM MUDAS DE DENDÊ *Elaeis guineensis* Jacq. NA VARIEDADE DELI X LAMÉ ACOMETIDAS Á DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE ALUMÍNIO.

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do Curso de Mestrado em Ciências Florestais: área de concentração Ecofisiologia de árvores, para obtenção do título de Mestre.

Orientador: Prof. Dr. Cândido Ferreira de Oliveira Neto

Co-orientador: Prof. Dr. Raimundo Thiago Lima da Silva

**BELÉM
2016**

ANA ECÍDIA DE ARAÚJO BRITO

CRESCIMENTO E METABOLISMO BIOQUÍMICO EM MUDAS DE DENDÊ *Elaeis guineensis* Jacq. NA VARIEDADE DELI X LAMÉ ACOMETIDAS Á DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE ALUMÍNIO.

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Ciências Florestais, área de concentração Ecofisiologia de árvores, para a obtenção do título de Mestre em Ciências Florestais.

Orientador: Prof. Dr. Cândido Ferreira de Oliveira Neto

Qualificação: 16 de dezembro de 2016.

BANCA EXAMINADORA

Cândido Ferreira de Oliveira Neto-Orientador
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA-UFRA

Roberto Lisboa Cunha-1º Examinador
EMBRAPA AMAZÔNIA ORIENTAL-1º Examinador

Joze Melisa Nunes de Freitas-2º Examinadora
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA-UFRA

Diocléa Almeida Seabra Silva-3º Examinadora
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA-UFRA

Dedico,

À Deus.

Aos meus pais Tomás da Silva Brito e Maria Elizenir de Araújo Brito.

Aos meus irmãos Ely Cristina Brito e Tomás Ricardo Brito.

Aos meus sobrinhos Sophia e Tomás Brito.

AGRADECIMENTOS

À Deus, pelo dom da vida.

A Nossa Senhora de Fátima por sua intercessão junto a Deus.

Aos meus familiares, pelo apoio, carinho e compreensão.

Ao meu amigo e orientador o Prof. Dr. Cândido Neto, que me aconselha e me ajuda sempre.

Ao meu co-orientador Dr. Raimundo Thiago Lima pelos ensinamentos estatísticos.

À Universidade Federal Rural da Amazônia, minha segunda casa.

À Coordenação e aos professores do Programa de Pós-Graduação em Ciências Florestais.

Ao Instituto de Ciências Agrárias e todos seus funcionários.

À CAPES, pela concessão da bolsa de estudos.

A toda equipe do EBPS (Estudos da Biodiversidade em Plantas Superiores) pela ajuda e amizade.

Aos amigos de equipe, que sem eles esse trabalho não poderia ter sido realizado: Thays Costa, Jéssica Martins, Glauco André, Andresa Soares, Susana da Conceição e Liliane Machado.

Aos amigos Wander Luiz e Josilene Mescouto pelo apoio na retirada e no transplante do experimento.

Ao amigo Vitor Resende pela tradução dos resumos presentes nesse trabalho.

A amiga Kerolém Cardoso, pela grande ajuda nas análises bioquímicas.

A todos que de forma direta ou indireta contribuíram para a realização desse trabalho.

Muito OBRIGADA!

BIOGRAFIA

Ana Ecídia de Araújo Brito, filha de Tomás da Silva Brito e Maria Elizenir de Araújo Brito, nasceu em 08 de janeiro de 1982, em Belém, Pará, Brasil.

Em 2001 ingressou no curso de Agronomia na Faculdade de Ciências Agrárias do Pará-FCAP, atualmente Universidade Federal Rural da Amazônia-UFRA, graduando-se em outubro de 2005.

Trabalhou no Grupo Agropalma em Tailândia/PA, nas áreas agrícola, fitossanidade e Responsabilidade Sócio-Ambiental.

Em 2011 concluiu o curso de MBA em Gestão Empresarial, Pública e com Pessoas no IESAM-Instituto de Estudos Superiores da Amazônia.

Atuou como responsável técnica na Empresa de dedetização e expurgo, Superdream Saneamento Ambiental Ltda.

Em março de 2015, iniciou os estudos no Curso de Mestrado em Ciências Florestais, do Programa de Pós-Graduação em Ciências Florestais da Universidade Federal Rural da Amazônia, qualificando sua dissertação em dezembro de 2016.

O céu que toca o chão
Quero escutá-lo, ouvir os segredos de sua visita,
Avançar no largo de seu enigma
Contemplar sua beleza sacra,
Banhar-me em seu perfume santificado,
E ouvir sua linguagem de paz.
Porque o amor é santo.
O amor é a novidade que encoraja.
Do amor provém a promessa de novas águas,
Dele vem o dom de transformar obras em frutos e santidade,
Dele provém a verdade e a vida,
Por isso o amor é dom do Espírito Santo.

Thays Luize de Araújo (in memoriam)

“Não é o mais forte que sobrevive, nem o mais inteligente, mas o que melhor se adapta às mudanças.”

Charles Robert Darwin

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1: Possíveis mecanismos de toxidez e detoxificação ao Al^{+3} utilizado pelas plantas..	17
Figura 2: Mudanças de <i>Elaeis guineensis</i> Jacq. em tubetes. (Agosto/2015).....	29
Figura 3: Condução do Experimento (Agosto/2015).....	29
Figura 4: Sintomas visuais de toxidez por Al^{+3} em plantas com tratamento de 40 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$	37
Figura 5: Sintomas visuais de toxidez por Al^{+3} em plantas com tratamento de 40 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$	37
Figura 6: Vazamento de eletrólitos nas raízes de mudas de <i>Elaeis guineensis</i> Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 10= 10 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 20= 20 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 30= 30 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$ e 40= 40 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$).....	39
Figura 7: Concentração de nitrato nas raízes de mudas <i>Elaeis guineensis</i> Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 10= 10 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 20= 20 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 30= 30 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$ e 40= 40 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$).....	40
Figura 8: Concentração de Redutase do Nitrato acumulado nas raízes de mudas <i>Elaeis guineensis</i> Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 10= 10 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 20= 20 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 30= 30 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$ e 40= 40 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$).....	42
Figura 9: Teor de Amônio Livre nas raízes de mudas <i>Elaeis guineensis</i> Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 10= 10 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 20= 20 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 30= 30 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$ e 40= 40 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$).....	43
Figura 10 (A) e (B): Teor de Aminoácidos nas folhas (A) e raízes (B) de mudas <i>Elaeis guineensis</i> Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 10= 10 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 20= 20 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 30= 30 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$ e 40= 40 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$).....	44
Figura 11 (A) e (B): Concentração de prolina nas folhas e raízes de mudas <i>Elaeis guineensis</i> Jacq. de em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 10= 10 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 20= 20 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 30= 30 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$ e 40= 40 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$).....	46
Figura 12 (A) e (B): Concentração de proteínas nas folhas e raízes de mudas <i>Elaeis guineensis</i> Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 10= 10 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 20= 20 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 30= 30 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$ e 40= 40 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$).....	47
Figura 13: Concentração de carboidratos nas raízes de mudas <i>Elaeis guineensis</i> Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 10= 10 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 20= 20 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 30= 30 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$ e 40= 40 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$).....	48
Figura 14 (A) e (B): Teor de Clorofilas A e B nas mudas <i>Elaeis guineensis</i> Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 10= 10 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 20= 20 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$; 30= 30 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$ e 40= 40 mg L ⁻¹ de $AlCl_3$).....	51

Figura 15 (A) e (B): Teor de Clorofila Total e Carotenóides nas mudas *Elaeis guineensis* Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L⁻¹ de AlCl₃; 10= 10 mg L⁻¹ de AlCl₃; 20= 20 mg L⁻¹ de AlCl₃; 30= 30 mg L⁻¹ de AlCl₃ e 40= 40 mg L⁻¹ de AlCl₃)..... 51

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Composição da solução nutritiva..... **Erro! Indicador não definido.**

SUMÁRIO

RESUMO

ABSTRACT

1 CONTEXTUALIZAÇÃO 14

REFERÊNCIA 19

2 ANÁLISES DE CARACTERÍSTICAS BIOQUÍMICAS EM MUDAS DE DENDÊ *Elaeis guineensis* Jacq. NA VARIEDADE DELI X LAMÉ ACOMETIDAS A DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE ALUMÍNIO 22

RESUMO

ABSTRACT

2.1 Introdução 24

2.2 Material e Métodos 26

2.3 Resultados e Discussão 37

2.3 Conclusão 52

REFERÊNCIAS 53

3 CRESCIMENTO E ESTRESSE OXIDATIVO EM MUDAS DE DENDÊ *Elaeis guineensis* Jacq. NA VARIEDADE DELI X LAMÉ ACOMETIDAS A DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE ALUMÍNIO

CRESCIMENTO E METABOLISMO BIOQUÍMICO EM MUDAS DE DENDÊ *Elaeis guineensis* Jacq. NA VARIEDADE DELI X LAMÉ ACOMETIDAS Á DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE ALUMÍNIO

RESUMO

Estudos têm mostrado que o Al^{+3} prejudica o crescimento e o desenvolvimento de plantas sensíveis, como também mostrado a existência de plantas resistentes e/ou tolerantes. O excesso de alumínio, além de inibir a formação normal da raiz, interfere nas reações enzimáticas, na absorção, transporte e uso dos nutrientes pelas plantas. Diante do exposto, o presente trabalho objetivou avaliar os efeitos da aplicação de doses de alumínio no crescimento e no metabolismo de mudas de dendê *Elaeis guineensis* Jacq. O experimento foi conduzido em casa de vegetação do Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal Rural da Amazônia, em Belém, Pará, no período de agosto de 2015 a janeiro de 2016, sendo as análises bioquímicas e fisiológicas realizadas no Laboratório de Estudos da Biodiversidade em Plantas Superiores (EBPS), estabelecido no mesmo local. As mudas de dendê na variedade Deli x Lamé com cinco meses de idade, foram cedidas pela empresa ADM (Archer Daniels Midland), localizada no município de Concórdia/PA, originadas da Embrapa Amazônia Ocidental-AM. O delineamento experimental foi em DIC-Delineamento Inteiramente Casualizado, com 5 repetições, sendo uma planta uma unidade experimental, onde foram aplicadas as dosagens de alumínio de 0 mg L⁻¹, 10 mg L⁻¹, 20 mg L⁻¹, 30 mg L⁻¹ e 40 mg L⁻¹ de Al^{+3} , sendo este cátion, adicionado na forma de cloreto de alumínio hexahidratado 95% ($AlCl_3 \cdot 6H_2O$). Perfazendo um total de 25 plantas analisadas. As características morfológicas e as respostas bioquímicas foram analisadas ao término do experimento. A maioria das características de crescimento das mudas de dendê *Elaeis guineensis* Jacq. foram influenciadas negativamente com o aumento das dosagens de $AlCl_3$. Observou-se um decréscimo na maioria das características biométricas analisadas, com a dosagem máxima aplicada. Observando as menores médias de Altura, Número de folhas, Número de folhas diferenciadas, MSPA-Matéria Seca da Parte Aérea, MST-Matéria Seca Total, MSPA/MSR-Matéria Seca da Parte Aérea/Matéria Seca da Raiz, nas plantas que receberam a dosagem de 40 mg L⁻¹ de Al^{+3} . Em relação aos parâmetros bioquímicos analisados, verificou-se que o aumento das dosagens de $AlCl_3$, promoveram um maior VE-Vazamento de Eletrólitos. É admitido que o Al^{3+} afete a fluidez da membrana por alterar o ambiente químico dos lipídios da membrana, provavelmente, por formar ligações entre as regiões polares dos fosfolipídios. O aumento nas concentrações de NO_3^- e de NH_4^+ nas raízes, podem estar relacionados a interferência do Al^{+3} no metabolismo de algumas enzimas, entre elas a RN-Redutase do Nitrato. Que apresentou uma redução em sua atividade no tratamento que recebeu a maior dosagem de 40 mg L⁻¹ de Al^{+3} . O aumento nas concentrações de aminoácidos, proteínas e carboidratos nas folhas e raízes, podem estar relacionados com a grande competição do Al^{+3} por componentes ligantes da membrana plasmática. A diminuição do conteúdo de clorofila provoca uma perturbação na homeostase celular redox, visto que esta molécula desempenha a função de aceptor de elétrons, aumentando assim a produção de EROs. Vários trabalhos têm mostrado que íons de Al^{+3} aumentam a produção de espécies reativas de oxigênio (EROs) e aumentam a peroxidação de lipídios de membrana.

Palavras-chave: Solos ácidos.Toxidez.Biometria.Estresse Oxidativo.

GROWTH AND BIOCHEMICAL METABOLISM IN SEEDLINGS OF PALM *Elaeis guineensis* Jacq. IN THE VARIETY DELI X LAMÉ SUBMITTED TO DIFFERENT CONCENTRATIONS OF ALUMINUM

ABSTRACT

Studies have shown that Al^{+3} impairs the growth and development of sensitive plants, as well as the presence of resistant and / or tolerant plants. Excess aluminum, in addition to inhibiting normal root formation, interferes with enzymatic reactions, absorption, transport and nutrient use by plants. In view of the above, the present work aimed to evaluate the effects of the application of aluminum doses on the growth and metabolism of palm seedlings *Elaeis guineensis* Jacq. The experiment was conducted in a greenhouse of the Institute of Agrarian Sciences of the Federal Rural University of the Amazon, in Belém, Pará, from August 2015 to January 2016, and the biochemical and physiological analyzes were carried out at the Laboratory of Biodiversity Studies in Plants (EBPS), established in the same place. The oil palm seedlings in the variety Deli x Lamé with five months old, were provided by the company ADM (Archer Daniels Midland), Located in the municipality of Concórdia / PA, originated from Embrapa Amazônia Ocidental-AM. The experimental design was in DIC-Fully Informed Design, with 5 replicates, one plant being an experimental unit, where the aluminum dosages of 0 mg L^{-1} , 10 mg L^{-1} , 20 mg L^{-1} , 30 mg L^{-1} and 40 mg L^{-1} of Al^{+3} , This cation being added in the form of aluminum chloride 95% hexahydrate ($AlCl_3 \cdot 6H_2O$). Making a total of 25 plants analyzed. Morphological characteristics and biochemical responses were analyzed at the end of the experiment. Most of the growth characteristics of the oil palm *Elaeis guineensis* Jacq. Were negatively influenced by the increase in $AlCl_3$ dosages. A decrease was observed in most of the biometric characteristics analyzed, with the maximum dosage applied. Observing the lowest averages of Height, Number of leaves, Number of differentiated leaves, DMAP-Dry Matter of Aerial Part, TDM-Total Dry Matter, DMAP / DRM- Dry Matter of Aerial Part / Dry Root Matter, in the plants that received the dosage of 40 mg L^{-1} of Al^{+3} . Regarding the biochemical parameters analyzed, it was verified that the increase of the $AlCl_3$ dosages, promoted a higher EL-Electrolyte Leakage. Al^{3+} is expected to affect membrane fluidity by altering the chemical environment of membrane lipids, probably by forming bonds between the polar regions of the phospholipids. The increase in NO_3^- and of NH_4^+ in roots, maybe related to Al^{+3} interference in the metabolism of some enzymes, including Nitrate RN-Reductase. Who presented a reduction in their activity in the treatment that received the highest dose of 40 mg L^{-1} of Al^{+3} . The increase in amino acid, protein and carbohydrate concentrations in leaves and roots may be related to the great competition of Al^{+3} by plasma membrane binding components. The decrease in chlorophyll content causes a disturbance in cellular redox homeostasis, since this molecule plays the role of electron acceptor, thus increasing the production of ROS. Several studies have shown that Al^{+3} ions increase the production of reactive oxygen species (ROS) and increase membrane lipid peroxidation.

Keywords: Acid soils.Toxicity.Biometry.Oxidative stress.

1 CONTEXTUALIZAÇÃO

A Palma de Óleo (*Elaeis guineensis* Jacq) é uma palmeira de origem africana cultivada em regiões tropicais úmidas na África, Ásia e América, e representa a segunda mais importante fonte de óleo vegetal (SANTOS, 2010).

Recentemente na Colômbia e na Malásia com mudas de palma de óleo mostram que essa espécie se beneficia da correção da acidez do solo, principalmente pela redução dos teores de Al trocável (CRISTANCHO et al., 2011a; CRISTANCHO et al., 2011b; CRISTANCHO et al., 2011c).

O dendê destaca-se pela alta rentabilidade, fixação do homem ao campo, além disso, a longo prazo a exploração dessa cultura pode proporcionar impactos ambientais positivos, como fixação de carbono em sistemas agrícolas, recuperação e uso sustentável de áreas degradadas, conciliando sustentabilidade ambiental com desenvolvimento econômico e social (CHIA et al., 2009; CORDEIRO et al., 2009; TAN et al., 2009).

O alumínio é constituinte das partículas de argila do solo, ocorrendo a sua migração para a fração trocável ou para a solução em solos com pH abaixo de 5,0 (RAMPIM e LANA, 2013).

Sua disponibilidade depende de sua forma química (largamente dependente do pH) e da formação de complexos, os quais são de limitada solubilidade e portanto, indisponíveis (PRABAGAR et al., 2011).

Em pH ácido, o hidrogênio (H^+) atua sobre os minerais liberando íons alumínio (Al^{+3}) que ficam predominantemente retidos pelas cargas negativas das partículas de argila do solo, em equilíbrio com o Al^{+3} em solução (ECHART e CAVALLI-MOLINA, 2001; RAMPIM e LANA, 2013).

Os carboidratos compreendem uma grande categoria de solutos compatíveis que incluem hexoses, dissacarídeos, açúcares alcoólicos e complexos, os quais são acumulados durante os estresses (JOUVE et al., 2004).

O Al^{+3} pode causar efeitos drásticos na assimilação de N em plantas (PAL'OVE-BALANG; MISTRİK, 2011). O N é distribuído via floema (BREDEMEIER; MUNDSTOCK, 2000), apresentando função estrutural no vegetal, fazendo parte de inúmeros componentes celulares como biomoléculas (ATP, NADH, NADPH), proteínas, bases nitrogenadas, ácidos nucléicos, enzimas (rubisco), coenzimas (NADH, FAD), vitaminas e pigmentos como a clorofila, participando também de processos como absorção iônica, fotossíntese, respiração, multiplicação e diferenciação celular (CASTRO, 2007).

A deficiência de fósforo é considerada a principal causa da redução do crescimento de plantas submetidas ao estresse por Al^{3+} (QUARTIN et al., 2001). Esse elemento está envolvido

em funções essenciais do metabolismo celular, atuando na síntese de metabólitos e moléculas complexas como o DNA, RNA e fosfolipídeos, na cadeia de transporte de elétrons, reações redoxes promovendo a regulação da taxa de diversas reações enzimáticas e processos metabólicos, como respiração e fotossíntese (ALVES *et al.*, 1996). Além de estimular o crescimento das plantas e sua frutificação (STAUT; ATHAYDE, 1999).

O Al^{3+} interage e causa o bloqueio de canais de K^+ . Como se sabe, o K^+ ativa a ação de fitohormônios envolvidos no crescimento de tecidos meristemáticos. Além disso, regula a manutenção de água na planta (mecanismo de abertura e fechamento dos estômatos), promove a síntese da enzima carboxilase/oxigenase da ribulose 1,5-bifosfato (rubisco), envolvida na fixação de carbono, induz a translocação de fotossintetatos recém-produzidos e participa na mobilização do material estocado (TAIZ; ZEIGER, 2013).

O Al^{3+} se liga a moléculas de pectina na parede celular, por fazer uma ligação mais forte e rápida do que o Ca^{2+} . O deslocamento leva a uma situação de rigidez, o que ocasiona uma menor capacidade de extensibilidade, característica essa necessária para expansão celular (KOCHIAN *et al.*, 2004). Sua principal função é manter a parede celular íntegra, atuando na seletividade do transporte de íons, protegendo-a dos efeitos deletérios provocados por íons de hidrogênio (pH 3,9), que prejudicam as funções da membrana (BENINNI; TAKAHASHI; NEVES, 2003). Além de ser importante na divisão e alongação celular, é indispensável na germinação dos grãos de pólen e crescimento do tubo polínico (NAIFF, 2007) e, é também, de extrema importância no crescimento e aprofundamento das raízes.

Faquin e Vale (1991) comentam que o Al^{3+} na forma solúvel, compete com o Ca^{2+} e o Mg^{2+} pelos mesmos sítios de absorção no complexo de troca das raízes. Além do que, a absorção de Ca^{2+} e Mg^{2+} são progressivamente reduzidas com o aumento da concentração de Al na solução, afetando o transporte desses elementos para a parte aérea das plantas (SALVADOR; MOREIRA; MALAVOLTA, 2000; CRESTANI *et al.*, 2009). O magnésio na planta é utilizado como elemento central da molécula de clorofila, seu papel mais conhecido (NETO, 2006). Além disso, é ativador de enzimas que catalizam o primeiro passo da síntese protéica, as "ativadoras de aminoácidos" (NAIFF, 2007), forma ponte entre o pirofosfato do trifosfato de adenosina (ATP) ou do difosfato de adenosina (ADP) e a molécula de enzima que os transfere a um receptor, sendo cofator de quase todas as enzimas fosforiladas, desta forma se torna essencial nos processos de fotossíntese, respiração, síntese de compostos orgânicos, absorção iônica e trabalho mecânico da planta (NETO, 2006). Por ser altamente móvel no floema e fazer parte da clorofila, sua falta promove amarelecimento internervuras em folhas mais velhas. Isso ocorre porque a clorofila nos feixes vasculares permanece inalterada

por períodos mais longos que a clorofila nas células entre os feixes (OLIVEIRA; OLIVEIRA, 2009).

Segundo Ryan et al., (2011) muitas espécies desenvolveram mecanismos para melhorar a sua sobrevivência em solos ácidos. Estes mecanismos foram compreendidos e divididos naqueles capazes de excluir ou dificultar a penetração do Al^{3+} pela raiz (exclusão ou mecanismos de resistência) e aqueles que permitem a entrada do Al^{3+} nas plantas, que posteriormente ficam alojados no tecido, após a penetração no simplasto (mecanismos de tolerância).

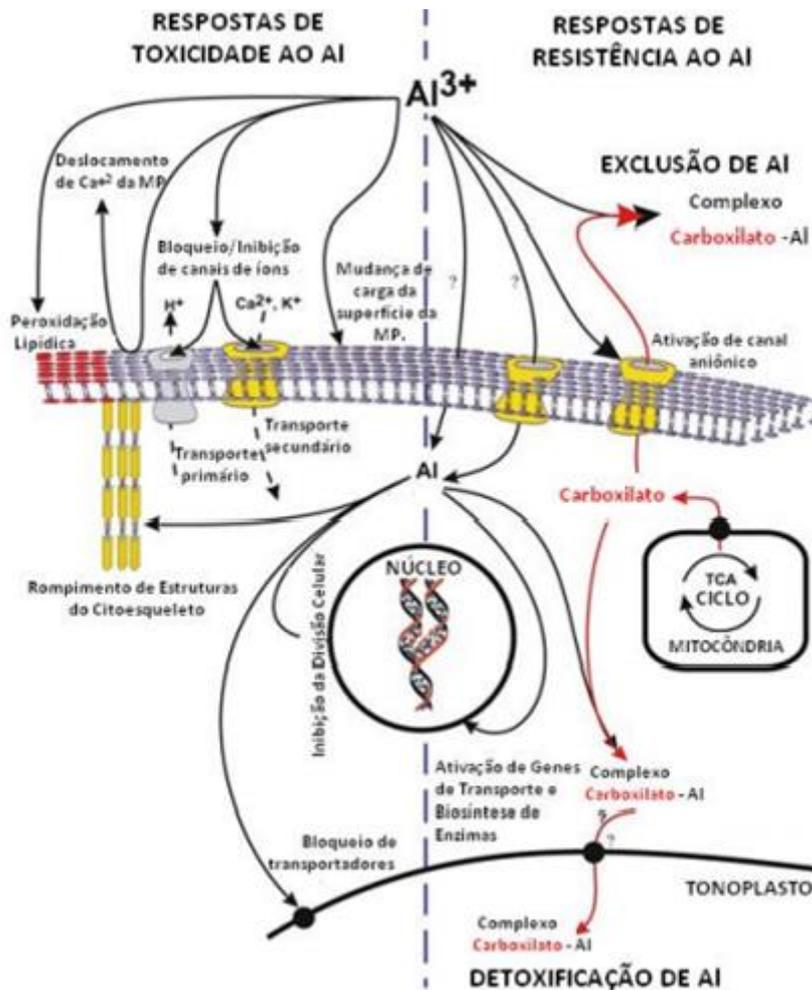
Os mecanismos de tolerância interna permitem que as plantas se desenvolvam com a presença do metal dentro da célula ou por formação de complexos com ligantes orgânicos, “sequestrando” o Al^{3+} para as organelas, principalmente no vacúolo (HORST et al. 2010).

Estudos mostraram que os principais ácidos orgânicos secretados pela raiz e que conferem tolerância ao Al^{3+} são o citrato, malato e o oxalato. O citrato é o quelante mais eficiente entre os três (WANG et al., 2012).

Há três possíveis cenários para regulação do Al^{3+} mediada por canais de ânions que regulam o efluxo de ácidos orgânicos: (I) o Al^{3+} se liga diretamente ao canal e ele se abre; (II) o Al^{3+} se liga a um receptor desconhecido que medeia a abertura de canais por meio de uma via de sinalização; (III) o Al^{3+} entra na célula e inicia uma cascata de eventos que envolve componentes citoplasmáticos e da membrana plasmática (KOCHIAN *et al.*, 2002).

Os mecanismos de resistência ao Al^{3+} baseiam-se na formação de complexos com carboxilatos. Os mecanismos de exclusão envolvem a liberação destes ânions através de canais aniônicos ligados ao Al^{3+} na membrana plasmática, enquanto que os mecanismos de desintoxicação interna envolvem a quelação do Al^{3+} citosólico por ânions carboxilato com o subsequente seqüestro no vacúolo através de transportadores (Figura 1) (KOCHIAN *et al.*, 2005).

Figura 1: Possíveis mecanismos de toxicidade e detoxificação ao Al^{3+} utilizado pelas plantas.



Fonte: (Kochian et al., 2005).

Vários trabalhos têm mostrado que íons de Al^{3+} aumentam a produção de espécies reativas de oxigênio (EROs) e aumentam a peroxidação de lipídios de membrana. Para amenizar esta ação oxidativa, durante o processo evolutivo, foram selecionados mecanismos para remover as EROs via sistemas enzimáticos e não enzimáticos (MA et al., 2012).

O sistema de defesa antioxidante enzimático nas células vegetais inclui a superóxido dismutase (SOD; EC 1.15.1.1), a catalase (CAT; EC 1.11.1.6), e a ascorbato peroxidase (APX; EC 1.11.1.11) entre outras, e os antioxidantes não enzimáticos como a ascorbato (AsA), glutationa (GSH), carotenóides e compostos fenólicos (GUNES et al., 2007).

Neste sentido, o Al^{3+} poderá causar efeitos deletérios nas respostas bioquímicas e de crescimento nas mudas de *Elaeis guineensis* Jacq? Como as mudas de *Elaeis guineensis* Jacq irão reagir as diferentes concentrações de $AlCl_3$?

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo Geral

Investigar as respostas de crescimento, características fisiológicas e bioquímicas de mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. na variedade Deli x Lamé submetidas a tratamentos com diferentes dosagens de $AlCl_3$.

2.2 Objetivos Específicos

- Determinar as taxas de crescimento (Altura da Planta, Diâmetro do Caule, Comprimento da Raiz, Nº de Folhas, Nº de Folhas Diferenciadas, MSPA-Massa Seca Parte Aérea, MSR-Massa Seca da Raiz, MST-Massa Seca Total, HMSPA-Altura/Massa Seca da Parte Aérea, MSPA/MSR-Massa Seca da Parte Aérea/Massa Seca da Raiz, MSPR/MSPA-Massa Seca da Raiz/Massa Seca da Parte Aérea), em mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. na variedade Deli x Lamé submetidas a tratamentos com diferentes dosagens de $AlCl_3$.
- Avaliar as características bioquímicas (VE-Vazamento de Eletrólitos, Nitrato, Redutase do Nitrato, Amônio, Aminoácidos Solúveis Totais, Glicina-Betaína, Prolina, Proteínas, determinação do teor de Clorofilas A, B e Total, Carotenóides, Sacarose, Amido, Carboidratos Solúveis Totais, Açúcares Redutores, Glutamina Sintetase, Catalase e Ascorbato Peroxidase).

HIPÓTESES DE TRABALHO

Baseado nisso, do ponto de vista científico, serão testadas as seguintes hipóteses:

1. As respostas de crescimento (raiz e parte aérea) das mudas de *Elaeis guineensis* Jacq, na variedade Deli x Lamé serão diferentes em relação as dosagens de $AlCl_3$ disponíveis em cada tratamento;
2. As respostas fisiológicas e bioquímicas das mudas de *Elaeis guineensis* Jacq, variedade Deli x Lamé irão diferir em relação as diferentes dosagens de $AlCl_3$ nos tratamentos;

REFERÊNCIA

- ALVES, V. M. C; NOVAIS, R. F; OLIVEIRA, M. F. G; BARROS, N. F. Efeito da omissão de fósforo na absorção de nitrogênio por híbridos de milho (*Zea mays*, L.). **Revista Ceres**, Viçosa, v. 58, n. 248, p. 435-443, 1996.
- BENINNI, E. R. Y; TAKAHASHI, H. W; NEVES, C. S. V. J. Manejo do cálcio em alface de cultivo hidropônico. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 21, n.4, p. 605-610, 2003.
- BREDEMEIER, C; MUNDSTOCK, C. M. Regulação da absorção e assimilação do nitrogênio nas plantas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 30, n. 2, p. 365-372, 2000.
- CASTRO, A. C. R. **Deficiência de macronutrientes em helicônia 'Golden Torch'**. Programa de Pós-Graduação em Botânica. Universidade Federal Rural de Pernambuco. Recife, 2007.
- CRISTANCHO, J. A. R.; HANAFI, M. M.; OMAR, S. R. S.; RAFII, Y. M.; MARTÍNEZ, F.M.; CAMPOS, C. E. C. Alleviation of aluminum in acidic soils and its effect on growth of hybrid and clonal oil palm seedlings. **Journal of Plant Nutrition**, v. 34, n. 3, p. 387-401, 2011a.
- CRISTANCHO, R. J. A.; HANAFI, M. M.; SYED OMAR, S. R.; RAFII, M. Y. Alleviation of soil acidity improves the performance of oil palm progenies planted on an acid Ultisol. **Acta Agriculturae Scandinavica Section B - Soil and Plant Science**, v. 61, n. 6, p. 487-498, 2011b.
- CRISTANCHO, R. J. A.; HANAFI, M. M.; SYED OMAR, S. R.; RAFII, M. Y. Variations in oil palm (*Elaeis guineensis* Jacq.) progeny response to high aluminium concentrations in solution culture. **Plant Biology**, v. 13, n. 2, p. 333-342, 2011c.
- ECHART, C. L. e CAVALLI-MOLINA, S. Fitotoxicidade do alumínio: efeitos, mecanismo de tolerância e seu controle genético. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.31, n.3, p.531-541, 2001.
- FAQUIN, V.; VALE, F. R. Toxidez de alumínio e manganês. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 15, n. 1, p. 28-38, 1991.
- GUNES, A. et al. Silicon mediates changes to some physiological and enzymatic parameters symptomatic for oxidative stress in spinach (*Spinacia oleracea* L.) grown under B toxicity. **Scientia Horticulturae**, v.53, n.113, p.113-119, 2007.
- HORST WJ, WANG Y, ETICHA D. The role of the root apoplast in aluminium-induced inhibition of root elongation and in aluminium resistance of plants: a review. **Ann. Bot.** 106: 185 – 197, 2010.
- JOUBE L.; HOFFMANN L.; HAUSMAN J-F. Polyamine, carbohydrate, and proline content changes during salt stress exposure of aspen (*Populus tremula* L.): involvement of oxidation and osmoregulation metabolism. **Plant Biol.**, v.6 p.74-80, 2004.
- KOCHIAN L.V *et al.* How do crop plants tolerate acid soils Mechanisms of aluminum tolerance and phosphorous efficiency? **Annual Review of Plant Biology**, v. 55, p. 459-493, 2004.

KOCHIAN, L.V. *et al.* Mechanisms of metal resistance on plants: aluminum and heavy metals. **Plant and Soil**, v. 247, n. 1, p. 109-119, 2002.

NAIFF, A.P.M. **Crescimento, Composição Mineral e Sintomas Visuais de Deficiências de Macronutrientes em Plantas de *Alpinia Purpurata* Cv. Jungle King.** Tese de Mestrado. Universidade Federal Rural Da Amazônia. Belém, p.77, 2007.

NETO, D.C. **Combinação de doses de potássio e magnésio na produção e nutrição mineral do Capim – Tanzânia.** Tese de Mestrado. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiróz. Piracicaba, p. 82, 2006.

OLIVEIRA, I.P; OLIVEIRA, L. C. Sintomas de deficiência de cálcio e magnésio na planta de nim. Faculdade Montes Belos (FMB). 2009.

PAL'OVE-BALANG, P.; MISTRİK, I. Effect of aluminium on nitrogen assimilation in roots of *Lotus japonicus*. **Plant Biosystems**, Oxon, v. 145, n. 3, p. 527-531, 2011.

PRABAGAR, S.; HODSON, M.J.; EVANS, D.E. Silicon amelioration of aluminium toxicity and cell death in suspension cultures of Norway spruce (*Picea abies* (L.) Karst.). **Environmental and Experimental Botany**, v.70, p.266-276, 2011.

QUARTIN, V. L.; AZINHEIRA, H. G.;NUNES M. A. Phosphorus deficiency is responsible for biomass reduction of triticale in nutrient solution with aluminum. **J. Plant Nutr.**, v.24, p.1901–1911, 2001.

RAMPIM, L. e LANA, M. do C. Mecanismo de tolerância interna das plantas ao alumínio. **Colloquium Agrariae**, v. 9, n. 2, 2013.

RYAN, P. R.; TYERMAN, S. D.;SASAKI, T. ; FURUICHI, T.; YAMAMOTO, Y.; ZHANG, W. H.; DELHAIZE, E. The identification of aluminium-resistance genes provides opportunities for enhancing crop production on acid soils. **Journal of Experimental Botany**, v.62, n.1, p. 9-20, 2011.

SALVADOR, J. O.; MOREIRA, A.; MALAVOLTA, E. Influência do alumínio no crescimento e na acumulação de nutrientes em mudas de goiabeira. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, MG, v. 24, n. 4, p. 787-796, 2000.

SANTOS, C. A. C. dos. et al. Rúcula em Cultivo Hidropônico Submetida a Diferentes Concentrações de Alumínio. **Bioscience Journal**. v. 26, n. 6, p. 905- 912, 2010.

STAUT L. A ;ATHAYDE M. L. F. Efeitos do fósforo e potássio no rendimento e em outras características agrônômicas do algodoeiro herbáceo. **Revista de Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.34, n.10, p.1839-1843,1999.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**, 5.ed. Porto Alegre: Artmed, 954 p. 2013.

WANG, Q.; YI, Q.; HU, Q.; ZHAO, Y.; NIAN, H.; LI, K.; YU, Y.; IZUI, K.; CHEN, L. Simultaneous overexpression of citrate synthase and phosphoenolpyruvate carboxylase in

leaves augments citrate exclusion and al resistance in transgenic tobacco. **Plant Molecular Biology Reporter**, Athens, v. 30, n. 4, p. 992-1005, 2012.

ANÁLISES DE CARACTERÍSTICAS BIOQUÍMICAS EM MUDAS DE DENDÊ *Elaeis guineensis* Jacq. NA VARIEDADE DELI X LAMÉ ACOMETIDAS A DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE ALUMÍNIO

RESUMO

O presente trabalho objetivou avaliar os efeitos da aplicação de doses de alumínio nas características bioquímicas em mudas de dendê *Elaeis guineensis* Jacq. O experimento foi conduzido em casa de vegetação do Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal Rural da Amazônia, em Belém, Pará, no período de agosto de 2015 a janeiro de 2016, sendo as análises bioquímicas realizadas no Laboratório de Estudos da Biodiversidade em Plantas Superiores (EBPS), estabelecido no mesmo local. O delineamento experimental foi em DIC- Delineamento Inteiramente Casualizado, com 5 repetições, sendo uma planta uma unidade experimental, onde foram aplicadas as dosagens de alumínio de 0 mg L⁻¹, 10 mg L⁻¹, 20 mg L⁻¹, 30 mg L⁻¹ e 40 mg L⁻¹ de Al³⁺, sendo este cátion, adicionado na forma de cloreto de alumínio hexahidratado 95% (AlCl₃.6H₂O). Perfazendo um total de 25 plantas analisadas. As respostas bioquímicas foram analisadas ao término do experimento. Nos parâmetros bioquímicos analisados, verificou-se que o aumento na concentração de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, promoveu um maior VE-Vazamento de Eletrólitos, um maior acúmulo de NO₃⁻, de NH₄⁺ e carboidratos solúveis totais nas raízes. Além disso, o tratamento com maior dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, induziu um maior teor de proteínas e aminoácidos, tanto nas raízes e nas folhas das mudas *Elaeis guineensis* Jacq. Uma menor atividade da enzima RN-Redutase do Nitrato foi verificada nas células radiculares, além de uma menor concentração de Clorofilas A, B e Total e um aumento nos teores de carotenoides, também foram observadas nas mudas que receberam o tratamento com a maior dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃. O tempo do experimento e as dosagens aplicadas, não foram o suficientes para afetarem significativamente os teores de sacarose, amido e glicina nas folhas e raízes das mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. Houve ainda, um aumento no teor de prolina nos tecidos foliares e radiculares. A prolina atua, principalmente, na proteção das membranas contra os efeitos deletérios das ROS- Espécies Reativas de Oxigênio. O alumínio quebra o balanço metabólico das células, resultando no aumento de produção das ROS. De modo geral, a toxidez por Al³⁺ foi capaz de modificar importantes características da membrana plasmática, tornando-a mais permeável. Devido a sensibilidade de algumas enzimas ao Al³⁺, entre elas a RN-Redutase do Nitrato, que teve sua atividade diminuída com o aumento das dosagens de AlCl₃. Assim, concluiu-se que a competição e/ou bloqueio desse cátion aos canais de K⁺, a influência direta na absorção de P e a inibição da absorção de Ca²⁺ e Mg²⁺, principais efeitos da toxidez do Al³⁺, podem ter alterado o metabolismo celular e causado efeitos fisiológicos e bioquímicos nas mudas de *Elaeis guineensis* Jacq.

Palavras-chave: Estresse abiótico. Pigmentos fotossintéticos. Solutos orgânicos.

ANALYZES OF BIOCHEMICAL CHARACTERISTICS IN PALM SEEDLINGS *Elaeis guineensis* Jacq. IN THE VARIETY DELI X LAMÉ SUBMITTED TO DIFFERENT CONCENTRATIONS OF ALUMINUM

ABSTRACT

The present work aimed to evaluate the effects of the application of aluminum doses on the biochemical characteristics of palm seedlings *Elaeis guineensis* Jacq. The experiment was conducted in a greenhouse of the Institute of Agricultural Sciences of the Federal Rural University of Amazonia, in Belém, Pará, from August 2015 to January 2016, and the biochemical analyzes were carried out at the Laboratory of Biodiversity Studies in Upper Plants (EBPS), established in the same place. The experimental design was in DIC-Fully Informed Design, with 5 replicates, one plant being an experimental unit, where the aluminum dosages of 0 mg L⁻¹, 10 mg L⁻¹, 20 mg L⁻¹, 30 mg L⁻¹ and 40 mg L⁻¹ of Al⁺³, This cation being added in the form of aluminum chloride 95% hexahydrate (AlCl₃.6H₂O). Making a total of 25 plants analyzed. Biochemical responses were analyzed at the end of the experiment. In the biochemical parameters analyzed, it was verified that the increase in the concentration of 40 mg L⁻¹ of AlCl₃, promoted an increased of EL-Electrolyte Leakage, a greater accumulation of NO₃⁻, NH₄⁺ and total soluble carbohydrates in roots. In addition, treatment with a higher dosage of 40 mg L⁻¹ of AlCl₃, Induced a higher content of proteins and amino acids, both in the roots and in the leaves of the *Elaeis guineensis* Jacq. A lower activity of the Nitrate RN-Reductase enzyme was verified in the root cells, as well as a lower concentration of Chlorophylls A, B and Total and an increase in the carotenoid contents, also observed in the seedlings that received the treatment with the highest dose of 40 mg L⁻¹ of AlCl₃. The time of the experiment and the applied dosages were not enough to significantly affect sucrose, starch and glycine contents in the leaves and roots of the *Elaeis guineensis* Jacq seedlings. There was also an increase in proline content in leaf and root tissues. Proline acts mainly on the protection of membranes against the deleterious effects of ROS - Reactive Oxygen Species. Aluminum breaks down the metabolic balance of cells, resulting in increased ROS production. In general, toxicity by Al³⁺ Was able to modify important characteristics of the plasma membrane, making it more permeable. Due to the sensitivity of some enzymes to Al⁺³, among them Nitrate RN-reductase, which had its activity decreased with increasing AlCl₃ dosages. Thus, it was concluded that the competition and / or blocking of this cation to the K⁺ channels, the direct influence on the uptake of P and the inhibition of Ca²⁺ and Mg²⁺ uptake, the main effects of Al³⁺ toxicity, may have altered cellular metabolism and Caused physiological and biochemical effects on the seedlings of *Elaeis guineensis* Jacq.

Keywords: Abiotic stress. Photosynthetic pigments. Organic solutes.

2.1 Introdução

O dendezeiro (*Elaeis guineensis* Jacq.) é uma palmeira de origem africana, e as maiores áreas cultivadas no Brasil encontram-se na região amazônica (BRAZILIO et al., 2012). É uma planta oleaginosa com até 15 m de altura, de ciclo perene, monocotiledônea e pertencente à família das *Arecaceae* (FERWERDA, 1975; CORLEY & TINKER, 2003; RIBEIRO & JUNIOR, 2010; PÁDUA, 2012). Por ser cultura perene de ciclo longo e de cultivo manual apresenta alta contribuição para o desenvolvimento social com a geração de empregos (PÁDUA, 2012).

No Brasil, o maior produtor é o Estado do Pará, com área cultivada e produção de óleo de palma estimadas em aproximadamente 90 mil hectares e 180 mil toneladas, respectivamente (AGRIANUAL, 2010). A palma de óleo é cultivada predominantemente em solos ácidos e de baixa fertilidade.

Em todo o mundo, a presença de Al^{+3} tóxico no solo é um importante limitante para a produção de diversas culturas, pois estima-se que mais de 50% de terras potencialmente aráveis do mundo são consideradas ácidas (KOCHIAN et al., 2005; ABATE et al., 2013).

Durante o crescimento das plantas o acúmulo de alumínio ocorre preferencialmente no sistema radicular, devido a baixa mobilidade na planta, reduzindo então seu crescimento e desenvolvimento, causando um aumento no diâmetro das raízes e diminuição do número de raízes laterais (MACEDO, 2011).

O alumínio (Al) é o metal mais abundante compreendendo cerca de 8% da crosta terrestre, sendo encontrado em combinação com o oxigênio, silício, flúor e outros elementos no solo como minerais (safiras e rubis), rochas ígneas e argilas (SIVAKUMAR et al., 2012).

A toxicidade ao Al^{+3} ocorre quando o solo tem um pH abaixo de $\leq 5,5$, índices baixos de bases trocáveis e um baixo teor de matéria orgânica. Sob essas condições, íons tóxico de alumínio são dissolvidos na solução do solo afetando o crescimento das raízes e o melhor desempenho de suas funções (LIMA et al., 2013).

Garzón et al., (2011) consideraram que na região meristemática das raízes principais e laterais, o Al^{3+} tem rápido acesso ao apoplasto, e exerce grande competição por componentes ligantes da membrana plasmática, de forma que o fluxo de Ca^{+2} entre as células é dificultado, e por consequência, a interrupção do processo de mitose.

A formação de quelatos no citosol e o aumento na produção de ácidos orgânicos por cultivares tolerantes pode ter papel importante na redução da fitotoxidez do Al^{+3} no citosol (MARSCHNER, 2011).

Alguns autores têm avaliado a resposta de grande variedade de plantas expostas ao Al^{3+} (CRUZ et al., 2011; MACEDO et al., 2011), entretanto, poucos têm usado abordagens com caracterização bioquímica sobre o estresse ocasionado por esse elemento.

A baixa mobilidade do íons alumínio nas planta causa maiores efeitos biológicos nas raízes (GIAVENO et al., 2001).

Na parte aérea das plantas os efeitos tóxicos do Al comprometem a integridade do aparato fotossintético (CHEN et al., 2010) e do sistema fotoprotetor (CHEN, 2006), fundamentais para os processos de produção de biomassa vegetal.

O modo de ação do Al^{3+} sobre a H^+ -ATPase não é conhecido. Acredita-se que o Al^{3+} possa se ligar à superfície da membrana plasmática, alterando a eletronegatividade de sua superfície (KINRAIDE, 2006), causando sua rápida despolarização (AHN et al., 2004).

O alumínio no simplasto pode ser tóxico, pode-se supor que a causa da toxidez resulta da formação de complexos alumínio-ligante, ou seja, o alumínio pode inibir as funções vitais dos ligantes aos quais se liga (enzimas, calmodulina, ATP ou DNA), ou também o complexo alumínio-ligante pode influenciar outros processos metabólicos. (PETRERE et al., 2002).

A redução de nitrato ocorre no citossol e envolve a ação da enzima nitrato redutase (NR), produzindo nitrito, o qual adentra aos plastídeos nas raízes ou cloroplastos em folhas, sendo reduzido à amônia por ação da enzima nitrito redutase (NiR), a qual é fixada via glutamato sintase / glutamina sintase (GS/GOGAT) nos aminoácidos, glutamina e glutamato que por sua vez servem de substrato para reações de transaminação, para a produção de aminoácidos necessários à síntese de proteínas (DONATO et al., 2004).

Os aminoácidos são potentes ligantes para alguns metais e sua exsudação em resposta ao Al já foi documentada (KOVÁČIK et al., 2010).

O estresse causado pelo Al^{3+} influencia a atividade da enzima redutase do nitrato, responsável pela assimilação de nitrogênio nos vegetais. Também, interfere no processo fotossintético, promovendo alterações nos teores de clorofilas, sendo estas pesquisadas em algumas plantas como prováveis indicadores fisiológicos do estresse pela toxicidade do alumínio (MIHAJLOVIC; DRAZIC; VUCINIC, 2008).

A absorção de nitrato ocorre por processo ativo secundário do tipo simporte, contra um potencial eletroquímico, com transporte simultâneo de H^+ e NO_3^- para dentro das células. (ARAÚJO et al., 2005).

Ainda, a toxicidade do alumínio prejudica, acentuadamente, a absorção e a translocação do Mg^{2+} , constituinte importante das moléculas de clorofila e, conseqüentemente, a fotossíntese.

Aparentemente, os efeitos do Al^{3+} alteram a organização e a dinâmica de componentes da membrana, que, somadas, resultam na perda de metabólitos celulares. Uma possível explicação seria uma indução à produção excessiva de espécies reativas de oxigênio (EROs) e, ou pela inativação de enzimas antioxidativas nas células vegetais causada por níveis tóxicos de Al^{3+} (JONES et al., 2006). Outra possibilidade seria a modificação da composição lipídica da membrana plasmática.

Muitas plantas que crescem em ambientes ácidos não acumulam alumínio em suas folhas e a maioria desse alumínio permanece na parede celular da raiz. Sugere-se que este seja o maior sítio de acúmulo do alumínio e que esta ligação limita o movimento do alumínio no simplasma (YAMAMOTO et al., 2003).

Os mecanismos de tolerância internos são aqueles em que o Al^{3+} entra no simplasto e a tolerância é encontrada pela formação de quelatos no citossol, compartimentalização no vacúolo, ligação do alumínio a proteínas e atuação de enzimas tolerantes ao Al^{3+} . A tolerância ao Al é geneticamente controlada e as espécies de plantas diferem significativamente quanto ao grau dessa tolerância. (RAMPIM et al., 2013).

Os ácidos orgânicos envolvidos na atenuação da toxicidade de Al^{3+} são compostos de baixo peso molecular, como o oxálico, tartárico, succínico, málico e cítrico. Estes compostos, também, estão diretamente envolvidos em vários processos, que ocorrem na interface solo-raiz, como a podzolização, o aumento da disponibilidade de nutrientes, como o P, entre outros (WANG et al., 2007).

Com isto, a obtenção de cultivares tolerantes à toxicidade de alumínio vem despertando o interesse de muitas áreas da pesquisa, particularmente quando se pretende explorar eficientemente solos com acidez subsuperficial e elevado teor de alumínio, de difícil correção com manejo químico (SILVA et al., 2011).

Diante do exposto, o presente trabalho objetivou avaliar os efeitos da aplicação de doses de alumínio nas características bioquímicas em mudas de dendê *Elaeis guineensis* jacq.

2.2 Material e Métodos

2.2.1 Material vegetal e condições de cultivo

O experimento foi conduzido em casa de vegetação do Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal Rural da Amazônia-UFRA, em Belém, Pará, no período de agosto de

2015 a janeiro de 2016, sendo as análises bioquímicas e fisiológicas realizadas no Laboratório de Estudos da Biodiversidade em Plantas Superiores (EBPS), estabelecido no mesmo local.

As mudas foram cedidas com 5 meses após o semeio (DAS) em tubetes, pela empresa ADM (Archer Daniels Midland), localizada no município de Concórdia/PA, originadas da Embrapa Amazônia Ocidental-AM. As mudas pertenciam ao lote: 2246, variedade *Deli x Lamé* foram semeadas no dia 03/03/2015, onde suas adubações com 2g de NPK 16-16-16 foram colocadas respectivamente nas datas: 23/03; 15/04;05/05; 26/05; 26/06; 27/07, segundo informações repassadas pela empresa.

2.2.2 Transplântio e solução nutritiva

No 45º dia após serem aclimatizadas na presença de sombrite e em solução nutritiva de Hoagland e Arnon (1950) (Tabela 1), com 1/2 de força iônica, foi realizado o transplântio para vasos com capacidade de 4,6 L contendo areia lavada e autoclavada. Após 20 dias de adaptação, a solução nutritiva foi modificada para força total e iniciando a aplicação do alumínio na forma de cloreto de alumínio hexahidratado ($\text{AlCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$).

2.2.3 Tratamentos e delineamento experimental

O delineamento experimental foi em DIC-Delineamento Inteiramente Casualizado, com 5 repetições, sendo uma planta uma unidade experimental, onde foram aplicadas as dosagens de alumínio de 0 mg L^{-1} , 10 mg L^{-1} , 20 mg L^{-1} , 30 mg L^{-1} e 40 mg L^{-1} de Al^{+3} , sendo este cátion, adicionado na forma de cloreto de alumínio hexahidratado 95% ($\text{AlCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$). Perfazendo um total de 25 plantas analisadas.

A solução nutritiva utilizada nos vasos contendo os tratamentos testados correspondeu à proposta por Hoagland e Arnon (1950), como pode ser verificada na (Tabela 1). O pH da solução nutritiva na presença de alumínio foi mantido em pH:4,8 e a controle em pH: 6,0 sendo ajustado com HCl $0,1 \text{ mol L}^{-1}$ e NaOH 1M na reposição diária da solução.

Tabela 1. Composição da solução nutritiva.

COMPOSIÇÃO	CONCENTRAÇÃO	mL/ L
KNO₃	1 M	5
NH₄NO₃	1 M	2
K₂SO₄	0,5 M	2
KH₂PO₄	1 M	0,5
CaCl₂.2 H₂O	1 M	2
MgSO₄.7 H₂O	1 M	1
CoCl₂.6 H₂O	0,004 M	1
Ca(NO₃)₂.4 H₂O	1 M	2,5
Fe (EDTA):	—	1
a) FeSO₄.7 H₂O	0,1 M	
b) Na₂ (EDTA)	0,08 M	
Micronutrientes:	—	1
a) H₃BO₃	0,04 M	
b) MnCl₂.4 H₂O	0,009 M	
c) CuSO₄.5 H₂O	0,003 M	
d) ZnSO₄.7 H₂O	0,007 M	
e) Na₂MoO₄.2 H₂O	0,001 M	

Fonte: Hoagland e Arnon (1950)

A solução mãe constava de 8,94g de AlCl₃/mg L⁻¹. Da mesma, eram preparadas as soluções de cada tratamento. Sendo 100ml de solução mãe para o tratamento de 10 mg L⁻¹, 200ml de solução mãe para o tratamento de 20 mg L⁻¹, 300ml/L de solução mãe para o tratamento de 30 mg L⁻¹ e 400ml/L para o tratamento de 40 mg L⁻¹.

Foram as mudas foram em vasos de Leonard adaptados e envolvidas com papel alumínio, para evitar o aparecimento de algas. O experimento foi conduzido até o aparecimento dos sintomas de toxidez nas plantas que continham a maior concentração do alumínio, tendo uma duração de 100 dias, a partir do início do tratamento.

Figura 2: Mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. em tubetes. (Agosto/2015)



Fonte: Próprio autor.

Figura 3: Condução do Experimento (Agosto/2015)



Fonte: Próprio autor.

2.2.4 Coleta e armazenamento do material

No dia da coleta foram retirados material fresco foliar e radicular para a determinação do vazamento de eletrólitos (VE) e para a determinação da atividade da redutase do nitrato (RN).

As plantas foram posteriormente separadas em parte aérea e raiz e, envolvidas em papel alumínio e armazenadas em freezer a -80°C para a determinação de algumas análises bioquímicas como teor de clorofilas e o restante será usado para análise das enzimas Glutamina Sintetase, Catalase e Ascorbato Peroxidase. Parte do material foi levado à estufa de ventilação de ar forçada a 65°C por 48 h. Após a secagem, determinou-se a massa seca da parte aérea e raiz. O material seco foi triturado em moinho até a obtenção de um pó fino sendo devidamente armazenado em tubos de falcon até sua utilização nos ensaios das análises bioquímicas. Parte

do material seco foi levado para a Embrapa Amazônia Oriental-PA para análise do teor de Al^{+3} nas folhas e raízes. (Resultados ainda aguardados).

2.2.5 Análise estatística

Inicialmente, os dados do experimento foram submetidos aos testes de Shapiro-Wilks (SHAPIRO; WILKS, 1965) e de Levene (BOX, 1953) para verificação da normalidade dos dados e homocedasticidade dos resíduos e para o teste de homogeneidade (Teste de Bartlett), respectivamente. Para efeito de análise de variância das características estudadas. Posteriormente, havendo atendimento as pressuposições de normalidade e homocedasticidade dos dados os mesmos foram analisados estatisticamente, por meio da análise da variância e ao teste F a 5% de probabilidade. As médias dos níveis de alumínio foram ajustados por meio da análise de regressão, até o nível de 5% de probabilidade.

Os resultados foram submetidos a análise de regressão, e a equação mais adequada foi definida utilizando como critério o coeficiente de determinação (R_2). Para as análises estatísticas foi utilizado o software o SISVAR (FERREIRA, 2011) e os gráficos gerados no Excel (2013).

2.1.1 Análises bioquímicas

As análises bioquímicas foram realizadas no Laboratório de Estudos da Biodiversidade em Plantas Superiores (EBPS), localizado na Universidade Federal Rural da Amazônia (UFRA), Belém, Pará. Para tanto, foram determinados os teores de VE-Vazamento de Eletrólitos (BLUM E EBERCON et al., 1981); Nitrato (NO_3^-) (CATALDO et al., 1975); atividade da Enzima Redutase do Nitrato (RNO_3^-) (HAGEMAN; HUCKLESBY, 1971); Amônio Livre (NH_4^+) (WEATHERBURN et al., 1967); Aminoácidos Solúveis Totais (AAS) (YEMM E COCKING et al., 1955); Glicina-Betaína (GRIEVE E GRATTAN et al., 1983), Prolina (BATES et al., 1973), Proteínas Solúveis Totais (PST); (BRADFORD et al., 1976); Carboidratos (DUBOIS et al., 1956), Sacarose (VAN HANDEL et al., 1968), amido (DUBOIS et al., 1956); Clorofilas e Carotenóides (LICHTHENTHALER et al., 2001).

VAZAMENTO DE ELETRÓLITOS (VE)

O vazamento de eletrólitos é considerado uma medida indireta para aferir o grau de dano causado às membranas do tecido vegetal (LUTTS et al., 1996).

O VE-Vazamento de eletrólitos foi determinado de acordo com Blum e Ebercon (1981), com modificações. Foram pesados, separadamente, 100 mg de parte aérea, seguindo-se de tripla lavagem com água desionizada, e o material vegetal transferido para tubos de ensaio, os quais foram adicionados 10 mL de água desionizada. Os frascos fechados foram deixados em repouso sob temperatura ambiente (25 °C) durante 6 horas, sob agitação a cada 20 minutos. Após esse período, com o auxílio de um condutivímetro, foi mensurada a condutividade elétrica da solução determinando a primeira leitura (L_1). Em seguida, os tubos foram novamente fechados e aquecidos em “banho-maria” a 100°C, por 1 hora. Após resfriamento dos tubos de ensaio à temperatura ambiente, a condutividade elétrica do extrato foi novamente medida obtendo-se a segunda leitura (L_2).

$$VE (\%) = (L_1 / L_2) \times 100$$

NITRATO

Os teores de nitrato foram determinados de acordo com Cataldo et al. (1975), a extração foi realizada com 20 mg de matéria seca fina e homogênea, sendo adicionada em microtubos de 2.000 μ L, em seguida adicionada 2.000 μ L de água destilada autoclavada. As amostras foram homogenizadas em agitador de microtubos e levadas ao banho-maria por 30 min a 100°C. Após o período de incubação as amostras foram centrifugadas em centrífuga de bancada a 2.500 rpm por 5 minutos e os sobrenadantes coletados para obtenção do extrato.

Na determinação foi colocado no microtubo, 200 μ L de mix 1 de reação e 100 μ L de extrato e agitado. Após a agitação foi adicionado 1700 μ L do mix 2 de reação. Manteve-se as amostras por 20 minutos a temperatura ambiente.

As leituras foram realizadas em espectrofotômetro a 410 nm. O branco foi preparado com 200 μ L de mix 1 de reação, 100 μ L de H₂O e 1700 μ L mix 2 de reação. Os resultados foram expressos em mmol de NO₃⁻ kg⁻¹ MS de tecido.

REDUTASE DO NITRATO

De acordo com o método descrito por Hageman e Hucklesby (1971), foram retirados e pesados aproximadamente 200 mg de discos de 0,5 cm de diâmetro das folhas. Logo após as amostras foram colocadas em tubos de ensaio, contendo 5 mL do tampão fosfato 0,1 M, pH 7,5; contendo isopropanol 1% (v/v), KNO_3 mM) e estes cobertos com papel alumínio (tratamento escuro).

Em seguida, os tubos foram evacuados com o auxílio de uma bomba de vácuo, durante 2 minutos. Por seguinte, os tubos foram colocados em “banho-maria” a 30 °C, por 30 minutos, na ausência de luz. Em tubos de ensaio tipo pirex, foram adicionados alíquotas de 1 mL de tampão fosfato + 2 mL do extrato diluído + 1,0 mL de sulfanilamida 1% + 1,0 mL de N-1-naftiletilediamina dicloridrato (NNEDA) 0,02%, totalizando um volume final de 5 mL. Em seguida, os tubos foram deixados em repouso por 15 minutos. A leitura foi no espectrofotômetro à 540 nm contra o branco (3,0 mL de tampão fosfato + 1,0 mL de sulfanilamida 1% + 1,0 mL de NNEDA, 0,02 %). O resultado da atividade da redutase do nitrato foi estimado através da produção de NO_2^- no meio de reação, sendo expressa em $\mu\text{moles de NO}_2^- \cdot \text{g.MF}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$, a partir de uma curva-padrão obtida com KNO_2 p.a (Sigma). A absorbância foi determinada em 540nm no espectrofotômetro com os resultados expressos em $\mu\text{moles de NO}_2^- \cdot \text{g MF}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$.

AMÔNIO

Foi determinado utilizando-se o método segundo Weatherburn (1967), a extração foi feita com 20 mg de matéria seca fina e homogênea, sendo adicionada em microtubos de 2.000 μL , em seguida adicionada 2.000 μL de água destilada autoclavada. As amostras foram homogenizadas em agitador de microtubos e levadas ao banho-maria por 30 min a 100°C. Após o período de incubação as amostras foram centrifugadas em centrífuga de bancada a 2.500 rpm por 5 minutos e os sobrenadantes coletados para obtenção do extrato.

Na determinação, foram colocados no microtubo, 925 μL de mix 1 de reação, 150 μL de extrato e agitados. Após a agitação foram adicionados 925 μL mix 2 de reação, em seguida agitou-se novamente os microtubos e incubou-se a 37°C por 20 minutos. As amostras foram mantidas por 40 minutos a temperatura ambiente. As leituras foram realizadas em espectrofotômetro a 625 nm. O branco foi preparado com 925 μL de mix 1 de reação, 150 μL de H_2O e 925 μL mix 2 de reação. Os resultados foram expressos em $\text{mmol de NH}_4^+ \text{ Kg}^{-1} \text{ de MS}$.

AMINOÁCIDOS SOLÚVEIS TOTAIS

Os teores de N-aminossolúveis foram determinados de acordo com o método de Yemm e Cocking (1955). Em tubos de ensaio, foram adicionados 0,5 mL dos extratos devidamente diluídos, 0,25 mL de tampão citrato a 0,2 M (pH 5,0), 0,5 mL de KCN a 0,2 mM, em metilcelosolve, e 0,1 mL de ninhidrina a 5%, em metilcelosolve. Após terem sido bem homogeneizados em vórtex, os tubos foram hermeticamente fechados e colocados em banho-maria por 20 min à temperatura de 100 °C. Em seguida, a reação foi interrompida em banho de gelo e, após o resfriamento, foram adicionados 0,65 mL de etanol a 60%. Os teores de N-aminossolúveis foram estimados através de leituras de absorbância em 570 nm, tendo como referência uma curva padrão de glicina. Cada extrato e suas repetições foram dosados em duplicata, sendo os resultados expressos em $\mu\text{mol g}^{-1}$ MS.

GLICINA-BETAÍNA

O método utilizado foi segundo Grieve e Grattan, 1983. A extração foi determinada a partir da adição de 25 mg de MS de folhas para microtubos (Eppendorfs de 2 mL) e 2 mL de água destilada deixando sob agitação por 4 horas no shaker a 25°C. Após, foram levadas à centrífuga refrigerada a 10.000 rpm por 10 minutos a 25°C, em seguida, coletando-se o extrato aquoso e descartando o precipitado.

A partir de novos microtubos, foram adicionados 250 μL do extrato aquoso e 250 μL de H_2SO_4 2N (diluição da amostra 1:2) deixando por 1 hora sob banho de gelo (na geladeira - de 0° a 4° C). Após este processo, foi adicionado 200 μL de KI-I_2 gelado, mantendo durante 16 horas a 0° C (banho de gelo na geladeira – 0° a 4° C).

Após esta etapa foi realizada outra centrifugação durante 15 minutos a 10.000 rpm por 0°C. Ao terminar, descartou-se o sobrenadante. O precipitado foi lavado 2 vezes com 2 mL de H_2SO_4 1N gelado sendo centrifugado por 5 minutos, 10.000 rpm, 0°C a cada lavagem. Após as lavagens, o precipitado foi dissolvido em 3 mL de 1,2-dicloroetano agitando vigorosamente, no qual após 2 a 2,5 horas de descanso, realizou-se a leitura em espectrofotômetro a 365 nm. Durante todo o ensaio foram mantidas as amostras entre as temperaturas de 0 °C a 4 °C. Para os cálculos, uma curva padrão de glicina-betaína foi preparada e os resultados foram expressos em μmol de glicina-betaína g^{-1} MS.

PROLINA

Utilizou-se o método descrito por Bates et al. (1973), na extração foi realizada com 20 mg de matéria seca fina e homogênea, sendo adicionada em microtubos de 2.000 µL, em seguida adicionada 2.000 µL de água destilada autoclavada. As amostras foram homogenizadas em agitador de microtubos e levar ao banho-maria por 30 min a 100°C. Após o período de incubação as amostras foram centrifugadas em centrífuga de bancada a 2.500 rpm por 5 minutos e os sobrenadantes coletados para obtenção do extrato.

Na determinação foi colocado no microtubo, 400 µL de mix de reação, 400 µL ácido acético a 100% e adicionado 400 µL de extrato, em seguida, os microtubos foram agitados e incubados a 100°C por 60 minutos. Em seguida a reação foi paralizada com choque térmico usando água e gelo. E adicionado 800 µL de tolueno a 100% e agitou-se vigorosamente por 30 segundos. As amostras foram mantidas por 20 minutos a temperatura ambiente. As leituras foram realizadas em espectrofotômetro a 520 nm. Descartou-se a fase não aquosa (parte superior) e o branco foi feito somente com tolueno a 100%. As concentrações de prolina foram determinadas a partir da curva-padrão com L-prolina p.a (Sigma) e os resultados foram expressos em µmol Prolina g⁻¹ MS.

PROTEÍNAS

Os teores de proteínas solúveis foram determinados pelo método descrito por Bradford (1976). Em tubos de ensaio de 15 mL adicionou-se 100 mg MS de folhas e 5,0 mL do tampão de extração (Tris-HCl 25 mM pH 7,6). Em seguida, foram agitadas durante 2 horas no shaker. Após a extração, foram dispostas na centrífuga de bancada (2000 rpm por 10 minutos) e o sobrenadante coletado para dosagem das proteínas solúveis. Para isso, foi preparado previamente o reagente de Bradford, adicionando-se 105,26 mg de Comassie Brilliant Blue G (SIGMA 95%) em um béquer (revestido com papel alumínio) e acrescentados 50 mL de álcool etílico.

A mistura foi deixada sob agitação por 15 min. Imediatamente após essa etapa, a solução foi transferida para um balão volumétrico de 1000 mL igualmente revestido em papel alumínio. Foram adicionados 100 mL do ácido fosfórico a 85% e completado o volume para 1000 mL com água destilada realizando-se duas filtrações com papel de filtro.

Nos tubos de ensaio, adicionou-se 100 µL da amostra e 2,5 mL do reagente de Bradford – agitando-se manualmente e delicadamente (para não desnaturar as proteínas). A mistura foi

deixada em repouso por 15 minutos, sendo então submetida à leitura de absorvância em 595 nm. Cada extrato foi dosado em duplicata, sendo os teores de proteínas solúveis expressos em mg de proteína g⁻¹ MS de tecido.

CARBOIDRATOS SOLÚVEIS TOTAIS

Para a determinação dos teores de carboidratos solúveis totais Utilizou-se o método descrito por Dubois et al., 1956. A extração foi realizada com 19 mg de matéria seca fina e homogênea, sendo adicionada em microtubos, em seguida adicionar 1.900 µL de etanol a 80%, homogenizar as amostras em agitador de microtubos e levar ao banho-maria por 20 min a 95°C. Após o período de incubação as amostras devem ser centrifugadas em centrífuga de bancada a 7.500 rpm por 5 minutos e os sobrenadantes coletados para obtenção do extrato.

Na determinação foi colocado no microtubo 1900 µL de mix de reação e adicionar 100 µL de extrato, em seguida levar ao agitador de microtubos e deixar sob repouso por 20 minutos. As leituras devem ser realizadas em espectrofotômetro a 490 nm. O branco foi feito com 100 µL de H₂O e 1900 µL de mix de reação. Sendo os teores de carboidratos expressos em mg g⁻¹ MS.

SACAROSE

Utilizou-se o método descrito por Van Handel (1968). A extração foi realizada com 19 mg de matéria seca fina e homogênea, sendo adicionada em microtubos, em seguida adicionada 1.900 µL de etanol a 80%. As amostras foram homogenizadas e agitadas em agitador de microtubos e levadas ao banho-maria por 20 min a 95°C. Após o período de incubação as amostras foram centrifugadas em centrífuga de bancada a 7.500 rpm por 5 minutos e os sobrenadantes coletados para obtenção do extrato.

Na determinação foi colocado no microtubo 100 µL de extrato e 100 µL de KOH a 30%, sendo homogeneizada a mistura no agitador de tubos e aquecida a 95 °C por 10 min. Após o resfriamento, adicionou-se 1800 µL de mix 1 de reação. O mix 2 de reação foi agitado e aquecido a 40°C por 20 min. Após o resfriamento, agitou-se as amostras por 10 segundos e as leituras foram realizadas em espectrofotômetro a 620 nm. Sendo os teores de sacarose expresso em mg de sacarose por g⁻¹ MS.

AMIDO

Utilizou-se o método descrito por Dubois (1956). A extração foi realizada com 19 mg de matéria seca fina e homogênea, sendo adicionada em microtubos, em seguida adicionou-se 1.900 μL de etanol a 80%. As amostras foram homogenizadas e agitadas em agitador de microtubos e levadas ao banho-maria por 20 min a 95°C. Após o período de incubação as amostras foram centrifugadas em centrífuga de bancada a 7.500 rpm por 5 minutos. Foi utilizado o resíduo (material vegetal + etanol 80%) e adicionado 1000 μL de ácido perclórico a 30% por 30 minutos a 25°C. Subsequentemente, as amostras foram centrifugadas em centrífuga de bancada a 7.500 rpm por 5 minutos e os sobrenadantes coletados para determinação de amido.

Na determinação foi colocado no microtubo 1900 μL de mix de reação e adicionado 100 μL de extrato, em seguida foi levado ao agitador de microtubos e deixado sob repouso por 20 minutos. As leituras foram realizadas em espectrofotômetro a 490 nm. O branco foi feito com 100 μL de H₂O e 1900 μL de mix de reação. Sendo os teores de amido expressos por mg GLU/g MS.

TEOR DE CLOROFILA A, CLOROFILA B, CLOROFILA TOTAL e CAROTENÓIDES

Utilizou-se o método descrito por Lichtenthaler (2001) Todos os procedimentos ligados à extração e determinação de clorofilas de ser realizados sob luminosidade indireta (após as 19 h), visando evitar a foto-oxidação dos pigmentos. A extração deve se realizada com 40 mg de matéria fresca congelada e macerada em nitrogênio líquido, sendo homogeneizada em 8000 μL de metanol a 90%. Em seguida coletar de 1500 a 1800 μL de extrato e colocar em 2 (dois) microtubos de 2000 μL . As amostras devem ser centrifugadas a 6.000 rpm por 10 minutos, após coletar 1000 μL de cada microtubo, sendo reunidos os sobrenadantes para o volume final de 2000 μL em um único microtubo.

Na determinação foi colocado o volume de 2000 μL do sobrenadante coletado durante a extração. As leituras devem ser realizadas em espectrofotômetro nos comprimentos de 470, 652.4 e 665.2, nm. O branco deve ser feito com 2000 μL de metanol a 90%, e o espectrofotômetro foi zerado 470 nm. Sendo os teores de clorofilas expressos por $\mu\text{g mL}^{-1}$.

2.3 Resultados e Discussão

Figura 4: Sintomas visuais de toxidez por Al^{+3} em plantas com tratamento de 40 mg L^{-1} de $AlCl_3$.



Fonte: Próprio Autor.

Figura 5: Sintomas visuais de toxidez por Al^{+3} em plantas com tratamento de 40 mg L^{-1} de $AlCl_3$.



Fonte: Próprio Autor.

VAZAMENTO DE ELETRÓLITOS (VE)

No presente trabalho, observou-se que a aplicação da dosagem de 40 mg L^{-1} de $AlCl_3$, promoveu nas raízes um aumento no vazamento de eletrólitos. Verificado através do ajuste do modelo de regressão cúbica nas plantas controle o VE de 11,034%, enquanto que nas plantas que receberam o tratamento de 40 mg L^{-1} de $AlCl_3$, apresentou o VE de 17,37%. Como pode ser observado na Figura 6. Apresentando um acréscimo de 47,32% no vazamento de eletrólitos. Conforme (QUADRO ANOVA 1).

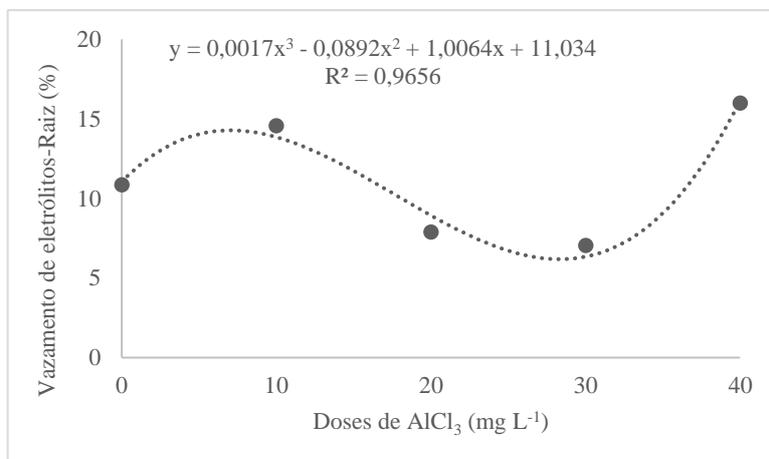
Em relação ao vazamento de eletrólitos nas folhas de mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. Para esta variável, não foi verificado efeito significativo ($p > 0,05$) para as diferentes dosagens

de (QUADRO ANOVA 2). Dessa forma, não realizou-se os ajustamentos das equações de regressões para essa característica.

A membrana plasmática (MP) é uma importante barreira para o transporte do Al^{3+} . Algumas propriedades da membrana como, superfície eletronegativa, são alteradas rapidamente devido a translocação de íons como Na^+ , K^+ , H^+ e Cl^+ entre as faces da membrana. E essas mudanças têm sido reportadas como a base das diferenças observadas na tolerância/toxicidade entre os diferentes tipos vegetais (AHN et al., 2001; KINRAIDE et al., 1998; FAÇANHA & OKOROKOVA-FAÇANHA, 2002). Esse maior vazamento de eletrólitos, indica que o Al^{3+} foi capaz de modificar importantes características da membrana plasmática, tornando-a mais permeável para a translocação desses íons.

Outro fator importante para essa permeabilidade da membrana plasmática, será a competição entre o Ca^{2+} e o Al^{3+} . No qual o Ca^{2+} se acumula na fase aquosa difusa adjacente à superfície da membrana, onde pode se ligar a grupos carregados dos fosfolipídios e proteínas da membrana (KAUSS, 1987). Essas ligações com o Ca^{2+} determinam a rigidez da membrana, de tal modo que removendo o Ca^{2+} externo, a integridade da membrana fica comprometida, tornando-a vazada e desfazendo sua função normal (HANSON, 1984). Desta forma, pode-se inferir que o Al^{3+} pode deslocar o Ca^{2+} apoplasmático por competição pelos ligantes (RENGEL, 1992) ou por reduzir a diferença de potencial negativa na superfície da membrana (KINRAIDE et al., 1992). Outra hipótese de alteração na membrana é que o Al^{3+} provavelmente entra na célula da raiz atravessando a plasmalema por canais iônicos similares aos de Ca^{2+} e bloqueia internamente os canais de potássio (LIU & LUAN, 2001). Afetando dessa maneira a sua fluidez, por alterar o ambiente químico dos lipídios da membrana, provavelmente, por formar ligações entre as regiões polares dos fosfolipídios (ZHAO et al., 1987).

Figura 6: Vazamento de eletrólitos nas raízes de mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L⁻¹ de AlCl₃; 10= 10 mg L⁻¹ de AlCl₃; 20= 20 mg L⁻¹ de AlCl₃; 30= 30 mg L⁻¹ de AlCl₃ e 40= 40 mg L⁻¹ de AlCl₃)



Fonte: Próprio Autor.

NITRATO

No presente trabalho, observou-se que a aplicação da dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, promoveu nas raízes um aumento na concentração de nitrato (NO₃⁻). Verificado através do ajuste do modelo de regressão linear positiva que nas plantas controle a concentração de nitrato (0,0242 NO₃⁻ kg⁻¹ MS), enquanto que nas plantas que receberam o tratamento de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, apresentou uma concentração de (0,0882 NO₃⁻ kg⁻¹ MS). Observando um acréscimo de 156,7%. (QUADRO ANOVA 3).

Em relação a concentração de nitrato (NO₃⁻) das folhas de mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. Para esta variável, não foi verificado efeito significativo (p>0,05) para as diferentes dosagens de alumínio (QUADRO ANOVA 4). Dessa forma, não realizou-se os ajustamentos das equações de regressões para essa característica.

Segundo Andrade Netto (2005), a menor atividade da enzima RN, conseqüentemente o acúmulo de nitrato, poderiam estar relacionados com o aumento da assimilação do amônio (Figura 7) proveniente da fotorrespiração por meio das atividades das enzimas GS ou GOGAT. Haja vista que, o Al⁺³ se ligaria a fosfolipídios da membrana plasmática, formando uma camada de carga positiva que facilitaria a passagem de ânions por essa membrana (JUSTINO et al., 2006).

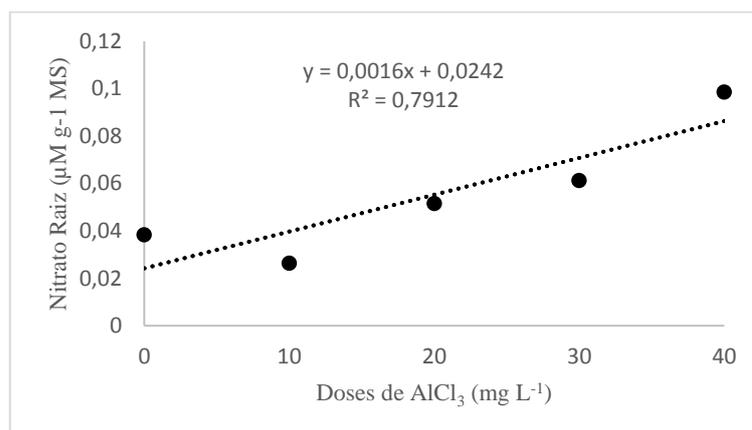
Alguns autores sugerem que o Al⁺³ causa inibição da captação, da redução e da atividade do sistema de transporte do NO₃⁻ (CAMBRAIA et al., 1989; PURCINO et al., 2003). Em

contraste outros trabalhos tem mostrado que o Al^{+3} estimula a captação de NO_3^- e o crescimento radicular (NICHOL et al., 1993).

Segundo Araújo (2005), a absorção do nitrato ocorre por processo ativo secundário do tipo simporte, contra um potencial eletroquímico, com transporte simultâneo de H^+ e NO_3^- para dentro das células. O transporte de NO_3^- ocorre por meio de uma força promotora que explica o aumento na velocidade de absorção de N- NO_3^- quando o pH da solução do solo decresce.

Segundo Krauss (2005), plantas com inadequado suprimento de K^+ reduzem a eficiência do transporte de nitrato para a parte aérea. Isso induz a redução do nitrato e acumulação de aminoácidos nas raízes (Figura 10 B) qualquer sinal de excesso de nitrato induz uma resposta negativa nas raízes para cessar a absorção de nitrato, embora o nitrato possa estar presente na rizosfera da planta.

Figura 7: Concentração de nitrato nas raízes de mudas *Elaeis guineensis* Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L⁻¹ de AlCl_3 ; 10= 10 mg L⁻¹ de AlCl_3 ; 20= 20 mg L⁻¹ de AlCl_3 ; 30= 30 mg L⁻¹ de AlCl_3 e 40= 40 mg L⁻¹ de AlCl_3)



Fonte: Próprio Autor.

REDUTASE DO NITRATO

No presente trabalho, observou-se que a aplicação da dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl_3 , promoveu nas raízes um decréscimo da atividade da da Enzima Redutase do Nitrato-RN. Verificado através do ajuste do modelo de regressão cúbica (Figura 8) que nas plantas controle a concentração da redutase do nitrato apresentou o maior valor (1,0322 µmoles de NO_2^- g MF⁻¹ h⁻¹), enquanto que nas plantas que receberam o tratamento de 40 mg L⁻¹ de AlCl_3 , apresentou uma concentração de (0,0202 µmoles de NO_2^- g MF⁻¹ h⁻¹) Observando um decréscimo de 90,48% na atividade da enzima (QUADRO ANOVA 5).

Em relação a concentração da redutase do nitrato das folhas de mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. Para esta variável, não foi verificado efeito significativo ($p > 0,05$) para as diferentes dosagens de alumínio (QUADRO ANOVA 6). Dessa forma, não realizou-se os ajustamentos das equações de regressões para essa característica.

A estimativa da atividade da enzima redutase do nitrato tem sido utilizada como parâmetro indicativo da resposta fisiológica das plantas aos estresses ambientais (OLIVEIRA et al., 2005).

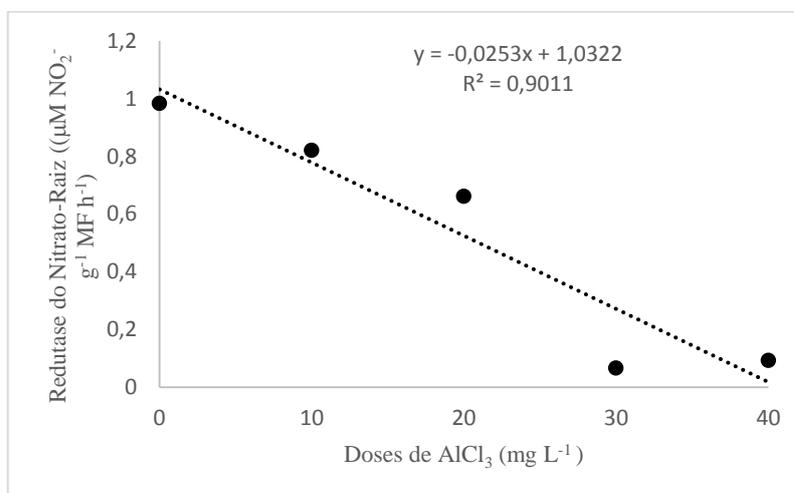
Esses resultados podem estar relacionados à resposta diferenciada da enzima redutase do nitrato, que geralmente apresenta sensibilidade ao Al^{+3} , como já demonstrado por alguns autores (JUSTINO et al., 2006; CRUZ et al., 2011). Embora a RN esteja localizada no citoplasma, há evidências de que pode ocorrer também na superfície externa da membrana plasmática (TISCHNER, 2000, SIDDIQI & GLASS, 2002).

O alumínio interfere na absorção e movimentação do fósforo, cálcio, magnésio e molibdênio (OLMOS et al., 1976). Apesar da pequena quantidade absorvida pela planta, o molibdênio é considerado essencial por fazer parte de duas enzimas: a redutase do nitrato e a nitrogenase (DECHEN et al., 1991).

Segundo Kaiser et al (1999), a falta de magnésio estimula a fosforilação dos resíduos de serina os quais interagem com uma proteína inibitória, resultando na desativação da redutase do nitrato-RN. Muitos processos fisiológicos e bioquímicos críticos nas plantas são adversamente pela deficiência de Mg^{2+} , levando a prejuízos no crescimento e na produção. Na maioria dos casos, o envolvimento do magnésionos processos metabólicos depende da ativação de numerosas enzimas. Uma importante enzima Mg-ativada é a ribulose-1,5-bifosfato (RuBP) carboxilase-enzima-chave no processo da fotossíntese e a mais abundante no planeta. (CAKMAK et al., 2010).

Venkajesan & Ganapathy (2004) relatam uma correlação positiva entre a atividade da enzima redutase do nitrato e a fertilização potássica. Esta influência do potássio sobre a nitrato redutase pode ser associada ao fato do potássio participar da regulação da absorção do nitrato pelas raízes das plantas. O nitrogênio e o potássio estão relacionados pela função do potássio na ativação da enzima redutase do nitrato. O potássio recirculado serve como contra-íon para o transporte de nitrato no xilema até a parte aérea (MENGEL & KIRKBY, 2001).

Figura 8: Concentração de Redutase do Nitrato acumulada nas raízes de mudas *Elaeis guineensis* Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L⁻¹ de AlCl₃; 10= 10 mg L⁻¹ de AlCl₃; 20= 20 mg L⁻¹ de AlCl₃; 30= 30 mg L⁻¹ de AlCl₃ e 40= 40 mg L⁻¹ de AlCl₃).



Fonte: Próprio Autor.

AMÔNIO

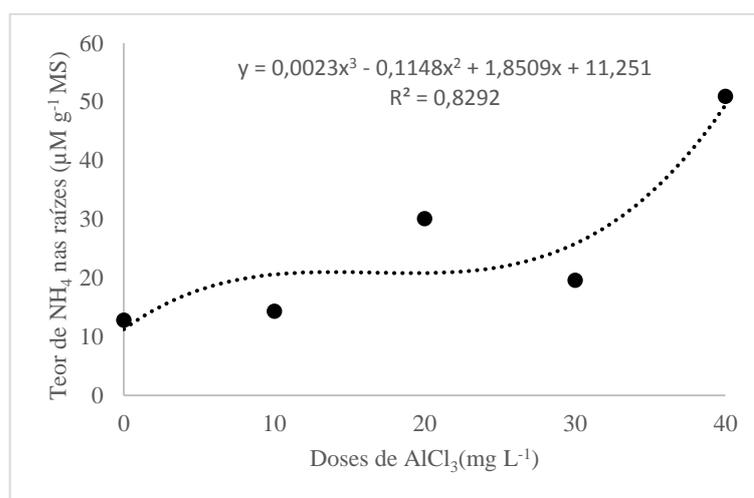
No presente trabalho, observou-se que a aplicação da dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, promoveu nas raízes um aumento na concentração de amônio (NH₄⁺). Verificado através do ajuste do modelo de regressão cúbica que nas plantas que receberam o tratamento de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, apresentou a maior concentração de amônio (NH₄⁺) de 48,807 µM g⁻¹ MS, enquanto que as plantas controle, apresentaram uma concentração de 11,251 µM g⁻¹ MS (Figura 9). Perfazendo um aumento de 333,70% na concentração de amônio (NH₄⁺) com o aumento das dosagens de AlCl₃. (QUADRO ANOVA 7).

Em relação a concentração de amônio (NH₄⁺) nas folhas de mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. Para esta variável, não foi verificado efeito significativo (p>0,05) para as diferentes dosagens de alumínio (QUADRO ANOVA 8). Dessa forma, não realizou-se os ajustamentos das equações de regressões para essa característica.

As células vegetais evitam a toxicidade do amônio pela rápida conversão do amônio gerado a partir da assimilação do nitrato ou da fotorrespiração em aminoácidos. A principal via para esta conversão envolve a ação seqüencial da glutamina sintetase e da glutamato sintase (LEA E COLS., 1992). A glutamina sintetase (GS) combina o amônio com o glutamato para formar a glutamina. Esta reação necessita a hidrólise de uma molécula de ATP e envolve um cátion bivalente, como o Mg²⁺, Mn²⁺ ou Co²⁺ como co-fator. A GS nos plastídeos das raízes forma o nitrogênio amida que é consumido localmente, enquanto que a GS dos cloroplastos das

partes aéreas reassimila o NH_4^+ da fotorrespiração (LAM E COLS., 1996). Segundo Rengel e Robinson (1989), absorção de Ca^{2+} e Mg^{2+} são normalmente os mais deprimidos pelo Al^{+3} quando comparado com outros minerais importantes. Segundo os mesmos autores, os íons Al^{+3} e Mg^{2+} competem pelos transportadores de membrana. Sendo assim, esse acúmulo de NH_4^+ nas raízes, pode estar relacionado com essa competição do Al^{+3} com cátions, como o Mg^{2+} .

Figura 9: Teor de Amônio Livre nas raízes de mudas *Elaeis guineensis* Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L⁻¹ de AlCl_3 ; 10= 10 mg L⁻¹ de AlCl_3 ; 20= 20 mg L⁻¹ de AlCl_3 ; 30= 30 mg L⁻¹ de AlCl_3 e 40= 40 mg L⁻¹ de AlCl_3).



Fonte: Próprio Autor.

AMINOÁCIDOS SOLÚVEIS TOTAIS

No presente trabalho, observou-se que a aplicação da dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl_3 , promoveu nos tecidos foliares um aumento no teor de aminoácidos solúveis totais. Verificado através do ajuste do modelo de regressão linear positiva que nas plantas que receberam o tratamento de 40 mg L⁻¹ de AlCl_3 , apresentou o maior teor de aminoácidos solúveis totais de 253,462 $\mu\text{mol de AA g}^{-1} \text{MS}$, enquanto que as plantas controle, apresentaram uma concentração de 8,654 $\mu\text{mol de AA g}^{-1} \text{MS}$ (Figura 10 A). Perfazendo um aumento de 592,20% no teor de aminoácidos nas folhas com o aumento das dosagens de AlCl_3 . (QUADRO ANOVA 10).

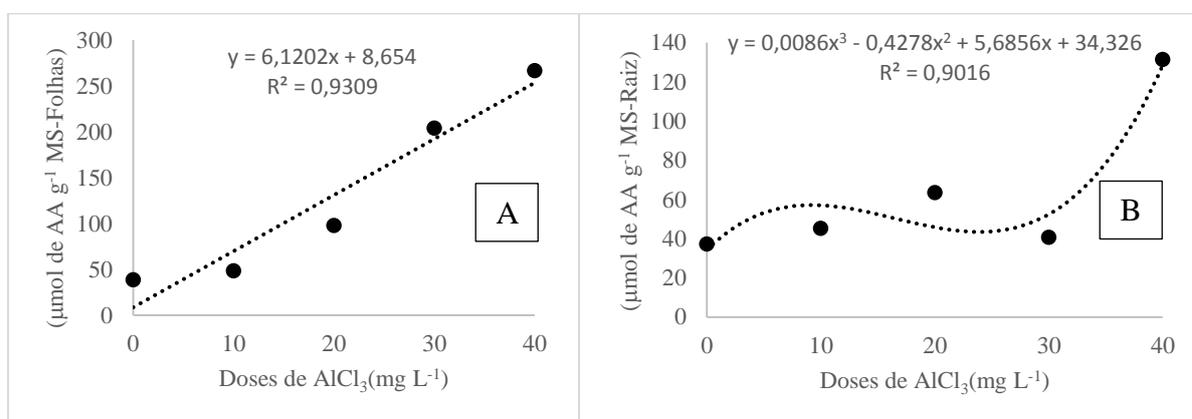
Em relação ao teor de aminoácidos solúveis totais nas raízes de mudas *Elaeis guineensis* Jacq. No presente trabalho, observou-se através do ajuste da regressão cúbica, que houve um aumento no teor de aminoácidos nos tecidos das raízes com o aumento das doses de AlCl_3 (Figura 10 B). Verificando o maior teor de aminoácidos de 127,67 $\mu\text{mol de AA g}^{-1} \text{MS}$ observado na dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl_3 . Enquanto que nas plantas controle, o valor

observado foi de 34,326 μmol de AA g^{-1} MS. Perfazendo um aumento de 271,89% no teor de aminoácidos nas raízes. (QUADRO ANOVA 9).

O metabolismo do nitrogênio é influenciado negativamente pelo estresse ácido causado pelo alumínio (AMARAL et al., 2000). Sendo assim, tem sido sugerido que os aminoácidos estão entre os principais compostos envolvidos na proteção das membranas contra os danos causados pelos estresses (KOVÁČIK et al., 2010). O acúmulo destes aminoácidos tem sido associado à eliminação de ROS e decréscimos da peroxidação lipídica (ASHRAF & FOOLAD, 2007; KOVÁČIK et al., 2010).

As variações nos teores de aminoácidos radiculares também podem representar um importante papel fisiológico na tolerância dos vegetais ao alumínio (WANG et al., 2006; KOVÁČIK et al., 2010). Os aminoácidos são potentes ligantes para alguns metais e sua exsudação em resposta ao Al^{+3} já foi documentada (KOVÁČIK et al., 2010).

Figura 10 (A) e (B): Teor de Aminoácidos nas folhas (A) e raízes (B) de mudas *Elaeis guineensis* Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L^{-1} de AlCl_3 ; 10= 10 mg L^{-1} de AlCl_3 ; 20= 20 mg L^{-1} de AlCl_3 ; 30= 30 mg L^{-1} de AlCl_3 e 40= 40 mg L^{-1} de AlCl_3).



Fonte: Próprio Autor.

GLICINA-BETAÍNA

Em relação a concentração de glicina-betaína nas folhas e nas raízes de mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. Verificou-se que a variável não apresentou efeito significativo ($p > 0,05$) para as diferentes dosagens de alumínio. (QUADROS ANOVAS 11 e 12). Dessa forma, não realizou-se os ajustamentos das equações de regressão para essa característica.

As principais funções da glicina-betaína estão em preservar a integridade celular e proteger as membranas dos tilacóides, mantendo a eficiência fotoquímica na fotossíntese (ASHRAF & FOOLAD, 2007).

Diversas substâncias possuem função osmoprotetoras destacando-se a prolina, a glicina-betaína e a trealose, que além de participarem do mecanismo de ajuste osmótico, podem apresentar outros efeitos protetores nas plantas (BRAY et al., 2000).

Muitos trabalhos evidenciam que o acúmulo desses osmóticos constitui-se em um importante critério para estudos de tolerância aos estresses abióticos, sendo utilizados como indicadores bioquímicos-fisiológicos do estresse hídrico e ácido nas plantas (HONGBO et al., 2006; MARIN et al., 2006).

PROLINA

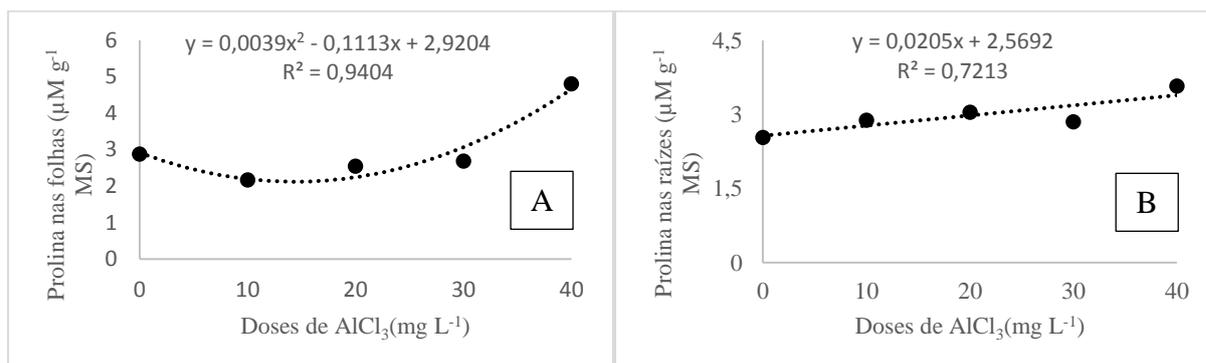
No presente trabalho, observou-se que a aplicação da dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, promoveu nos tecidos foliares um aumento no teor de prolina. Verificado através do ajuste do modelo de regressão quadrática que nas plantas que receberam o tratamento de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, apresentou o maior teor de prolina 4,70 μM g⁻¹ MS, enquanto que as plantas controle, apresentaram uma concentração de 2,92 μM g⁻¹ MS (Figura 11 A). Perfazendo um aumento de 66,66% no teor de prolina nas folhas. (QUADRO ANOVA 14).

Em relação ao teor de prolina nas raízes, no presente trabalho, observou-se através do ajuste da regressão linear positiva, que houve um aumento no teor de prolina nos tecidos das raízes de mudas *Elaeis guineensis* Jacq. com o aumento das doses de AlCl₃ (Figura 11 B). Verificando o maior teor de prolina de 3,39 μM g⁻¹ MS observado na dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃. Enquanto que nas plantas controle, o valor observado foi de 2,57 μM g⁻¹ MS. Perfazendo um aumento de 41,18% no teor de prolina nas raízes. (QUADRO ANOVA 13).

A prolina atua, principalmente, na estabilização de proteínas e na proteção das membranas contra os efeitos deletérios das espécies reativas de oxigênio (SHARMA & DUBEY, 2005). Sendo assim, o aumento dos teores de prolina pode ativar várias funções celulares: ajustamento osmótico, reserva de carbono e nitrogênio utilizado no crescimento para restabelecimento após estresse, desintoxicação do excesso de amônia, estabilizador de proteínas e membranas e eliminadores de radicais livres. Adicionalmente, existem evidências de que a biossíntese desse aminoácido poderia estar também associada à regulação do pH citosólico ou mediação do incremento da razão NADP⁺ /NADPH, influenciando o fluxo de carbono devido

à via oxidativa da pentose fosfato (SILVEIRA et al., 2002). Atuando também, como soluto compatível em plantas sob o efeito interativo da deficiência hídrica e da toxicidade de alumínio no solo (MARIN et al., 2006; MARIN & SANTOS, 2008).

Figura 11 (A) e (B): Concentração de prolina nas folhas e raízes de mudas *Elaeis guineensis* Jacq. de em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L⁻¹ de AlCl₃; 10= 10 mg L⁻¹ de AlCl₃; 20= 20 mg L⁻¹ de AlCl₃; 30= 30 mg L⁻¹ de AlCl₃ e 40= 40 mg L⁻¹ de AlCl₃).



Fonte: Próprio Autor.

PROTEÍNAS

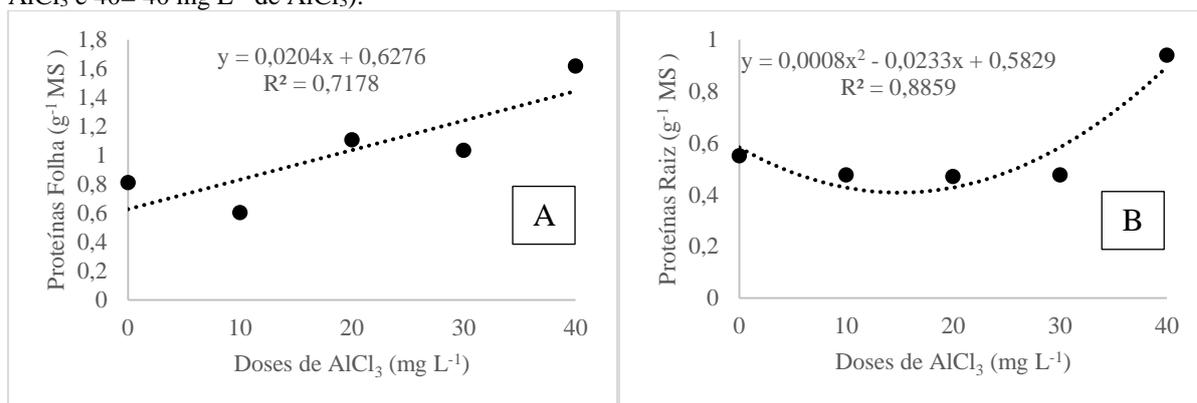
No presente trabalho, observou-se que a aplicação da dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, promoveu nos tecidos foliares um aumento no teor de proteínas. Verificado através do ajuste do modelo de regressão linear positiva que nas plantas que receberam o tratamento de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, apresentou o maior teor de proteínas 1,44 g⁻¹ MS, enquanto que as plantas controle, apresentaram uma concentração de proteínas de 0,63 g⁻¹ MS (Figura 12 A). Perfazendo um aumento de 100% no teor de proteínas nas folhas. (QUADRO ANOVA 16).

Em relação ao teor de proteínas nas raízes, no presente trabalho, observou-se através do ajuste da regressão quadrática, que houve um aumento no teor de proteínas nos tecidos das raízes de mudas *Elaeis guineensis* Jacq. com o aumento das doses de AlCl₃ (Figura 12 B). Verificando o maior teor de proteínas de 0,93 g⁻¹ MS observado na dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃. Enquanto que o menor teor observado 0,58 g⁻¹ MS apresentado nas plantas controle. Perfazendo um aumento de 70,90% no teor de proteínas nas raízes. (QUADRO ANOVA 15).

Esse resultado, pode ser explicado com o aumento dos aminoácidos (Figura 10 A e B) promovendo a síntese dessas proteínas. Diferentes estresses ambientais induzem a síntese de novas proteínas nas plantas, os quais possivelmente apresentam valor adaptativo para as plantas aumentarem sua capacidade de sobrevivência (DUBEY, 1999). Desta forma o Al⁺³ pode induzir a expressão de genes e síntese de proteínas envolvidas no metabolismo de ácidos orgânicos ou

de transporte destas moléculas (MA et al., 2001) e de enzimas antioxidativas como a glutationa transferase, peroxidase e superóxido dismutase (PANDA et al., 2009). Em algumas espécies foram verificados acúmulos de aminoácidos livres devido ao estresse por Al^{+3} (CAMBRAIA et al., 1983). Por vezes este resultado é o reflexo de aumentos na biossíntese (KOVÁČIK et al., 2010) ou no metabolismo de proteínas (CAMBRAIA et al., 1983).

Figura 12 (A) e (B): Concentração de proteínas nas folhas e raízes de mudas *Elaeis guineensis* Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L⁻¹ de AlCl₃; 10= 10 mg L⁻¹ de AlCl₃; 20= 20 mg L⁻¹ de AlCl₃; 30= 30 mg L⁻¹ de AlCl₃ e 40= 40 mg L⁻¹ de AlCl₃).



Fonte: Próprio Autor.

CARBOIDRATOS SOLÚVEIS TOTAIS

No presente trabalho, observou-se que a aplicação da dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, promoveu um aumento no teor de carboidratos solúveis totais nas raízes. Verificado através do ajuste do modelo de regressão linear positiva que nas plantas que receberam o tratamento de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, apresentou o maior teor de carboidratos solúveis totais de 17,24 mg g⁻¹ MS enquanto que as plantas controle, apresentaram uma concentração de 7,60 mg g⁻¹ MS. Conforme pode ser observado na Figura 13. Perfazendo um aumento de 105,30% no teor de carboidratos solúveis totais nas raízes. (QUADRO ANOVA 17).

Em relação ao teor de carboidratos solúveis totais nas folhas de mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. A variável não apresentou efeito significativo ($p > 0,05$) para as diferentes dosagens de alumínio (QUADRO ANOVA 18). Dessa forma, não realizou-se os ajustamentos das equações de regressão para essa característica.

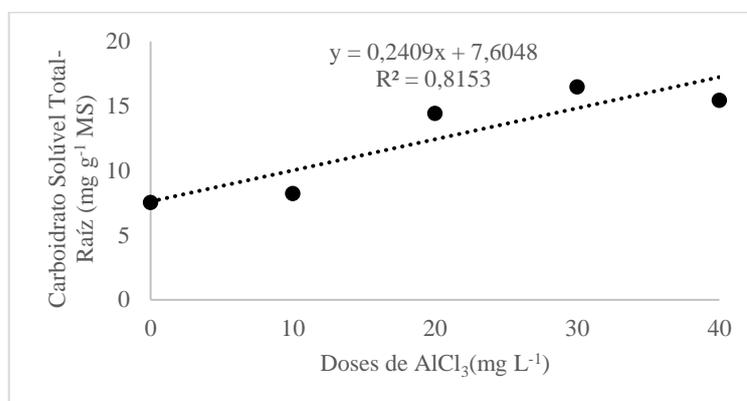
Os carboidratos e os aminoácidos compreendem a principal categoria de solutos compatíveis e apresentam grande sensibilidade aos estresses ambientais (GIANNAKOULA et al., 2007; ROSA et al., 2009). Os resultados de aminoácidos, prolina livre e carboidratos

(Figuras 10 A e 10 B, 11 A e 11 B e 13), respectivamente. Sugerem que a acumulação destes solutos, pode ter um importante papel na tolerância do dendê ao estresse por Al^{+3} .

Elevados teores de carboidratos sugerem hidrólise de carboidratos de reserva e distúrbios na partição de fotoassimilados entre a parte aérea e o sistema radicular. Tais mudanças no metabolismo de carboidratos estão relacionadas tanto com a necessidade da alta concentração de K^+ requerida por certas enzimas regulatórias, particularmente a piruvato cinase e a fosfofrutocinase (LÄUCHLI e PFLÜGER, 1978), como com o carregamento e transporte de açúcares no floema (GAJDANOWICZ, et al., 2011).

O acúmulo de carboidratos pode concorrer para a diminuição do potencial osmótico e menor inibição do crescimento radicular em plantas tolerantes ao Al^{+3} (TABUCHI et al., 2004). A maior concentração de carboidratos pode ser justificado pela interação do Al^{+3} que causa o bloqueio de canais de K^+ em células radiculares (LIU e LUAN, 2001). Sendo assim, o K^+ encontrado e armazenado no vacúolo foliar vai desempenhar funções essenciais na transferência energética, síntese proteica, metabolismo de carboidratos, transporte de açúcares de tecidos fonte para drenos, produção e acúmulo de óleos (RÖMHELD e KIRKBY, 2010).

Figura 13: Concentração de carboidratos nas raízes de mudas *Elaeis guineensis* Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L⁻¹ de AlCl₃; 10= 10 mg L⁻¹ de AlCl₃; 20= 20 mg L⁻¹ de AlCl₃; 30= 30 mg L⁻¹ de AlCl₃ e 40= 40 mg L⁻¹ de AlCl₃).



Fonte: Próprio Autor.

SACAROSE

Em relação a concentração sacarose nas raízes e nas folhas de mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. Verificou-se que a variável não apresentou efeito significativo ($p > 0,05$) para as diferentes dosagens de alumínio (QUADROS ANOVAS 19 e 20). Dessa forma, não realizou-

se os ajustamentos das equações de regressão para essa característica. A sacarose tem sido indicada como o principal tipo de açúcar a atuar na manutenção da turgescência celular, regulando o ajuste osmótico (FARRANT et al., 2009).

AMIDO

Em relação a concentração de amido nas raízes e nas folhas de mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. Verificou-se que a variável não apresentou efeito significativo ($p > 0,05$) para as diferentes dosagens de alumínio (QUADROS ANOVAS 21 e 22). Dessa forma, não realizou-se os ajustamentos das equações de regressão para essa característica. O amido pode não ter sido afetado, possivelmente devido sua maior produção encontra-se nas folhas. O maior alvo do estresse por é verificado nas raízes, devido sua baixa mobilidade. Outro fator, pode ser considerado, é que este amido pode ter sido quebrado para síntese dos carboidratos.

TEOR DE CLOROFILA A, CLOROFILA B, CLOROFILA TOTAL e CAROTENÓIDES

No presente trabalho, observou-se que a aplicação da dosagem de 40 mg L^{-1} de AlCl_3 , promoveu um aumento no teor de Clorofila A. Verificado através do ajuste do modelo de regressão linear negativa, que nas plantas que receberam o tratamento de 40 mg L^{-1} de AlCl_3 , apresentou o menor teor de Clorofila A (*Cl_a*) de $3,44 \mu\text{g mL}^{-1}$, enquanto que as plantas controle, apresentaram uma concentração de $9,36 \mu\text{g mL}^{-1}$. Conforme pode ser observado na Figura 14 A. Com decréscimo de 67,59%. (QUADRO ANOVA 23).

Em relação ao teor de Clorofila B (*Cl_b*), observou-se que a aplicação da dosagem de 40 mg L^{-1} de AlCl_3 , promoveu um aumento no teor de Clorofila B. Verificado através do ajuste do modelo de regressão linear negativa, que nas plantas que receberam o tratamento de 40 mg L^{-1} de AlCl_3 , apresentou o menor teor de Clorofila B (*Cl_b*) de $0,79 \mu\text{g mL}^{-1}$, enquanto que as plantas controle, apresentaram uma concentração de $2,44 \mu\text{g mL}^{-1}$. (Figura 14 B). Perfazendo um decréscimo de 58,43%. (QUADRO ANOVA 24).

Resultados mostram que houve um decréscimo no teor de Clorofila Total com o aumento das dosagens de AlCl_3 . Observado através do ajuste da regressão quadrática, que o maior teor de Clorofila Total (*Cl_t*) $10,45 \mu\text{g mL}^{-1}$ foi verificado nas plantas Controle.

Verificando um decréscimo com o aumento das dosagens de 30 mg L⁻¹ de AlCl₃ e 40 mg L⁻¹ de AlCl₃. Apresentando os teores de Clorofila Total (*Cl_t*) 6,93 µg mL⁻¹ e 4,59 µg mL⁻¹, respectivamente (Figura 15 A). Havendo uma redução de 59,03%. (QUADRO ANOVA 25).

Observou-se no presente trabalho, que a aplicação da dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, promoveu um aumento no teor de Carotenóides (QUADRO ANOVA 26). Verificado através do ajuste do modelo de regressão linear positiva, que nas plantas que receberam o tratamento de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃ apresentou o maior teor de Carotenóides de 3,13 µg mL⁻¹, enquanto que as plantas controle, apresentaram um teor de 2,68 µg mL⁻¹ (Figura 15 B). Com decréscimo de 12,91%.

Observou-se uma diminuição nos teores de clorofila, mas essa redução não chegou a afetar todas as folhas. Observando a clorose nas folhas das plantas que receberam a dosagem de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, não afetando totalmente o processo fotossintético da planta. Esses sintomas de clorose foram observados no 90º dia de tratamento.

Provavelmente a redução do teor de clorofila nas plantas foi consequência do efeito tóxico do alumínio que ao entrar na planta destrói a parede celular levando ao rompimento e destruição da célula nas folhas além de apresentar inicialmente a clorose avançando para necrose e abscisão das folhas (AQUILLO et al.; 2013).

A toxicidade do alumínio provocada pelos baixos valores de pH em solos ácidos prejudica acentuadamente a absorção e translocação do magnésio e do nitrogênio, nutrientes fundamentais na constituição das moléculas de clorofilas (DELHAIZE & RYAN, 1995; ROUT et al., 2001).

A diminuição do conteúdo de clorofila provoca uma perturbação na homeostase celular redox, visto que esta molécula desempenha a função de aceptor de elétrons, aumentando assim a produção de EROs (MITTLER, 2002).

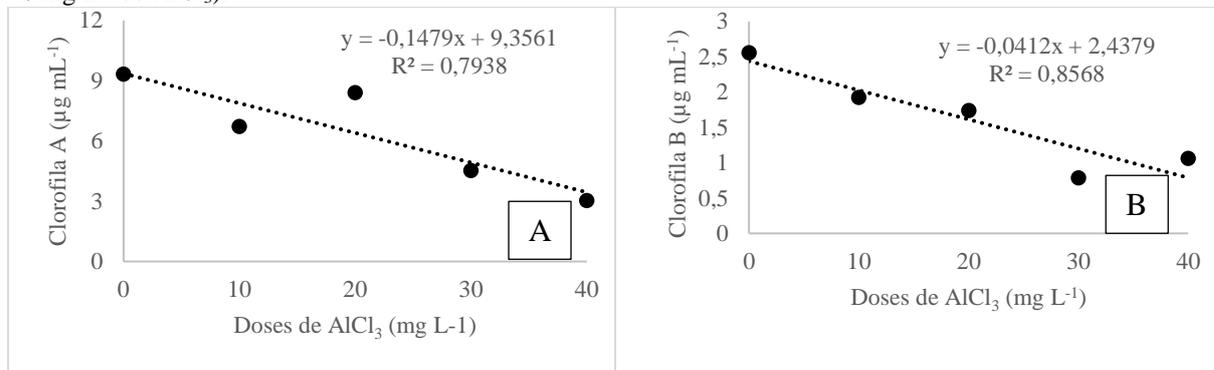
O alumínio ocasiona injúrias na parede celular, na membrana plasmática, no citoesqueleto e no núcleo celular, prejudicando a divisão e a expansão celular e, conseqüentemente, a expansão das folhas, implicando em folhas de menor área (HARTWIG et al., 2007). Além disso, também provoca dano oxidativo pela inibição do ácido aminolevulínico desidratase, importante na biossíntese da clorofila. Dessa forma, a concentração reduzida de clorofila pode refletir os danos induzidos pelo alumínio em folhas verdes (PEREIRA et al., 2006).

Os carotenóides apresentam como uma das principais funções a fotoproteção nos tecidos fotossintéticos (BARTLEY & SCOLNIK, 1995), minimizando os danos fotooxidativos induzidos pela maioria dos estresses ambientais (TIMKO, 1998).

Segundo Silva (2007) o efeito dos níveis mais elevados de alumínio na redução dos teores de clorofila evidencia a relação deste estresse com a produtividade vegetal, considerando que as respostas fisiológicas podem ser utilizadas como índices de tolerância para as respostas ao alumínio.

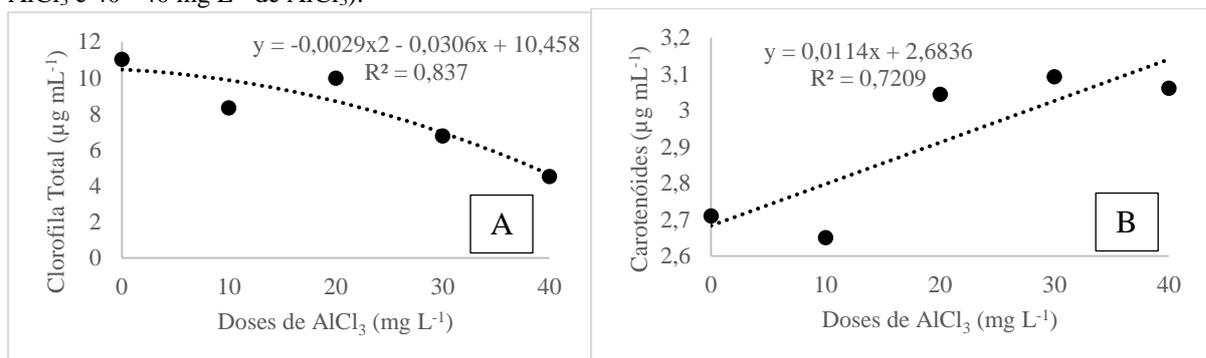
Investigações prévias propõem que o Al^{3+} causa declínio na assimilação líquida de CO_2 como resultado de inativação dos centros de reação do PSII. Em plantas tolerantes, a atividade do FSI se apresenta aumentada em resposta a exposição a metais pesados (DHIR et al 2011). O aumento da atividade do FSI mediada pelo transporte de elétrons pode ser uma alternativa ao fluxo adicional de elétrons que ocorre durante o estresse.

Figura 14 (A) e (B): Teor de Clorofilas A e B nas mudas *Elaeis guineensis* Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L⁻¹ de AlCl₃; 10= 10 mg L⁻¹ de AlCl₃; 20= 20 mg L⁻¹ de AlCl₃; 30= 30 mg L⁻¹ de AlCl₃ e 40= 40 mg L⁻¹ de AlCl₃).



Fonte: Próprio Autor.

Figura 15 (A) e (B): Teor de Clorofila Total e Carotenóides nas mudas *Elaeis guineensis* Jacq. em diferentes dosagens de alumínio (0= 0 mg L⁻¹ de AlCl₃; 10= 10 mg L⁻¹ de AlCl₃; 20= 20 mg L⁻¹ de AlCl₃; 30= 30 mg L⁻¹ de AlCl₃ e 40= 40 mg L⁻¹ de AlCl₃).



Fonte: Próprio Autor.

2.3 Conclusão

A concentração de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃ foi o suficiente para causar um aumento no vazamento de eletrólitos, um acúmulo no teor de NO₃⁻, um acúmulo de NH₄⁺ e um aumento no teor de Carboidratos Solúveis Totais, nas raízes das mudas de *Elaeis guineensis* Jacq. Aumentando ainda os teores de Aminoácidos, Proteínas nos tecidos foliares e radiculares. Com o aumento da dosagem de alumínio, observou-se ainda um acúmulo nos teores de prolina e carotenoides.

A concentração de 40 mg L⁻¹ de AlCl₃, promoveu o decréscimo da atividade da RN-Redutase do Nitrato e nos teores de Clorofilas A, B e Total.

Em relação aos teores de amido, sacarose e glicina-betaína nas folhas e raízes das mudas de *Elaeis guineensis* Jacq, o tempo de exposição e as dosagens aplicadas nos tratamentos, não foram o suficiente para causar efeito significativo na espécie estudada.

Esses resultados podem estar relacionados ao bloqueio de transportadores de íons na raiz, competir com o magnésio e o cálcio por sítios na parede celular e inibição de canais iônicos nas membranas plasmáticas, afetando sua permeabilidade. Sendo assim, a toxidez por Al⁺³ causa ainda a inativação de várias enzimas. Proporcionando um aumento na produção de EROs, alterando as rotas fisiológicas e bioquímicas das plantas.

REFERÊNCIAS

- ABATE, E.; HUSSIEN, S.; LAING, M.; MENGISTU, F. Aluminum toxicity tolerance in cereals: Mechanisms, genetic control and breeding methods. **African Journal of Agricultural Research**, Lagos, v. 8, p. 711-722, 2013.
- AGRIANUAL (2010): anuário da agricultura brasileira. São Paulo: Instituto FNP, 2019. 520 p.
- AHN SJ, SIVAGURU M, OSAWA H, CHUNG GC, MATSUMOTO H. Aluminum inhibits the H⁺ -ATPase activity by permanently altering the plasma membrane surface potentials in squash roots. **Plant Physiol** 126: 1381-1390.2001.
- AHN, S.J.; RENGEL, Z.; MATSUMOTO, H. Aluminum-induced plasma membrane surface potential and H⁺ -ATPase activity in near isogenic wheat lines differing in tolerance to aluminum. **New Phytology**, 162, 71–79.2004.
- AMARAL, J. A. T DO; CORDEIRO, A. T.; RENA, A. B. Efeitos do alumínio, nitrato e amônio sobre a composição de metabólitos nitrogenados e de carboidratos em *Stylosanthes guianensis* e *Stylosanthes macrocephala*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 35, n. 2, p. 313-320, 2000.
- ANDRADE NETTO JF. **Atividade das enzimas redutase do nitrato e glutamina sintetase em cafeeiro arábica**. Piracicaba, Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo. MSc thesis. 2005.
- AQUINO, E. L., SANTOS, A. D. S., SOUZA, G. D., & Silva, P. C. C. Plantas de amendoim (*Arachis hypogaeae* L.) submetidas à diferentes doses de alumínio em solução nutritiva. **Enciclopédia Biosfera**, 9(16), 1698-1714.2013.
- ARAÚJO, J. L. **Atividade da redutase do nitrato sobre o crescimento e produção de grãos de arroz**. 62p. Dissertação (Mestrado em Solos e Nutrição de Plantas)-Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.2005.
- ASHRAF, M.; FOOLAD, M.R. Roles of glycinebetaine and proline in improving plant abiotic stress tolerance. **Environ. Exp. Bot.**, v.59 p.206-216, 2007.
- BARTLEY, G.E.; SCOLNIK, P.A. Plant carotenoids: pigments for photoprotection, visual attraction, and human health. *Plant Cell*, v.7, p.1027- 1038, 1995.
- BLUM, A.; EBERCON, A. Cell membrane stability as a measure of drought and heat tolerance in wheat. **Crop Science**, v.21, p.43-47, 1981.
- BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Anal. Biochem.** V. 72: 248-254.1976.
- BRAY, E.A., BAILEY-SERRES,J.,WERETILNYK, E. Responses to Abiotic Stress. In: BUCHANAN, B., GRUISSEM, W., JONES, R. (eds). **Biochemistry & Molecular Biology of Plants**. Rockville: American Society of Plant Physiologists, cap.22, p.1167-1168,2000.
- BRAZILIO, M.; BISTACHIO, N. J.; PERINA, V. de C. S.;NASCIMENTO, D. D. do. O dendezeiro (*Elaeis guineenses* Jacq.) – Revisão. **Bioenergia em Revista: Diálogos**, v.2,n.1, p. 27-45, 2012.

C.M. GRIEVE AND S. R. GRATTAN. Rapid assay for determination of water soluble quaternary ammonium compounds. **Plant and Soil** 70: 303-307.1983.

CAKMAK, I., YAZICI.A.M., Magnésio-Um elemento esquecido na produção agrícola. **Faculty of Engineering and Natural Sciences at Sabanci University**, Istanbul, Turquia. Informações Agronômicas nº 132-Dezembro/2010.

CAMBRAIA,J.;PIMENTA,J.A.;ESTEVIÃO,M.M.; SANT'ANNA, R. Aluminum effects on nitrate uptake and reduction in sorghum. **Journal of Plant Nutrition**, v.12, p.1435-1445, 1989.

CATALDO, D. A.; HAROON, S. L. E.; YOUNG, V. L. Rapid colorimetric determination of nitrate in plant tissue by nitration of salicylic acid. **Commun Soil Science and Plant Analyse**, v.6, n.1, p.71-80, 1975.

CHEN, L. S. Physiological Responses and Tolerance of Plant Shoot to Aluminum Toxicity. **J. Plant Phys. Mol. Bio.**,v.32, p.143-155, 2006.

CHEN, L. S.; QI, Y. P.; JIANG, H. X.; YANG, L. T.; YANG, G. H. Photosynthesis and photoprotective systems of plants in response to aluminum toxicity. **Afri. J. Biot.**, v.9 p.9237-9247, 2010.

CRUZ, F. J. R.; LOBATO, A. K. S.; COSTA, R. C. L.; LOPES, M. J. S.; NEVES, H. K. B.; NETO, C. F. O.; SILVA, M. H. L.; FILHO, B. G. S.; JUNIOR, J. A. L.; OKUMURA, R. S. Aluminum negative impact on nitrate reductase activity, nitrogen compounds and morphological parameters in sorghum plants. **Australian Journal of Crop Science**, Lismore, v. 5, n. 6, p. 641-645, 2011.

DELHAIZE, E.; RYAN, P.R. Aluminum toxicity and tolerance in plants. **Plant Physiology**, Bethesda, v.107, p.315-321, 1995.

DHIR, B.; SHARMILA, P.; SARADHI P. P.; SHARMA, S.; KUMAR, R. MEHTA, D. Heavy metal induced physiological alterations in *Salvinia natans*. **Ecotoxicology and Environmental Safety** v. 74. p. 1678–1684. 2011.

DONATO, V. M. T. S.; ANDRADE, A. G. DE; SOUZA, E. S. DE; FRANÇA, J. G. E. DE; MACIEL, G. A. Atividade enzimática em variedades de cana-de-açúcar cultivadas in vitro sob diferentes níveis de nitrogênio. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 39, n. 11, p. 1087-1093, 2004.

DUBEY, R. S. Protein Synthesis by Plants Under Stressful Conditions. In: PESSARAKLI, M. (ED.). **Handbook of plant and crop stress**, Tukson: Marcel Dekker, Inc., p.365-397. 1999.

DUBOIS, M.; GILLES, K.A.; HAMILTON, J.K.; REBERS, P.A.; SMITH, F. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. **Anal. Chem.**, v.28, p.350-356, 1956.

DUBOIS, M.; GILLES, K.A.; HAMILTON, J.K.; REBERS, P.A.; SMITH, F. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. **Analytical Chemistry**, v. 28, p. 350-356, 1956.

FAÇANHA AR, OKOROKOVA – FAÇANHA AL. Inhibition of phosphate uptake in corn roots by aluminum-fluoride complexes. **Plant Physiol** 129(4):1763-72.2002.

FARRANT, J. M.; LEHNER, A.; COOPER, K.; WISWEDEL, S. Desiccation tolerance in the vegetative tissues of the fern *Mohria caffrorum* is seasonally regulated. **The Plant Journal**, v. 57, n. 1, p. 65-79, 2009.

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

GAJDANOWICZ, P.; MICHARD, E.; SANDMANN, M.; ROCHA, M.; CORREA, L.G.; RAMIREZ-AGUILAR, S.J. Potassium K⁺ gradients serve as a mobile energy source in plant vascular tissues. **PNAS**, v.108, p. 864–869, 2011.

GARZON, T. et al. Aluminum-induced alteration of ion homeostasis in root tip vacuoles of two maize varieties differing in Al tolerance. **Plant Science, New York**, v. 180, n. 5, p. 709-715, 2011.

GIAVENO, G. D.; MIRANDA-FILHO, J. B.; FURLANI, P. R. Inheritance of aluminum tolerance in maize (*Zea mays* L.). **Journal of Genetics & Breeding**, Rome, v. 55, n. 1, p.5 1-55, 2001.

HAGEMAN, R. H. G. & HUCKLESBY, D. P., Nitrate reductase from higher plants. In: **Methods in Enzimology**, 17 A: 491 – 503, 1971.

HARTWIG, I.; OLIVEIRA, A.C.; CARVALHO, F.I.F.; BERTAN, I.; SILVA, J.A.G.; SCHMIDT, D.A.M.; VALÉRIO, I.P.; MAIA, L.C.; FONSECA, D.A.R.; REIS, C.E.S. Mecanismos associados à tolerância ao alumínio em plantas. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v.28, n. 2, p. 219-228, 2007.

HOAGLAND, D.R.; ARNON, D.I. The water culture method for growing plants without soil. **Calif. Agric. Csp. Stn. Univ. Calif. Berkeley Cir.** p. 137:147, 1950.

HONGBO, S.; ZONGSUO, L.; MINGAN, S. Osmotic regulation of 10 wheat (*Triticum aestivum* L.) genotypes at soil water deficits. **Colloids and Surfaces B: Biointerfaces**, Amsterdam, v. 47, n.2, p.132-139, 2006.

JONES, D.L.; BLANCAFLOR, E.B.; KOCHIAN, L.V.; GILROY, S. Spatial coordination of aluminium uptake, production of reactive oxygen species, callose production and wall rigidification in maize roots. **Plant Cell and Environment**, 29, 1309-1318.2006.

JUSTINO, G. C.; CAMBRAIA, J.; OLIVA, M. A.; OLIVEIRA, J. A. Absorção e redução de nitrato em duas cultivares de arroz na presença de alumínio. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 41, n. 8, p. 1285-1290, 2006.

KAUSS H.; Some aspects of calcium-dependent regulation in plant metabolism. **Annu Rev. Plant Physiol** 38: 47-72.1987.

KINRAIDE T, YERNIYAHU U, RYTWO G.; Computation of surface electrical potentials of plant cell membranes. Correspondence to published zeta potentials from diverse plant source. **Plant Physiol** 118: 505-512.1998.

KINRAIDE TB, RYAN PR, KOCHIAN LV.; Interactive effects of Al^{+3} , H^+ , and others cations on root elongation considered in terms of cell-surface electrical potential. **Plant Physiol** 99: 1461-1468. 1992.

KOCHIAN, L. V.; PIÑEROS, M. A.; HOEKENGA, O.A. The physiology, genetics and molecular biology of plant aluminum resistance and toxicity. **Plant Soil**, v.274, p.175-195, 2005.

KOVÁČIK J.; KLEJDUS, B.; HEDBAVNY, J. Effect of aluminium uptake on physiology, phenols and amino acids in *Matricaria chamomilla* plants. **J. Hazar. Mat.**, v.178 p.949–955, 2010.

KRAUSS A. Potassium effects on yield quality. In: YAMADA, T.; ROBERTS, T.L. **Potássio na agricultura brasileira**. Piracicaba: IPNI, 2005. Cap. 11, p.239-256.

LAM, H.-M., COSCHIGANO, K. T., OLIVEIRA, I. C., MELO-OLIVEIRA, R., AND CORUZZI, G. M. The molecular-genetics of nitrogen assimilation into amino acids in higher plants. *Annu. Rev. Plant Physiology Plant Mol. Biol.* 47: 569-593, 1996.

LÄUCHLI, A.; PFLÜGER, R. Potassium transport through plant cell membranes and metabolic role of potassium in plants. *Proceedings of the 11th International Congress of Potash. Bern Institute*, p. 111-163, 1978.

LEA, P. J., BLACKWELL, R. D., AND JOY, K. W. Ammonia assimilation in higher plants. In *Nitrogen Metabolism of Plants (Proceedings of the Phytochemical Society of Europe 33)*, K. Mengel and D. J. Pilbeam, eds., Clarendon, Oxford, pp. 153-186, 1992.

LICHTENTHALER H. K.; BUSCHMANN C. Chlorophylls and carotenoids: measurement and characterization by UV-VIS spectroscopy. **Curr. Prot. Food Anal. Chem.**F4.3.1 – F 4.3.8, 2001.

LIMA, F. de; COLOMBO, C. A.; KIIHL, T. A. M.; LAAT, D. M. de Resposta de acessos de mamoneira (*Ricinus communis* L.) ao estresse induzido por alumínio. In: **VII Congresso Interinstitucional de Iniciação Científica – CIIC**. Campinas, São Paulo, 2013.

LIU K, LUAN S.; Internal aluminum block of plant inward K^+ Channels. **The plant Cell**, 13:1453-1465. 2001.

LUTTS, S.; KINET, J. M.; BOUHARMONT, J. NaCl-induced senescence in leaves of rice (*Oryza sativa* L.) cultivars differing in salinity resistance. **Annals of Botany**, v. 78, p. 389-398, 1996.

MA JF, RYAN PR, DELHAIZE E. Aluminium tolerance in plants and the complexing role of organic acids. **Trends Plant Sci**; 6: 1360-1385.2001.

MACEDO, F. L.; PEDRA, W. N.; SILVA, S. A.; BARRETO, M. C. V.; MANN, R. S. Efeito do alumínio em plantas de Pinhão-mansô (*Jatropha curcas* L.), cultivadas em solução nutritiva. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 32, p. 157-164, 2011.

MARIN, A.; SANTOS, D.M.M. dos. Interação da deficiência hídrica e da toxicidade do alumínio em guandu cultivado em hidroponia. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.43, p.1267-1275, 2008.

MARIN, A.; SANTOS, D.M.M. dos; BANZATTO, D.A.; CODOGNOTTO, L.M. Influência da disponibilidade hídrica e da acidez do solo no teor de prolina livre de guandu. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.41, p.355-358, 2006.

MENGEL, K.; KIRKBY, E.A. **Principles of plant nutrition**. London: Kluwer Academic. 849p. 2001.

MIHAILOVIC, N.; DRAZIC, G.; VUCINIC, Z. Effects of aluminium on photosynthetic performance in Al-sensitive and Al-tolerant maize inbred lines. **Photosynthetica**, v.46, p.476-480, 2008.

MITTLER, R. Oxidative Stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends in Plant Science**, v. 7, p. 405-410, 2002.

NICHOL, B. E.; OLIVEIRA, L. A.; GLASS A.D.; SIDDIQI, M. Y. The effect of aluminum on the influx of calcium, potassium, ammonium, nitrate, and phosphate in an aluminum-sensitive cultivar of barley. (*Hordeum vulgare* L.). **Plant Physiol.**, 101;1263-1266.1993.

OLIVEIRA, M. A. J.; BOVI, M. L. A.; MACHADO, E. C.; RODRIGUES, J. D. Atividade da redutase de nitrato em mudas de pupunheira (*Bactris gasipaes*). **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 35, n. 3, p. 515-522, 2005.

OLMOS, I.R.; CAMARGO, M.N. Ocorrência de alumínio tóxico nos solos do Brasil, sua caracterização e distribuição. **Ciência e Cultura**, Rio de Janeiro, v.28, n.2, p.171-180, 1976.

PÁDUA, M. S. **Germinação in vitro, indução e caracterização de massas pró-embriogênicas de dendezeiro (*Elaeis guineensis* Jacq.)** 2012. 120f. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia Vegetal), Universidade Federal de Lavras. Lavras-MG.2012.

PANDA, S. K.; BALUSKA, F.; MATSUMOTO, H. Aluminum stress signaling in plants. **Plant Signal. Behav.**, v.4 p.592–597, 2009.

PEOPLES, M. B., FAIZAH, A. W., REAKASEM, B. E HERRIDGE, D. F. Methods for evaluating nitrogen fixation by nodulated legumes in the field. **Australian Centre for International Agricultural Research Canberra**, p. 76, 1989.

PEREIRA, L. B.; TABALDI, L. A.; GONÇALVES, J. F.; JUCOSKI, J. O.; PAULETTO, M. M.; WEIS, S. N.; NICOLOSO, F. T.; BORHER, D.; ROCHA, J. B. T.; SCHETINGER, M. R. C. Effect of aluminum on daminolevulinic acid dehydratase (ALA-D) and the development of cucumber (*Cucumis sativus*). **Environmental and Experimental Botany**, v. 57, p. 106-115, 2006.

PETRENE, V. G. **Características químicas da solução de solo no sistema plantio direto e relação entre alumínio e silício em genótipos de milho**. 2002. 87p (Tese de Doutorado em Ciência do Solo) -Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre (RS) – Brasil, 2002.

PURCINO, A.A.C.; ALVES, V.M.C.; PARENTONI, S.N.; BELELE, C.L.; LOGUERCIO, L.L. Aluminum effects on nitrogen uptake and nitrogen assimilating enzymes in maize genotypes with contrasting tolerance to aluminum toxicity. **Journal of Plant Nutrition**, v.26, p.31-61, 2003.

RAMPIM L, CARMO L. M. Mecanismo de tolerância interna das plantas ao alumínio. **Colloquium Agrariae**, v. 9, n.2 Jul-Dez, p.72-89. 2013.

RENGEL, Z. Role of calcium in aluminium toxicity. **New Phytology**, [s.l.], v.121, p.499-513, 1992.

RENGEL, Z.; ROBINSON, D. L. Competitive Al³⁺ inhibition of net Mg²⁺ uptake by intact *Lolium multiflorum* roots. I. Kinetics. **Plant Physiol.**, v.91, p.1407- 1413, 1989.

RÖMHELD, V.; E.A. KIRKBY. Research on potassium in agriculture: needs and prospects. **Plant Soil**, v.335, p.155–180. 2010.

ROSA, M.; PRADO, C.; PODAZZO, G.; INTERDONATO, R.; GONZALEZ, J.A; HILAL, M.; PRADO, F.E. Soluble sugars: metabolism, sensing, and abiotic stress. **Plant Signal. Behav.**, 4: 388–393, 2009.

SHAPIRO, S. S.; WILK, M. B. An analysis of variance test for normality (complete samples). **Biometrika**, London, v. 52, n. 3-4, p. 591-611, 1965.

SHARMA, P.; DUBEY, R. S. Modulation of nitrate reductase activity in rice seedlings under aluminium toxicity and water stress: role of osmolytes as enzyme protectant. *Journal of Plant Physiology*, v. 162, n. 8, p. 854-864, 2005.

SIDDQI, M.Y.; GLASS A.D.M. An evaluation of the evidence for, and implication of, cytoplasmic nitrate homeostasis. **Plant Cell Environmental**, Blackwell, v.25, n.10, p.1211-1217, 2002.

SILVA, L. M.; COSTA, N. V.; CRUSCIOL, C. A. C.; VIEGAS, P. R. A. Sistema radicular de cultivares de arroz submetidas ao alumínio em solução nutritiva. **Revista Agrarian**. Dourados, v.4, n.13, p. 202-212, 2011.

SILVA, M. A.; JIFON, J. L.; SILVA, J. A. G.; SHARMA, V. Use of physiological parameters 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, J. A. G.; ROCHA, I. M. A.; VIÉGAS, R. A. **Metabolic responses of cowpea and cashew plants exposed to salt and water stress: new aspects on proline accumulation**. 2002.

SIVAKUMAR S, KHATIWADA CP, SIVASUBRAMANIAN J. Bioaccumulations of aluminum and the effects of chelating agents on different organs of *Cirrhinus mrigala*. **Environ. Tox. Pharm.** 34:791–800.2012.

SODEK, L. Metabolismo do nitrogênio. In: KERBAUY, G. B (Ed.). **Fisiologia vegetal**. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan, p. 94-113.2004.

TABUCHI, A., KIKUIA, S.; H. MATSUMOTO. Differential effects of aluminum on osmotic potential and sugar accumulation in the root cells of Al-resistant and Al-sensitive wheat. **Physiol. Plantar.**, v.120 p.106-112, 2004.

TIMKO, M.P. Pigment biosynthesis: Chlorophylls, heme, and carotenoids. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands, 1998.

TISCHNER, R. Nitrate uptake and reduction in higher and lower plants. **Plant, Cell and Environment**. New York. V.23, n.10, p. 1005-1024, 2000.

VAN HANDEL, E. Direct microdetermination of sucrose. **Analytical Biochemistry**, v. 22: p. 280-283, 1968.

VENKATESAN, S.; GANAPATHY, M. N.K. Nitrate reductase activity in tea as influenced by various levels of nitrogen and potassium fertilizers. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, v.35, n.9-10, p.1283-1291, 2004.

WANG, J.; ZHOU, R.; CHENG, J.; BI, S. LC determination of trace short-chain organic acids in wheat root exudates under aluminum stress. *Chromatographia*, **Verlag**, v. 66, p. 867-872, 2007.

WANG, P.; BI, S.; WANG, S.; DING, Q. Variation of wheat root exudates under aluminum stress. **J. Agri. Food Chem.**, v.54, p.10040-10046, 2006.

WEATHERBURN, M. W. Phenol hypochlorite reaction for determination of ammonia. **Analytical Chemistry**. v. 39, p.971-974, 1967.

YEMM, E.W.; COCKING, E.C. The determination of amino-acids with ninhydrin. **Analyst.**, v.80, p.209-213, 1955.

ZHAO, X.J., SUCOFF, E., STADELMANN, E.J. Al³⁺ and Ca²⁺ alteration of membrane permeability of *Quercus rubra* root cortex cells. **Plant Physiology**, Minneapolis, v.83, p.159-162, 1987.

CRESCIMENTO E ESTRESSE OXIDATIVO EM MUDAS DE DENDÊ *Elaeis guineensis* Jacq. NA VARIEDADE DELI X LAMÉ ACOMETIDAS A DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DE ALUMÍNIO

As características biométricas e de biomassa foram mensuradas ao término do experimento. Foram retiradas 5 mudas antes da aplicação do $AlCl_3$ para as mesmas servirem de parâmetro de crescimento. Foram medidos: Comprimento das raízes (cm), Diâmetro da planta (mm), Altura da Planta (cm) e diâmetro do caule (cm), para posterior comparação de crescimento. Serão representadas, no presente trabalho, como o ponto 0 (Zero) na tabela.

Os dados sobre a altura da planta, o diâmetro do caule, o comprimento da raiz, o N° de folhas, N° de folhas diferenciadas, a MSPA-Massa Seca Parte Aérea, a MSR-Massa Seca da Raiz, a MST-Massa Seca Total, a HMSPA-Altura/Massa Seca da Parte Aérea, a MSPA/MSR-Massa Seca da Parte Aérea/Massa Seca da Raiz, a MSPR/MSPA-Massa Seca da Raiz/Massa Seca da Parte Aérea, estão sendo tabulados. As análises das enzimas referentes ao estresse oxidativo: Glutamina Sintetase, Catalase e Ascorbato Peroxidase e a análise dos açúcares redutores, serão realizadas no Laboratório de Estudos da Biodiversidade em Plantas Superiores (EBPS), na Universidade Federal Rural da Amazônia-UFRA.

ANEXOS:**QUADRO 1. ANÁLISE DE VARIÂNCIA VAZAMENTO DE ELETRÓLITOS RAIZ**

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
TRAT	4	313.423152	78.355788	9.734	0.0002
erro	20	160.999263	8.049963		
Total corrigido	24	474.422415			
CV (%) =	25.17				
Média geral:	11.2711858	Número de observações:	25		

QUADRO 2. ANÁLISE DE VARIÂNCIA VAZAMENTO DE ELETRÓLITOS FOLHA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	88.823183	22.205796	2.535	0.0722
erro	20	175.192978	8.759649		
Total corrigido	24	264.016161			
CV (%) =	34.03				
Média geral:	8.6965174	Número de observações:	25		

QUADRO 3. ANÁLISE DE VARIÂNCIA NITRATO RAIZ

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	0.013153	0.003288	14.840	0.0000
erro	20	0.004432	0.000222		
Total corrigido	24	0.017585			
CV (%) =	27.44				
Média geral:	0.0542400	Número de observações:	25		

QUADRO 4. ANÁLISE DE VARIÂNCIA NITRATO FOLHA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	0.000597	0.000149	0.328	0.8556
erro	20	0.009092	0.000455		
Total corrigido	24	0.009689			
CV (%) =	25.76				
Média geral:	0.0827600	Número de observações:	25		

QUADRO 5. ANÁLISE DE VARIÂNCIA REDUTASE DO NITRATO RAIZ

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	6.066700	1.516675	9.519	0.0002
erro	20	3.186724	0.159336		
Total corrigido	24	9.253423			
CV (%) =	65.05				
Média geral:	0.6136800	Número de observações:		25	

QUADRO 6. ANÁLISE DE VARIÂNCIA REDUTASE DO NITRATO FOLHA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	0.118745	0.029686	1.515	0.2356
erro	20	0.391784	0.019589		
Total corrigido	24	0.510529			
CV (%) =	61.94				
Média geral:	0.2259600	Número de observações:		25	

QUADRO 7. ANÁLISE DE VARIÂNCIA AMONIO RAIZ

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	162.751072	40.687768	2.119	0.1161
erro	20	383.966122	19.198306		
Total corrigido	24	546.717195			
CV (%) =	31.61				
Média geral:	13.8618000	Número de observações:		25	

QUADRO 8. ANÁLISE DE VARIÂNCIA AMONIO FOLHA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	4958.281678	1239.570419	26.534	0.0000
erro	20	934.340164	46.717008		
Total corrigido	24	5892.621842			
CV (%) =	26.72				
Média geral:	25.5827000	Número de observações:		25	

QUADRO 9. ANÁLISE DE VARIÂNCIA AMINOÁCIDOS RAIZ

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	30812.133140	7703.033285	10.837	0.0001
erro	20	14216.508025	710.825401		
Total corrigido	24	45028.641165			
CV (%) =	41.90				
Média geral:	63.6259680	Número de observações:		25	

QUADRO 10. ANÁLISE DE VARIÂNCIA AMINOÁCIDOS FOLHA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	201175.244288	50293.811072	5.796	0.0029
erro	20	173542.362336	8677.118117		
Total corrigido	24	374717.606624			
CV (%) =	71.08				
Média geral:	131.0578080	Número de observações:		25	

QUADRO 11. ANÁLISE DE VARIÂNCIA GLICINA RAIZ

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	137.010138	34.252535	1.038	0.4122
erro	20	659.875932	32.993797		
Total corrigido	24	796.886070			
CV (%) =	39.28				
Média geral:	14.6234880	Número de observações:		25	

QUADRO 12. ANÁLISE DE VARIÂNCIA GLICINA FOLHA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	247.818498	61.954624	1.388	0.2737
erro	20	892.457468	44.622873		
Total corrigido	24	1140.275965			
CV (%) =	29.96				
Média geral:	22.2998960	Número de observações:		25	

QUADRO 13. ANÁLISE DE VARIÂNCIA PROLINA RAIZ

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	3.515434	0.878858	3.461	0.0264
erro	20	5.078199	0.253910		
Total corrigido	24	8.593632			
CV (%) =	17.62				
Média geral:	2.8595840	Número de observações:		25	

QUADRO 14. ANÁLISE DE VARIÂNCIA PROLINA FOLHA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	21.302051	5.325513	6.388	0.0018
erro	20	16.673037	0.833652		
Total corrigido	24	37.975088			
CV (%) =	30.24				
Média geral:	3.0189120	Número de observações:		25	

QUADRO 15. ANÁLISE DE VARIÂNCIA PROTEÍNAS RAIZ

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
trat	4	0.820709	0.205177	2.847	0.0511
erro	20	1.441456	0.072073		
Total corrigido	24	2.262165			
CV (%) =	46.03				
Média geral:	0.5832960	Número de observações:		25	

QUADRO 16. ANÁLISE DE VARIÂNCIA PROTEÍNAS FOLHAS

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	2.907027	0.726757	3.084	0.0394
erro	20	4.712731	0.235637		
Total corrigido	24	7.619757			
CV (%) =	46.85				
Média geral:	1.0362240	Número de observações:		25	

QUADRO 17. ANÁLISE DE VARIÂNCIA CARBOIDRATO RAIZ

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	355.856628	88.964157	21.454	0.0000
erro	20	82.936302	4.146815		
Total corrigido	24	438.792930			
CV (%) =	16.39				
Média geral:	12.4224800	Número de observações:		25	

QUADRO 18. ANÁLISE DE VARIÂNCIA CARBOIDRATO FOLHA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	202.296351	50.574088	2.026	0.1293
erro	20	499.127563	24.956378		
Total corrigido	24	701.423914			
CV (%) =	12.44				
Média geral:	40.1564800	Número de observações:		25	

QUADRO 19. ANÁLISE DE VARIÂNCIA SACAROSE RAIZ

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	10.482357	2.620589	2.587	0.0682
erro	20	20.262850	1.013142		
Total corrigido	24	30.745207			
CV (%) =	42.93				
Média geral:	2.3448188	Número de observações:		25	

QUADRO 20. ANÁLISE DE VARIÂNCIA SACAROSE FOLHA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	5.440711	1.360178	1.588	0.2163
erro	20	17.132743	0.856637		
Total corrigido	24	22.573454			
CV (%) =	29.08				
Média geral:	3.1833048	Número de observações:		25	

QUADRO 21. ANÁLISE DE VARIÂNCIA AMIDO RAIZ

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	5.740397	1.435099	1.814	0.1658
erro	20	15.826074	0.791304		
Total corrigido	24	21.566471			
CV (%) =	26.95				
Média geral:	3.3006960	Número de observações:		25	

QUADRO 22. ANÁLISE DE VARIÂNCIA AMIDO FOLHA

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	6.215807	1.553952	0.840	0.5162
erro	20	37.012108	1.850605		
Total corrigido	24	43.227916			
CV (%) =	26.60				
Média geral:	5.1145920	Número de observações:		25	

QUADRO 23. ANÁLISE DE VARIÂNCIA CLOROFILA A

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	137.721597	34.430399	28.463	0.0000
erro	20	24.192895	1.209645		
Total corrigido	24	161.914492			
CV (%) =	17.19				
Média geral:	6.3987920	Número de observações:		25	

QUADRO 24. ANÁLISE DE VARIÂNCIA CLOROFILA B

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	24.223920	6.055980	4.001	0.0152
erro	20	30.275888	1.513794		
Total corrigido	24	54.499808			
CV (%) =	62.72				
Média geral:	1.9615840	Número de observações:		25	

QUADRO 25. ANÁLISE DE VARIÂNCIA CLOROFILA TOTAL

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	145.935014	36.483753	20.871	0.0000
erro	20	34.960806	1.748040		
Total corrigido	24	180.895820			
CV (%) =	16.04				
Média geral:	8.2418096	Número de observações:		25	

QUADRO 26. ANÁLISE DE VARIÂNCIA CAROTENÓIDES

FV	GL	SQ	QM	Fc	Pr>Fc
Trat	4	1.061533	0.265383	5.320	0.0044
erro	20	0.997703	0.049885		
Total corrigido	24	2.059236			
CV (%) =	7.62				
Média geral:	2.9305508	Número de observações:		25	