

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO
CENTRO DE ENERGIA NUCLEAR NA AGRICULTURA

MARCELO LEANDRO FEITOSA DE ANDRADE

Deficiência nutricional em três espécies florestais nativas brasileiras

Piracicaba
2010

MARCELO LEANDRO FEITOSA DE ANDRADE

Deficiência nutricional em três espécies florestais nativas brasileiras

Dissertação apresentada ao Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, para obtenção do título de Mestre em Ciências

Área de Concentração: Biologia na Agricultura e no Ambiente

Orientador: Prof. Dr. Antonio Enedi Boaretto

Piracicaba

2010

AUTORIZO A DIVULGAÇÃO TOTAL OU PARCIAL DESTE TRABALHO, POR QUALQUER MEIO CONVENCIONAL OU ELETRÔNICO, PARA FINS DE ESTUDO E PESQUISA, DESDE QUE CITADA A FONTE.

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Seção Técnica de Biblioteca - CENA/USP

Andrade, Marcelo Leandro Feitosa de

Deficiência nutricional em três espécies florestais nativas brasileiras / Marcelo Leandro Feitosa de Andrade; orientador Antonio Enedi Boaretto. - - Piracicaba, 2010.

156 f.: il.

Dissertação (Mestrado – Programa de Pós-Graduação em Ciências. Área de Concentração: Biologia na Agricultura e no Ambiente) – Centro de Energia Nuclear na Agricultura da Universidade de São Paulo.

1. Árvores florestais 2. Deficiências minerais de plantas 3. Diagnose foliar 4. Ecologia florestal 5. Fotossíntese 6. Microscopia eletrônica 7. Transpiração vegetal
I. Título

CDU 631.811:630*16

Há todos os membros de minha família,
em especial à minha mãe Ivanete Feitosa de Andrade,
ao meu padrasto José Carlos dos Santos,
pelo carinho, confiança e lutas diárias que tivemos juntos e unidos.

OFEREÇO E DEDICO

AGRADECIMENTOS

Ao meu orientado, Prof. Dr. Antonio Enedi Boaretto, não somente pela constante e necessária orientação nesta dissertação, mas, sobretudo pelo convívio único dos maiores profissionais e humanos, de postura ética e exemplar, verdadeiro, amigo e incentivador que já conheci. Aliada a uma orientação pontual, consistente e honesta, este grande mestre me proporcionou autonomia e grandes lições desde que cursava sua disciplina na graduação até o final do desenvolvimento do meu mestrado. Tais atitudes contribuíram para minha aprendizagem profissional e humana.

À todos aos colegas, amigos e professores do curso de graduação em Ciências Biológicas, da Casa do Estudante Universitário (C.E.U) e dos Departamentos Ciências Biológicas, Ciências Florestais, Sociologia, Licenciatura e Engenharia que realizei estágios na gloriosa ESALQ/USP, com quem convivi e aprendi do início da minha graduação, em 2003, até o último dia antes da minha decolagem para o Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade.

Ao colega do Laboratório de Nutrição Mineral de Plantas: Denis, José Lavres, Vivian, Thiago, André, Miguel, Carlos, Amanda, Carolina, Henrique, Iracema, Adriana, Lilian, Victor, Lúcia, Ademir e em especial aos colegas Leila Figueiredo, Juliana Nassin e Milton Ferreira de Moraes sempre prestativos desde as conversas iniciais no laboratório, pela incansável ajuda na montagem e na condução dos meus experimentos, coleguismo nas dúvidas científicas, trocas de artigos científicos e outros, meu eterno muito obrigado

À todos os colegas do CENA, alunos da Pós-Graduação e funcionários

À bibliotecária chefe do CENA/USP, Marília Ribeiro Garcia Henyei, pela revisão, correções e sugestões na parte final desta dissertação

À Profa. Dra. Neusa de Lima Nogueira e Mônica pela disponibilidade, carinho e atenção nas análises envolvendo a microscopia eletrônica de transmissão, dicas de técnicas laboratoriais e de redação científica.

Ao Prof. Dr. Cássio Hamilton Abreu Júnior pela simpatia no convívio, total disponibilidade em ajudar, profissionalismo e pela troca de experiências.

À Cleusa P. Cabral e a Henriqueta M. G. Fernandes pessoas especiais que me acompanhou diariamente no laboratório e ao longo de todo meu trabalho, sempre prestativas e dispostas a ajudar na condução do meu experimento e que me proporcionaram momentos agradáveis no laboratório, aprendi muitíssimo com vocês e grande parte deste trabalho devo a vocês

Ao Prof. Dr. Eurípedes Malavolta (*In Memoriam*) uma eterna lenda para a ciência com quem tive o prazer de conviver e aprender no Laboratório de Nutrição Mineral de Plantas do CENA.

Meu eterno muito obrigado a todos

RESUMO

ANDRADE, M. L. F. **Efeito da deficiência nutricional em três espécies florestais nativas.** 2010. 156 f. Dissertação (Mestrado) – Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2010.

A recuperação e a restauração florestal de ecossistemas degradados podem não acontecer das maneiras desejadas, se houver carência nutricional ou suprimento inadequado de nutrientes às plantas no estágio inicial de desenvolvimento de espécies florestais nativas. O objetivo da presente investigação foi avaliar os efeitos da deficiência de nutrientes nas plantas na fase inicial de desenvolvimento das espécies florestais nativas *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira-pimenteira), *Cordia superba* Cham. (baba-de-boi) e *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze (jequitibá-branco). Foram observadas as alterações ultra-estruturais e teciduais das células do mesófilo das folhas, foi descrita a sintomatologia visual de deficiência nutricional, foram feitas as determinações de teores de macro e micronutrientes, das taxas de assimilação de gás carbônico e de transpiração, e as mensurações da altura e da produção de biomassa. O experimento foi conduzido em casa de vegetação, em blocos ao acaso, com três repetições e treze tratamentos para cada espécie, empregando a técnica de diagnose por subtração (-N, -P, -K, -Ca, -Mg, -S, -B, -Cu, -Fe, -Mn, -Mo, -Zn), sendo que em um dos tratamentos, as espécies nativas foram cultivadas em solução nutritiva completa, com todos os macros e micronutrientes. Durante o experimento e em sua análise, foi observada a seqüência de eventos que motivaram os sintomas de deficiência e a diminuição na produção de biomassa. Sabe-se que falta de um nutriente provoca alteração molecular, o que alterou as ultra-estruturas celulares das folhas que foram observadas por microscopia. Essas modificações celulares provocaram alterações no tecido vegetal que induziram nas plantas os sintomas visuais específicos de cada nutriente que foram descritos. Como efeito fisiológico da deficiência nutricional, de forma geral, constataram-se diminuições nas taxas de fotossíntese e de transpiração e, por conseguinte, na produção de biomassa. Estes resultados claramente evidenciam o fato de que projetos de implantação de florestas ou de recuperação e restauração de ecossistemas degradados por meio do plantio das três espécies florestais nativas, em solos que necessitem de suplementação nutricional, poderão ter seu sucesso comprometido se não houver complementação nutricional.

Palavras-chave: Sintomatologia de carência. Microscopia. Fotossíntese. Transpiração. Seqüestro de carbono.

ABSTRACT

ANDRADE, M. L. F. **Nutritional deficiency in three Brazilian native forest species.** 2010. 156 f. Dissertação (Mestrado) – Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2010.

The recovery and forest restoration of degraded ecosystems may not occur as desired if there is a nutritional deficiency or an inadequate supply of nutrients in the initial phase development of native forest species. The objective of this research was to evaluate the macronutrient and micronutrient deficiency effects on Brazilian native species young plants: *Schinus terebinthifolius* Raddi, *Cordia superba* Cham. and *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze. Ultrastructural and tissue of the mesophyll cells of leaves changes were observed by microscopy, the visual symptom of nutritional deficiencies were described, the nutrient contents were analyzed, the carbon assimilation and transpiration rates were measured, the plant heights and the biomass production were measured. The experiment was carried on a greenhouse in a randomized block design with three replications and thirteen treatments for each species, using the technique of diagnosis by subtraction (-N, -P, -K, -Ca, -Mg, -S, -B, -Cu, -Fe, -Mn, -Mo, -Zn) and in one of the treatments the species were grown in a nutrient solution with all macro and micronutrients. It was observed, during the experiment and its analysis, a sequence of events that caused the visual symptoms and decreased the biomass production. It is known that the nutrient deficiency causes molecular alterations, which consequently led the changes in cellular ultrastructure of the leaves and they were observed by microscopy. These cellular changes caused modifications in the foliar tissue, and the plants showed specific visual symptoms of each nutrient, which they were described. As physiological effect of nutritional deficiency, in general decreases the photosynthesis and transpiration rates, and consequently the biomass production were decreased. These results clearly project that forest implantation or recovery and restoration of damaged ecosystems by planting the three native species in soils that require nutritional supplementation may have its success compromised if there is no a nutritional supplementation.

Keywords: Nutrient deficiency symptom. Microscopy. Photosynthesis. Transpiration. Carbon sequestration.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	10
2. HIPÓTESE.....	12
3. OBJETIVOS	12
3.1 Objetivo geral	12
3.2 Objetivos específicos	12
4. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	13
4.1 A crescente procura por projetos de recuperação e de restauração florestal de áreas degradadas	13
4.2 A fotossíntese e os nutrientes minerais	16
4.3 A nutrição mineral das espécies florestais nativas	21
4.4 Caracterização das três espécies florestais nativas do estudo	23
5. MATERIAL E MÉTODOS	26
5.1 Técnica de carência e omissão de nutrientes minerais essenciais às plantas	27
5.2 Diagnose visual	29
5.3 Determinação da taxa de assimilação de gás carbônico e de transpiração	29
5.4 Preparo das amostras para a Microscopia Eletrônica de Transmissão e Óptica	33
5.5 Avaliações da altura e produção de biomassa seca	38
5.6 Determinação dos teores de macronutrientes e micronutrientes	38
5.7 Determinação do teor de carbono total via seca por combustão	39
6. RESULTADOS E DISCUSSÃO	40
6.1 Efeito da deficiência nutricional nas ultra-estruturas e tecidos das folhas de jequitibá-branco	41
6.2 Diagnose visual e avaliação do teor dos nutrientes	56
6.3 Efeito da deficiência nutricional na taxa de assimilação de gás carbônico e na transpiração de jequitibá-branco	113
6.4 Efeito da deficiência nutricional na altura e produção de biomassa seca	137

6.5 Efeito da deficiência nutricional no estoque de carbono do caule de aroeira-pimenteira	147
7. CONCLUSÕES.....	148
8. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	151
REFERÊNCIAS	152

1. INTRODUÇÃO

É crescente o aumento da preocupação social tanto ao destino das áreas degradadas, quanto também ao destino dos fragmentos florestais remanescentes, de modo que atividades de produção sem um planejamento ambiental adequado e que tenham como consequência a degradação ambiental, estão fadadas a sanções cada vez mais restritivas não só no aspecto legal, mas também na própria consolidação do mercado consumidor, que está cada vez mais exigente.

A recuperação de áreas degradadas só recentemente adquiriu o caráter de uma área de conhecimento, sendo denominada por alguns autores como ecologia da restauração, com avanços muito promissores tanto para o sucesso dessa atividade, como para o conhecimento científico da dinâmica desses ambientes degradados.

Desta forma, a implantação de florestas, a recuperação e a restauração de ecossistemas degradados, por meio do reflorestamento com espécies florestais nativas, são algumas ações que contribuem não somente como alternativa de manutenção da biodiversidade, para a recuperação da função ambiental das áreas de preservação permanente e reserva legal, mas também, para a redução da concentração do gás carbônico na atmosfera, pelo seqüestro florestal de carbono.

Considerando isso, tem sido crescente a procura e incentivos por projeto de recuperação e restauração de áreas degradadas por meio do reflorestamento com espécies nativas. Todavia, as espécies florestais nativas têm exigências nutricionais e respostas ao stress nutricional diferenciados e a complementação nutricional é um dos principais fatores determinantes do sucesso de projetos de recuperação florestal (SORREANO, 2006). Além disso, o suprimento inadequado de um nutriente mineral resulta em distúrbio nutricional que se manifesta por sintomas de deficiência característicos. Tais distúrbios podem estar relacionados às funções desempenhadas pelos nutrientes no metabolismo e o funcionamento normal da planta (TAIZ; ZIEGER, 2004). Desta forma, a nutrição mineral é um fator importante da fisiologia das árvores, uma vez que o suprimento adequado de certos elementos minerais é essencial para o sucesso do crescimento das espécies nativas.

As plantas requerem oxigênio, água, dióxido de carbono, nitrogênio e outros nutrientes necessários aos seus vários processos de síntese. Entre suas principais funções, os nutrientes minerais são constituintes dos tecidos da planta, catalisadores em várias reações, reguladores osmóticos, constituintes do sistema tampão e reguladores da permeabilidade da membrana (KRAMER; KOSLOWSKI, 1960).

Pode-se inferir, deste modo, que a carência ou o suprimento inadequado de nutrientes minerais, para espécies florestais nativas, pode comprometer o sucesso de projetos de recuperação e de restauração florestal que utilizam espécies florestais nativas.

Na agronomia, conhecer as necessidades nutricionais das plantas, em cada estágio fisiológico, constitui uma ferramenta importante para estabelecer as quantidades de nutrientes a serem aplicadas através dos fertilizantes e, assim, obter as melhores produções.

O interesse de se conhecer as necessidades nutricionais das plantas, em cada estágio fisiológico, se prende ao fato de se determinar as épocas em que os elementos são mais exigidos e em que, portanto, a adubação deve fornecê-los, na possibilidade de corrigir as eventuais deficiências nutricionais e na avaliação do estado nutricional, por se ter variação na composição de órgãos diagnósticos (MALAVOLTA; VITTI; OLIVEIRA, 1997).

Atualmente, na área ambiental, mais precisamente na recuperação e restauração de áreas degradadas, por meio do reflorestamento com espécies florestais nativas, a nutrição e adubação destas espécies têm se apoiado, geralmente, no empirismo ou em recomendações de outras culturas florestais, principalmente recomendações para adubação da espécie florestal exótica, do gênero *Eucaliptus*, resultando na aplicação de quantidade insuficiente ou excessiva de adubos e, portanto, numa nutrição desbalanceada.

Conhecer as épocas em que os elementos são mais exigidos e saber quais são os sintomas de deficiência de determinado nutriente mineral são, sem dúvida, auxílios importantes para corrigir deficiências nutricionais com a adubação quantitativamente e qualitativamente correta.

Desta forma, haverá não somente economia de fertilizantes, mas também, os insumos excedentes não causarão a contaminação do solo e dos aquíferos que estarão próximos da intervenção.

2. Hipótese

A deficiência de um nutriente pode comprometer o sucesso dos projetos de recuperação florestal de áreas degradadas, de restauração florestal e de reflorestamento para seqüestro de carbono, que utilizam para estes fins o plantio de espécies florestais nativas.

3. Objetivos

3.1 Objetivo geral

Avaliar os efeitos da deficiência de macronutriente e micronutrientes em plantas jovens de *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira-pimenteira), *Cordia superba* Cham. (baba-de-boi) e *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze (jequitibá-branco), espécies florestais nativas indicadas e usadas na recuperação de áreas degradadas, restauração florestal, e em projetos de reflorestamento para seqüestro de carbono.

3.2 Objetivos específicos

Avaliar e discutir, as alterações ultra-estruturais e teciduais em folhas de *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze (jequitibá-branco) causadas pela deficiência de macronutrientes.

Realizar diagnose visual e determinar teores dos nutrientes nas plantas das três espécies florestais nativas, além avaliar a taxa de assimilação de gás carbônico e de transpiração *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze (jequitibá-branco).

Por fim, avaliar os parâmetros biométricos, incluindo a consequência da deficiência do nutriente na altura e na produção de biomassa seca, além de determinar o teor de carbono no caule de aroeira-pimenteira, para avaliar o estoque de carbono presente no caule destas plantas.

Com isso, será possível avaliar como a ausência dos nutrientes minerais das plantas pode comprometer o desenvolvimento vegetal das plantas das três espécies florestais deste estudo.

4. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

4.1 A crescente procura por projetos de recuperação e de restauração florestal de áreas degradadas

A perda e degradação de hábitat, juntamente com a super exploração das florestas e a introdução de espécies exóticas, são as maiores causas da extinção de espécies e, por conseguinte, perda de biodiversidade no planeta.

Este declínio da biodiversidade vem preocupando a comunidade científica em todo o mundo, sendo esta preocupação mais acentuada nos países tropicais, como o Brasil.

Se por um lado habitats tropicais contêm mais da metade das espécies da biota mundial, por outro apresentam as mais altas taxas de degradação, resultando na extinção de muitas espécies e, conseqüentemente, na perda irreversível da diversidade biológica (WILSON, 1997).

Diante disso, a importância da restauração das áreas degradadas surge como alternativa de manutenção da biodiversidade. Embora sua prática possa ser desencorajada pelo lento desenvolvimento das florestas e pela complexidade de algumas formações florestais, tem despertado grande interesse como uma ferramenta complementar à biologia da conservação na preservação de espécies e comunidades ao redor do mundo (YOUNG, 2000) e na manutenção da diversidade das comunidades florestais tropicais.

Mesmo que a restauração seja uma atividade muito mais custosa do que o simples abandono das áreas degradadas à sucessão natural, sua prática possibilita várias vantagens, tendo em vista que os reflorestamentos, principalmente quando feitos com espécies nativas, podem servir como catalisadores da sucessão nas áreas restauradas.

Mas por que atualmente tem sido crescente a procura por projetos de recuperação e de restauração de áreas degradadas por meio do reflorestamento com espécies nativas?

Respondendo a esta pergunta poderia ser dito inicialmente que a lei nº 6938, de 31 de agosto de 1981, que dispõe sobre a Política Nacional do Meio Ambiente, salienta que esta política tem por objetivo a preservação, a melhoria e recuperação da qualidade ambiental propícia à vida, visando assegurar, no País, condições ao desenvolvimento sócio-econômico, aos interesses da segurança nacional e à proteção da dignidade da vida humana, atendidos, entre outros princípios, o da recuperação de áreas degradadas (BRASIL, 1981). Neste contexto, o Código Florestal, lei nº 4771, 15 de setembro de 1965, traz também duas

importantes definições e obrigações que, caso a propriedade agrícola tenha áreas degradadas por causa da ação antrópica, há obrigatoriedade de recuperá-las: as áreas de preservação permanente - após e a reserva legal (BRASIL, 1965).

As áreas de preservação permanente são áreas protegidas, cobertas ou não por vegetação nativa, com a função ambiental de preservar os recursos hídricos, a paisagem, a estabilidade geológica, a biodiversidade, o fluxo gênico de fauna e flora, proteger o solo e assegurar o bem estar das populações humanas. São exemplos de áreas de preservação permanente, as florestas e demais formas de vegetação natural, situadas ao longo dos rios ou de outro qualquer curso d'água, nas nascentes, ou nos chamados "olhos d'água", no topo de morros, montes, montanhas e serras; nas encostas ou partes destas com declividade superior a 45° equivalente a 100% na linha de maior declive; nas restingas, como fixadoras de dunas ou estabilizadoras de mangues; nas bordas dos tabuleiros ou chapadas e em altitude superior a 1.800 (mil e oitocentos) metros, entre outras áreas assim declaradas por ato do Poder Público.

A reserva legal é uma área localizada no interior de uma propriedade ou posse rural, excetuada a de preservação permanente, necessária ao uso sustentável dos recursos naturais, à conservação e reabilitação dos processos ecológicos, à conservação da biodiversidade e ao abrigo e proteção de fauna e flora nativas.

O tamanho da Reserva Legal é definido de forma diferenciada para as regiões do país, sendo de 80%, em propriedade rural situada em área de floresta localizada na Amazônia legal; de 35% na propriedade rural situada em área de cerrado localizado na Amazônia Legal, e de 20% na propriedade rural situada em área de floresta, campos gerais ou outras formas de vegetação nativa localizada nas demais regiões do país.

Desta forma, caso a propriedade agrícola possua as áreas de preservação permanente e de reserva legal degradadas, há obrigatoriedade de recuperá-las com a restauração de áreas degradadas por meio do reflorestamento com espécies florestais nativas.

Com o aumento da certificação de propriedades agrícolas, onde são somente certificados os produtos e subprodutos oriundos de propriedades agrícolas que estejam ambientalmente corretas, ou seja, que principalmente tenham sua reserva legal constituída ou que esteja no processo de restauração, os proprietários são forçados pela exigência do mercado a realizarem a adequação ambiental em suas propriedades.

Além disso, atualmente, as análises temporal e espacial das mudanças do uso do solo e o monitoramento do espaço agrícola, em muitas regiões, já estão sendo feitos com maior frequência, com o uso de técnicas de geoprocessamento, principalmente sistemas de

informações geográficas - SIG e fotointerpretação de fotografias aéreas e imagens de satélites, pelos órgãos responsáveis pela fiscalização ambiental.

Neste sentido, os termos de ajustamento de conduta, que obriga os proprietários a realizarem a adequação ambiental em suas propriedades agrícolas, estão se tornando mais freqüentes, fazendo com que cresça a procura por projetos de recuperação e de restauração de áreas degradadas por meio do reflorestamento.

Recentemente, projetos de implantação de florestas e de restauração florestal de áreas degradadas para o “seqüestro de carbono” e permitir o superávit de “créditos de carbonos” estão sendo requisitados e aplicados, pois são algumas ações que contribuem para a redução da concentração do CO₂ na atmosfera. É sabido que o aumento das emissões dos gases do efeito estufa e sua conseqüente contribuição para aquecimento global é um dos principais problemas ambientais atuais. A principal causa do aumento do efeito estufa é o aumento na atmosfera das concentrações de gases como gás carbônico, óxido nitroso e metano, que são provenientes principalmente da queima de combustível fósseis, do desmatamento de florestas e das atividades agropecuárias. Considerando isso, na Convenção do Clima de 1994, definiu-se como seqüestro florestal de carbono à mitigação biológica, ou seja, à forma natural de seqüestrar CO₂ pelos vegetais, por meio da fotossíntese, cujo processo permite fixar carbono em forma de matéria lenhosa nas plantas (FUJIHARA; PARIS, 2005). A diminuição do uso e a substituição de combustíveis fósseis, o fim do desmatamento das florestas nas áreas tropicais e a restauração florestal de áreas degradadas são as principais alternativas para a mitigação do rápido aumento do efeito estufa e, conseqüentemente, o aquecimento global.

O CO₂ é um dos mais importantes gases do efeito estufa, não só pelo volume de emissão, como também por fazer parte de um ciclo onde é captado pelas plantas, pelo processo de fotossíntese. Através deste processo, os organismos fotossintetizantes como, por exemplo, as plantas, retiram o gás carbônico da atmosfera e incorporam-no em seus compostos orgânicos, além de liberar gás oxigênio. São justamente esses compostos orgânicos que farão parte da biomassa das espécies florestais, que será alvo deste futuro estudo.

Essa retirada de gás carbônico pelos organismos fotossintetizantes vegetais e incorporação na biomassa dos vegetais é comumente conhecida como “seqüestro de carbono”, termo que foi consagrado pela Conferência de Kyoto, em 1997 (SCARPINELLA, 2002).

Considerando isso, tem sido crescente a procura e incentivos por projeto de recuperação de áreas degradadas por meio do reflorestamento com espécies nativas, visando o seqüestro florestal de carbono.

4.2 A fotossíntese e os nutrientes minerais

A energia solar é, em última análise, a energia que sustenta a vida na Terra, sendo que a fotossíntese é o único processo de importância biológica que pode converter esta energia em substâncias disponíveis para os seres vivos.

Basicamente na fotossíntese, a planta usa a energia do sol para oxidar a água e, assim, produzir oxigênio, e para reduzir o gás carbônico, produzindo compostos orgânicos, principalmente açúcares.

A série completa de reações que culmina na redução do CO₂ inclui as reações nas tilacóides e as reações de fixação de carbonos. As reações nas tilacóides produzem compostos ricos em energia (ATP e NADPH), os quais são usados para a síntese de açúcares nas reações de fixação de carbono. Esses processos de síntese ocorrem no estroma do cloroplasto, região aquosa que circunda as tilacóides (TAIZ; ZIEGER, 2004; RAVEN, 1996; EPSTEIN; BLOOM, 2006).

Neste contexto, em plantas superiores, o tecido fotossintético mais ativo é o mesofilo, sendo que são nas células do mesofilo que estão os pigmentos especializados para a captação da luz, as clorofilas. Logo, nutrientes envolvidos na composição da clorofila prejudicam a principal função desta molécula: ser molécula chave para o processo de fotossíntese. Um exemplo disso é o nitrogênio, nutriente exigido em grandes quantidades pelas plantas, e absorvido pelas raízes, principalmente, na forma de nitrato e amônio (MARSCHNER, 1995).

A importância do nitrogênio nas plantas e nos demais organismos vivos deve-se principalmente, porque esse elemento participa na composição de aminoácidos e proteínas. O nitrogênio tem papel estrutural fazendo parte dos nucleotídeos, os quais formam os ácidos nucléicos (DNA e RNA) na própria molécula de clorofila, bem como é constituinte de amidas, coenzimas, hexoaminas, entre outros, participando também na formação de pontes de hidrogênio estabilizando e dando a conformação apropriada às enzimas e aos ácidos nucléicos (EPSTEIN; BLOOM, 2006). Além disso, o nitrogênio tem a importante função como ligante de íons metálicos, principalmente na forma de anéis heterocíclicos, como por exemplo, na clorofila. Dependendo da espécie de planta, do estágio de desenvolvimento e do órgão a quantidade de nitrogênio para o crescimento ótimo varia entre 2 a 5 % do peso da planta (KERBAUY, 2004).

Outro nutriente importante para o processo de fotossíntese e, por conseguinte, para o desenvolvimento vegetal é o fósforo. Embora o fósforo seja pouco exigido pela planta, é um

dos nutrientes mais utilizados na adubação dos solos brasileiros. A falta deste nutriente é o que mais restringe a produção agrícola no Brasil (PRADO; CASALI, 2006). Isso se deve uma vez que o fósforo é componente de macromoléculas, como as responsáveis pela informação genética e pela síntese protéica (DNA, RNA) e dos fosfolipídios, formadores da membrana plasmática, bem como é constituinte da molécula de adenosina trifosfato – ATP, utilizada no metabolismo energético das plantas, como os processos de absorção ativa e síntese de vários compostos orgânicos (EPSTEIN; BLOOM, 2006; RAVEN, 1996). A participação da composição destas moléculas energéticas faz com que o fósforo, mesmo requerido em pequena quantidade, ser fundamental para o desenvolvimento celular vegetal e, conseqüentemente, para o desenvolvimento morfológico e fisiológico vegetal. O DNA e o RNA são importantes no armazenamento e transferência da informação genética, respectivamente. Em ambos, o fosfato forma uma ponte entre as unidades de ribonucleosídeos para formar as macromoléculas (TAIZ; ZIEGER, 2004).

O potássio também é um nutriente fundamental para o desenvolvimento vegetal. O potássio, em termos gerais, é o segundo nutriente em exigência pelas culturas, não sendo tão limitante no solo quanto o fósforo. Depois do fósforo, é o nutriente mais consumido pela agricultura brasileira (PRADO; CASALI, 2006). Na planta, o potássio não é incorporado a nenhum composto orgânico, permanecendo dentro do vegetal na forma iônica. Dessa forma suas funções são estritamente regulatórias de processos fisiológicos. Entre essas funções são citadas: ativação enzimática para um grande número de enzima, balanço de cátion/ânions, abertura e fechamento dos estômatos, participação no controle das relações hídricas das plantas, transporte de açúcares, síntese de proteína e produção de ATP (KERBAUY, 2004).

O cálcio possui papel estrutural, tendo em vista que este elemento está presente nos pectatos de cálcio, componente da lamela média, e regula o metabolismo da planta. O cálcio também atua como mensageiro secundário ativando uma proteína chamada calmodulina, a qual, por sua vez, ativa uma série de enzimas (MALAVOLTA, 1980). No processo metabólico, o cálcio afeta a atividade de hormônios e de enzimas, como os que regulam a senescência e a abscisão das folhas e frutos (MALAVOLTA, 1980; MENGEL; KIRKBY, 1987; MARSCHNER, 1995).

Na fotossíntese, um nutriente de fundamental importância é o magnésio, pois este nutriente é o átomo central da molécula de clorofila, sendo que, entre 6 a 25 % do magnésio total está ligado á molécula de clorofila (TAIZ; ZIEGER, 2004). Além disso, a função do magnésio nas plantas está relacionada com ativação enzimática a partir da ponte entre a molécula da enzima e o ATP ou ADP. Isso porque possui a capacidade para interagir com

ligantes nucleofílicos (ex. grupos fosforil) através de ligações iônicas, e atuar como um elemento de ligação e ou formar complexos de diferente estabilidade. O magnésio forma um composto ternário com enzimas na qual a ligação de cátions é necessária para estabelecer uma geometria precisa entre enzima e substrato como, por exemplo, a RuBP carboxilase. Uma grande proporção do magnésio total está envolvida na regulação do pH celular e no balanço cátion/ânion (PRADO; CASALI, 2006). O principal local de armazenamento do magnésio é o vacúolo, que tem grande importância na homeostase do “pool” metabólico, e também no balanço cátion/ânion e regulação do turgor das células (PRADO; CASALI, 2006). Além disso, o magnésio das folhas também está firmemente ligado à pectatos na parede celular ou precipitado como sal solúvel no vacúolo, como fosfato.

A necessidade de enxofre pelas plantas é devida ao fato deste nutriente ser componente estrutural dos aminoácidos cisteína, metionina e, conseqüentemente, de várias proteínas, além do ácido lipóico, coenzima A, tiamina pirofosfato (vitamina B1), glutatona, biotina (vitamina H), entre outros (MALAVOLTA, 1980). Os aminoácidos essenciais cisteína e metionina são precursores de outros compostos contendo enxofre tais como, coenzimas e produtos secundários das plantas (PERES, 2005). O enxofre em sua forma não reduzida, conhecida como éster sulfato, é um componente de sulfolipídios, constituinte estrutural de todas as membranas biológicas.

Com relação ao papel do enxofre no processo de fotossíntese justifica-se uma vez que o grupo sulfidrílico (-SH) atua como grupo funcional de muitas enzimas e coenzimas como a urease, sulfotransferase e a coenzima A. Na rota glicolítica, por exemplo, a descarboxilação do piruvato e a formação do acetil coenzima A são reações catalizadas por um complexo multienzimático envolvendo três coenzimas contendo enxofre: tiamina pirofosfato, ácido lipóico (sistema redox) e um grupo sulfúrico de coenzima A.

O sulfato é ligado aos lipídios por uma ligação éster, como por exemplo, a glicose. Aproximadamente 5% dos lipídios do cloroplasto são sulfolipídios. Os sulfolipídios podem também estar envolvidos na regulação do transporte de íons através das biomembranas, e na tolerância a sais (KERBAUY, 2004).

A importância do boro na célula vegetal é explicada pela sua concentração (90%) na parede celular e, também por atuar nos processos de absorção na membrana plasmática (MALAVOLTA, 2006). A principal fonte de boro no solo é a matéria orgânica e, conseqüentemente, solos intemperizados e com baixos teores de matéria orgânica, são obviamente deficientes em boro (TAIZ; ZIEGER, 2004). É absorvido pelas plantas, de acordo com Kerbauy (2004), preferencialmente na forma molecular, sem carga (H_3BO_3).

O boro tem como principais funções o transporte de açúcares; o metabolismo do RNA; a síntese do ácido indolacético - AIA; o metabolismo fenólico; a síntese de parede celular; a lignificação; e a constituição de estrutura da parede celular (KERBAUY, 2004). Nesta longa lista de funções do boro, Malavolta (2006) acrescentou que o boro está envolvido em um número de rotas metabólicas, e como efeito “cascata”, como é conhecido, por exemplo, para os fitormônios.

O cobre é, sem dúvida, um importante micronutriente para a fotossíntese das plantas, pois participa de várias reações de oxirredução (na forma iônica de Cu^{+2} e Cu^{+}), sendo o íon Cu^{+} muito instável (TAIZ; ZIEGER, 2004). Desta forma, o cobre está associado a enzimas envolvidas em reações de transferência de elétrons, como a plastocianina na fase luminosa da fotossíntese, que representa 70% do cobre nas folhas (MALAVOLTA, 2006).

A maior parte do cobre em células foliares está associada à plastocianina, o doador imediato de elétrons para o fotossistema I e a dismutase de superóxido que trabalha em conjunto com a catalase para desintoxicar oxidantes (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

Outro fundamental micronutriente para o processo de fotossíntese é o ferro, tendo em vista que ele é o componente de enzimas envolvidas na transferência de elétrons nos cloroplastos e nas mitocôndrias (EPSTEIN; BLOOM, 2006). O ferro possui grande capacidade redox (Fe^{+3} e Fe^{+2}) o que o torna importante nos processos de oxirredução no metabolismo da planta, participando na reação de uma grande quantidade de enzimas, fazendo parte de hemoproteína de enzimas importantes como os citocromos e catalase. As hemoproteínas nada mais são do que enzimas que apresentam o grupo heme (complexo Fe-porfirina) como grupo prostético (KERBAUY, 2004). Além da hemoproteínas, o ferro faz parte de proteínas contendo enxofre, chamadas proteínas Fe-S, as quais são importantíssimas no metabolismo da planta (TAIZ; ZIEGER, 2004).

O Fe é componente dos citocromos que são enzimas importantes na transferência de elétrons na respiração e na fotossíntese. A catalase é responsável por fazer a transformação (dismutase) do peróxido de hidrogênio (H_2O_2), tóxico às plantas, em água e oxigênio (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

O manganês faz parte do fotossistema II, em que a molécula de água é dividida e o gás oxigênio liberado. A única outra proteína em que o manganês é um constituinte integral é a dismutase de superóxido. Essa enzima é muito difundida em organismos aeróbicos, uma vez que sua função é dar proteção contra radicais de oxigênio livres. O manganês também ativa um considerável número de enzimas (EPSTEIN; BLOOM, 2006). Conseqüentemente, a deficiência de manganês na planta reduz o fluxo de elétrons do fotossistema II (FS II) para o

fotossistema I (FS I), ocasionando a redução na produção de compostos redutores (ATP e NADPH) que seriam utilizados na fixação de CO₂ na fase bioquímica. Com a redução da produção de ferredoxina, além da fase bioquímica da fotossíntese, outros processos relacionados com esta proteína são drasticamente prejudicados, como por exemplo, a redução do nitrato e do sulfato.

O molibdênio é um dos micronutrientes menos abundante no solo e o requerimento pelas plantas é menor do que para outros nutrientes minerais, com exceção ao níquel (MALAVOLTA; VITTI; OLIVEIRA, 1997). A necessidade de quantidades muito pequenas de molibdênio sugere que as plantas exigem molibdênio para poucas funções. Entretanto essas funções são cruciais, a maioria relacionada com a aquisição ou a utilização de nitrogênio. O Mo faz parte tanto da redutase do nitrato, pela qual o nitrato é reduzido a nitrito, quanto da nitrogenase, pela qual bactérias que fixam nitrogênio convertem o gás dinitrogênio em amônia (TAIZ; ZIEGER, 2004). Como visto a nitrogenase é a enzima chave para todos os microrganismos que fixam nitrogênio. Esta proteína possui em sua estrutura molibdênio, ferro e enxofre e em solos deficientes, a aplicação do molibdênio estimula o crescimento das plantas pelo aumento da fixação de N₂.

A aplicação do molibdênio junto às sementes de leguminosas na semeadura, ou mesmo na adubação foliar, tem dado boas respostas na produção (MALAVOLTA; VITTI; OLIVEIRA, 1997).

Por fim, o zinco é um importante micronutriente tendo em vista que mais de oitenta proteínas contendo zinco foram relatadas. Em muitas enzimas, o zinco é exigido no sítio ativo; a anidrase carbônica, dismutase de superóxido (juntamente com cobre) e dehidrogenase de álcool são alguns exemplos. Em outras enzimas, o zinco é um componente integral da proteína, mas não está próximo do sítio ativo. Frequentemente, em tais circunstâncias, o zinco se interconecta com o enxofre em quatro cisteínas (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

Os “dedos de zinco” são proteínas ativas na transcrição de DNA. Tais proteínas se conectam e identificam seqüências de DNA. Os íons de zinco regulam a conformação do domínio da proteína que se conecta com o DNA (TAIZ; ZIEGER, 2004).

4.3 A nutrição mineral das espécies florestais nativas

Os efeitos benéficos da adição de elementos minerais, para melhorar o crescimento da planta, são conhecidos na agricultura há muito tempo. Experimentos no solo e na água (soluções nutritivas) foram feitos com plantas superiores para estabelecer a essencialidade dos elementos minerais para o crescimento e desenvolvimento, e seus papéis no metabolismo (MARSCHNER, 1995).

Os nutrientes das plantas foram descobertos ao longo do tempo, e são aqueles que atendem aos três critérios de essencialidade: (1) um elemento é essencial quando a planta não consegue completar seu ciclo de vida na sua ausência; (2) o elemento tem a função específica e não pode ser substituído; (3) o elemento deve estar envolvido diretamente no metabolismo da planta, fazendo parte de um constituinte essencial (SORREANO, 2006). O suprimento inadequado de um elemento essencial resulta em distúrbio nutricional que se manifesta por sintomas de deficiência característicos (TAIZ; ZIEGER, 2004), sendo que as espécies florestais têm exigências nutricionais e respostas ao stress nutricional diferenciados e a complementação nutricional é um dos principais fatores determinantes do sucesso de projetos de recuperação florestal (SORREANO, 2006). Considerando isso, infere-se que a carência ou o suprimento inadequado de nutrientes, para espécies florestais nativas, pode comprometer o sucesso de projetos de recuperação e de restauração de áreas degradadas e de seqüestro florestal de carbono, por meio do reflorestamento com o plantio de espécies florestais nativas.

Deste modo, é apresentado na Tabela 1, o teor de nutrientes nas folhas, caules e raízes em espécies florestais nativas, encontrada por Sorreano (2006), em dez espécies florestais nativas. Os valores apresentados na Tabela 1 foram obtidos cultivando as espécies nativas em solução nutritiva completa.

Tabela 1 – Teor de nutrientes nas folhas, caules e raízes em espécies florestais nativas, encontrada por Sorreano (2006)

Espécie Florestal Nativa	Parte da planta	g/kg						mg/kg				
		N	P	K	Ca	Mg	S	B	Cu	Fe	Mn	Zn
<i>Ceiba speciosa</i> St Hil. (paineira)	Folha Inferior	18	3,9	15	30	8,0	4,1	83	8,5	687	48	33
	Folha Superior	22	3,1	19	18	5,3	2,9	77	3,2	522	27	36
	Caule	10	4,4	12	8	1,7	5,6	24	1,2	94	6	11
	Raiz	17	5,0	17	8	1,3	5,3	26	9,7	233	7	26
<i>Tapirira guianensis</i> Aubl. (tapirira)	Folha Inferior	15	3,9	16	17	2,3	1,6	86	2,0	322	59	23
	Folha Superior	18	2,8	14	10	2,2	1,5	47	1,6	276	24	20
	Caule	9	3,1	13	9	1,4	1,4	19	2,1	68	10	12
	Raiz	14	2,8	9	8	3,1	0,9	37	20,7	5.972	98	40
<i>Cecropia pachystachya</i> Trec (embaúba)	Folha Inferior	10	2,4	5	25	2,7	1,0	68	9,4	456	61	36
	Folha Superior	15	2,8	16	14	2,9	2,4	54	2,5	411	22	42
	Caule	5	1,7	7	4	0,6	0,8	14	0,9	50	5	6
	Raiz	11	2,7	13	5	1,1	1,4	16	3,9	448	6	21
<i>Croton urucurana</i> Baill. (sangra d'água)	Folha Inferior	16	5,6	34	30	8,3	2,4	104	2,7	231	163	27
	Folha Superior	31	8,2	36	16	9,0	3,5	65	2,1	168	39	32
	Caule	13	1,6	9	3	1,4	0,7	32	1,6	24	2	11
	Raiz	16	1,8	20	3	3,5	2,1	26	4,9	268	8	23
<i>Guazuma ulmifolia</i> Lam. (mutambo)	Folha Inferior	18	5,9	13	46	12,2	4,0	134	4,5	490	253	88
	Folha Superior	19	4,7	15	29	8,6	3,9	90	4,0	335	171	41
	Caule	13	6,0	10	6	2,3	1,3	27	3,0	57	18	17
	Raiz	24	5,7	24	7	4,1	5,7	45	9,6	711	14	25
<i>Cytherexylum myrianthum</i> Cham. (pau-viola)	Folha Inferior	20	9,2	22	32	8,5	3,2	77	3,3	262	40	28
	Folha Superior	22	11,2	22	22	10,1	3,7	65	3,1	253	26	23
	Caule	11	2,4	6	5	1,3	1,0	25	1,3	40	10	7
	Raiz	14	3,0	10	4	1,5	0,9	28	1,7	103	35	8
<i>Esenbeckia leiocarpa</i> Engl. (guarantã)	Folha Inferior	26	9,8	24	14	2,7	2,2	47	2,5	395	67	21
	Folha Superior	39	5,0	29	10	3,2	3,1	27	2,4	288	19	18
	Caule	29	4,6	8	9	2,3	1,5	14	1,9	99	6	9
	Raiz	36	12,1	9	18	1,5	2,2	20	5,9	664	72	22
<i>Cariniana legalis</i> (Mart.) Kuntze. (jequitibá-rosa)	Folha Inferior	21	5,5	19	39	6,2	2,9	89	3,4	581	103	32
	Folha Superior	24	3,4	22	26	5,0	3,0	70	3,7	634	31	28
	Caule	22	4,9	16	14	3,5	2,9	29	1,4	167	5	14
	Raiz	17	4,2	16	5	2,6	2,8	28	3,0	424	4	17
<i>Hymenae courbaril</i> L. var. (jatobá)	Folha Inferior	28	14,5	10	12	3,1	2,3	93	6,8	375	212	30
	Folha Superior	28	10,0	23	10	3,4	2,7	93	3,5	279	77	27
	Caule	14	12,6	13	4	2,3	1,2	29	3,6	71	13	15
	Raiz	16	11,1	17	6	3,0	2,3	20	8,4	849	9	28
<i>Astronium graveolens</i> (guaritá)	Folha Inferior	18	2,7	13	32	4,6	2,8	75	1,2	258	27	21
	Folha Superior	20	4,5	16	13	2,5	3,1	41	1,5	227	10	21
	Caule	8	2,8	12	8	1,4	1,3	16	0,7	34	3	8
	Raiz	17	2,6	17	5	1,2	2,2	30	3,6	414	12	28

4.4 Caracterização das três espécies florestais nativas do estudo

4.4.1 *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira-pimenteira)

A espécie *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira-pimenteira) pertence a família Anacardiaceae e, segundo Lorenzi (2002), é uma planta de pequeno porte, crescimento rápido e ciclo relativamente curto, heliófila e pioneira (Figura 1). Eventualmente pode ser encontrada em clareiras e bordas de matas, mas geralmente coloniza áreas abertas, especialmente margens de rios e terrenos aluviais, suportando inundações e encharcamento do solo (DURIGAN et al., 2002). Sua ocorrência vai do Pernambuco até Mato Grosso do Sul, em várias formações vegetais.

A madeira da aroeira-pimenteira possui baixo valor comercial, sendo assim é principalmente usada como mourões de cerca, mas produz lenha e carvão de boa qualidade (CARVALHO, 2003).

Esta espécie apresenta ainda outras utilizações, como: tingimento e fortalecimento de redes de pesca, devido em sua casca conter um pigmento de ótima qualidade, alimentação animal (folhas), alimentação humana (os frutos são utilizados como substitutos da pimenta do reino), medicinal, para recuperação ambiental, onde é mais procurada pela avifauna (maior disseminador) e restauração de mata ciliar que apresenta áreas de inundações periódicas de curta duração ou com períodos moderados (DURIGAN et al., 2002). Também é recomendada para recuperação de solos pouco férteis (rochosos, salino hidromórficos) (CARVALHO, 2003).

4.4.2 *Cordia superba* Cham. (baba-de-boi)

A *Cordia superba* Cham., também conhecida como baba-de-boi ou barbosa-branca, pertence a família Boraginaceae. É uma espécie arbórea esciófila (desenvolve em ambientes sombreados e de luz difusa) e seletiva higrófila pouco freqüente ou quase rara. Habita as florestas úmidas, ocorrendo também em áreas abertas como espécie secundária. Sua altura varia de 7 a 10 m, com tronco de 20 a 30 cm de diâmetro. Folhas simples, ásperas ao tato na face inferior, com 18 a 24 cm de comprimento (LORENZI, 2002).

4.4.3 *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze (jequitibá-branco)

Uma das árvores indispensáveis nos reflorestamentos heterogêneos com fins ecológicos é o *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze (jequitibá-branco), também conhecido como estopeira (RS, SC, PR), estopeiro, pau-estopa, pau-de-cachimbo (SC), jequitibá-rei, estopa, cachimbeiro, bingueiro, coatingua, é uma árvore da família Lecythidaceae (LORENZI, 2002). É árvore semidecídua no inverno, heliófita ou de luz difusa, característica da floresta clímax; prefere solos úmidos e profundos. É rara no cerrado ou em terrenos mais secos.

A árvore possui qualidades ornamentais, entretanto, devido ao seu grande porte é apenas recomendado para o paisagismo de parques e grandes jardins. É planta indispensável nos reflorestamentos heterogêneos com fins ecológicos. Perde parcial ou totalmente suas folhas em determinada época do ano. Atinge de 35-45m de altura e o tronco 90-120 cm de diâmetro. Tem predileção por áreas ensolaradas podendo desenvolver-se também em áreas sombreadas e solos úmidos e profundos. Floresce de outubro-dezembro, os frutos amadurecem no período de julho-setembro. Suas sementes são avidamente consumidas por macacos. A árvore possui qualidades ornamentais, entretanto, devido ao seu grande porte é apenas recomendado para o paisagismo de parques e grandes jardins (LORENZI, 2002).



Figura 1 - Espécimes de *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira-pimenteira) adultas (A e B), florida (C) e com frutos (D)

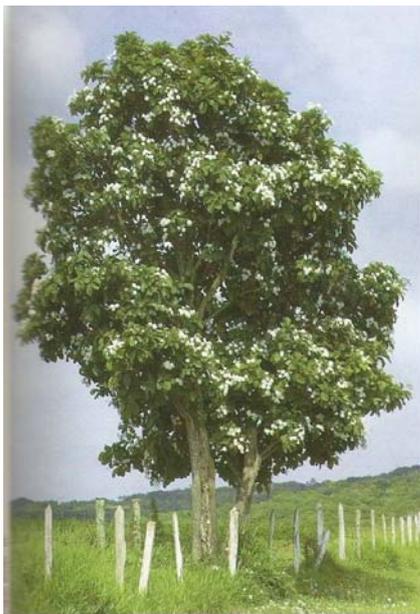


Figura 2 - *Cordia superba* Cham (baba-de-boi). Foto extraído de Lorenzi (2002)

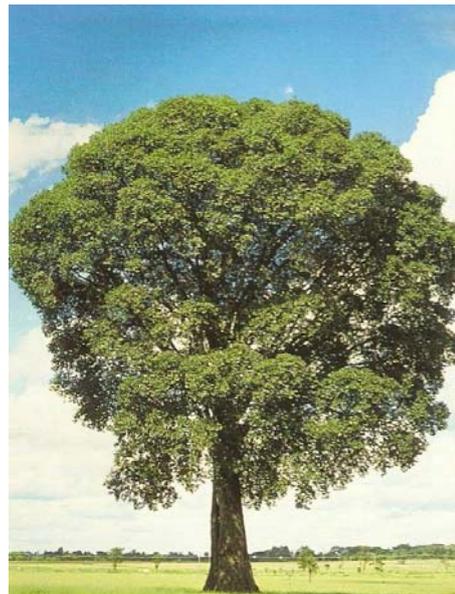


Figura 3 - *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze (jequitibá-branco). Foto extraído de Lorenzi (2002)

5. Material e Métodos

O experimento foi conduzido em casa de vegetação do Laboratório de Nutrição Mineral de Plantas do Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo - CENA/USP (Figura 1), na cidade de Piracicaba/SP, definida geograficamente pelas coordenadas de 22° 42'30" latitude sul e, 47° 38'00" longitude oeste.

O delineamento experimental utilizado foi em blocos ao acaso, com três repetições, sendo cada repetição representada por um vaso com uma planta, perfazendo assim um total de 39 plantas das espécies e *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira-pimenteira) e *Cordia superba* Cham. (*baba-de-boi*), e 36 da espécie florestal *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze (*jequitibá-branco*).

Os vasos de plástico, onde as plantas foram cultivadas, tinham capacidade de 2 litros, onde foi acoplado o sistema de aeração, constituído por: compressor de ar, mangueiras de borracha e ponteiros plásticos (Figura 4).



Figura 4 - Plantas de aroeira-pimenteira (B e C) e de jequitibá-branco (D) cultivadas em solução nutritiva em casa de vegetação, CENA/USP (A)

5.1 Técnica de carência e omissão de nutrientes minerais essenciais às plantas

Inicialmente foram adquiridas mudas das espécies nativas em tubetes de plástico rígido, contendo substrato comercial, em um viveiro comercial de espécies nativas, localizado na cidade de Piracicaba/SP, e as mudas permaneceram na casa de vegetação durante três semanas em uma bandeja de plástico (Figura 4, Foto B), contendo solução nutritiva completa de Johnson et al. (1957), modificada, com 50% da concentração da solução original (diluída a metade), como descrita no Tabela 2, com todos os macros e micronutrientes. Após esse período, as mudas tiveram suas raízes cuidadosamente lavadas com água deionizada, para a retirada do substrato, e foram transferidas para vasos de plástico contendo a solução nutritiva aerada.

Após esse procedimento iniciou-se a omissão dos elementos minerais denominados macronutrientes e micronutrientes: nitrogênio (-N), fósforo (-P), potássio (-K), cálcio (-Ca), magnésio (-Mg), enxofre (-S), boro (B), cobre (Cu), ferro (Fe), manganês (Mn), molibdênio¹ (Mo) e zinco (Zn), sendo que em um dos tratamentos as espécies continuaram sendo cultivadas em solução nutritiva completa, com todos os macronutrientes e micronutrientes (tratamento completo).

Nas soluções nutritivas com omissão dos macronutrientes tinha aproximadamente 10% dos macronutrientes trabalhados em omissão, para não haver a morte das plantas (Tabela 1).

Todo o procedimento está descrito na Tabela 2, a qual também mostra os reagentes (sais) e a concentração utilizados no experimento.

¹ Neste estudo o tratamento de omissão de molibdênio foi feito somente nas espécies *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira-pimenteira) e *Cordia superba* Cham. (baba-de-boi).

Tabela 2 - Composição das soluções nutritivas (solução estoque) (ml/L) utilizadas.
(JOHNSON et al., 1957)

SOLUÇÃO ESTOQUE	TRATAMENTOS (ml/L)												
	Completo	OMISSÃO											
	N	P	K	Ca	Mg	S	B	Cu	Fe	Mn	Mo	Zn	
KNO₃ (M*)	3	0,3	3	0,3	3	3	3	3	3	3	3	3	
Ca (NO₃)₂ 4H₂O	2	0,2	2	2	0,2	2	2	2	2	2	2	2	
NH₄H₂PO₄ *	1	0,1	0,1	1	1	1	1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	
MgSO₄ 7H₂O *	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,05	0,05	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	
KCl (M*)	-	2,7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
CaSO₄.7H₂O (0,01*)	-	1,8	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Na₂SO₄ *	-	-	-	-	-	0,45	-	-	-	-	-	-	
NaH₂PO₄ *	-	0,9	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
NH₄NO₃ *	-	-	0,45	1,35	1,8	-	-	-	-	-	-	-	
MgCl₂.6H₂O *	-	-	-	-	-	-	0,45	-	-	-	-	-	
Micro Completo**	1	1	1	1	1	1	1	-	-	1	-	-	
Micro -B	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	
Micro -Cu	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	
Micro -Mn	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	
Micro -Mo	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	
Micro -Zn	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Fe-EDTA***	1	1	1	1	1	1	1	1	1	-	1	1	

* Solução 1 molar

** A solução estoque de micronutrientes tem a seguinte composição (g/L): 3,728 de KCl; 1,546 de H₃BO₃; 0,338 de MnSO₄.H₂O; 0,575 de ZnSO₄.7H₂O; 0,125 de CuSO₄.5H₂O; 0,081 de H₂MoO₄

*** Preparo da solução de FeEDTA: Dissolver 33,2 g de EDTA em 500 ml H₂O e juntar 89,2 ml de NaOH 1 M (40 g/L). Dissolver 24,9 g de FeSO₄. 7H₂O em 200 ml H₂O. Juntar as duas soluções. Completar a 1 L. Envolver o frasco em papel de alumínio; arejar durante a noite; guardar na geladeira em frasco escuro.

Diariamente foi completado o nível da solução nutritiva com água deionizada, o desentupimento das ponteiros de aeração, a coleta das folhas caídas e as descrições dos sintomas de deficiência.

A troca de solução nutritiva realizou-se quando a condutividade elétrica da solução nutritiva esteve abaixo de 70% da condutividade elétrica inicial, ou a cada três semanas, com alíquotas medidas com pipetas volumétricas para cada nutriente (Tabela 2).

5.2 Diagnose visual

A diagnose visual de deficiências nutricionais em folhas, bem como o conhecimento dos teores de nutrientes, pode constituir uma técnica auxiliar nos cálculos de fertilizantes e corretivos (MALAVOLTA, 1980).

O método de diagnose visual das folhas consiste em comparar o aspecto da amostra, geralmente a folha, com o do padrão (MALAVOLTA; VITTI; OLIVEIRA, 1997). No presente estudo, foi considerado testemunha o tratamento completo, uma vez que estavam com todos os macros e micronutrientes.

Deste modo, sempre que as três plantas de uma determinada espécie florestal nativa, submetida ao tratamento de deficiência de um determinado nutriente, apresentassem um sintoma comum às três repetições, característicos de deficiência nutricional e que não aparecia no tratamento completo (testemunha), estes sintomas foram descritos e fotografadas.

5.3 Determinação da taxa de assimilação de gás carbônico e de transpiração

As conseqüências fisiológicas da omissão de nutrientes minerais essenciais foram avaliadas, por meio da determinação da taxa de assimilação de gás carbônico e de transpiração, com o uso do analisador de gás por infravermelho portátil (*Infrared Gas Analyzer* - IRGA), modelo Li-cor 6400 (Li-COR BIOSCIENCES, 2005).

O princípio básico de funcionamento deste aparelho está na relacionado à capacidade do CO₂ e H₂O em absorver o infravermelho. A medida da taxa de assimilação de CO₂ neste sistema é baseada nas diferenças de concentração de CO₂ entre o ar que entra e o ar que deixa a câmara fotossintética. A transpiração também pode ser medida da mesma forma. Os controles das concentrações de H₂O e CO₂ são realizados através de sistemas eletromecânicos e podem direcionar o fluxo de ar inicial (contendo CO₂ e H₂O) em tubos contendo soda calcária (para retenção do CO₂) e/ou drierite (para retenção de H₂O), antes de passar pela câmara fotossintética (SILVA, 2007).

A taxa de assimilação ou liberação de CO₂ é expressa como a quantidade de CO₂ assimilado ou liberado por unidade de área foliar e tempo ($\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$)

A capacidade fotossintética é uma característica intrínseca de cada espécie vegetal, sendo que as trocas gasosas mudam durante o ciclo do desenvolvimento do indivíduo e

dependem do curso anual e até mesmo do curso diário das flutuações ambientais (luz, temperatura, etc) em torno do vegetal (LARCHER, 2000).

As avaliações através do IRGA foram realizadas em plantas de jequitibá-branco com 120 dias após do tratamento de deficiência nutricional, sendo avaliadas duas folhas em cada parte da planta, a saber: Folhas novas, Folhas Intermediária e Folhas Velhas.

Considerou-se Folhas Novas as folhas do terço superior da planta, mais próximas do ápice caulinar; Folhas Intermediárias as folhas do terço médio da planta, ou seja, as folhas da região da metade da altura da planta; e Folhas Velhas foram as consideradas do terço inferior da planta, sendo que para a tomada de medidas de taxa de fotossíntese e transpiração, foram consideradas apenas as folhas após as duas folhas mais inferiores.

As medidas foram realizadas entre os dias 10 de julho de 2009 e 25 de julho de 2009, no período da manhã, em dias com sol e não nublados, entre 8h00 e 10h00. As avaliações foram realizadas em três/dois blocos de plantas, por vez, a saber: um bloco com três plantas sob tratamento completo e dois ou um bloco (s), com três plantas cada bloco, sob tratamento de deficiência de um nutriente. As datas das avaliações encontram-se na Tabela 3.

Tabela 3 - Dia e data das medições, em plantas de jequitibá-branco da taxa de assimilação de gás carbônico e de transpiração nos respectivos tratamentos

DIA	Data da medição	Tratamento
1º	10/07/2009	Completo, -N e -P
2º	11/07/2009	Completo, -K e -Ca
3º	14/07/2009	Completo, -Mg e -S
4º	18/07/2009	Completo, -B e -Cu
5º	21/07/2009	Completo, -Fe e -Mn
6º	25/07/2009	Completo e -Zn

As avaliações foram feitas da seguinte forma: primeiramente as Folhas Novas do tratamento completo e dos tratamentos de deficiência. Posteriormente eram avaliadas as Folhas Intermediárias do tratamento completo e dos tratamentos de carência e, por último, as Folhas Velhas do tratamento completo e dos tratamentos de carência. Com esta seqüência pretendeu-se diminuir as discrepância entre o horário da primeira medida e o horário da última medida de órgãos correspondentes aos tratamentos comparados evitando variações climáticas neste período.

Para a avaliação da fotossíntese e da transpiração, a folha selecionada permanecia na câmara de análise por alguns minutos, até a estabilização da leitura, ou seja, quando o desvio

padrão do aparelho permanecia abaixo de 1%. A área foliar considerada foi de 6 cm², em função do tamanho do limbo foliar que ocupou toda a área da câmara fotossintética.

A concentração de CO₂ foi mantida aproximadamente 400 μmol CO₂ s⁻¹, sendo que o fornecimento de ar no sistema foi obtido fora da casa de vegetação através de um buffer.

Neste estudo, a intensidade luminosa utilizada (PARi) foi de 1200 μmol m⁻² s⁻¹. O valor foi assim regulado uma vez que, nesta faixa, as plantas de *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze (jequitibá-branco) sob tratamento completo demonstraram uma maior taxa de assimilação de CO₂ neste valor. A temperatura da folha foi mantida em 25 a 30°C.

Para a análise estatística, a cada duas folhas, das três categorias (Folhas novas, intermediárias e velhas), determinou-se a média aritmética da taxa de assimilação de carbono e de transpiração. Essas médias foram comparadas, baseado no teste da diferença entre as médias das três repetições de cada tratamento, com as médias do tratamento completo, ou seja, as médias das medidas obtidas foram submetidas a uma análise de variância e subsequente teste de comparação de médias, teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade para comparação das médias (PIMENTEL-GOMES, 1990).

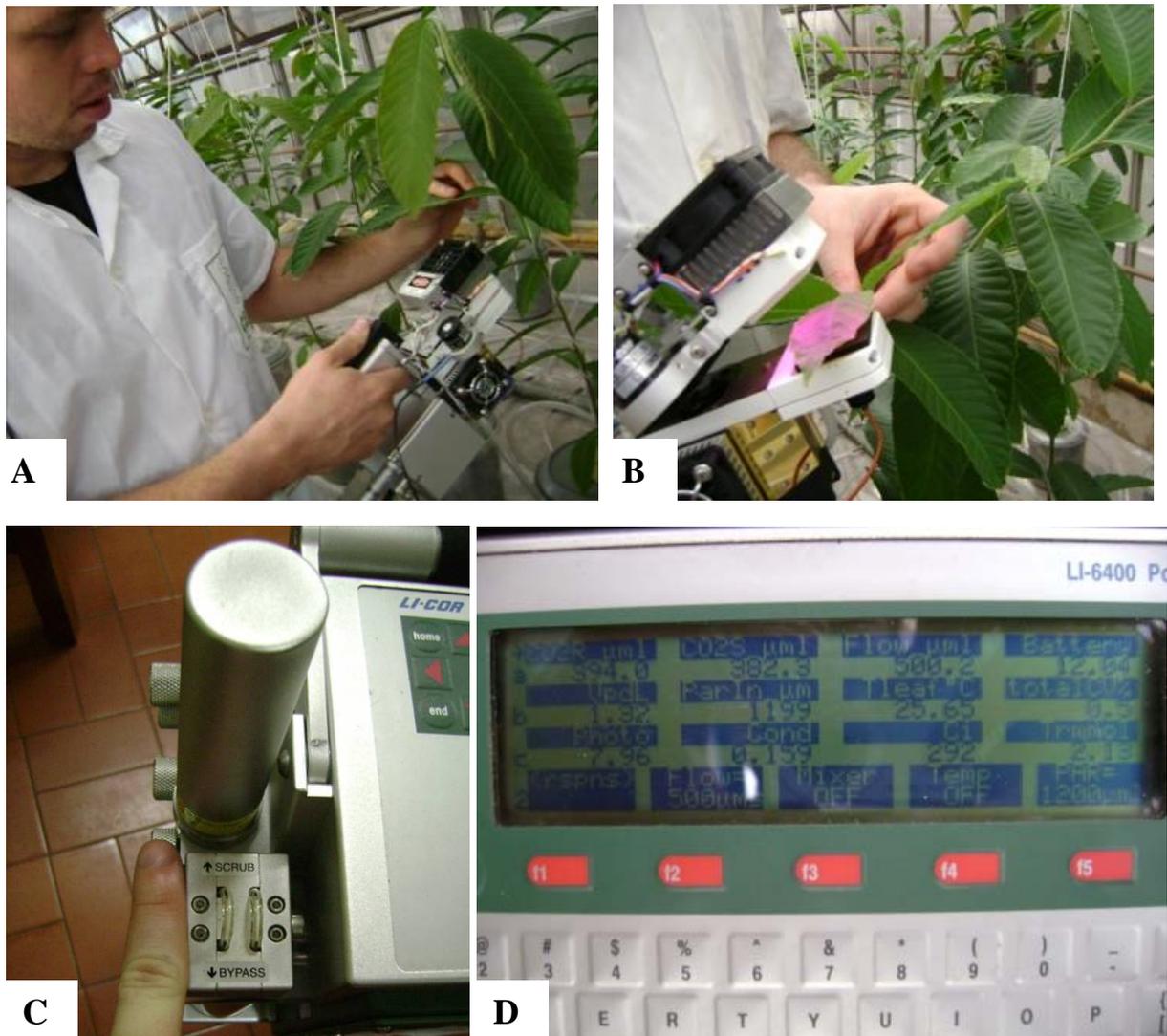


Figura 5 - Realização de medida com o IRGA (A e B), cilindro de gás carbônico (C) e painel do *Infrared Gás Analyzer* - IRGA (D)

5.4 Preparo das amostras para a Microscopia Eletrônica de Transmissão e Óptica

Embora os sintomas de deficiência nutricional sejam facilmente observados visualmente, as alterações ultra-estruturais destas deficiências podem ser detectadas e controladas precocemente por meio da técnica de microscopia eletrônica de transmissão (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

Considerando isso, para avaliação ultra-estrutural comparativa de células do mesófilo foliar foram coletadas amostras do limbo foliar, com cortes de 1 x 2 mm, com sintomas de deficiências de macronutriente, bem como amostras do tratamento completo.

Foi levada em consideração a folha que melhor refletiu o estado nutricional de deficiência, ou seja, folhas inferiores para os tratamentos completos e deficientes em N, P, K, Ca e Mg, e folhas superiores para os tratamentos completos e deficientes de S.

As amostras coletadas foram processadas no Laboratório de Histopatologia e Biologia Estrutural de Plantas do CENA/USP, entre os meses julho e agosto de 2009, conforme os procedimentos a seguir:

Imediatamente após a coleta e os cortes das amostras dos limbos foliares foi realizada a fixação por 3 horas, a 4°C, em solução de Karnovsky (1965) modificada:

- 5 ml de H₂O
- 2,5 ml de cacodilato de sódio 0,05 M, em pH 7,2 (Tampão).
- 1,5 ml de cloreto de cálcio (0,001 M)
- 2 ml paraformaldeído (2%)
- 0,4 ml de glutaraldeído (2,5%)

A fixação deve ser feita, pois ela mata rapidamente a célula, inativando as enzimas que poderiam causar uma autólise, e ao mesmo tempo, estabiliza as moléculas e organelas celulares, formando uma trama tridimensional. O paraformaldeído penetra rapidamente no tecido, enquanto o glutaraldeído forma pontes entre as moléculas, estabilizando a estrutura celular.

Após lavagens em tampão cacodilato de sódio 0,1M em três séries de 10 minutos, as amostras foram pós-fixadas em tetróxido de ósmio a 1% em tampão cacodilato de sódio 0,1M, por 1 hora em temperatura ambiente (BURKL; SCHIECHL, 1968). O tetróxido de ósmio é utilizado como contrastante, uma vez que o ósmio é elétron denso.

Após rápidas lavagens, em três séries em solução salina 0,9%, as amostras foram submetidas a pré-coloração com acetato de uranila a 2,5% em água à 4°C por aproximadamente 12 horas (overnight) (WATSON, 1958).

A desidratação foi feita, em séries crescentes de solução de acetona em água (25%; 50%; 75% (1 x 5 minutos); 90% (2 x 10 minutos) e 100% (3 x 20 minutos). A desidratação deve ser feita para retirar água da célula, substituindo-a por acetona.

A infiltração, com resina *Spurr*, foi feita de forma gradativa pelo seguinte procedimento:

- 1 parte de resina + 3 partes de acetona (por 3 horas)
- 1 parte de resina + 2 parte de acetona (por 3 horas)
- 1 parte de resina + 1 parte de acetona (overnight)
- 2 parte de resina + 1 parte de acetona (por 8 horas)
- Resina pura (48 horas)

Por fim, as amostras foram emblocadas em resina *Spurr* pura em forminhas de silicone, por 48 horas à 70°C.

Posteriormente, as resinas com as amostras foram lixadas (até a amostra), para se fazer a *toalete*. Com as *toaletes* feitas manualmente, utilizando ultramicrotomo *Porter-Blum MT* com navalha de vidro, foram obtidas secções semi-finas para visualização no microscópio óptico. Essas secções foram contrastadas em uma lamina para microscopia óptica, com azul de metileno, para visualização. A análise no microscópio óptico fez-se necessária para identificar a região do mesofilo foliar que melhor refletia os sintomas de deficiência de nutrientes minerais.

Em seguida, com navalha de diamante, foram obtidas secções ultrafinas de 60 a 90nm de espessura, utilizando ultramicrotomo *Porter-Blum MT*, que foram colocadas em telas de cobre de 300 mesh, recobertas com *formvar*.

Para o preparo da solução de *formvar* utilizou-se 0,5% gramas de *formvar* para 100 ml de clorofórmio. A solução deve ser preparada 24 horas antes de ser utilizada. Primeiramente encheu-se uma cuba com água destilada e colocou-se em fundo preto. Enquanto isso se fez a limpeza da lamina com acetona e papel. Em seguida emergiu-se a lamina no frasco com solução de *formvar* por 10 segundos, sendo que, posteriormente as bordas foram raspadas com lamina (*gillette*), onde se mergulhou a lamina na água vagarosamente até que a película se desprender. Com uma pinça colocaram-se as telas sobre a película. Para retirar as grades

colocou-se um pedaço de papel filtro sobre a película e puxou-se, sendo posteriormente seco em uma placa.

Por último as telas foram submetidas à contrastação, utilizando-se solução aquosa de acetato de uranila e de citrato de chumbo (REYNOLDS, 1963), como descrito a seguir: Adicionou-se, em uma lamina de vidro, gotas de acetato de uranila 2,5%, onde se colocaram as telas de cobre com as amostras voltadas para baixo, onde, em seguida estas foram tampadas, para evitar o contato com a luz, por 12 minutos. Posteriormente, lavaram-se as telas de cobre por 3 vezes em água destilada e, quando secas adicionaram-se gotas de citrato de chumbo, presentes em uma nova lâmina, juntamente com pastilhas de NaOH, para retirada de umidade, permanecendo por 12 minutos protegidas da luz. Por fim, as amostras foram lavadas 3 vezes em água destilada e secas.

Os cortes foram examinados no Núcleo de Apoio à Pesquisa em Microscopia Eletrônica Aplicada à Pesquisa Agropecuária - NAP/MEPA – ESALQ/USP, no Microscópio Eletrônico de Transmissão – MET Zeiss EM-900, operando a 50 kV, e imagens digitalizadas foram obtidas.

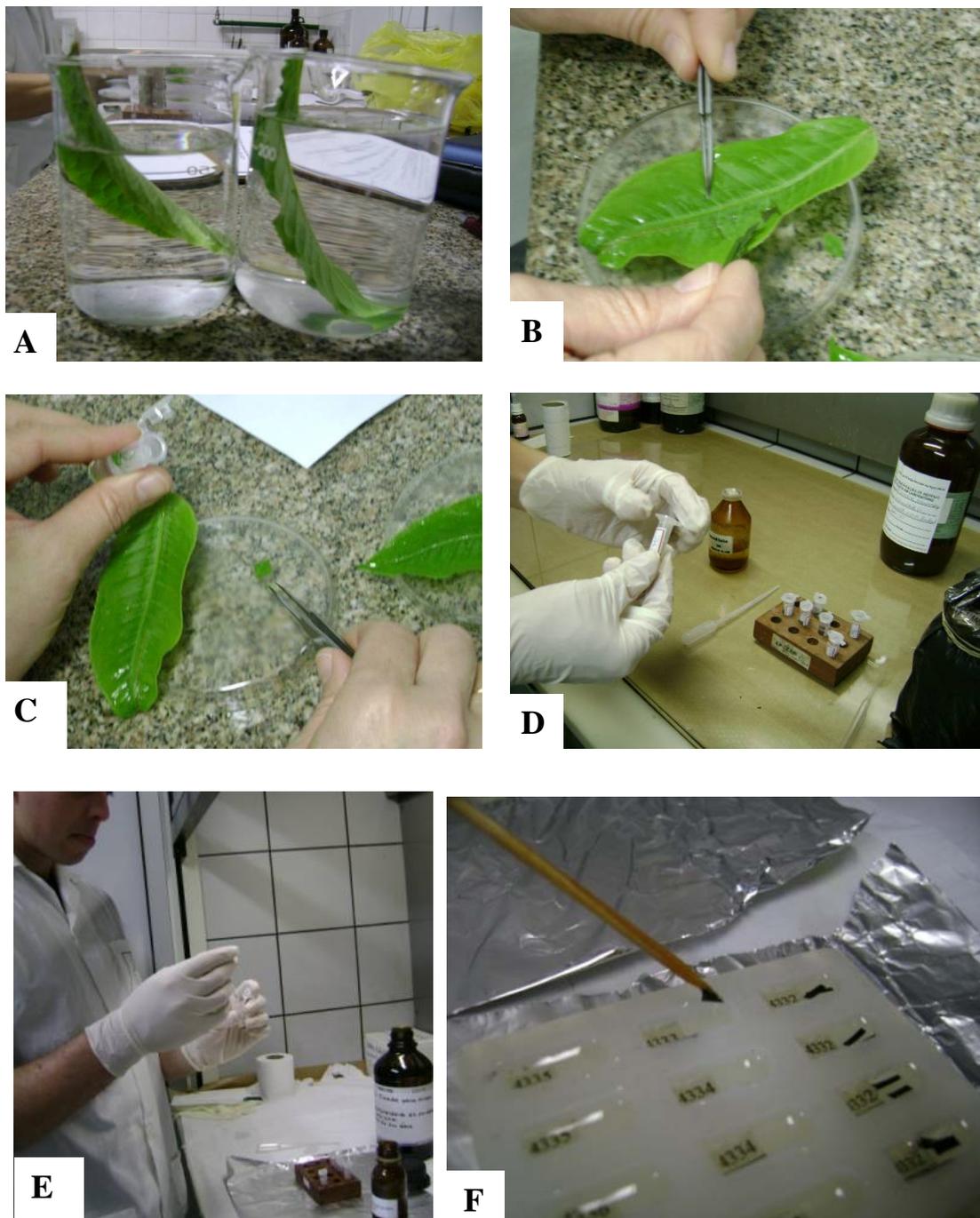


Figura 6 - Lavagem (A), corte (B e C), fixação (D), desidratação (E) e emblocagem (F) de folhas de jequitibá-branco, para a análise no microscópio eletrônico de transmissão

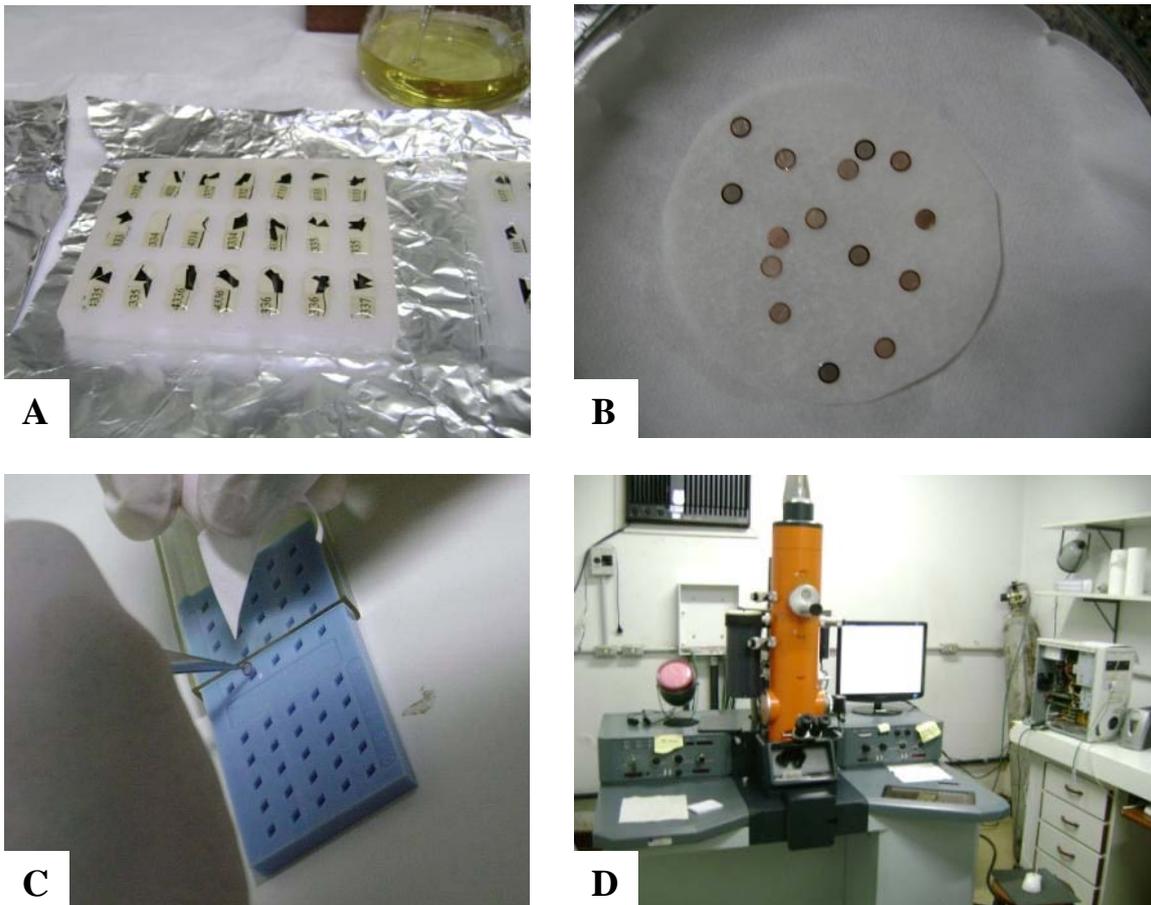


Figura 7 - Amostras emblocadas (A), telas de cobres (B) e estojo para armazenamento de telas de cobre (C) para o preparo de amostra de folhas de jequitibá-branco, para a análise no microscópio eletrônico de transmissão (D)

5.5 Avaliações da altura e produção de biomassa seca

Para a avaliação do desenvolvimento das três espécies florestais nativas, cultivadas em solução nutritivas com omissão de macro e micronutrientes, foram realizadas avaliações dos parâmetros biométricos, a saber: a altura (do colo de planta até o ápice da folha superior) e a produção de biomassa.

Para determinação da produção de biomassa seca, as três espécies florestais nativas foram separadas em caule, raiz e folhas, e secas em estufa de circulação forçada a uma temperatura de 60°C, até atingir massa constante. Após a secagem do material vegetal determinou-se a massa seca das folhas, caule e raiz, com uma balança digital.

Para a análise estatística dos parâmetros biométricos, as medidas obtidas foram submetidas a uma análise de variância e subsequente teste de comparação de médias, teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade para comparação das médias (PIMENTEL-GOMES, 1990).

A análise estatística, baseada no teste da diferença entre as médias das três repetições dos tratamentos de omissão e tratamento completo, foi o procedimento básico adotado para a análise dos parâmetros biométricos.

5.6 Determinação dos teores de macronutrientes e micronutrientes

Neste estudo realizou-se a determinação do teor de nutriente das folhas e caule das espécies *Schinus terebinthifolius* Raddi e *Cordia superba* Cham.; e das folhas, caule e raiz da espécie *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze das plantas submetidas ao tratamento completo e tratamento deficiente de um determinado nutriente.

Para determinação dos teores de macronutrientes e micronutrientes, as plantas foram separadas em folhas, caule e raiz, lavadas em água deionizada, as quais foram secadas em estufa de circulação forçada a uma temperatura de 60°C, até atingir massa constante. Após a secagem do material vegetal determinou-se a massa seca das folhas, caule e raiz, que em seguida foram moídas em moinho *Wiley*.

As metodologias para determinação química de macronutrientes (N, P, K, Ca, Mg e S) e micronutrientes (B, Cu, Fe, Mn e Zn), assim como o preparo do extrato seguiram as descritas por Sarruge e Haag (1974).

Os resultados analíticos foram submetidos a análise de variância e teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade (PIMENTEL-GOMES, 1990).

5.7 Determinação do teor de carbono total via seca por combustão

A determinação do teor de carbono total foi realizada no equipamento LECO CR 412, pertencente ao Laboratório de Biogeoquímica Ambiental do CENA/USP, em Piracicaba – SP, pelo método conhecido como “método via seca por combustão”. Em todas as análises foram utilizadas três réplicas e apresentado o valor médio das análises.

6. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Durante o experimento e na análise dos resultados deste estudo, verificou-se uma seqüência de eventos que conduzem aos sintomas estruturais, anatômicos e fisiológicos de deficiência de nutrientes minerais das plantas.

Inicialmente a falta de um nutriente mineral conduz a uma alteração molecular que, conseqüentemente, leva as alterações nas ultra-estruturas da celular do limbo foliar.

Essas modificações nas ultra-estruturas das células do limbo foliar levaram a alteração celular provocando, desta forma, uma modificação nos tecidos vegetais, ocasionando os sintomas visuais.

As alterações ultra-estruturais provocam principalmente a desestruturação de organelas e outras partes das celulares, comprometendo desta forma diversas funções fisiológicas das plantas, principalmente, a fotossíntese.

Por conseguinte, o comprometimento a fotossíntese afetará principalmente o crescimento e produção de biomassa seca das plantas submetidas aos tratamentos de carência de nutrientes minerais, o que foi evidenciado na avaliação dos parâmetros biométricos.

Baseando-se nesta seqüência de eventos, neste estudo, serão apresentados os resultados e a respectiva discussão, de cada um dos eventos que conduzem aos sintomas de deficiência de nutrientes minerais das plantas, a saber:

- Alterações ultra-estruturais em folhas de jequitibá-branco
- Alterações nos tecidos das folhas de jequitibá-branco
- Diagnose visual das três espécies florestais nativas
- Teores de macro, micronutrientes das três espécies florestais nativas
- Teores de carbono no caule de aroeira-pimenteira
- Determinação da taxa de assimilação de gás carbônico e de transpiração das plantas de jequitibá-branco
- Avaliações dos parâmetros biométricos, como crescimento em alturas e produção de biomassa seca das plantas das três espécies

A seguir serão apresentados os resultados e as discussões dos sintomas observados em plantas das três espécies trabalhadas submetidas aos tratamentos carentes em macronutrientes e com omissão de micronutrientes: *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira-pimenteira), *Cordia superba* Cham. (baba-de-boi) e *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze (jequitibá-branco).

6.1 Efeito da deficiência nutricional nas ultra-estruturas e tecidos das folhas de jequitibá-branco

Comumente os sintomas de deficiência têm sido descritos visualmente, entretanto as alterações ultra-estruturais podem também serem vistas com a técnica de microscopia eletrônica (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

Considerando isso, foram avaliadas as alterações ultra-estruturais de células do mesofilo foliar, do limbo de folhas de jequitibá-branco, submetidas à deficiência de macronutriente com auxílio da técnica de microscopia eletrônica de transmissão – MET.

Além disso, com auxílio na microscopia óptica – MO, também chamada microscopia de luz, foi analisada a alteração no tecido das plantas deficiente em macronutriente, conjuntamente com a microscopia eletrônica de transmissão.

6.1.1 Nitrogênio

Com o uso da microscopia eletrônica de transmissão, foi possível constatar que a deficiência de nitrogênio promoveu alterações ultra-estruturais na célula do mesofilo (Figuras 8 e 9).

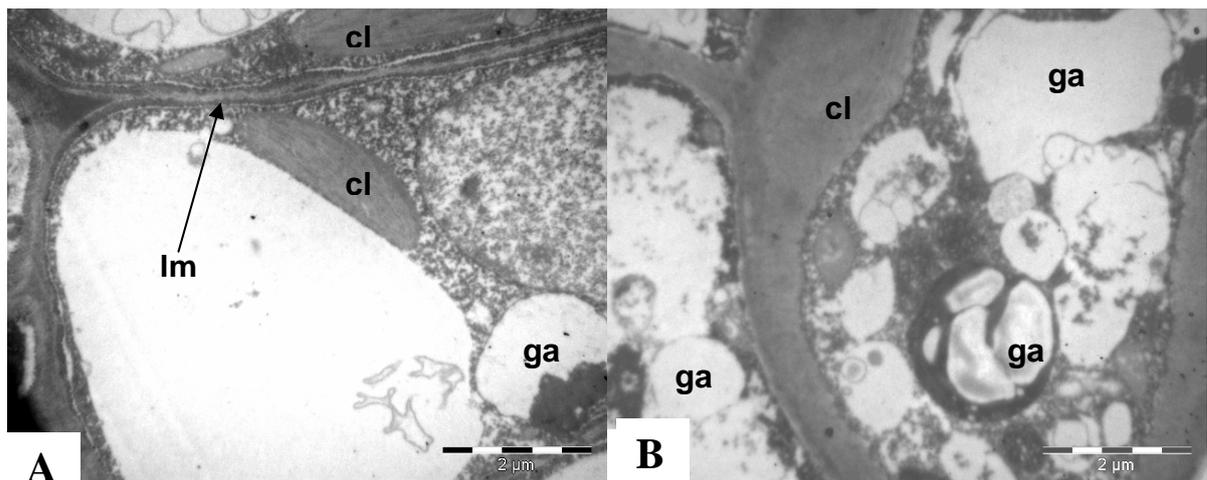


Figura 8 - Fotomicrografias de ultra-estrutura de células do limbo foliar de jequitibá-branco submetido ao tratamento completo (A) e tratamento com omissão de nitrogênio (B). **cl**-cloroplastos; **ga** - grânulos de amido; **lm** – lamela média

Na avaliação ultra-estrutural, verifica-se que as células das plantas cujo tratamento foi a de carência em nitrogênio apresentaram aumento dos grânulos de amido – ga, quando comparado às plantas submetidas ao tratamento completo.

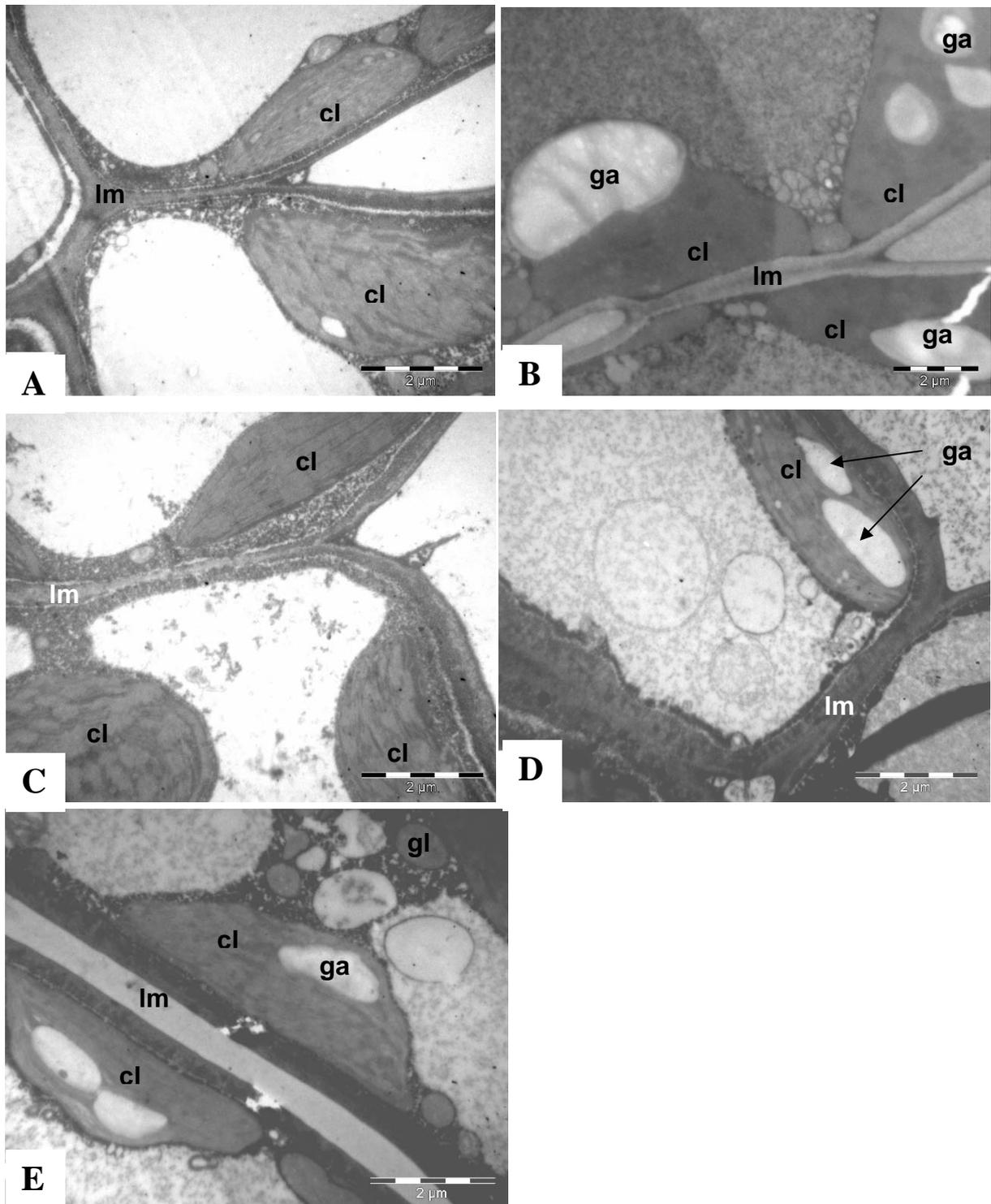


Figura 9 - Ultra-estrutura de células do limbo foliar de jequitibá-branco sob tratamento completo (A e C) e tratamento com omissão de nitrogênio (B, D e E). **cl**-cloroplastos; **ga** - grânulos de amido; **gl** - globulos de lipídeos; **lm** – lamela média

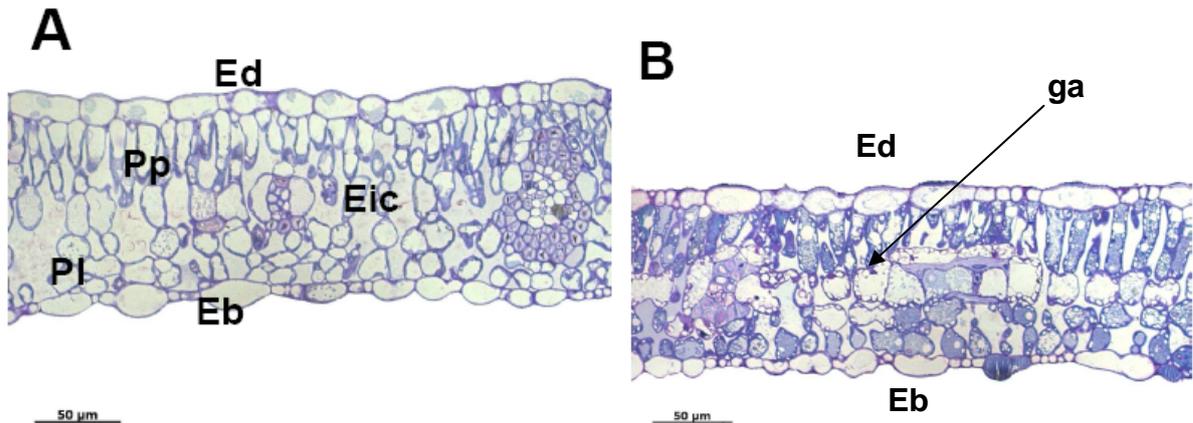


Figura 10 - Secções semi-finas de folha velha de jequitibá-branco sob tratamento completo (A) e deficiente de nitrogênio (B). Ed= epiderme adaxial; Eb= epiderme abaxial; Pp= parênquima paliçádico; Pl= parênquima lacunoso; Eic= espaço intercelular; ga=grão de amido. Barra = 50 µm

Verifica-se, também, pela técnica de microscopia óptica (Figura 10) que nos tecidos das plantas deficientes de nitrogênio houve o aumento dos grãos de amido nas bordas do parênquima paliçádico, quando comparado aos mesmos tecidos das plantas submetidas ao tratamento completo.

O aumento dos grânulos de amido foi observado por Hall et al. (1972) em cloroplastos de folhas de milho, deficientes em nitrogênio, causando deformação desta organela.

Hamzah e Gomez (1979), além de constatarem em plantas de seringueira o aumento de grânulos de amido no interior dos cloroplastos e a desorganização das pilhas de tilacóides, verificaram também o menor tamanho desta organela em plantas deficientes em nitrogênio.

Malavolta (2006) cita que na análise das estruturas celulares de plantas deficientes em nitrogênio observa-se a presença de pequenos núcleos e de cloroplastos pequenos.

As alterações ultra-estruturais causadas pela deficiência de nitrogênio certamente terá conseqüências negativas ao metabolismo do jequitibá-branco.

De acordo com Taiz e Zieger (2004), a desestruturação da lamela média, observada na Figura 9, está relacionada à função do nitrogênio, juntamente com o cálcio, na formação de pectatos de cálcio na fração da parede celular e lamela média.

As paredes celulares consistem predominantemente de polissacarídeos como celulose, com menores quantidades de glicoproteínas estruturais, enzimas, ésteres fenólicos e elementos minerais ligados iônica ou covalentemente. A celulose é inserida numa matriz de

pectina e esses materiais estruturais são organizados por glicoproteínas interligadas e ricas em hidroxiprolinas que são as proteínas principais da parede celular.

Durante o crescimento da parede celular, esta será reforçada por lignina e suberina, e por proteínas que atuam como “*vigas de aço para reforçar o concreto*” (MALAVOLTA, 2006).

Desta forma, a deficiência de nitrogênio afeta a síntese de proteína e, conseqüentemente, afeta a síntese de lignina e suberina, aumentando desta forma os espaços intercelulares (Figura 9).

6.1.2 Fósforo

As plantas de jequitibá-branco, deficiente em fósforo, mostraram-se um aumento na concentração de grão de amido nas células e desorganização dos cloroplastos, com a má formação das pilhas de tilacóides (*granum*) (Figura 11).

Houve também a desestruturação da lamela média e, por conseguinte, o aumento do espaço intercelular (Figura 11, Foto B e Figura 13), e acúmulo de lipídios e amido nos cloroplastos nas células das plantas do tratamento deficiente de fósforo (Figura 12).

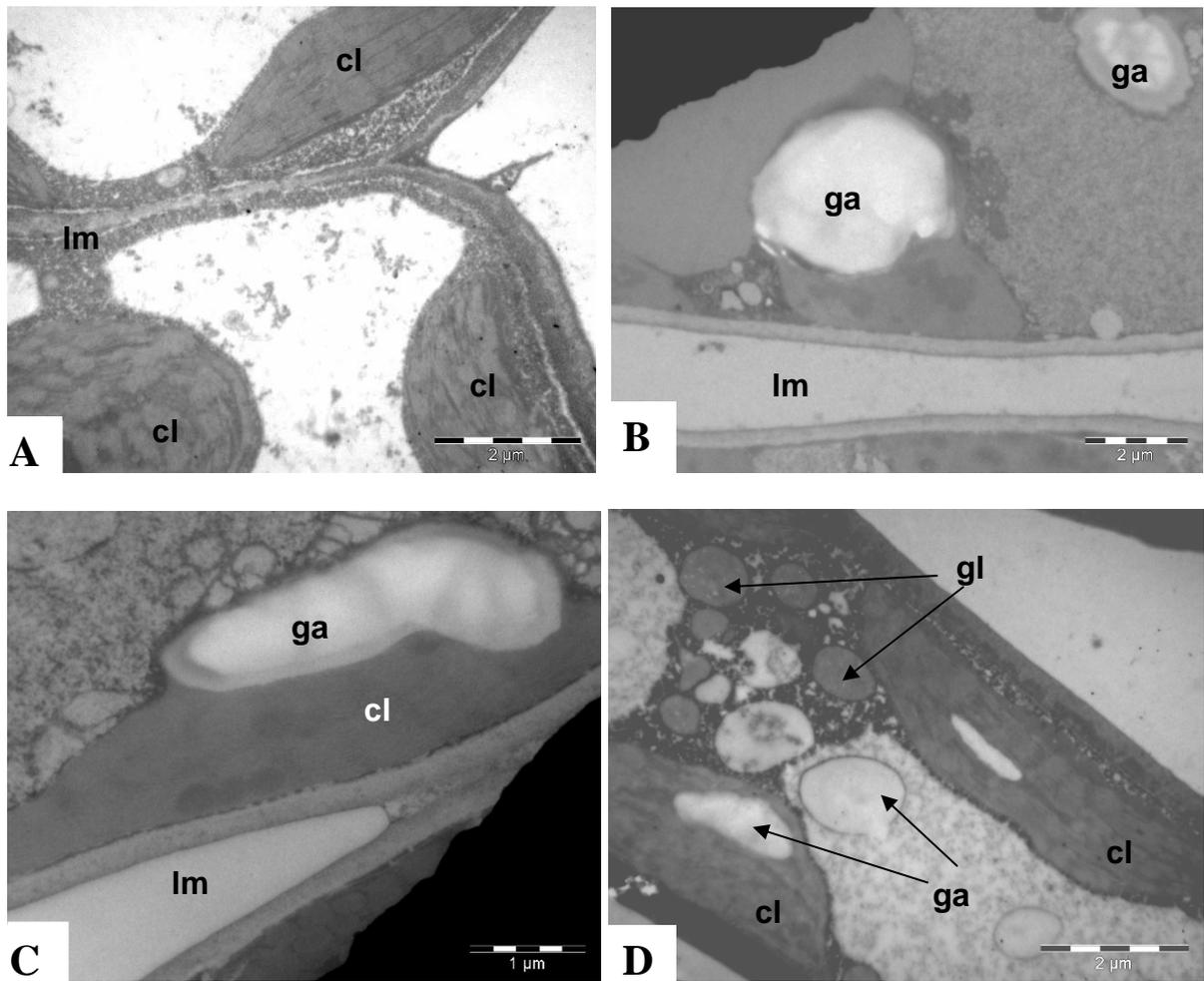


Figura 11 - Ultra-estrutura de células do limbo foliar de jequitibá-branco submetido ao tratamento completo (A) e tratamento com omissão de fósforo (B, C e D). **cl**-cloroplastos; **ga** - grânulos de amido; **gl** - globulos de lipídeos; **lm** – lamela média

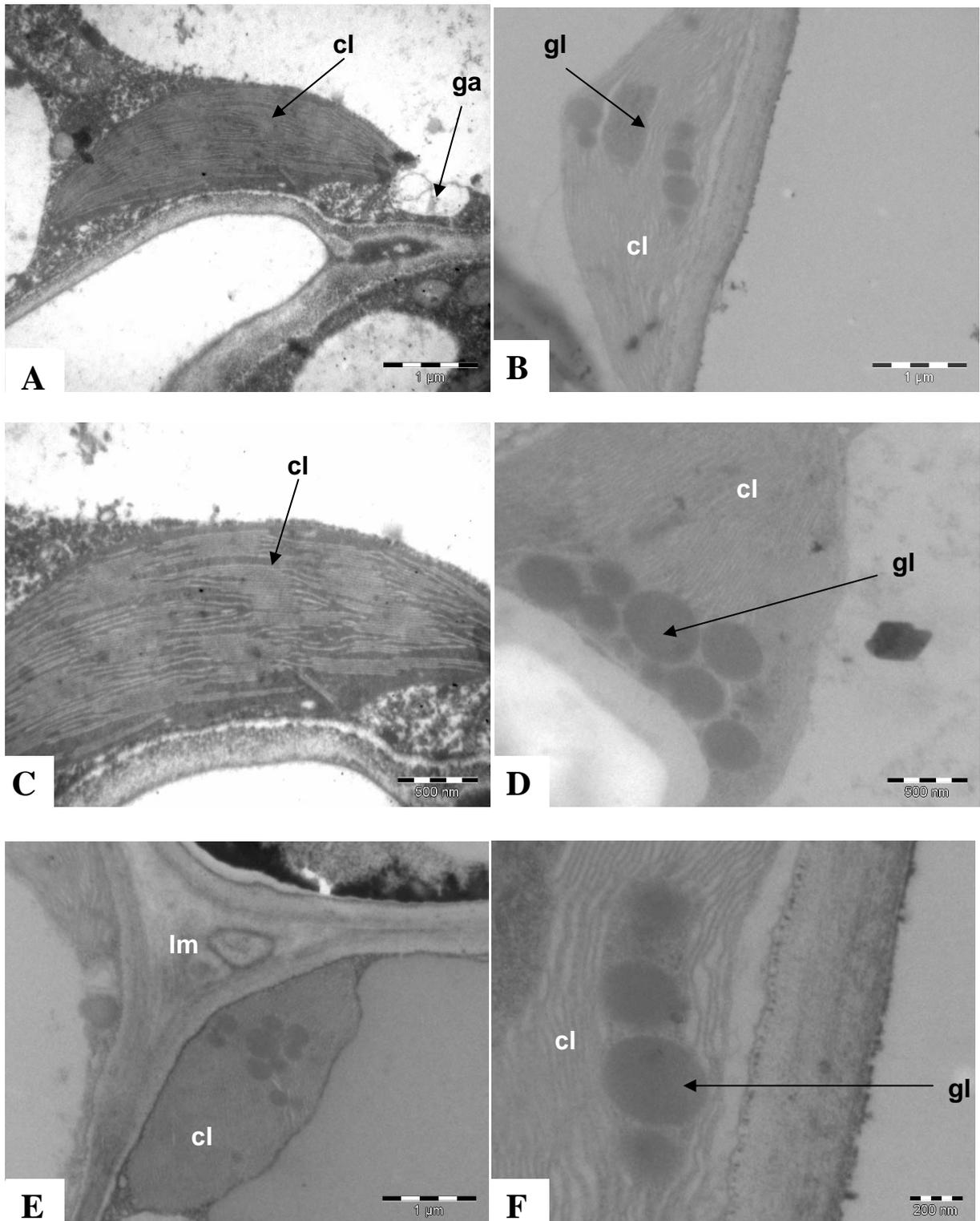


Figura 12 - Ultra-estruturas de células do limbo foliar de jequitibá-branco submetido ao tratamento completo (A e C) e tratamento com omissão de fósforo (B, D, E e F). **cl**-cloroplastos; **ga** - grânulos de amido; **gl** - globulos de lipídeos; **lm** – lamela média

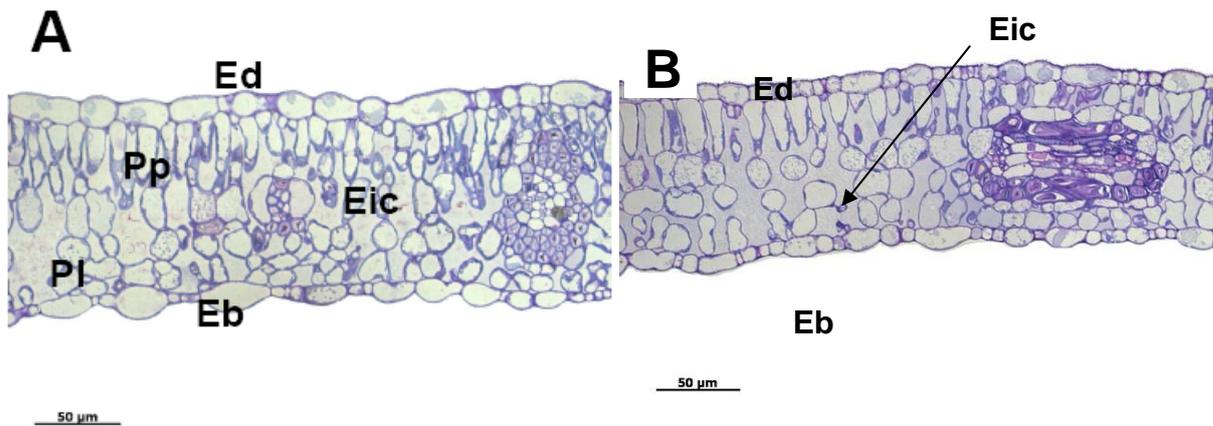


Figura 13 - Secções semi-finas de folha velha de jequitibá-branco sob tratamento completo (A) e deficiente de fósforo (B). Ed= epiderme adaxial; Eb= epiderme abaxial; Pp= parênquima paliçadico; Pl= parênquima lacunoso; Eic= espaço intercelular. Barra = 50 µm

Diminuição no tamanho dos cloroplastos também é um sintoma de deficiência de fósforo, visto em *Ceiba speciosa* ST. HIL. (SORREANO, 2006), todavia não foi possível verificar o mesmo fato na análise ultra-estrutural do jequitibá-branco.

Resultados semelhantes ao presente estudo foram observados por Hall et al. (1972) em cloroplastos de folhas. Os discos de *grana* dos cloroplastos se mostraram muito mais longos que os de plantas normais. Porém, o autor não observou acúmulo de amido nestas organelas.

6.1.3 Potássio

A ausência de grânulos de amido, a desorganização das pilhas de tilacóides, rompimento da membrana dos vacúolos e projeções do conteúdo na região adjacente aos cloroplastos e aumento nos espaços intercelulares, causado pela desestruturação da lamela média, foram os principais sintomas da deficiência de potássio na avaliação ultra-estrutural as plantas de jequitibá-branco (Figura 14).

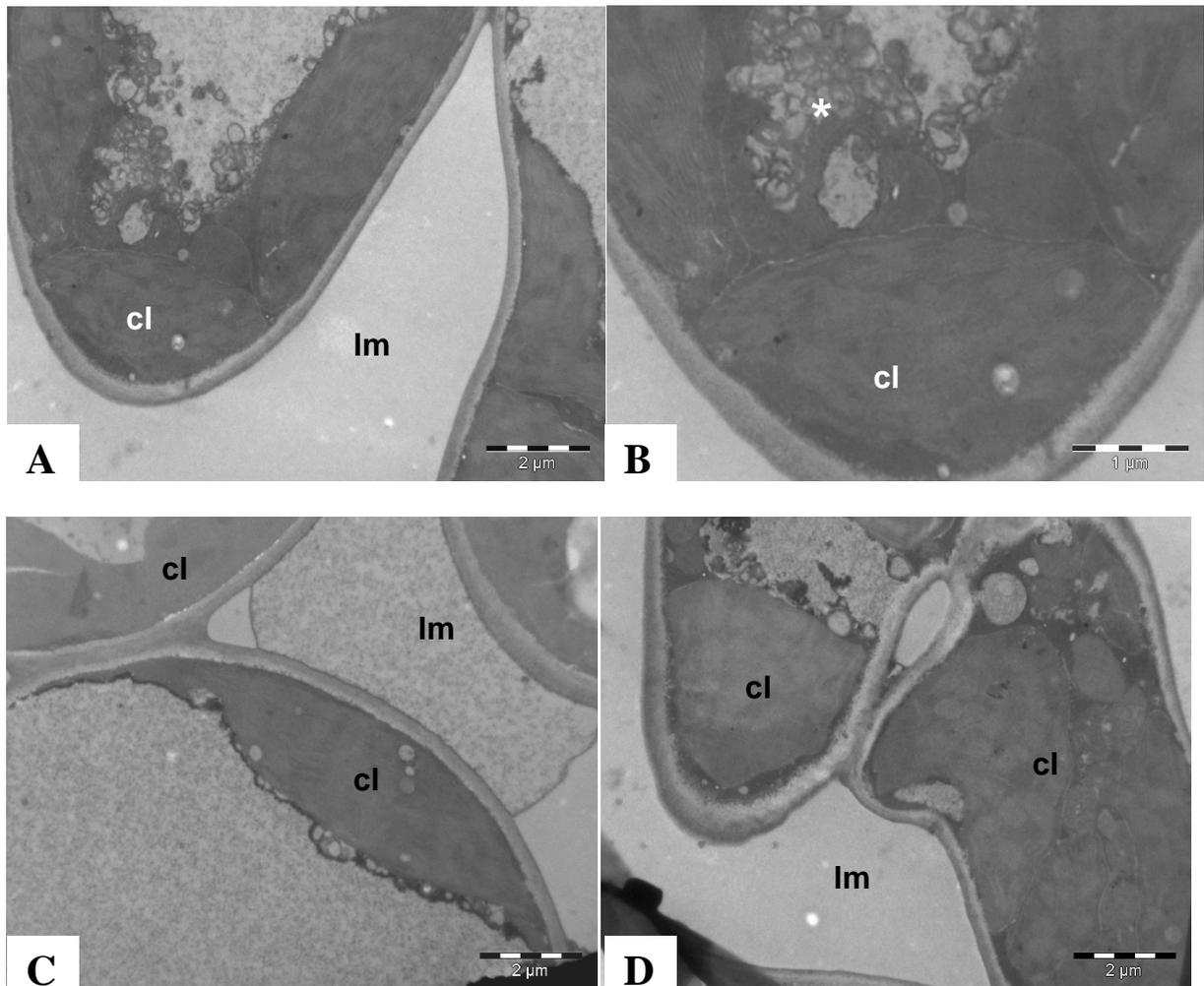


Figura 14 - Ultra-estruturas de células do limbo foliar de jequitibá-branco submetido o tratamento com omissão de potássio. **cl**-cloroplastos; **ga** - grânulos de amido; **gl** - globulos de lipídeos; **lm** – lamela média; * projeções do conteúdo dos cloroplastos

O aumento nos espaços intercelulares foi também sintoma da deficiência de potássio visto nos tecidos do jequitibá-branco, com auxílio da técnica de microscopia óptica. (Figura 15).

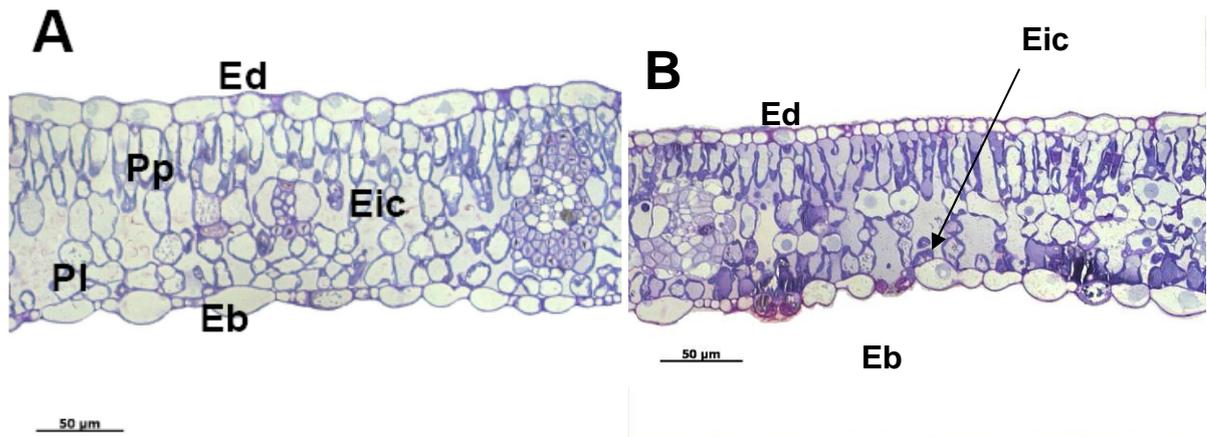


Figura 15 - Secções semi-finas de folha velha de jequitibá-branco sob tratamento completo (A) e deficiente de potássio (B). Ed= epiderme adaxial; Eb= epiderme abaxial; Pp= parênquima paliçadico; Pl= parênquima lacunoso; Eic= espaço intercelular. Barra = 50 µm

Na Figura 14 pode ser visto o rompimento da membrana dos vacúolos e projeções do conteúdo na região adjacente aos cloroplastos, que é provavelmente devido a um distúrbio provocado na regulação do potencial osmótico, causado pela deficiência de potássio (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

Houve comprometimento nas ultra-estruturas celulares das folhas das plantas de jequitibá-branco deficientes de potássio, sendo que, grande parte destes sintomas de deficiência de potássio certamente está relacionado às funções do potássio, como por exemplo, ativação enzimática de inúmeras enzimas, síntese de proteína e produção de ATP. (KERBAUY, 2004).

6.1.4 Cálcio

Nas células das folhas velhas das plantas deficientes em cálcio houve a desestruturação da lamela média, os cloroplastos estavam dilatados e havendo alguns cloroplastos com suas membranas rompidas. Além disso, houve também maior acúmulo de grânulos de amido (Figuras 16 e 17).

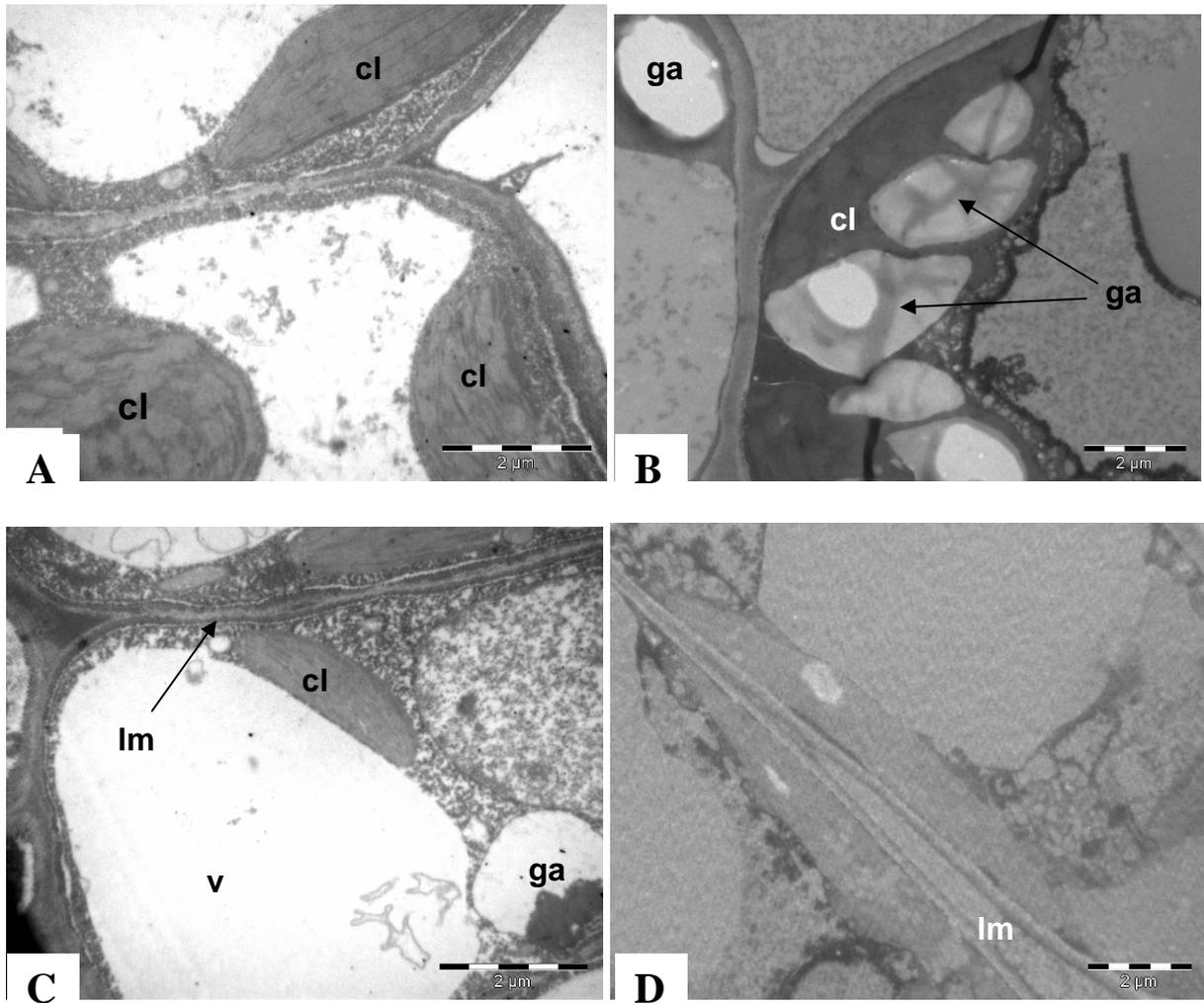


Figura 16 - Ultra-estruturas de células do limbo foliar de jequitibá-branco submetido ao tratamento completo (A e C) e tratamento com omissão de cálcio (B e D). **cl**-cloroplastos; **ga** - grânulos de amido; **lm** – lamela média; **v**- vacúolo

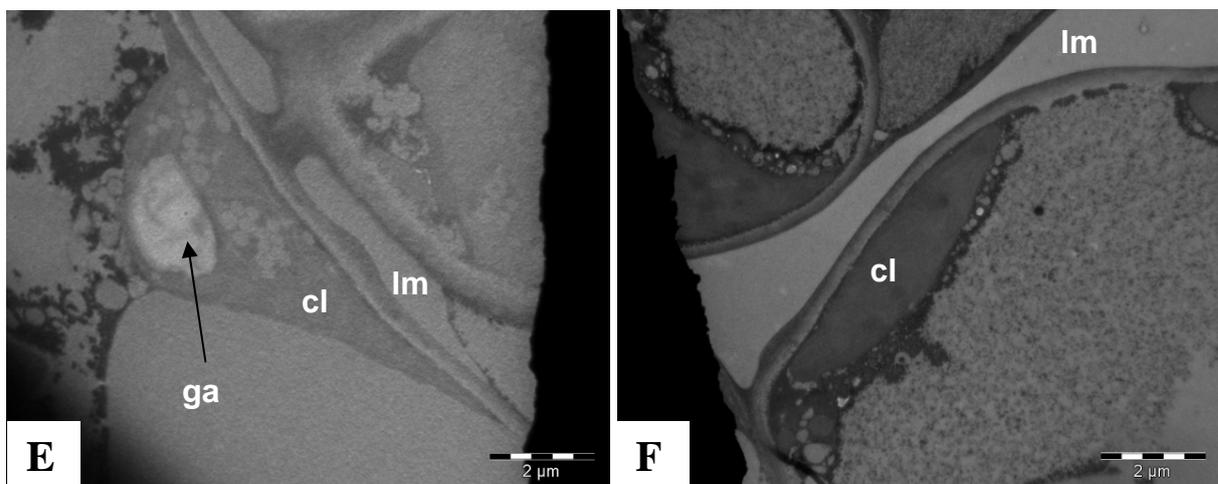


Figura 17 - Ultra-estruturas de células do limbo foliar de jequitibá-branco submetido ao tratamento com omissão de cálcio (E e F). **cl**-cloroplastos; **ga** - grânulos de amido; **lm** – lamela média

A desestruturação da lamela média ocorre porque o cálcio é componente da parede celular, além de ser também componente da membrana plasmática e funciona como mensageiro secundário, em várias respostas da planta a sinais ambientais e hormonais (KIRKBY; PILBEAM, 1984).

O elemento cálcio forma pectatos de cálcio na fração da parede celular e lamela média (TAIZ; ZIEGER, 2004), sendo que a desestruturação da lamela média foi observada nas análises da ultra-estrutura celular (Figuras 16 e 17) e nos tecidos (Figura 18) plantas de jequitibá-branco.

Além disso, e como visto na Figura 18, a deficiência de cálcio comprometeu drasticamente na formação do parênquima paliçádico e, também, o aumento dos espaços intercelulares.

Diante disso, ficou evidente que a deficiência de cálcio compromete seu papel estrutural nas plantas, pois impedirá a formação dos pectatos de cálcio que compõem a lamela média.

Tais resultados também foram encontrados em Sorreano (2006), em seu estudo com tecidos de folha de *Ceiba speciosa* St Hil. (paineira), utilizando as técnicas da microscopia eletrônica de transmissão.

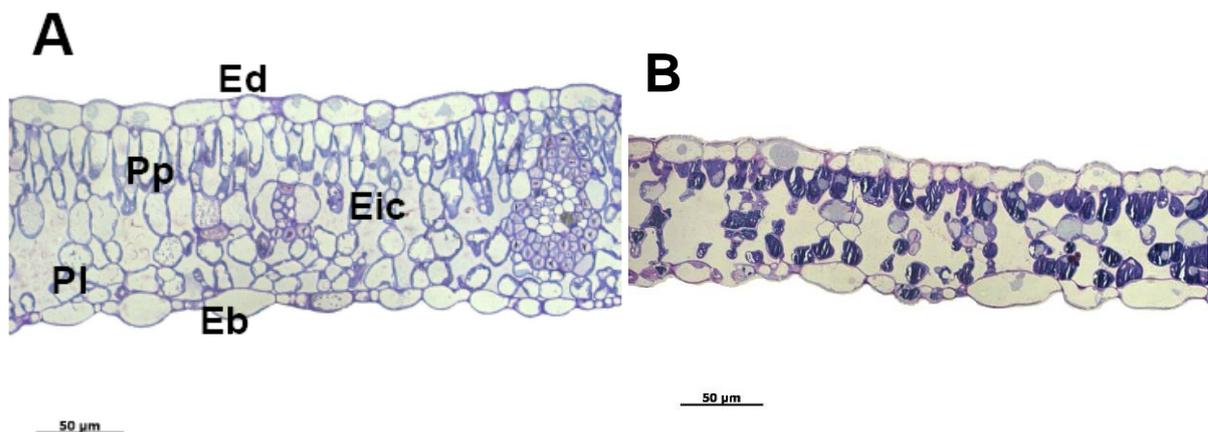


Figura 18 - Secções semi-finas de folha velha de jequitibá-branco sob tratamento completo (A) e deficiente de cálcio (B). Ed= epiderme adaxial; Eb= epiderme abaxial; Pp= parênquima paliçádico; Pl= parênquima lacunoso; Eic= espaço intercelular. Barra = 50 µm

6.1.5 Magnésio

Observa-se na Figura 19, que os principais sintomas nas células das folhas velhas de plantas deficientes em magnésio foram: alterações nos cloroplastos com rompimento da membrana, com a acentuada desorganização e instabilidade dos tilacóides, grande número de glóbulos de lipídeos.

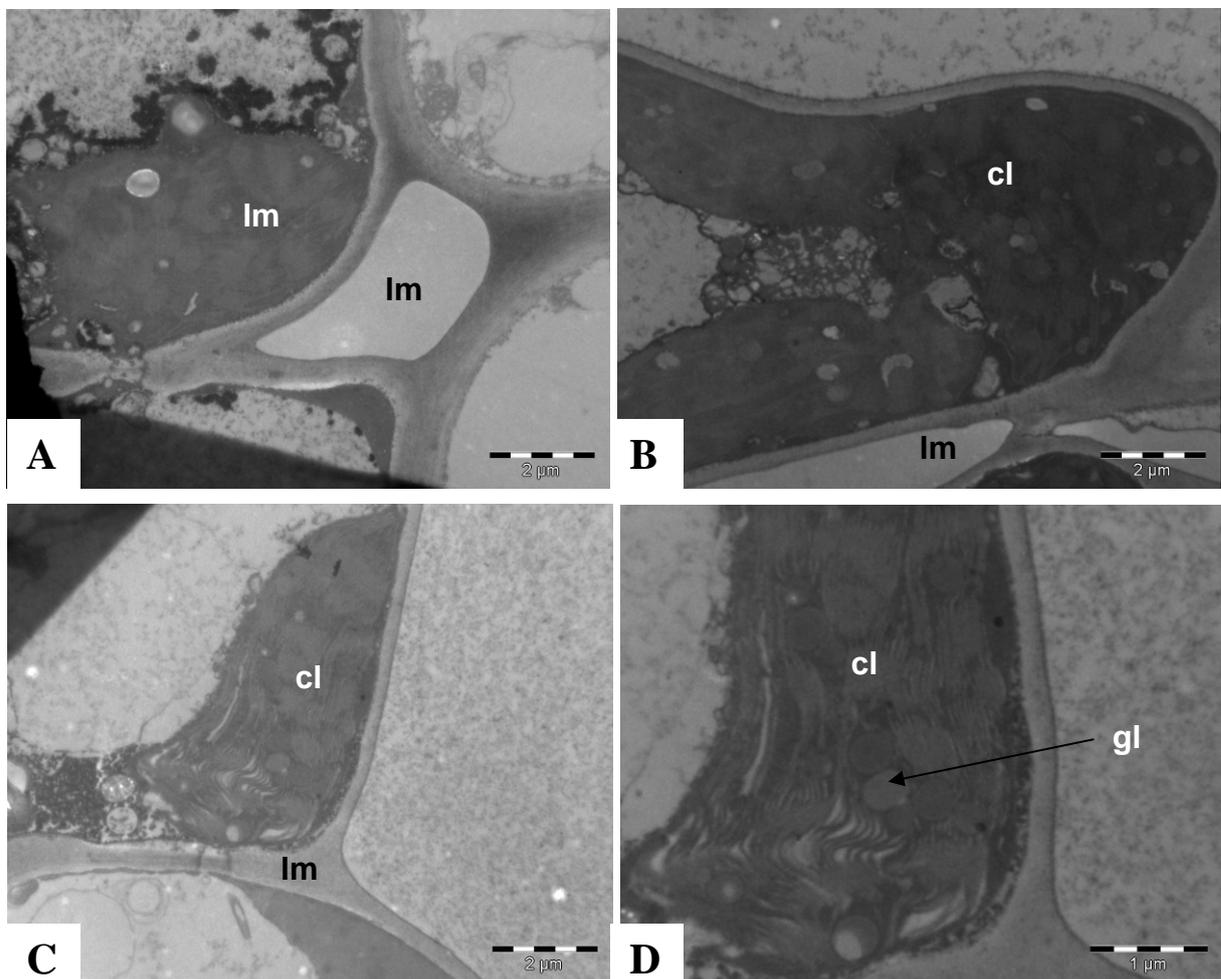


Figura 19 - Fotomicrografias de ultra-estrutura de células do limbo foliar de jequitibá-branco submetido ao tratamento completo (A) e tratamento com omissão de magnésio. **cl**-cloroplastos; **ga** - grânulos de amido; **gl** - glóbulos de lipídeos; **lm** – lamela média

Como constatado na Figura 20, não se observou alterações significativas nos tecidos, causados pela deficiência de magnésio das folhas de jequitibá-branco, com auxílio da técnica de microscopia óptica.

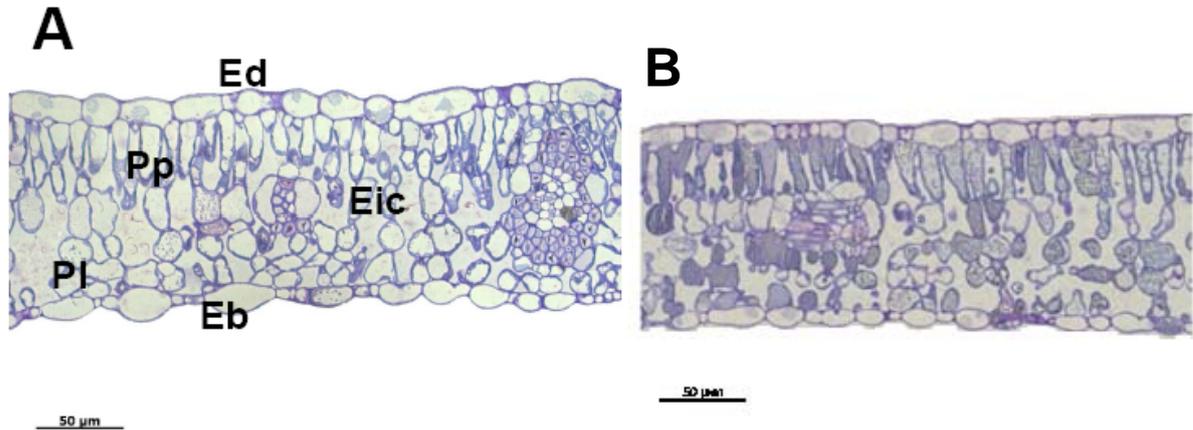


Figura 20 - Secções semi-finas de folha velha de jequitibá-branco sob tratamento completo (A) e deficiente de magnésio (B). Ed= epiderme adaxial; Eb= epiderme abaxial; Pp= parênquima paliçádico; Pl= parênquima lacunoso; Eic= espaço intercelular. Barra= 50 µm

As alterações nos cloroplastos com rompimento da membrana, com a acentuada desorganização dos tilacóides, causadas pela deficiência de magnésio, justificam-se tendo em vista que este elemento também é parte da estrutura da molécula de clorofila, juntamente com o nitrogênio e outros elementos (TAIZ; ZIEGER, 2004).

Com isso, a deficiência de magnésio comprometerá a síntese de clorofila, afetando, desta forma, a constituição e a estabilidade dos tilacóides e, conseqüentemente, haverá má formação dos cloroplastos.

6.1.6 Enxofre

Os principais sintomas de deficiência de enxofre, que foram observados na Figura 21, folhas novas das plantas de jequitibá-branco foram: o maior número de grânulos de amido no interior do cloroplasto e projeções do conteúdo de amido no cloroplasto.

O maior número de grânulos de amido no interior do cloroplasto, além das projeções do conteúdo de amido no cloroplasto, sintomas de deficiências de enxofre, pode ser justificado pelo comprometimento de algumas etapas o processo de fotossíntese, causada pela deficiência de enxofre, que será visto posteriormente.

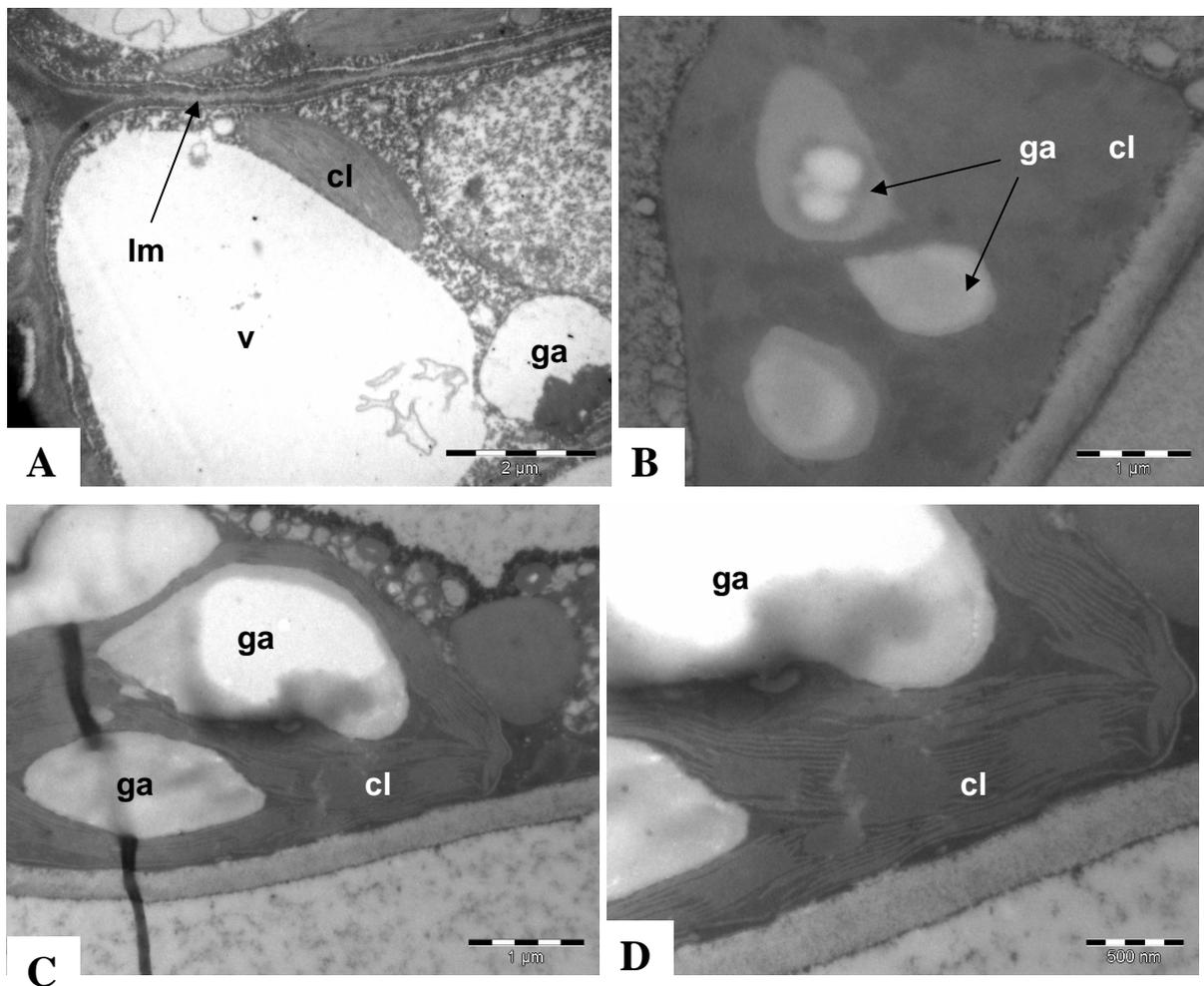


Figura 21 - Fotomicrografias de ultra-estrutura de células do limbo foliar de jequitibá-branco submetido ao tratamento completo (A) e tratamento com omissão de enxofre (B, C e D). **cl**-cloroplastos; **ga** - grânulos de amido; **lm** – lamela média; **v**-vacúolo

Nenhuma alteração ultra-estrutural foi observada nos tecidos das folhas novas de jequitibá-branco deficientes em enxofre, com auxílio da técnica de microscopia óptica.

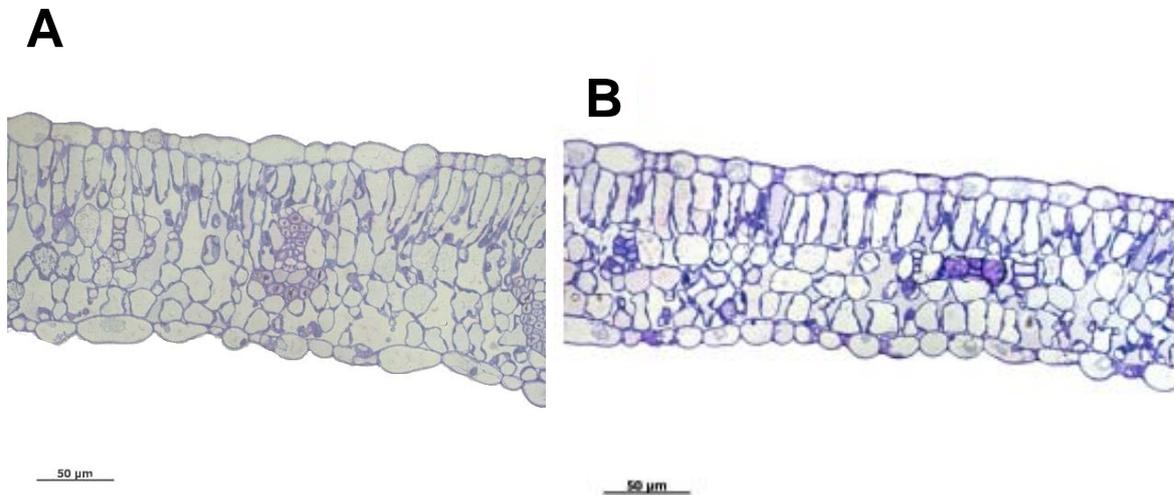


Figura 22 - Secções semi-finas de folha nova de jequitibá-branco sob tratamento completo (H) e deficiente de enxofre (B). Barra= 50 µm

6.2 Diagnose visual e avaliação do teor dos nutrientes

Os resultados e discussões da diagnose visual e da análise química, para determinação química dos tecidos vegetais de folhas, caules e raízes³ estão a seguir. Inicialmente serão mostrados os resultados da análise química dos tecidos vegetais (Tabelas de 4 a 11), que serviram para comprovar se realmente os sintomas visuais, apresentados neste estudo por meio de fotografias, eram realmente causados pela deficiência do respectivo nutriente mineral.

A análise de tecidos vegetais foi desenvolvida para prover informações sobre o estado nutricional das plantas, como forma de direcionar o manejo nutricional para produções ótimas (SMITH; LONERAGAN, 1997; DEON, 2007).

As folhas são os órgãos que mais refletem melhor o estado nutricional das plantas (MARSCHNER, 1995).

³ Análise química para determinação dos teores de nutrientes realizou-se somente nas raízes das plantas de jequitibá-branco

Tabela 4 - Teores dos macronutrientes nas folhas e caule de aroeira-pimenteira

Tratamento	N	P	K	Ca	Mg	S
			g/kg			
			Folha			
Completo	20 c	4,2 abcd	24 bcd	10 ab	2,7 abc	3,3 ab
Omissão de N	10 g	5,0 a	21 cde	7 bc	3,7 a	2,4 bc
Omissão de P	18 cde	1,2 e	21 cde	12 ab	3,0 abc	2,8 ab
Omissão de K	24 b	5,0 ab	4 f	15 a	3,6 ab	3,3 ab
Omissão de Ca	27 a	4,8 abc	31 a	4 c	2,0 cd	2,9 ab
Omissão de Mg	28 a	5,2 a	29 ab	13 ab	0,9 d	3,3 ab
Omissão de S	15 f	3,0 d	16 e	9 bc	2,5 bc	1,4 c
Omissão de B	18cde	3,3 bcd	17 e	10 ab	2,2 c	2,6 b
Omissão de Cu	17 def	3,4 abcd	17 e	10 ab	2,2 c	2,7 b
Omissão de Fe	19 c	3,5 abcd	19 de	12 ab	2,6 abc	3,2 ab
Omissão de Mn	19 c	4,4 abcd	25 bc	11 ab	2,8 abc	3,7 a
Omissão de Mo	16 ef	3,3 cd	18 e	9 bc	2,2 c	2,7 ab
Omissão de Zn	19 cd	4,4 abcd	21 cde	11 ab	3 abc	3,4 ab
CV (%)	4	15	9	19	14	12
Valor de F ⁽²⁾	105 *	11 *	43 *	6 *	10 *	8 *
DMS	4	2	5	6	1	1
			Caule			
Completo	6 de	2,9abc	9 de	2,1 de	0,8 abc	0,6 ab
Omissão de N	3 e	2,9 abc	16 b	2,3 de	1,0 ab	0,9 ab
Omissão de P	6 cde	0,4 e	10 de	3,6 bcd	0,9 ab	1,0 a
Omissão de K	11 b	2,8 abc	3 g	4,4 bc	0,9 ab	0,8 ab
Omissão de Ca	16 a	3,3 ab	13 c	1,6 e	0,7 abc	0,8 ab
Omissão de Mg	9 bc	3,6 a	19 a	7,5 a	0,3 c	1,0 a
Omissão de S	5 de	2,2 cd	8 ef	2,7 cde	0,9 abc	0,3 b
Omissão de B	5 de	2,6 bcd	8 ef	3,0 cde	0,6 bc	0,5 ab
Omissão de Cu	4 e	2,0 cd	8 ef	3,7 bcd	0,5 bc	0,5 ab
Omissão de Fe	6 de	2,4 bcd	9 def	3,2 cde	0,8 abc	0,6 ab
Omissão de Mn	7 cd	3,6 a	11 cd	5,3 b	1,2 a	0,9 a
Omissão de Mo	5 de	2,0 cd	7 f	3,0 cde	0,5 bc	0,5 ab
Omissão de Zn	6 de	1,7 d	8 ef	2,9 cde	0,5 bc	0,6 ab
CV (%)	15	13	9	17	26	29
Valor de F ⁽²⁾	34 *	21 *	58 *	20 *	5 *	4 *
DMS	3	1	3	2	1	1

(1) As médias seguidas pela mesma letra, nas colunas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. (2) * significativo ao nível de 5% de probabilidade.

Tabela 5 – Teores dos micronutrientes nas folhas e caule de aroeira-pimenteira

Tratamento	B	Cu	Fe	Mn	Zn
			mg/kg		
			Folha		
Completo	16 b ⁽¹⁾	4 ab	291 ab	33 bcd	20 ab
Omissão de N	17 b	3 ab	285 ab	54 a	23 ab
Omissão de P	18 b	3,8 ab	190 b	33 bcd	20 ab
Omissão de K	25 ab	4,3 ab	284 ab	32 cd	21 ab
Omissão de Ca	30 a	5,5 a	351 a	40 bc	25 a
Omissão de Mg	24 ab	5,6 a	303 ab	43 b	22 ab
Omissão de S	20 b	5,4 a	283 ab	31 cd	17 abc
Omissão de B	9 c	3,5 ab	276 ab	31 cd	18 abc
Omissão de Cu	20 ab	3,3 b	250 ab	27 d	15 bc
Omissão de Fe	21 ab	3,5 ab	122 c	39 bc	23 ab
Omissão de Mn	25 ab	4,8 ab	358 a	16 e	23 ab
Omissão de Mo	19 b	3,0 ab	247 ab	33 bcd	17 abc
Omissão de Zn	19 b	3,8 ab	258 a	32 bcd	9 c
CV (%)	15	31	18	10	15
Valor de F ⁽²⁾	5 *	3 *	2 *	18 *	6*
DMS	9	4	151	11	9
			Caule		
Completo	9 b	2,2ab	55b	7 cd	17 bc
Omissão de N	10 ab	2,5ab	74a	16 b	22 bc
Omissão de P	9 b	1,9ab	44b	7 cd	13 bcd
Omissão de K	9 b	2,2ab	55b	6 cd	24 b
Omissão de Ca	13 a	3,2a	50b	15 a	43 a
Omissão de Mg	10 ab	2,5ab	51b	8 c	18 bc
Omissão de S	9 b	2,3ab	44b	6 cd	14 bcd
Omissão de B	9 b	2,6ab	56b	6 cd	15 bcd
Omissão de Cu	8 b	1,9b	56b	6 cd	11 cd
Omissão de Fe	9 b	3,0a	40b	6 cd	20 bc
Omissão de Mn	14 a	2,8ab	53b	4 d	22 b
Omissão de Mo	8 b	1,2ab	44b	7 cd	13 bcd
Omissão de Zn	11 ab	1,4ab	53b	7 cd	5d
CV (%)	13	40	11	15	19
Valor de F ⁽²⁾	6 *	3 *	7 *	63 *	19 *
DMS	4	3	16	4	11

(1) As médias seguidas pela mesma letra, nas colunas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. (2) * significativo ao nível de 5% de probabilidade.

Tabela 6 - Teores dos macronutrientes nas folhas e caule de baba-de-boi

Tratamento	N	P	K	Ca	Mg	S
			g/kg			
			Folha			
Completo	20 b	4,8 a	21 abc	18 bc	3,0 b	1,2 ab
Omissão de N	7 c	3,5 ab	29 a	11 de	1,7 bcd	0,6 bc
Omissão de P	20 b	1,0 b	14 cd	23 ab	2,9 bc	0,9 abc
Omissão de K	23 ab	5,8 a	12 d	27 a	7,6 a	1,6 a
Omissão de Ca	28 ab	4,7 a	22 abc	8 e	7,4 a	1,6 a
Omissão de Mg	24 ab	3,9 ab	23 abc	21 ab	1,3 d	1,0 abc
Omissão de S	32 a	5,3 a	27 abc	10 de	2,1 bcd	0,4 c
Omissão de B	29 ab	4,2 ab	29 ab	11 de	1,6 bcd	1,1 abc
Omissão de Cu	24 ab	4,5 a	24 abc	10 de	1,5 cd	1,1 abc
Omissão de Fe	24 ab	5,2 a	23 abc	14 cde	1,6 bcd	1,2 ab
Omissão de Mn	25 ab	6,0 a	26 abc	14 cde	1,9 bcd	1,2 ab
Omissão de Mo	23 ab	3,7 ab	14 bcd	22 ab	2,5 bcd	0,9 abc
Omissão de Zn	25 ab	6,2 a	26 abc	16 bcd	2,2 bcd	1,2 ab
CV (%)	14	24	23	15	17	23
Valor de F ⁽²⁾	10 *	5 *	4 *	19 *	55 *	5 *
DMS	10	3	15	7	1	1
			Caule			
Completo	5 gh	1,7 cd	9 de	2,9 ab	1,0 ab	0,3 c
Omissão de N	5 gh	1,9 abcd	14 ab	1,6 cd	1,3 ab	0,2 c
Omissão de P	9 bcd	0,3 e	10 cde	2,5 abcd	0,8 bc	0,2 c
Omissão de K	10 b	2,2 ab	4 f	2,7 abc	1,3 ab	0,5 ab
Omissão de Ca	17 a	2,3 a	16 a	1,4 d	1,6 a	0,6 a
Omissão de Mg	7 cdef	1,8 bcd	10 cde	3,5 a	0,4 c	0,3 c
Omissão de S	8 cde	1,8 bcd	11 dce	2,4 bcd	0,9 bc	0,3 c
Omissão de B	9 bc	1,9 abcd	12 bc	3,3 ab	1,2 ab	0,4 bc
Omissão de Cu	7 defg	2,1 abc	10 cde	2,9 ab	1,0 ab	0,4 bc
Omissão de Fe	6 fgh	1,5 d	8 e	2,8 ab	0,9 bc	0,3 c
Omissão de Mn	6 efgh	2,0 abc	9 cde	3,1 ab	1,3 ab	0,4 bc
Omissão de Mo	5 gh	1,9 abcd	10 cde	2,9 ab	0,9 bc	0,3 bc
Omissão de Zn	10 b	2,2 a	12 bcd	2,8 ab	1,3 ab	0,4 bc
CV (%)	8	8	10	13	19	18
Valor de F ⁽²⁾	79*	40 *	23 **	8 *	7 *	9 *
DMS	2	1	3	1	1	0

(1) As médias seguidas pela mesma letra, nas colunas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. (2) * significativo ao nível de 5% de probabilidade.

Tabela 7 - Teores dos micronutrientes nas folhas e caule de baba-de-boi

Tratamento	B	Cu	Fe	Mn	Zn
			mg/kg		
			Folha		
Completo	69 bcd	6,0 ab	240 abc	25 bc	27 abc
Omissão de N	80 abcd	5,1 bc	336 ab	30 bc	23 bcd
Omissão de P	66 bcd	4,4 bc	300 abc	36 b	21 bcd
Omissão de K	109 a	5,8 ab	466 a	96 a	25 bcd
Omissão de Ca	95 ab	8,7 a	444 a	74 a	37 a
Omissão de Mg	73 ab	4,9 bc	296 abc	31 b	17 cd
Omissão de S	48 de	5,7 ab	259 bc	22 bc	24 bcd
Omissão de B	31 e	4,6 bc	115 bc	27 bc	29 ab
Omissão de Cu	95 ab	2,4 c	118 bc	23 bc	27 abc
Omissão de Fe	71 bcd	6,5 ab	94 d	26 bc	25 bcd
Omissão de Mn	57 cde	5,0 bc	155 bc	6 d	27 bc
Omissão de Mo	82 abc	4,9 bc	233 abc	42 b	27 abc
Omissão de Zn	83 abc	3,9 bc	108 bc	39 b	16 d
CV (%)	15	20	33	22	15
Valor de F ⁽²⁾	11 *	6 *	7 *	26 *	6 *
DMS	33	3	241	24	11
			Caule		
Completo	7 b	2,5 de	42 ab	6 cde	6 cd
Omissão de N	8ab	2,9 bcde	62 a	11 b	7 cd
Omissão de P	6 b	2,5 de	44 ab	5 cde	5 cd
Omissão de K	8 ab	5,0 abc	59 ab	7 c	11 ab
Omissão de Ca	10a	5,5 a	72 a	18 a	12a
Omissão de Mg	7 b	3,9 abcd	48 ab	3 ef	6 cd
Omissão de S	6 b	3,6 abcd	64 a	4 def	5 cd
Omissão de B	6 b	4,0 abcd	48 ab	7 cd	8 bc
Omissão de Cu	6 b	0,9 e	52 ab	6 cde	8 bc
Omissão de Fe	6 b	2,8 cde	27 b	5 cde	7 c
Omissão de Mn	6 b	5,2 ab	74 a	2 f	7 bc
Omissão de Mo	6 b	2,2 de	42 ab	5 cde	7 cd
Omissão de Zn	7b	3,1 bcde	51 ab	6 cd	4 d
CV (%)	13	23	22	15	16
Valor de F ⁽²⁾	5 *	9 *	4 *	51 *	12 *
DMS	3	2	35	3	3

(1) As médias seguidas pela mesma letra, nas colunas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. (2) * significativo ao nível de 5% de probabilidade.

Tabela 8 - Teores dos macronutrientes nas folhas e caule de jequitibá-branco

Tratamento	N	P	K	Ca	Mg	S
			g/kg			
			Folha			
Completo	31 ab	6 bc	21 a	20,8 a	4 b	4,9 c
Omissão de N	9 e	1,2 g	15 c	20,1 a	3,3 b	2,7 d
Omissão de P	23 cd	0,4 g	16 bc	21,5 a	2,6 bc	3,1 d
Omissão de K	20 d	3,3 ef	2 d	21,7 a	3 b	2,5 de
Omissão de Ca	32 a	5 cd	22 a	4,3 b	6a	5,2 bc
Omissão de Mg	26 bc	5,4 bcd	19 abc	19,9 a	1,6 c	3,1 d
Omissão de S	25 c	3,1 f	16 bc	18,7 a	3,4b	1,3 e
Omissão de B	24 bc	6,6 b	21 ab	18,1 a	3,5 b	3,2 d
Omissão de Cu	26 bc	4,6 de	17 abc	19,1 a	3,3 b	6,6 a
Omissão de Fe	23 cd	4,9 cd	16 bc	19,3 a	2,9 bc	6,3 ab
Omissão de Mn	22 cd	5,3 bcd	21 ab	21,2 a	2,8 bc	6,6 a
Omissão de Zn	24 cd	8,2 a	20 ab	19,7 a	2,7 bc	6,2 abc
CV (%)	7	10	11	9	15	11
Valor de F ⁽²⁾	34 *	79 *	30 *	21 *	14 *	46 *
DMS	5	1	5	5	1	1
			Caule			
Completo	20 ab	7,4 b	20 bc	15 ab	4,6 bc	3,5 cd
Omissão de N	7 d	2,5 ef	16 cd	13 b	2,8 de	2,6 de
Omissão de P	20 ab	1 f	17 cd	15 ab	3,1 de	3,1 d
Omissão de K	21 ab	2,7 def	11 d	25 a	3,7 cd	3,0 d
Omissão de Ca	12cd	3,8 cde	27 a	2 c	6,4 a	6,6 a
Omissão de Mg	20 ab	3,6 cdef	18 c	13 bc	2,1 e	2,9 d
Omissão de S	19 ab	3,5 cdef	18 c	18 ab	4,5 bc	1,6 e
Omissão de B	16 bc	6 bc	17 cd	15 ab	3,5 bc	2,7 de
Omissão de Cu	24 a	5,3 bcd	17 cd	12 bc	3,6 cd	4,7 bc
Omissão de Fe	25 a	4,6 cde	26 ab	12 bc	5,3 ab	4,7 cd
Omissão de Mn	24 a	4,3 cde	20 bc	11 bc	3,5 cd	5,0 b
Omissão de Zn	21 ab	12,5 a	21 cd	14 b	4,1 bcd	5,5 ab
CV (%)	10	19	11	27	12	11
Valor de F ⁽²⁾	21 *	31 *	11 *	6 *	17 *	39 *
DMS	6	3	6	11	1	1

(1) As médias seguidas pela mesma letra, nas colunas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. (2) * significativo ao nível de 5% de probabilidade.

Tabela 9 - Teores dos macronutrientes nas raízes de jequitibá-branco

Tratamento	N	P	K	Ca	Mg	S
				g/kg		
				Raiz		
Completo	16 ab	6,4 ab	21 ab	18 b	3,7 b	4,6 bcd
Omissão de N	6 c	3,7 cd	18 bc	16 b	3 b	2,8 ef
Omissão de P	18 a	1,2 e	16 bc	18 b	4 ab	4 cde
Omissão de K	19 a	4,8 bcd	8 d	25 a	3,3 b	4,3 cde
Omissão de Ca	17 ab	5,1 bcd	26 a	7 c	5,2 a	6,7 a
Omissão de Mg	16 ab	4,8 bcd	17 bc	16 b	1,7 c	3,1 ef
Omissão de S	15 ab	5,8 bc	17 cd	17 b	4 ab	2 f
Omissão de B	14 ab	4,4 bcd	18 cd	19 b	3,7 b	3,7 de
Omissão de Cu	13 b	5,3 bcd	18 cd	17 b	3,5 b	5,3 abc
Omissão de Fe	18 ab	5,2 bcd	19 b	17 b	3,1 b	5,3 abc
Omissão de Mn	14 ab	3,4 de	18 bc	18 b	3,3 b	5,3 abc
Omissão de Zn	16 ab	8,6 a	13 c	19 b	3,2 b	6 ab
CV (%)	12	15	10	8	12	12
Valor de F ⁽²⁾	10 *	16 *	16 *	22 *	10 *	21 *
DMS	5	2	6	4	1	2

(1) As médias seguidas pela mesma letra, nas colunas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. (2) * significativo ao nível de 5% de probabilidade.

Tabela 10 - Teores dos micronutrientes nas folhas e caule de jequitibá-branco

Tratamento	B	Cu	Fe	Mn	Zn
			mg/kg		
			Folha		
Completo	71 a	8,1 bc	353 bcd	37 abc	26 bc
Omissão de N	38 f	4,1 de	281 d	40 abc	25 c
Omissão de P	52 bcde	3,8 de	296 d	29 c	25 c
Omissão de K	51 cdef	3,4 de	341 cd	31 bc	27 bc
Omissão de Ca	45 def	4,6 de	437 abc	44 ab	34 ab
Omissão de Mg	62 abc	5,8 cd	359 bcd	39 abc	29 abc
Omissão de S	59 abcd	5,9 cd	330 cd	48 a	26 bc
Omissão de B	13 g	5,9 cd	350 bcd	40 abc	23 c
Omissão de Cu	46 def	2,1 e	472 a	47 a	37 a
Omissão de Fe	43 ef	4,3 de	68 e	42 abc	30 abc
Omissão de Mn	44 ef	11,1 ab	457 ab	5 d	31 abc
Omissão de Zn	66 ab	12,0 a	347 bcd	45 a	7 d
CV (%)	10	19	11	12	11
Valor de F ⁽²⁾	29,7 *	20,9 *	23,2 *	18,9 *	19,2 *
DMS	14	3	111	14	9
			Caule		
Completo	35 bc	10,4 bc	161 b	43 abcd	26 c
Omissão de N	25 c	9,4 cde	151 b	51 abc	25 c
Omissão de P	29 bc	8,3 cdef	164 b	49 abcd	29 bc
Omissão de K	35 bc	6 f	150 b	37 cd	22 cd
Omissão de Ca	32 bc	8,2 cdef	271 a	51 ab	42 a
Omissão de Mg	33 bc	7 ef	190 b	36 d	31 bc
Omissão de S	35 bc	8 cdef	151 b	42 abcd	27 bc
Omissão de B	9 d	7,6 def	186 b	37 cd	24 cd
Omissão de Cu	27 bc	2,4 g	165 b	54 ab	37 ab
Omissão de Fe	26 bc	10 bcd	70 c	41 bcd	26 c
Omissão de Mn	28 bc	13 a	271 a	8 e	26 c
Omissão de Zn	49 a	12,4 ab	192 b	55 a	14 d
CV (%)	11	10	14	11	13
Valor de F ⁽²⁾	22 *	31 *	14 *	22 *	11 *
DMS	10	3	73	14	10

(1) As médias seguidas pela mesma letra, nas colunas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. (2) * significativo ao nível de 5% de probabilidade.

Tabela 11 - Teores dos micronutrientes nas raízes de jequitibá-branco

Tratamento	B	Cu	Fe	Mn	Zn
			mg/kg		
			Raiz		
Completo	35 b	13 a	148 d	41 b	30 bcd
Omissão de N	30 bc	12 ab	136 d	34 b	27 cd
Omissão de P	32 bc	11 ab	141 d	31 b	23 d
Omissão de K	30 bc	14 a	141 d	30 b	24 d
Omissão de Ca	27 c	11 ab	192 c	54 a	37 a
Omissão de Mg	29 bc	11 ab	155 d	38 b	28 bcd
Omissão de S	30 bc	11 ab	149 d	34 b	32 abc
Omissão de B	13 d	12 ab	140 d	34 b	32 abc
Omissão de Cu	32 bc	4 c	224 b	53 a	35 ab
Omissão de Fe	28 c	10 b	92 e	31 b	29 bcd
Omissão de Mn	28 c	13 ab	260 a	9 c	27 bcd
Omissão de Zn	46 a	14 a	148 d	52 a	11 e
CV (%)	8	12	6	11	9
Valor de F ⁽²⁾	30 *	12 *	59 *	29 *	20 *
DMS	7	4	29	12	7

(1) As médias seguidas pela mesma letra, nas colunas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. (2) * significativo ao nível de 5% de probabilidade.

6.2.1 Nitrogênio

As plantas de aroeira-pimenteira, submetidas ao tratamento carente em nitrogênio, sofreram redução no teor desse nutriente nas folhas e nos caules, respectivamente 10 g kg^{-1} e 3 g kg^{-1} , quando comparado ao tratamento completo, cujas folhas tinham teor médio de 20 g kg^{-1} e os caules o teor médio de 6 g kg^{-1} (Tabela 4).

O mesmo não ocorreu com as plantas de baba-de-boi que até sofreram redução no teor de nitrogênio nas folhas (7 g kg^{-1}), quando comparadas às mudas do tratamento completo (20 g kg^{-1}), mas estatisticamente o teor de nitrogênio dos caules das plantas deficientes em nitrogênio não diferiu do teor das plantas submetidas ao tratamento completo, sendo o valor de ambos os teores de 5 g kg^{-1} (Tabela 6).

Nas plantas de jequitibá-branco, deficientes em nitrogênio, os teores de nitrogênio nas folhas, caules e raízes, que foram, respectivamente, 9 g kg^{-1} , 7 g kg^{-1} e 6 g kg^{-1} , foram menores que os teores determinados nos mesmos órgãos do tratamento completo, que foram, respectivamente, 31 g kg^{-1} , 20 g kg^{-1} e 16 g kg^{-1} (Tabelas 8 e 9).

A carência de nitrogênio causou clorose nas folhas mais velhas, nas três espécies florestais nativas deste estudo, a partir do terceiro mês após transplântio das mudas para os vasos, com tratamento carente em nitrogênio.

As plantas de aroeira-pimenteira e baba-de-boi mostraram clorose generalizada, ou seja, amarelamento das folhas novas e velhas (Figuras 23 e 24), além da senescência precoce da folhas. Nas plantas de jequitibá-branco (Figuras 25 e 26) houve clorose generalizada, todavia não houve a senescência das folhas mais velhas a partir no quarto mês.

Tais resultados são semelhantes aos de Silva e Muniz (1995), que estudando a espécie florestal *Cedrela fissillis*, constaram que a ausência de nitrogênio resultou em coloração verde citrina nas folhas mais velhas e posterior amarelecimento generalizado. A omissão de nitrogênio causou clorose nas folhas mais velhas no terceiro mês após o transplante, e no quarto mês as plantas mostraram clorose generalizada, como visto também com as três espécies florestais nativas deste estudo.

Além dos sintomas anteriormente citados, clorose marginal (Figura 23, Foto C), manchas necróticas (Figura 24, Fotos B e D) e as raízes pouco desenvolvidas também foram sintomas de deficiências de nitrogênio observados nas espécies aroeira-pimenteira e baba-de-boi.

A deficiência em nitrogênio é a causa mais provável da clorose uniforme nas folhas das dicotiledôneas (MALAVOLTA, 2006).

A clorose uniforme nas folhas das plantas deficiente em nitrogênio pode ser explicada pela diminuição da síntese de clorofila ou pela decomposição dos protídeos em compostos mais simples.

Segundo Kramer e Koslowski (1960), a deficiência de nitrogênio é motivada pela diminuição da síntese de quantidades normais de clorofila resultando em clorose das folhas, que tem início nas folhas mais velhas.

Malavolta (2006) explica que as folhas amareladas é o resultado da proteólise, ou seja, da decomposição dos protídeos em compostos mais simples. A consequência, à longo prazo, do amarelamento das folhas é a senescência (envelhecimento) e queda precoce das folhas.

Como componente de constituintes celulares, incluindo aminoácidos e ácidos nucléicos, a deficiência do nitrogênio retarda o crescimento e promove o amarelecimento das folhas (clorose).

As folhas velhas são as primeiras a manifestar clorose, pois os compostos nitrogenados são mobilizados nas folhas maduras, sofrem protólise e são translocados para as regiões de crescimento. Se a deficiência persistir, as folhas mais velhas ficam completamente amarelas, secam e caem da planta.

Quando o suprimento de nitrogênio está abaixo do ótimo, o crescimento é retardado e o nitrogênio é remobilizado das folhas mais velhas para as mais novas (MALAVOLTA; VITTI; OLIVEIRA, 1997). Assim os sintomas típicos de deficiência de nitrogênio podem ser observados primeiramente nas folhas mais velhas.

Segundo Marschner (1995), o sistema radicular de plantas com deficiência de nitrogênio são mais comprido e menos ramificado. Todavia, tal fato não foi observado em nenhuma das espécies florestais nativas do presente trabalho.

Schinus terebinthifolius Raddi
Aroeira-pimenteira

Deficiência de Nitrogênio

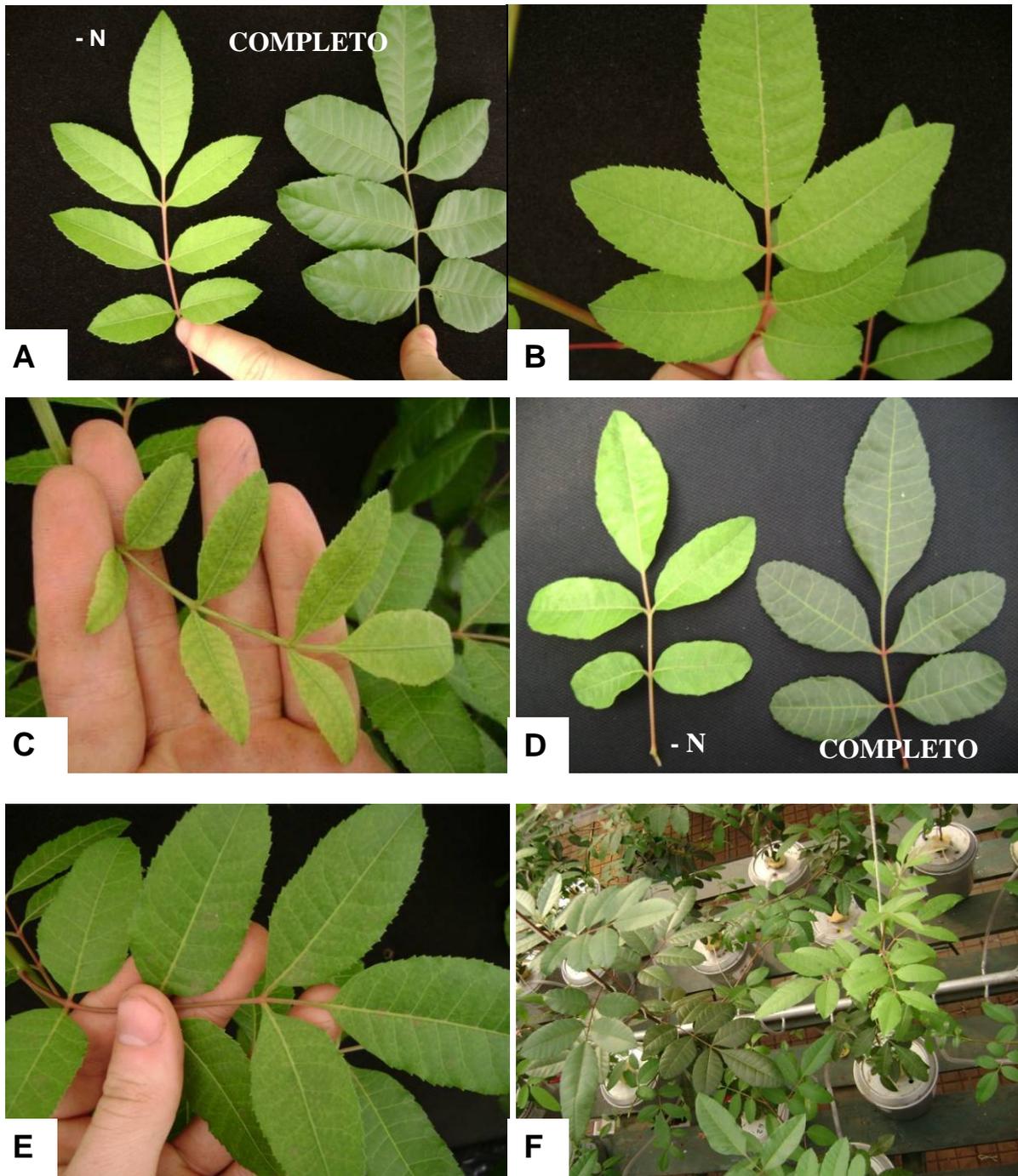


Figura 23 - Comparação de folha de planta de aroeira-pimenteira deficiente em nitrogênio e sob tratamento completo (A, D e F). Foliolos velhos (D), Folhas novas (C) e intermediárias (E) amareladas

Cordia superba Cham.

Deficiência de Nitrogênio

Baba-de-boi

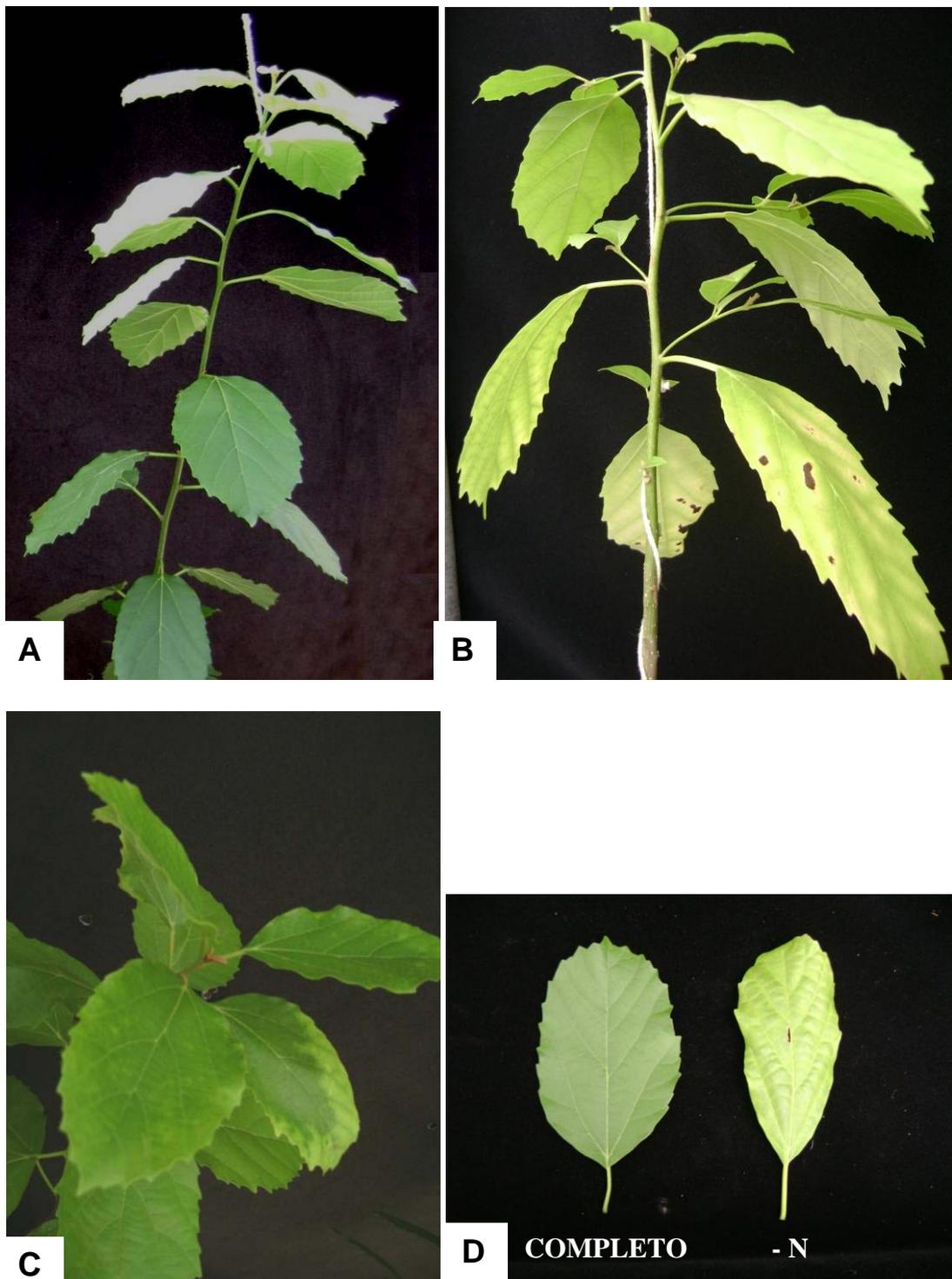


Figura 24 - Planta de baba-de-boi deficiente em nitrogênio (B e C) e sob tratamento completo (A). Folha velha amarelada (clorose) de planta deficiente em nitrogênio comparada à folha velha de planta sob tratamento completo (D)

Cariniana estrellensis (Raddi) Kintze
Jequitibá-branco

Deficiência de Nitrogênio

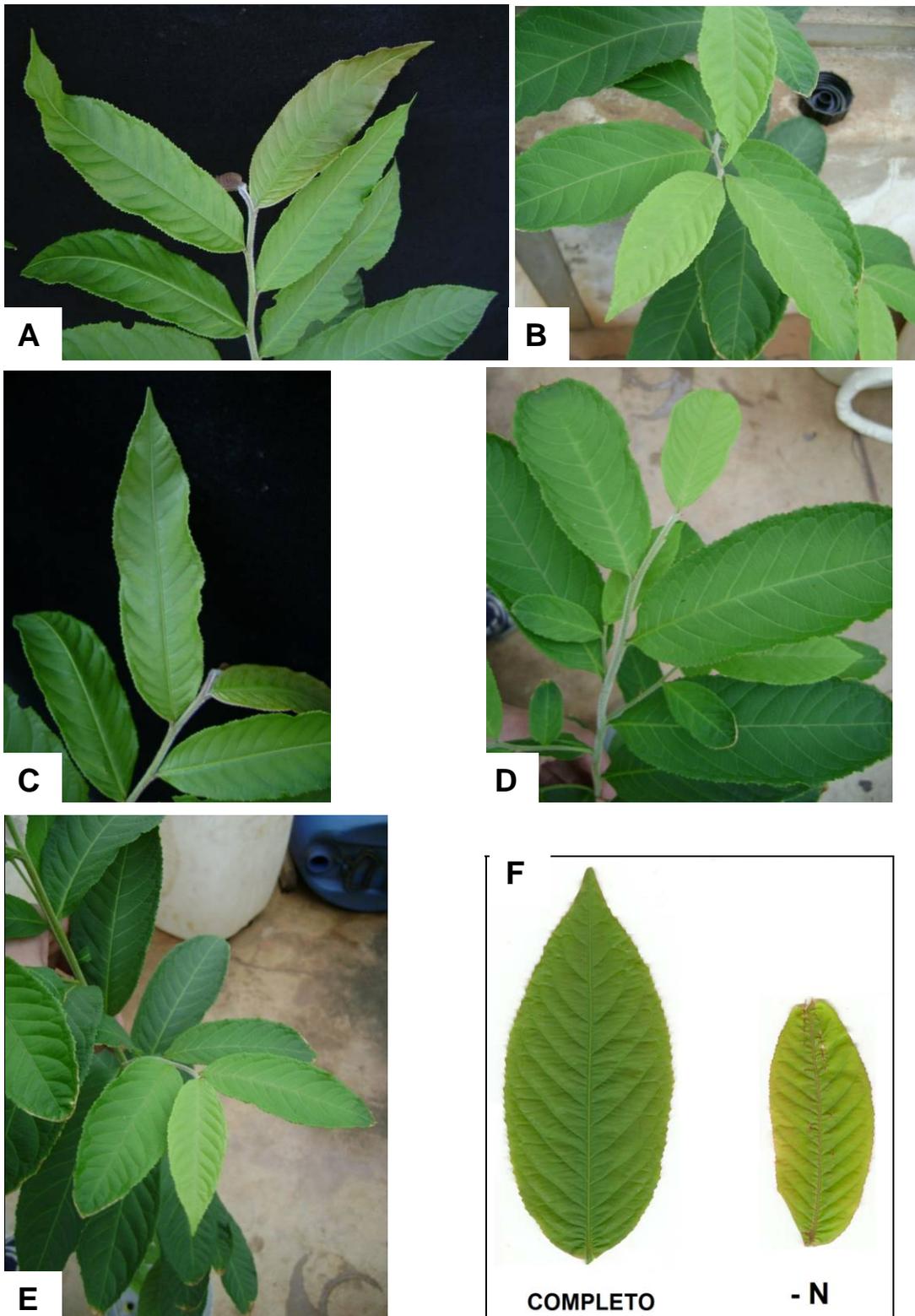


Figura 25 - Folhas novas de plantas de jequitibá-branco deficientes em nitrogênio (B, D e E) e sob tratamento completo (A, C e F)

Cariniana estrellensis (Raddi) Kintze
Jequitibá-branco

Deficiência de Nitrogênio

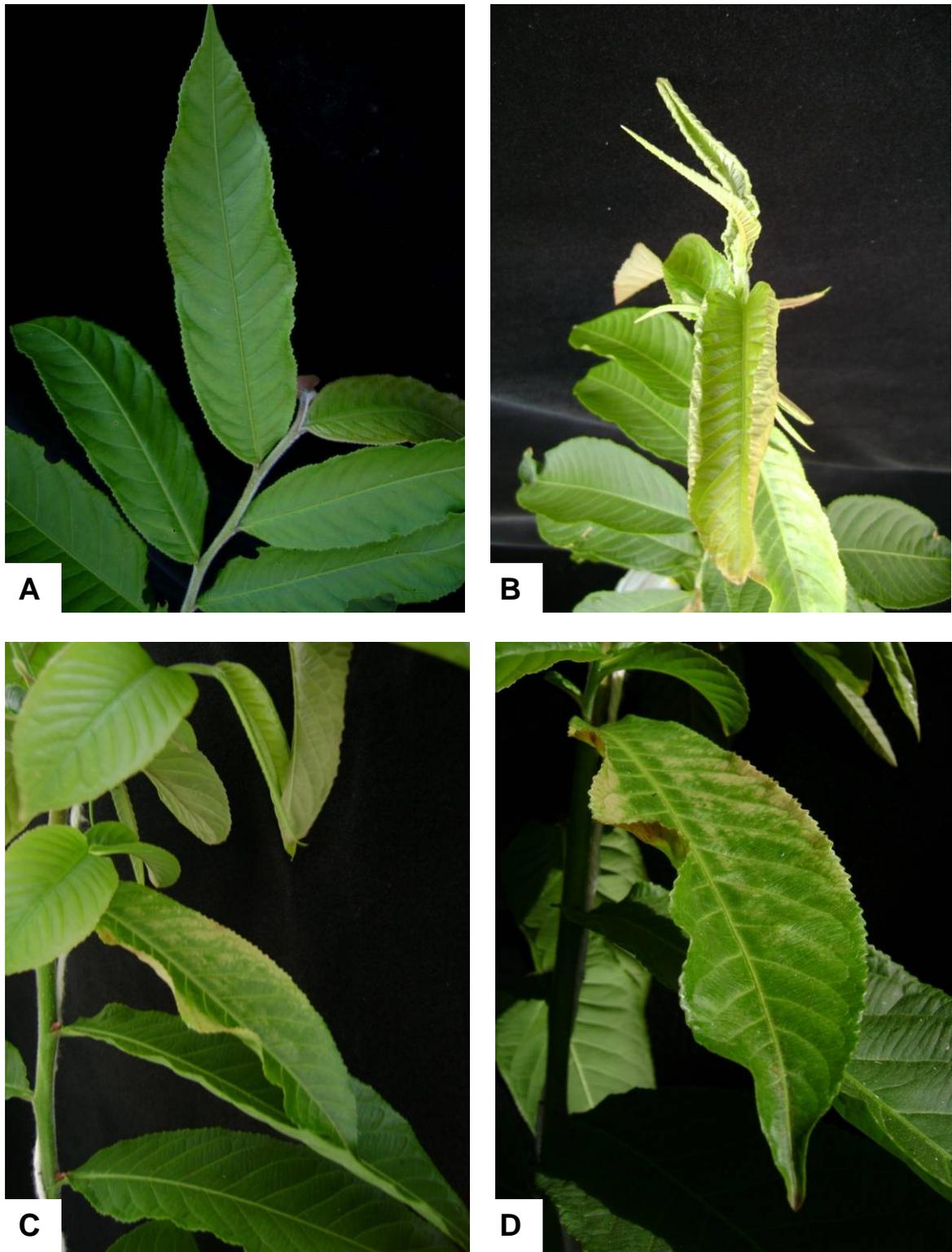


Figura 26 - Folhas novas (A e B) e velhas (C e D) de plantas de jequitibá-branco deficiente em nitrogênio (B, C e D) e sob tratamento completo (A)

6.2.2.2 Fósforo

Submetidas ao tratamento carente em fósforo, as plantas de aroeira-pimenteira sofreram redução nos teores desse nutriente nas folhas e nos caules, cujos valores foram, respectivamente, 1,2 g kg⁻¹ e 0,4 g kg⁻¹, quando comparados às plantas submetidas ao tratamento completo, cujas folhas tinham teor médio de fósforo de 4,2 g kg⁻¹ e nos caules o teor médio foi de 2,9 g kg⁻¹ (Tabela 4). Também houve redução no teor desse nutriente nas folhas e nos caules das plantas de baba-de-boi, cujas folhas e caule tinham teor de fósforo de 1 g kg⁻¹ e 0,3 g kg⁻¹, respectivamente, sendo que as folhas e o caule do tratamento completo tinham teor de fósforo de 4,8 g kg⁻¹ e 1,7 g kg⁻¹, respectivamente, como visto na Tabela 6. Com relação às plantas jequitibá-branco, deficientes em fósforo, os teores deste nutriente nas folhas, caules e raízes, que foram respectivamente 0,4 g kg⁻¹; 1 g kg⁻¹ e 1,2 g kg⁻¹, diferiram estatisticamente e apresentaram teores de fósforo menores aos das plantas submetidas ao tratamento completo, cujos teores de fósforo nas folhas, caules e raízes foram, respectivamente, 6 g kg⁻¹; 7,4 g kg⁻¹ e 6,4 g kg⁻¹ (Tabelas 8 e 9).

Ápice caulinar (gema apical) necrosado e conseqüente ramificação do ápice das plantas, folhas deformadas, lanceoladas (Figura 27), eom o ângulo foliar mais estreito, e pontos de necrose no limbo (Figura 29) e folhas novas com clorose (Figura 30) foram os principais sintomas visuais de deficiência de fósforo nas plantas das três espécies estudadas.

O comprometimento no desenvolvimento radicular também foi um sintoma de deficiência de fósforo, uma vez que as plantas das três espécies florestais nativas desenvolvidas em solução deficiente em fósforo estavam com raízes pequenas (Figuras 28, 29 e 30).

Além dos sintomas descritos, Mengel et al. (2001) comentaram que o crescimento reduzido, folhas velhas com coloração verde-escura ou azul-esverdeada, pigmentos vermelhos ou marrons nas folhas, início do florescimento retardado, redução no número de frutos e sementes e, caule avermelhado nas culturas anuais, também são alguns sintomas de deficiência de fósforo nas plantas.

Schinus terebinthifolius Raddi

Deficiência de Fósforo

Aroeira-pimenteira

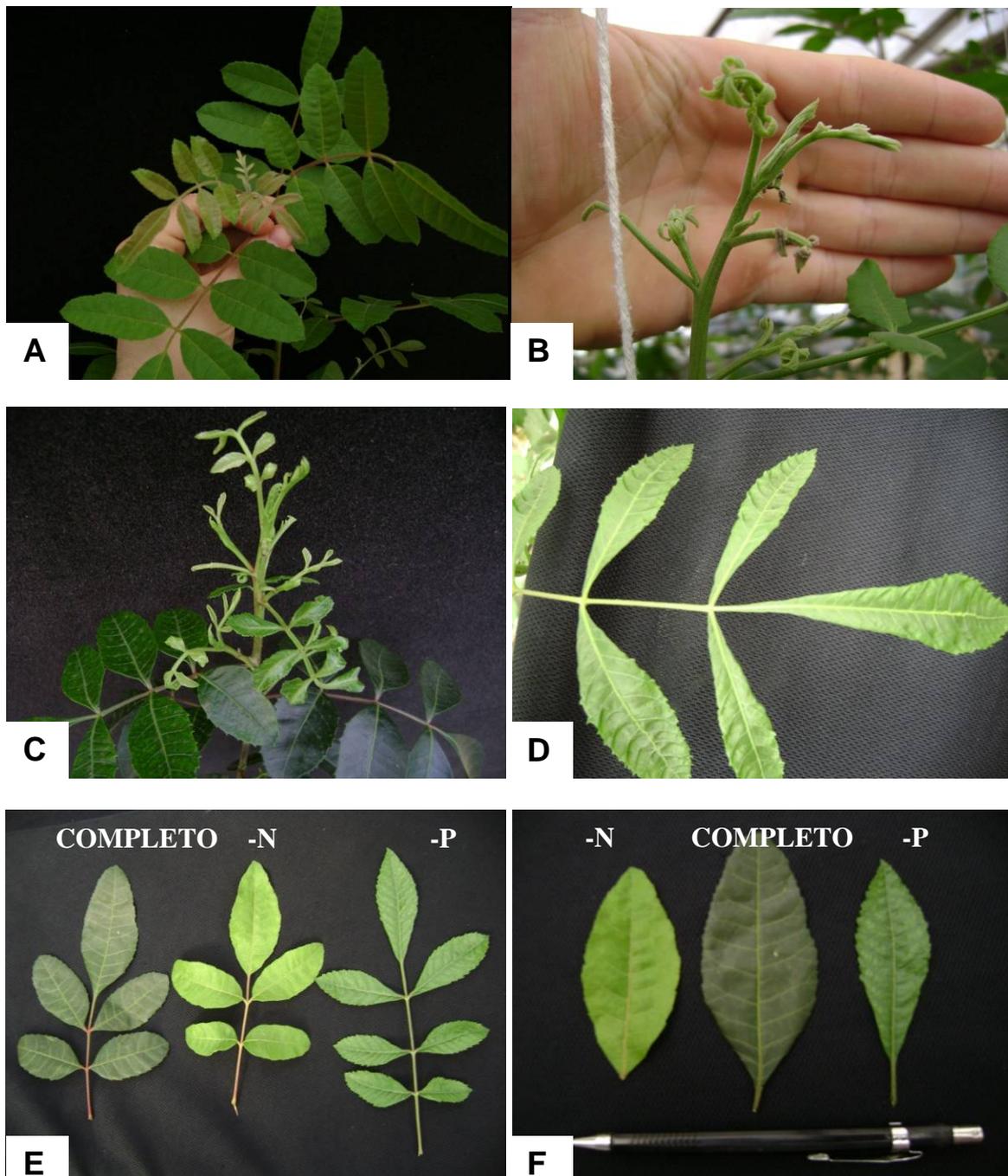


Figura 27 - Ápice caulinar (gema apical) de planta de aroeira-pimenteira deficiente de fósforo (B e C) e sob tratamento completo (A). Folha de planta deficiente em fósforo (D) e comparação entre folíolos de plantas deficientes em fósforo e nitrogênio e sob tratamento completo (E e F)

Schinus terebinthifolius Raddi

Aroeira-pimenteira

Deficiência de Fósforo

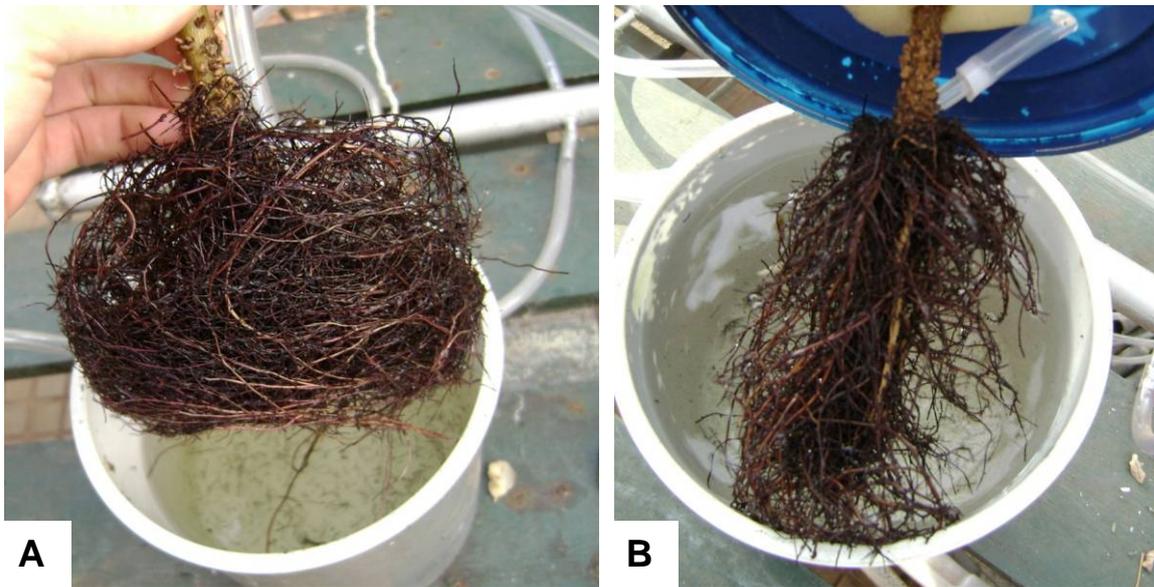


Figura 28 - Comparação entre raízes de plantas de aroeira-pimenteira sob tratamento completo (A) e deficiente de fósforo (B)

Cordia superba Cham.

Deficiência de Fósforo

Baba-de-boi

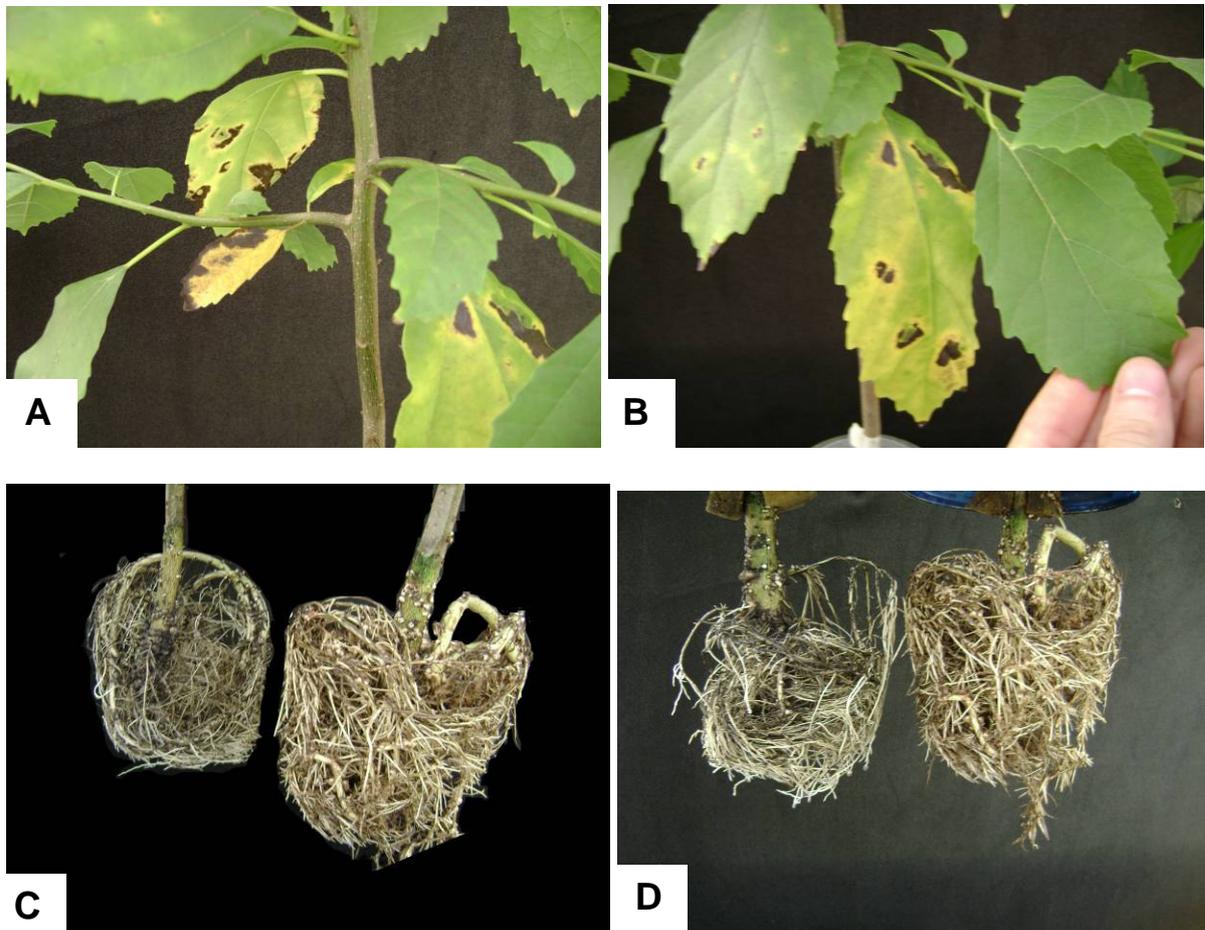


Figura 29 - Folhas velhas (A e B) de plantas de baba-de-boi deficientes em fósforo. Comparação entre raiz de plantas sob tratamento completo e deficiente em fósforo (C e D)

Cariniana estrellensis (Raddi) Kintze
Jequitibá-branco

Deficiência de Fósforo

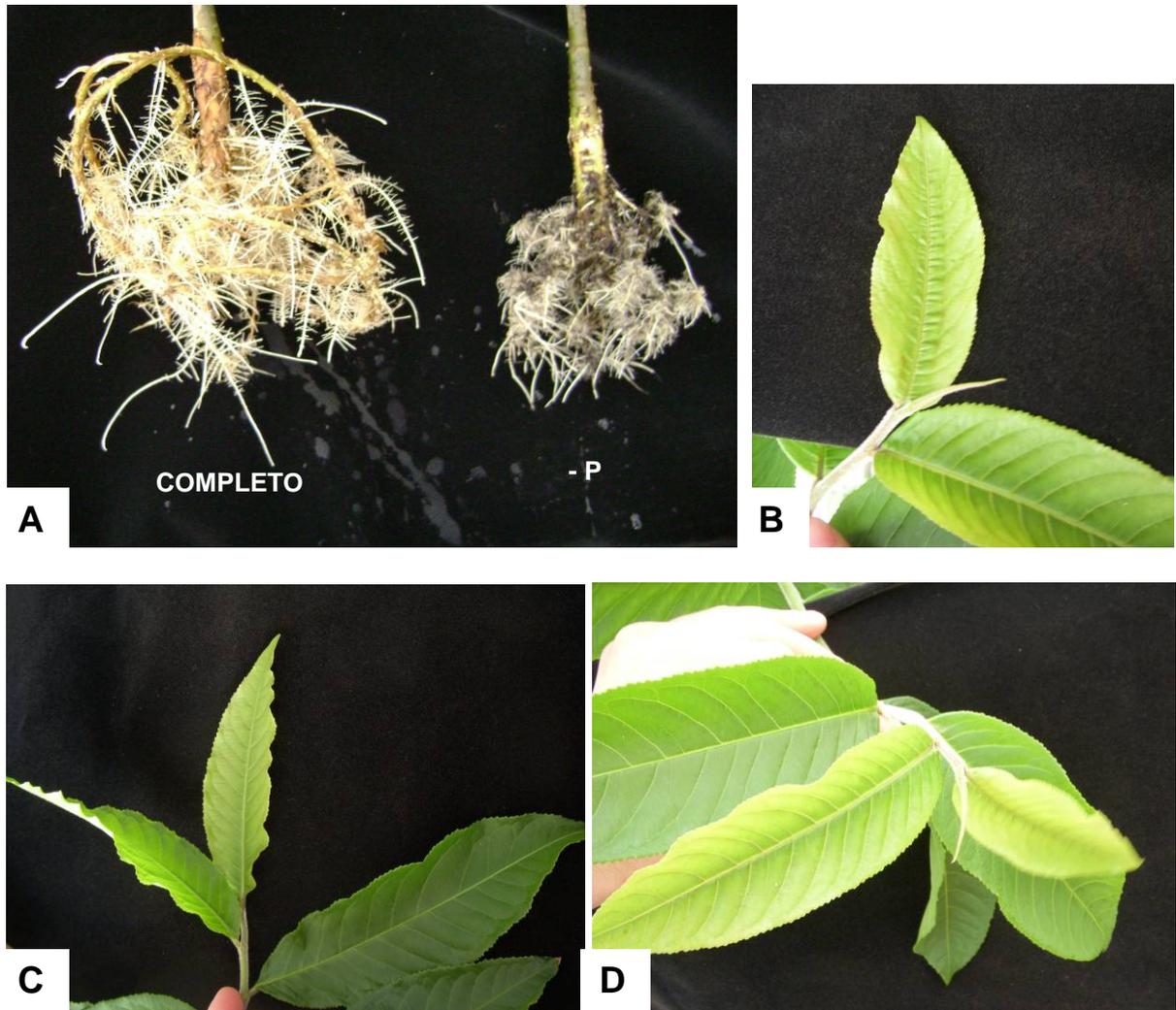


Figura 30 - Comparação entre raiz (A) e folhas novas (B, C e D) de plantas de jequitibá-branco deficientes em fósforo

6.2.2.3 Potássio

As plantas das três espécies florestais nativas, a aroeira-pimenteira, a baba-de-boi e o jequitibá-branco, submetidas ao tratamento carente em potássio sofreram redução no teor de potássio nas folhas, nos caules e nas raízes (Tabelas 4, 6, 8 e 9).

Os teores médios de potássio nas folhas e caules das plantas de aroeira-pimenteira deficientes de potássio foram respectivamente 4 g kg^{-1} e 3 g kg^{-1} , enquanto nos mesmos órgãos das plantas da mesma espécie sob tratamento completo foram respectivamente 24 g kg^{-1} e 9 g kg^{-1} (Tabela 4).

Nas plantas de baba-de-boi deficientes de potássio, os teores médios de potássio nas folhas e nos caules foram respectivamente 12 g kg^{-1} e 4 g kg^{-1} , enquanto que os teores foliares das plantas do tratamento completo foram 21 g kg^{-1} e 9 g kg^{-1} . (Tabela 6).

Nas plantas de jequitibá-branco deficientes de potássio, cujos teores médios encontrados nas folhas, caules e raízes foram respectivamente 2 g kg^{-1} , 11 g kg^{-1} e 8 g kg^{-1} , foram estatisticamente menores que os teores determinados nas plantas desta espécie sob tratamento completo: as folhas de 21 g kg^{-1} , nos caules de 20 g kg^{-1} e nas raízes de 21 g kg^{-1} (Tabelas 8 e 9).

Folhas novas deformadas, (Figura 31 e 33), folhas velhas com clorose (Figura 30), enrugamento das folhas novas e velhas (Figuras 31 e 33) e colapso no pecíolo (Figuras 30 e 31), foram os sintomas de deficiência de potássio mais comuns encontrados entre as três espécies florestais nativas.

Observou-se que, com a severidade da deficiência de potássio, nas três espécies florestais nativas houve a queda das folhas velhas e intermediárias, decorrente do colapso dos pecíolos, além de cessar o crescimento das plantas deficientes em potássio.

O potássio podendo ser remobilizado para as folhas mais jovens, os sintomas de deficiência aparecem inicialmente nas folhas mais velhas, localizadas da base da planta, como uma clorose que evolui para necrose, principalmente nas margens e entre nervuras (TAIZ; ZIEGER, 2004).

Schinus terebinthifolius Raddi
Aroeira-pimenteira

Deficiência de Potássio

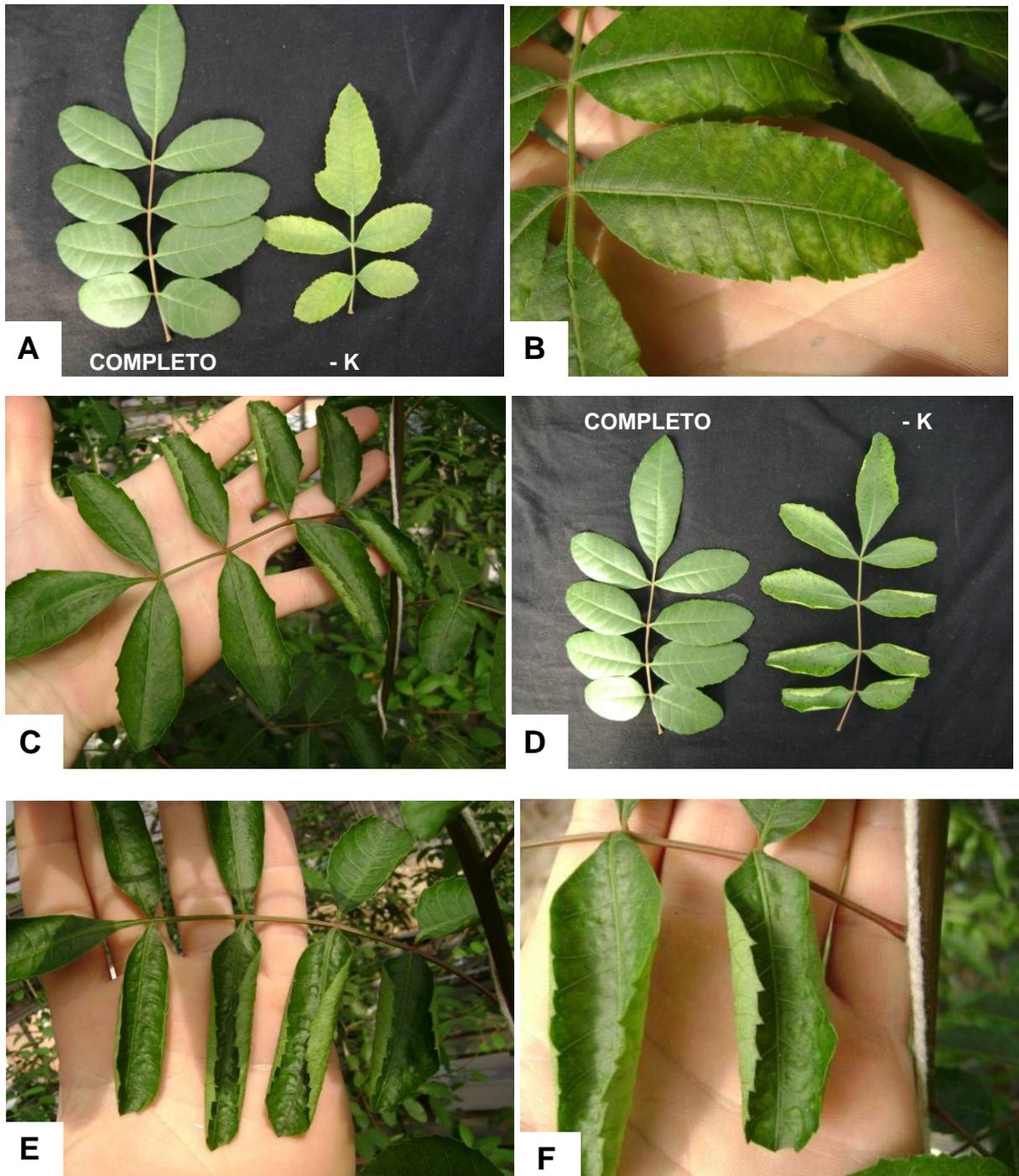


Figura 31 - Folíolos de folha nova (A e B), folha intermediária (C) e velha (D, E e F) de plantas de aroeira-pimenteira deficientes em potássio. Comparação entre folha velha deficiente em potássio e sob tratamento completo (D)

Cordia superba Cham.
Baba-de-boi

Deficiência de Potássio

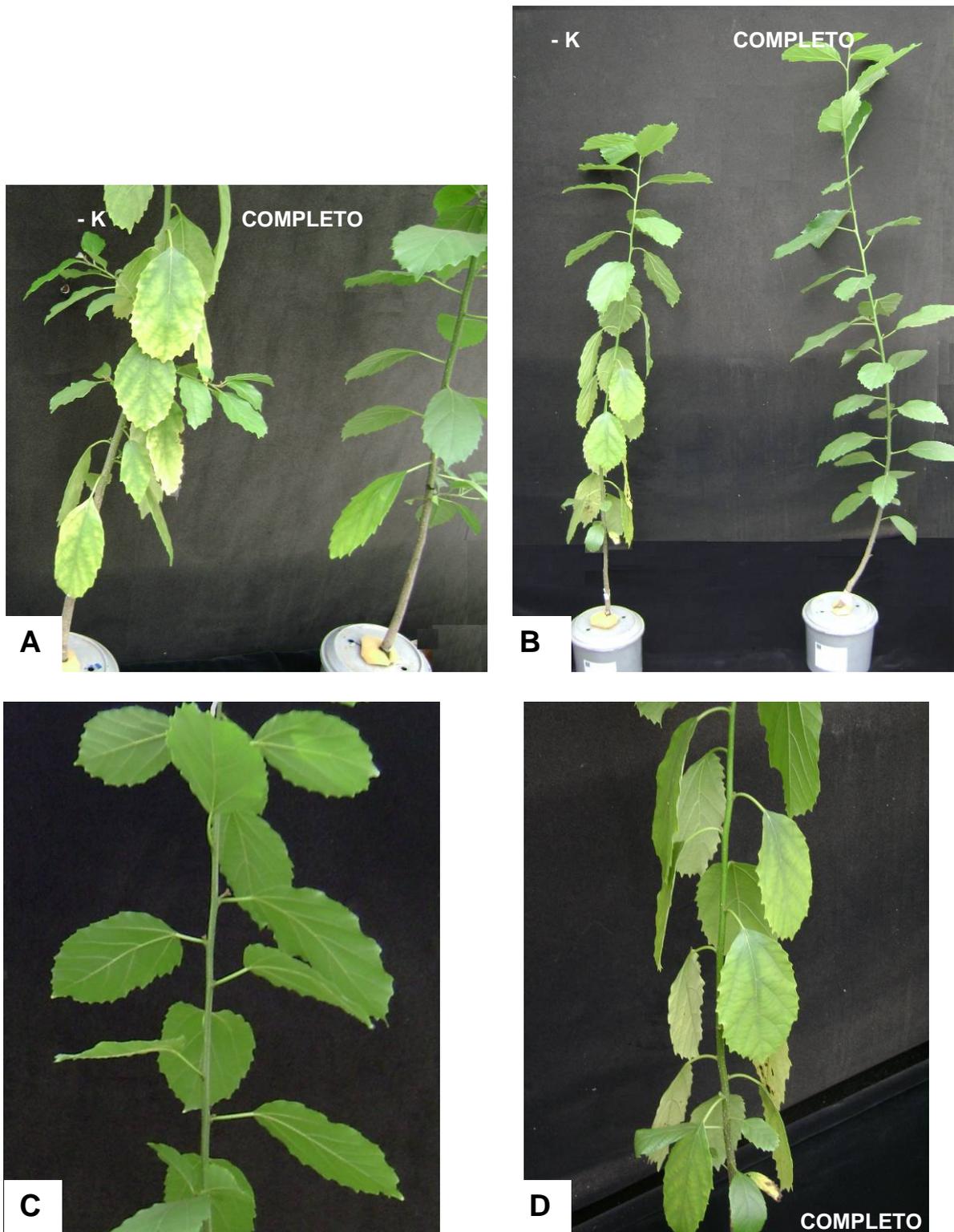


Figura 32 - Comparação entre plantas de baba-de-boi deficientes em potássio e sob tratamento completo (A, B, C e D)

Cariniana estrellensis (Raddi) Kintze
Jequitibá-branco

Deficiência de Potássio

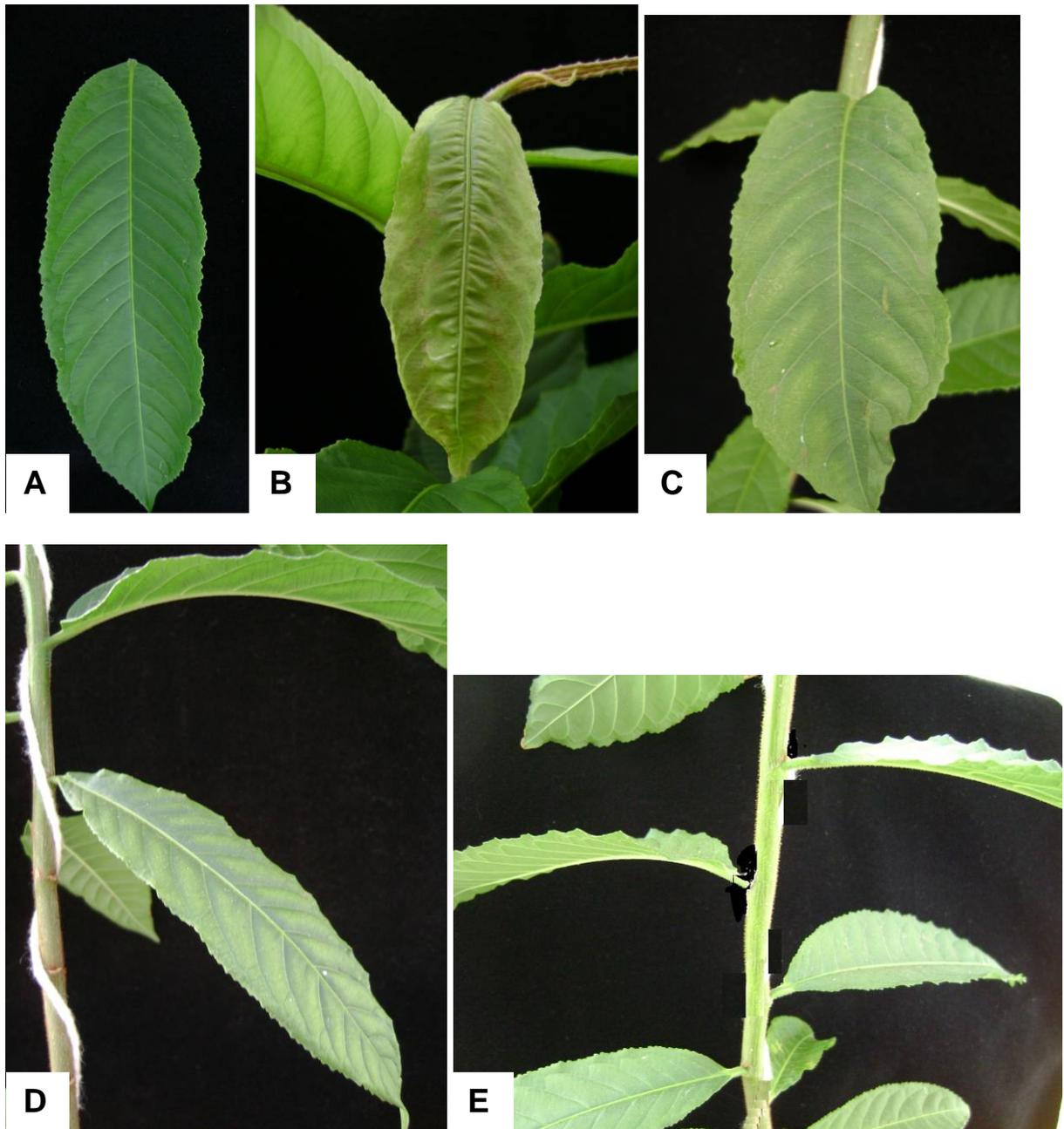


Figura 33 - Folhas novas (A e B) e velhas (C e D) de plantas de jequitibá-branco sob tratamento completo (A e E) e deficientes em potássio (B, C e D)

6.2.2.4 Cálcio

As plantas de aroeira-pimenteira, submetidas ao tratamento carente em cálcio, sofreram redução nos teores desse nutriente nas folhas e nos caules, que foram respectivamente 4 g kg^{-1} e $1,6 \text{ g kg}^{-1}$, quando comparados ao tratamento completo, cujas folhas tinham teor médio de 10 g kg^{-1} e os caules o teor médio de $2,1 \text{ g kg}^{-1}$ (Tabela 4).

Esta constatação se repetiu com as plantas de baba-de-boi que sofreram redução no teor médio de cálcio nas folhas (8 g kg^{-1}) e nos caules ($1,4 \text{ g kg}^{-1}$), quando comparado ao tratamento completo, cujas folhas tiveram teor médio de cálcio de 18 g kg^{-1} e os caules de $2,9 \text{ g kg}^{-1}$ (Tabela 6).

Nas plantas de jequitibá-branco deficientes em cálcio, os teores médios de cálcio nas folhas, caules e raízes, que foram, respectivamente, $4,3 \text{ g kg}^{-1}$; 2 g kg^{-1} e 7 g kg^{-1} , foram menores quando comparados às plantas submetidas ao tratamento completo, cujos teores médios de cálcio nas folhas, caules e raízes foram, respectivamente, 21 g kg^{-1} ; 15 g kg^{-1} e 18 g kg^{-1} (Tabelas 8 e 9).

Os sintomas mais comuns da deficiência de cálcio encontrados nas três espécies florestais nativas foram: folhas velhas e novas deformadas e filiformes (Figura 34), necrose nas bordas das folhas mais velhas, clorose e pigmentação avermelhada no limbo das folhas velhas (Figura 35) e colapso no pecíolo (Figura 36) e, com a evolução dos sintomas de carência de cálcio houve a queda das folhas.

Segundo Taiz e Zieger (2004), os sintomas de deficiência de cálcio aparecem primeiro nas folhas jovens, as quais ficam deformadas e cloróticas, podendo chegar ao estágio de necrose das margens. O sistema radicular pode apresentar-se com cor marrom, curto e altamente ramificado.

Barroso et al. (2005), em estudo sobre deficiência nutricional em plantas de teca (*Tectona grandis*), na ausência de cálcio, observaram-se redução drástica do crescimento, clorose internerval, encarquilhamento e necrose das folhas (Figura 1), sintomas semelhantes aos das espécies estudadas no presente trabalho. Além dos sintomas de deficiência de cálcio mencionados, Barroso et al. (2005) constataram a morte da gema apical, paralisação de emissão de raízes novas e apodrecimento das raízes secundárias.

Schinus terebinthifolius Raddi
Aroeira-pimenteira

Deficiência de Cálcio

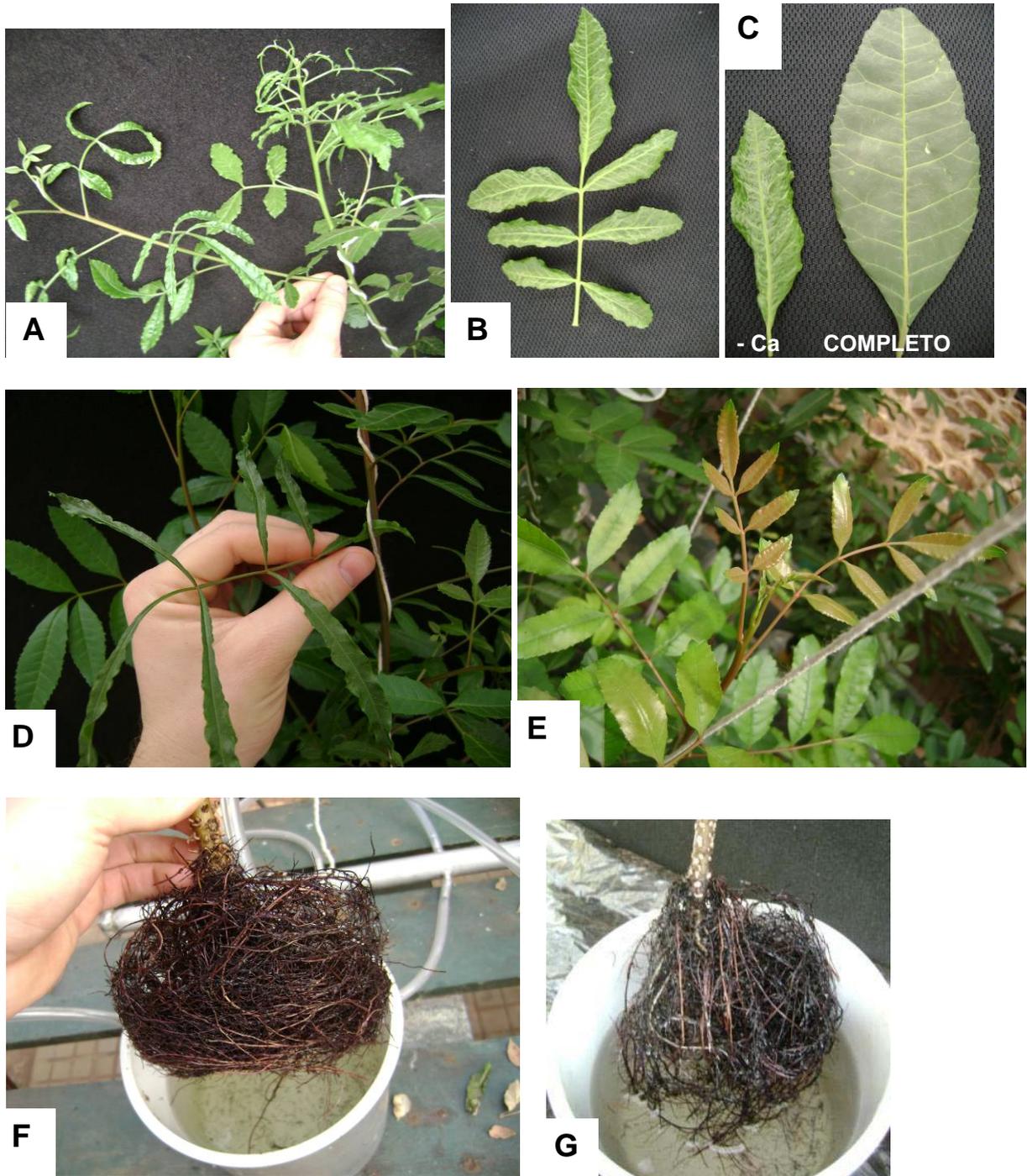


Figura 34 - Folhas novas (A e E), intermediárias (D) e velhas (B e C) de plantas de aroeira-pimenteira deficientes em fósforo e do tratamento completo (C). Raiz de plantas sob tratamentos completo (F) e deficiente em cálcio (G)

Cordia superba Cham.

Deficiência de Cálcio

Baba-de-boi

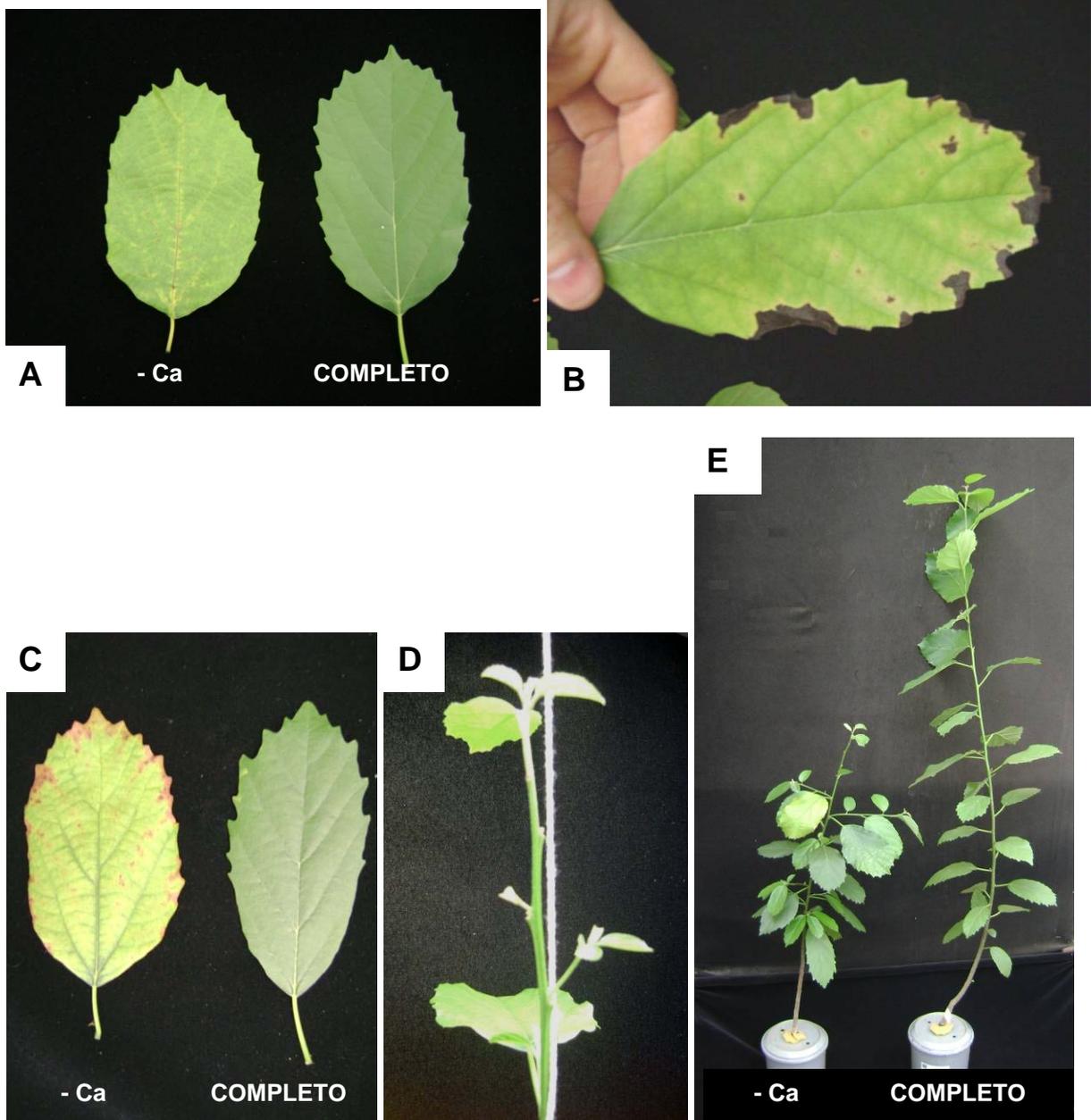


Figura 35 - Comparação entre folhas e plantas de baba-de-boi sob tratamentos completo e deficiente de cálcio (A, C e E). Folha (B) e ápice caulinar (D) de plantas deficientes em cálcio

Cariniana estrellensis (Raddi) Kintze
Jequitibá-branco

Deficiência de Cálcio

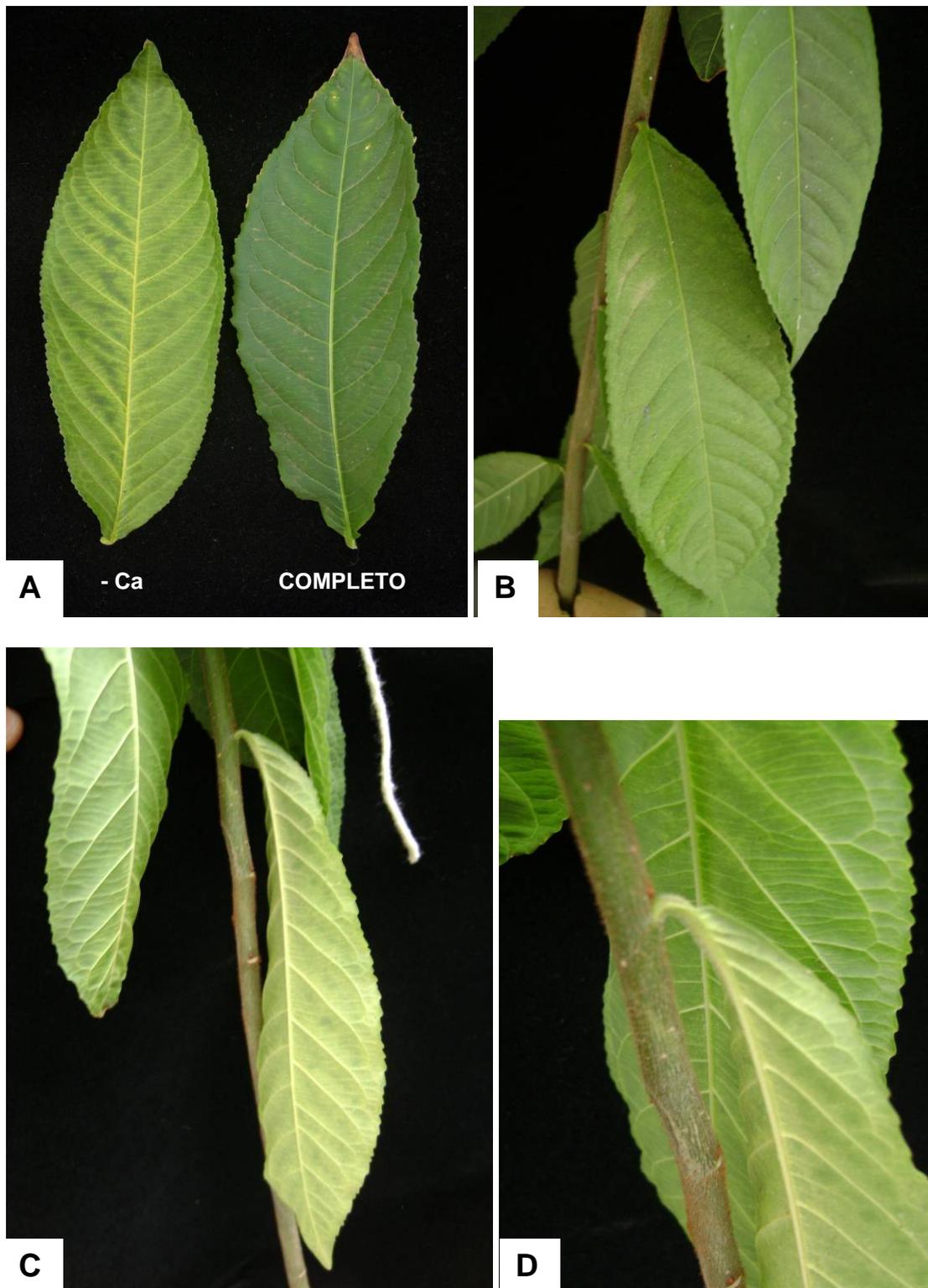


Figura 36 - Folhas velhas de plantas de jequitibá-branco deficientes em cálcio (B, C e D) e comparação entre folhas sob tratamentos completo e deficiente em cálcio (A)

6.2.2.5 Magnésio

As plantas aroeira-pimenteira, submetidas ao tratamento carente em magnésio, sofreram redução no teor desse nutriente nas folhas ($0,9 \text{ g kg}^{-1}$) quando comparado ao tratamento completo, que foi de $2,7 \text{ g kg}^{-1}$ (Tabela 4).

As plantas de baba-de-boi sofreram redução no teor de magnésio das folhas ($1,3 \text{ g kg}^{-1}$) e dos caules ($0,4 \text{ g kg}^{-1}$), quando comparado com o teor do tratamento completo, que foi de 1 g kg^{-1} . (Tabela 6).

Já com relação às plantas de jequitibá-branco deficientes em magnésio, cujos teores foram determinados nas folhas, caules e raízes, que foram, respectivamente, $1,6 \text{ g kg}^{-1}$, $2,1 \text{ g kg}^{-1}$ e $1,7 \text{ g kg}^{-1}$, diferiram estatisticamente e apresentaram teores de magnésio menores aos das plantas submetidas ao tratamento completo, cujos teores nas folhas, caules e raízes foram, respectivamente, 4 g kg^{-1} , $4,6 \text{ g kg}^{-1}$ e $3,7 \text{ g kg}^{-1}$ (Tabelas 8 e 9).

Clorose internerval (Figuras 37, 38 e 39) e aparecimento de manchas brancas e necróticas nas folhas mais velhas (Figuras 37 e 39) foram os principais sintomas de deficiência de magnésio nas três espécies nativas estudadas.

O sintoma característico da deficiência de magnésio, descrito na literatura, é a clorose entre as nervuras foliares, ocorrendo primeiro nas folhas mais velhas, devido à mobilidade deste nutriente (MARSCHNER, 1995).

A ausência de magnésio causou clorose entre as nervuras e posteriormente aparecimento de manchas claras por toda folha em *Gmellina arbórea*, segundo Haag et al. (1981).

Schinus terebinthifolius Raddi
Aroeira-pimenteira

Deficiência de Magnésio

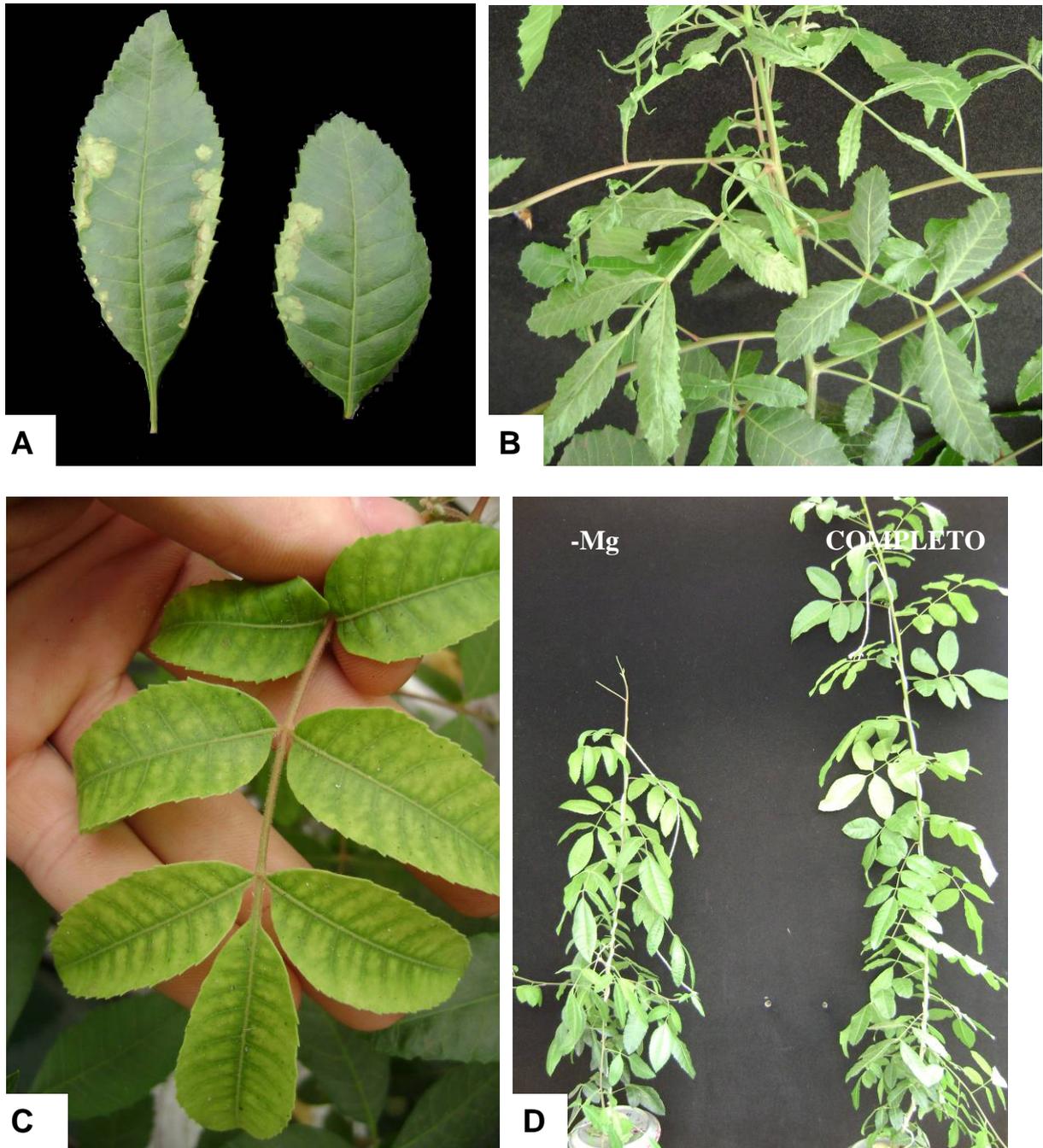


Figura 37 - Foliolos das folhas velhas (A, B e C) de plantas de aroeira-pimenteira deficientes em magnésio. Comparação entre planta deficiente em magnésio e sob tratamento completo (D)

Cordia superba Cham.

Deficiência de Magnésio

Baba-de-boi

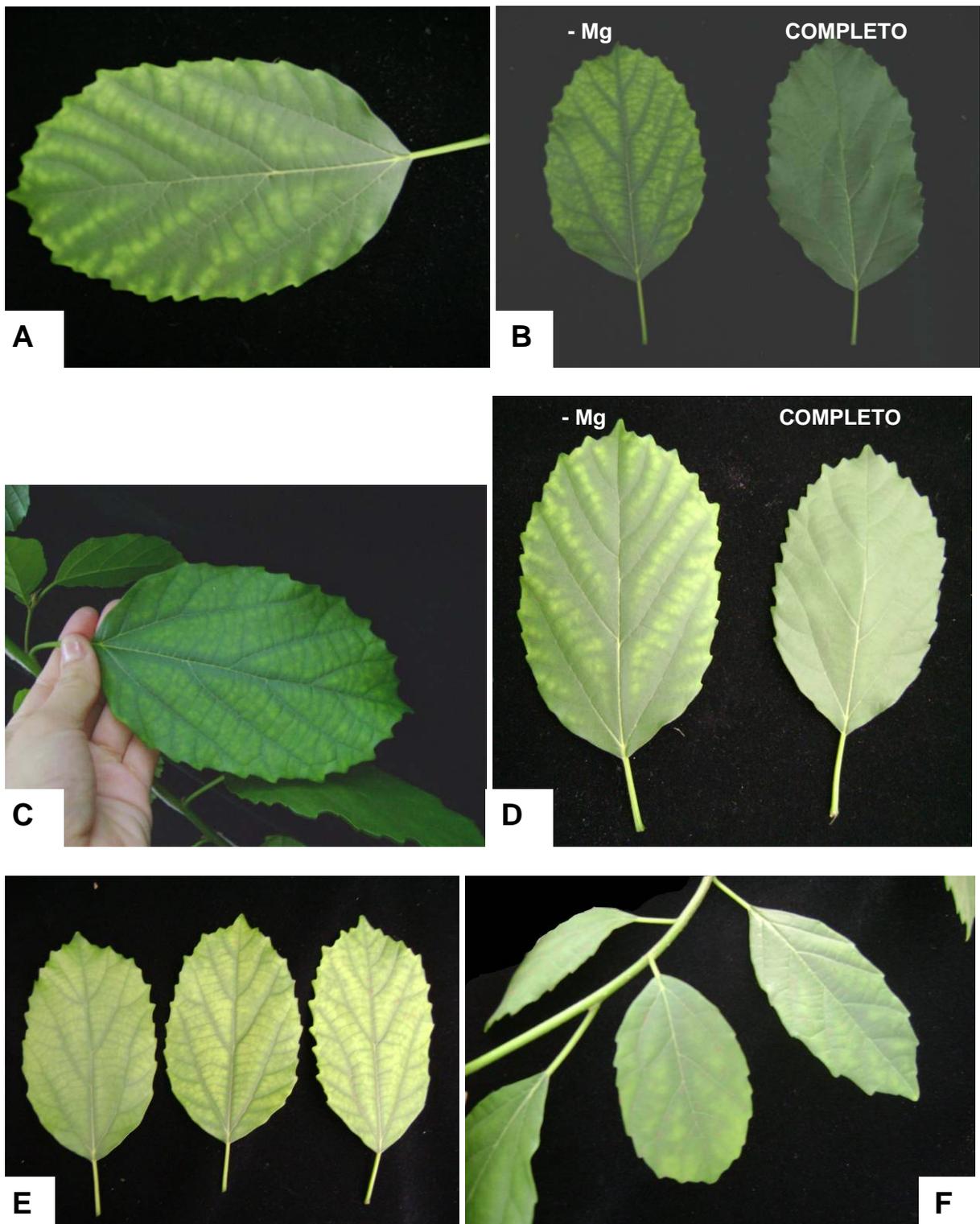


Figura 38 - Folhas de baba-de-boi deficientes em magnésio (A, C, E e F). Comparação entre folhas deficientes em magnésio e sob tratamento completo (B e D)

Cariniana estrellensis (Raddi) Kintze
Jequitibá-branco

Deficiência de Magnésio

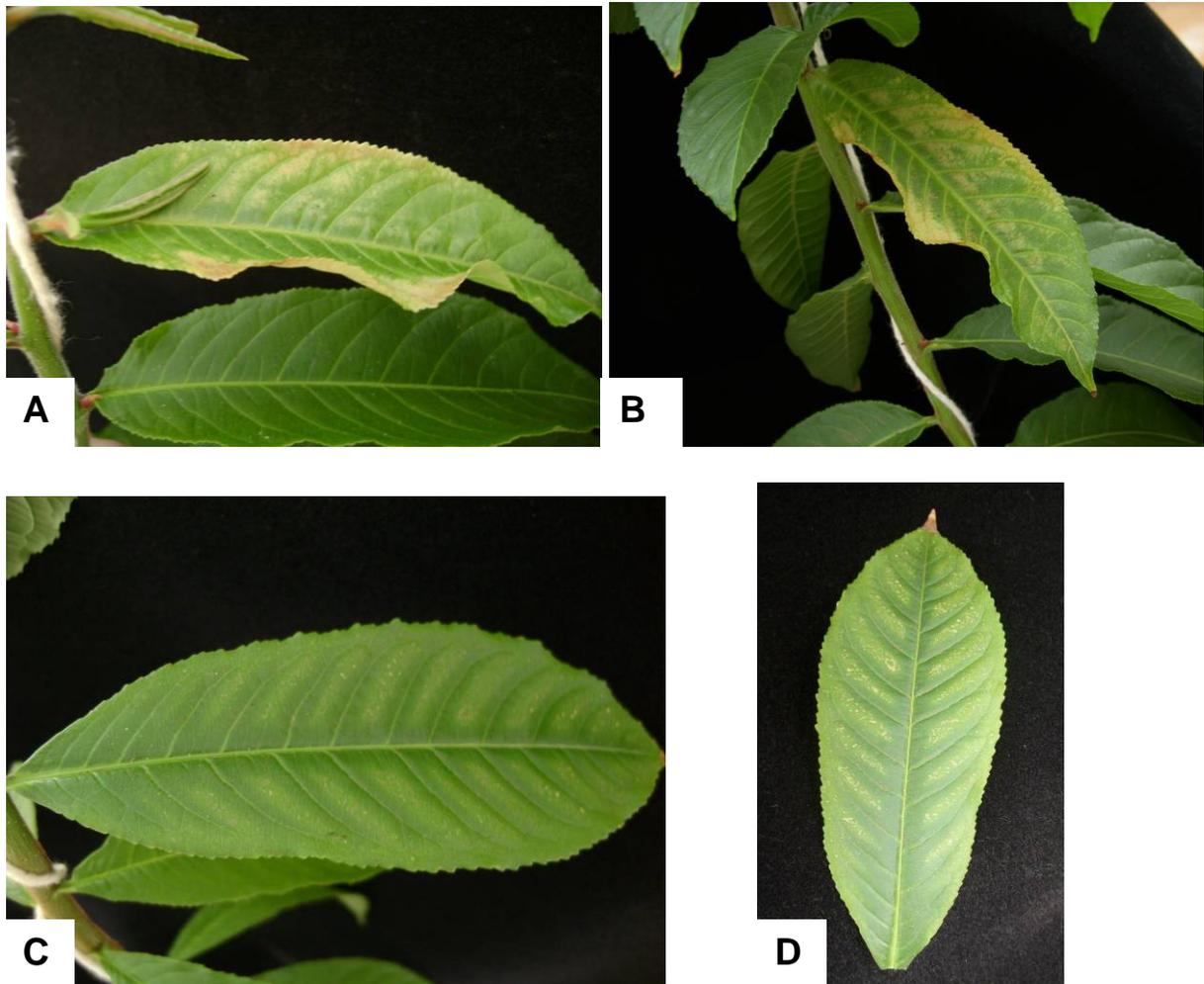


Figura 39 - Folhas velhas de plantas de jequitibá-branco deficientes em magnésio (A, B, C e D)

6.2.2.6 Enxofre

As plantas de aroeira-pimenteira, submetidas ao tratamento carente em enxofre, sofreram redução no teor desse nutriente nas folhas ($1,4 \text{ g kg}^{-1}$) em relação ao tratamento completo ($3,3 \text{ g kg}^{-1}$), mas estatisticamente não sofreram redução dos teores médios de enxofre no caule ($0,3 \text{ g kg}^{-1}$), em relação às plantas submetidas ao tratamento completo ($0,6 \text{ g kg}^{-1}$) (Tabela 4).

Isso se repetiu com as plantas de baba-de-boi que sofreram redução no teor de enxofre nas folhas ($0,4 \text{ g kg}^{-1}$) em relação ao tratamento completo ($1,2 \text{ g kg}^{-1}$), mas estatisticamente não sofreram redução dos teores médios de enxofre no caule ($0,3 \text{ g kg}^{-1}$), em relação ao tratamento completo ($0,3 \text{ g kg}^{-1}$) (Tabela 6).

Diferente das plantas de aroeira-pimenteira e baba-de-boi, as plantas deficientes em enxofre de jequitibá, cujos teores médios de enxofre foram determinados nas folhas, caules e raízes, e foram respectivamente $1,3 \text{ g kg}^{-1}$, $1,6 \text{ g kg}^{-1}$ e 2 g kg^{-1} , diferiram estatisticamente e apresentaram teores de enxofre menores aos das plantas submetidas ao tratamento completo, cujos teores médios de enxofre nas folhas, caules e raízes foram, respectivamente, $4,9 \text{ g kg}^{-1}$, $3,5 \text{ g kg}^{-1}$ e $4,6 \text{ g kg}^{-1}$ (Tabelas 8 e 9).

Os sintomas de deficiência de enxofre foram a clorose das folhas novas (Figuras 40, 41 e 42), folhas novas deformadas, filiformes e enrugadas (Figuras 40 e 42) e deformação do ápice caulinar (Figura 42).

Considerando que tanto o enxofre como o nitrogênio são nutrientes constituintes de aminoácidos, muitos dos sintomas de deficiência de enxofre são similares aos de nitrogênio, incluindo clorose, redução do crescimento e acúmulo de antocianinas. Todavia, uma das diferenças entre os sintomas é que a clorose causada pela deficiência de enxofre, inicialmente, ocorre nas folhas jovens, pois, de forma diferente do nitrogênio, o enxofre é pouco redistribuído para as folhas jovens, na maioria das espécies (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

Barroso et al. (2005), em estudo sobre deficiência nutricional em plantas de teca (*Tectona grandis*), na ausência de enxofre, constataram que as plantas apresentaram redução no crescimento e clorose generalizada, principalmente nas folhas novas, que apresentaram crescimento reduzido endurecimento e leve encarquilhamento.

Schinus terebinthifolius Raddi
Aroeira-pimenteira

Deficiência de Enxofre

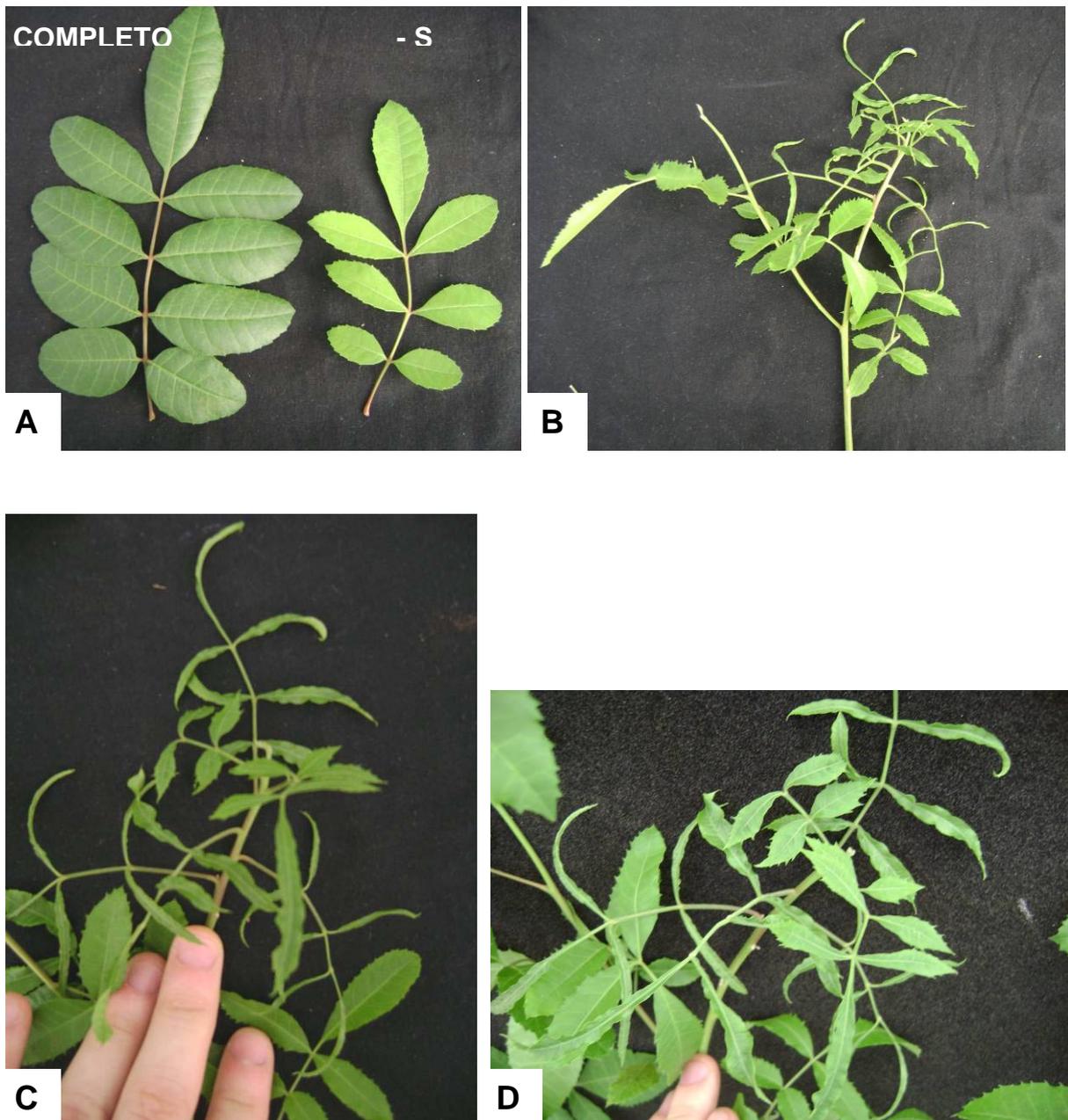


Figura 40 - Folhas novas de plantas de aroeira-pimenteira deficientes em enxofre (B, C e D). Comparação entre folíolos de folhas novas deficientes em enxofre e completo (A)

Cordia superba Cham.

Deficiência de Enxofre

Baba-de-boi

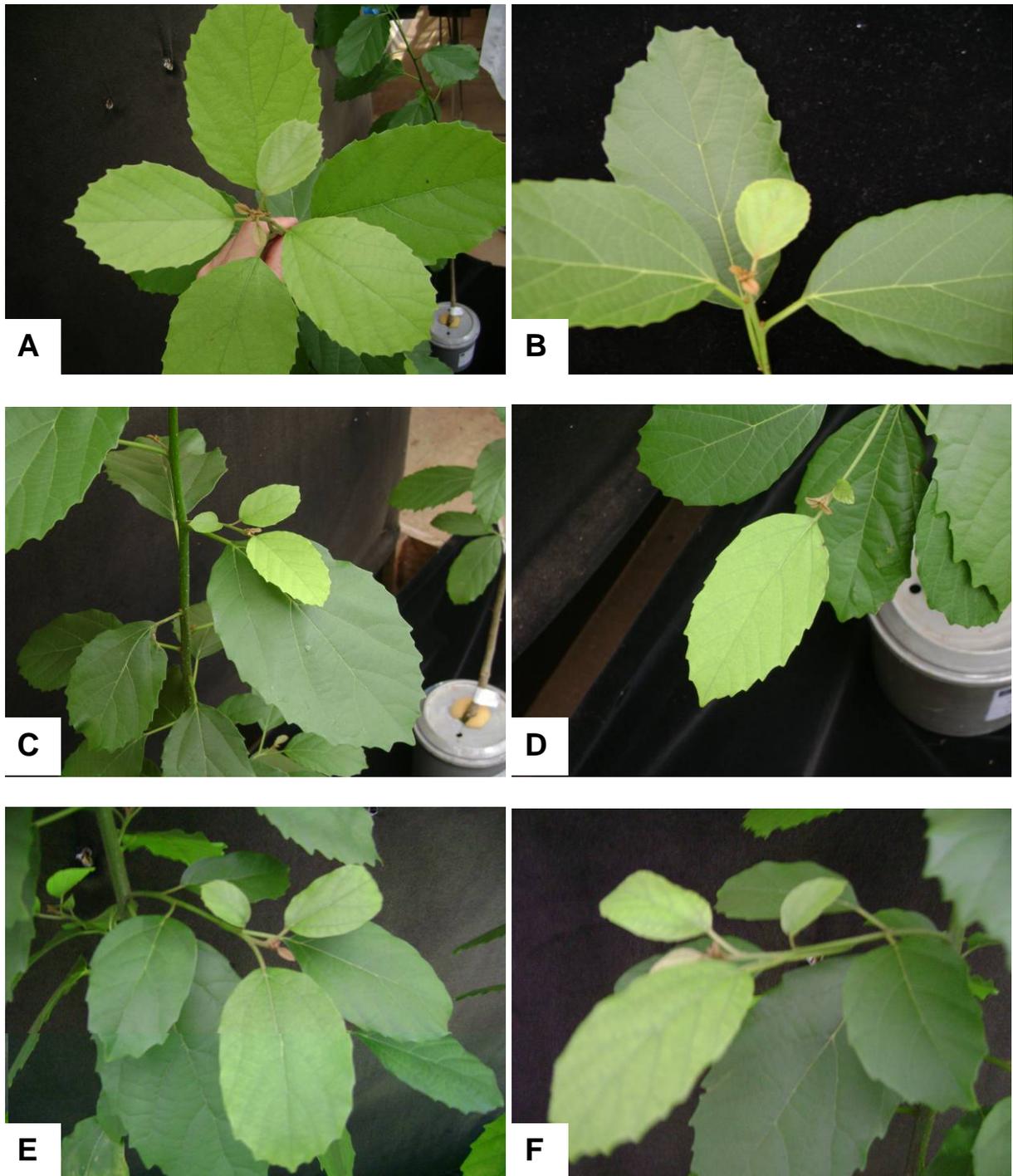


Figura 41 - Folhas novas de plantas de baba-de-boi deficientes em enxofre (A a F)

Cariniana estrellensis (Raddi) Kintze
Jequitibá-branco

Deficiência de Enxofre

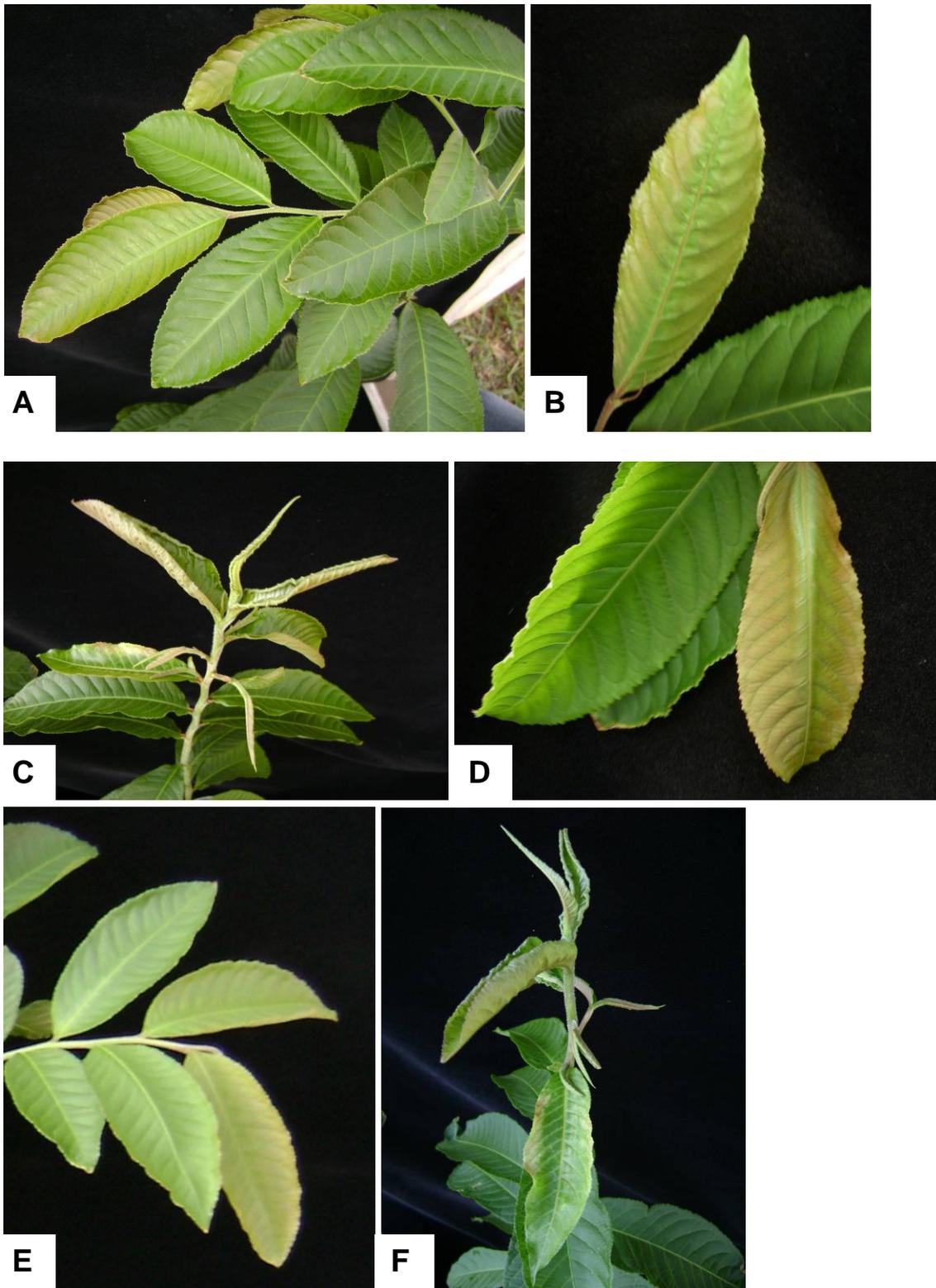


Figura 42 - Folhas novas de plantas de jequitibá-branco deficientes em enxofre (A a F)

6.2.2.7 Boro

Submetidas ao tratamento com omissão de boro, as plantas de aroeira-pimenteira sofreram redução no teor de boro nas folhas (9 mg kg^{-1}) quando comparadas às do tratamento completo (16 mg kg^{-1}), mas estatisticamente não sofreram redução dos teores médio de boro no caule (9 mg kg^{-1}), em relação às plantas submetidas ao tratamento completo (9 mg kg^{-1}) (Tabela 5).

Fato idêntico ocorreu com as plantas de baba-de-boi que sofreram redução no teor de enxofre nas folhas (31 mg kg^{-1}) em relação ao tratamento completo (69 mg kg^{-1}), mas estatisticamente não sofreram redução dos teores médios de boro no caule (6 mg kg^{-1}), quando comparados aos caules das plantas submetidas ao tratamento completo (7 mg kg^{-1}) (Tabela 7). Todavia, diferente das plantas de aroeira-pimenteira e de baba-de-boi, as plantas de jequitibá-branco deficientes em boro, cujos teores médios de boro foram determinados nas folhas, caules e raízes, que foram respectivamente 13 mg kg^{-1} , 9 mg kg^{-1} e 13 mg kg^{-1} , diferiram estatisticamente e apresentaram teores de boro menores aos das plantas submetidas ao tratamento completo, cujos teores nas folhas, caules e raízes foram, respectivamente, 71 mg kg^{-1} , 35 mg kg^{-1} e 35 mg kg^{-1} (Tabelas 10 e 11).

O boro, assim como o zinco, são os micronutrientes que, com mais frequência, se mostram deficientes em solos brasileiros (RIBEIRO; SANTOS; MENEZES, 1994). A deficiência de boro causou morte do ápice caulinar (Figuras 43 e 44, Fotos C e D), o que resultou, nas plantas de aroeira-pimenteira, a ramificação na extremidade (Figura 43, Fotos B e D) e formação de folhas novas filiformes (Figura 43, Fotos A e C), a partir do quarto mês após o transplântio.

Nas plantas de baba-de-boi e jequitibá-branco, a deficiência de boro provocou clorose das folhas novas (Figura 44, Foto A, B) e deformação do limbo das folhas novas, com o murchamento e dobramento dos bordos foliares (Figura 45).

Nas três espécies florestais nativas observou-se que a deficiência de boro resultou na formação de raízes menores, com ramificações curtas (Figuras 43, 44 e 45).

A morte do ápice caulinar e a má formação de raízes em plantas deficientes em boro são explicadas pelo fato deste nutriente ser considerado imóvel na plantas, fazendo com que os sintomas de sua deficiência ocorram em tecidos de crescimento, como nos meristemas florais e apicais (MALAVOLTA, 2006). A degradação dos tecidos meristemáticos, causada pela

deficiência de boro, pode estar relacionada com anomalia no processo da divisão celular, com mudanças na direção da divisão, que passa a ser radial em vez de longitudinal (MARSCHNER, 1995). A deficiência de boro impede o alongamento de raízes, tornando mais grossas e curtas (MARSCHNER, 1995), como visto nas Figuras 44 e 45.

Schinus terebinthifolius Raddi
Aroeira-pimenteira

Deficiência de Boro

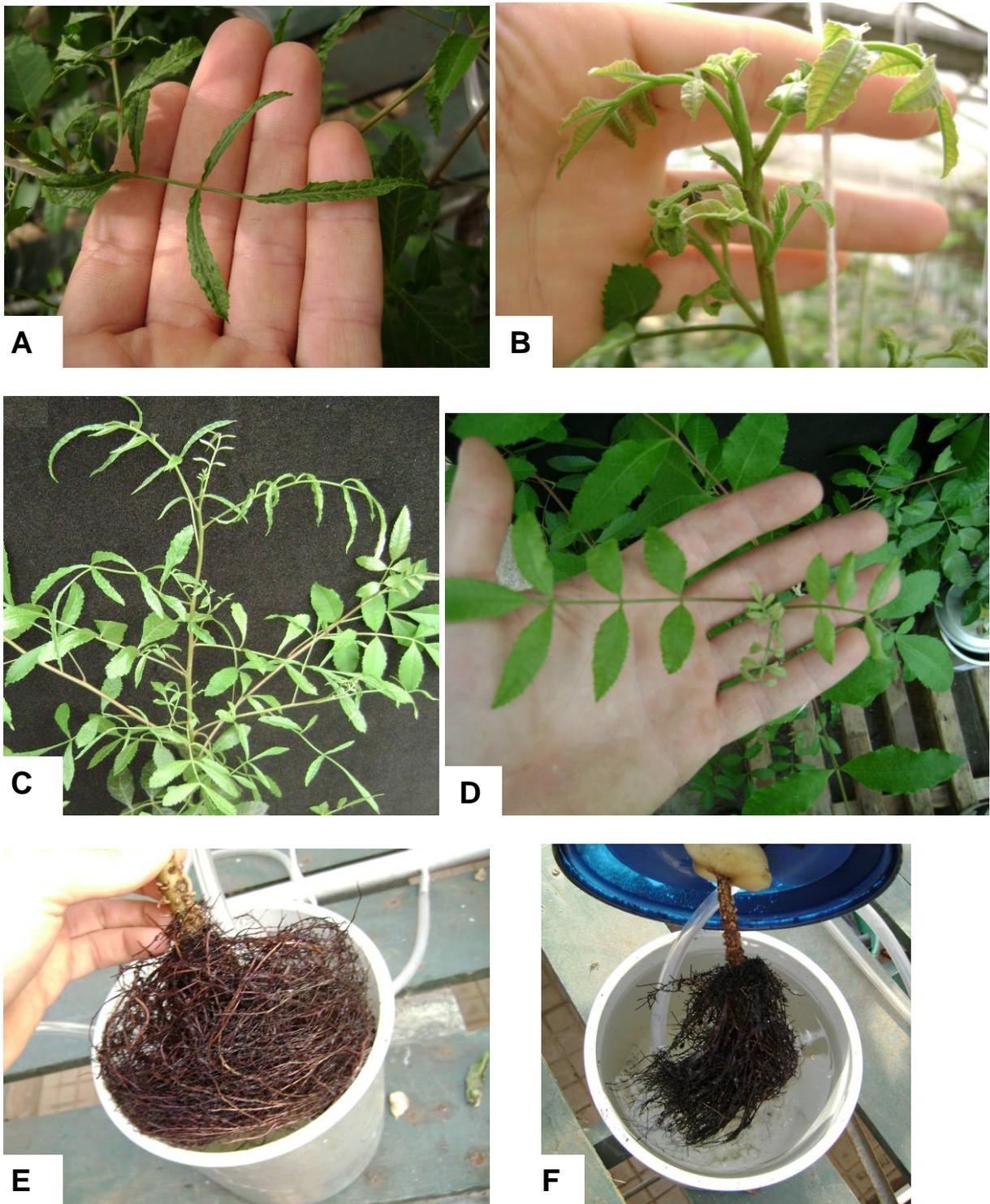


Figura 43 - Folhas novas de plantas de aroeira-pimenteira deficientes de boro (A, B, C e D). Comparação entre raiz de plantas sob tratamento completo (F) e deficiente de boro (E)

Cordia superba Cham.

Deficiência de Boro

Baba-de-boi

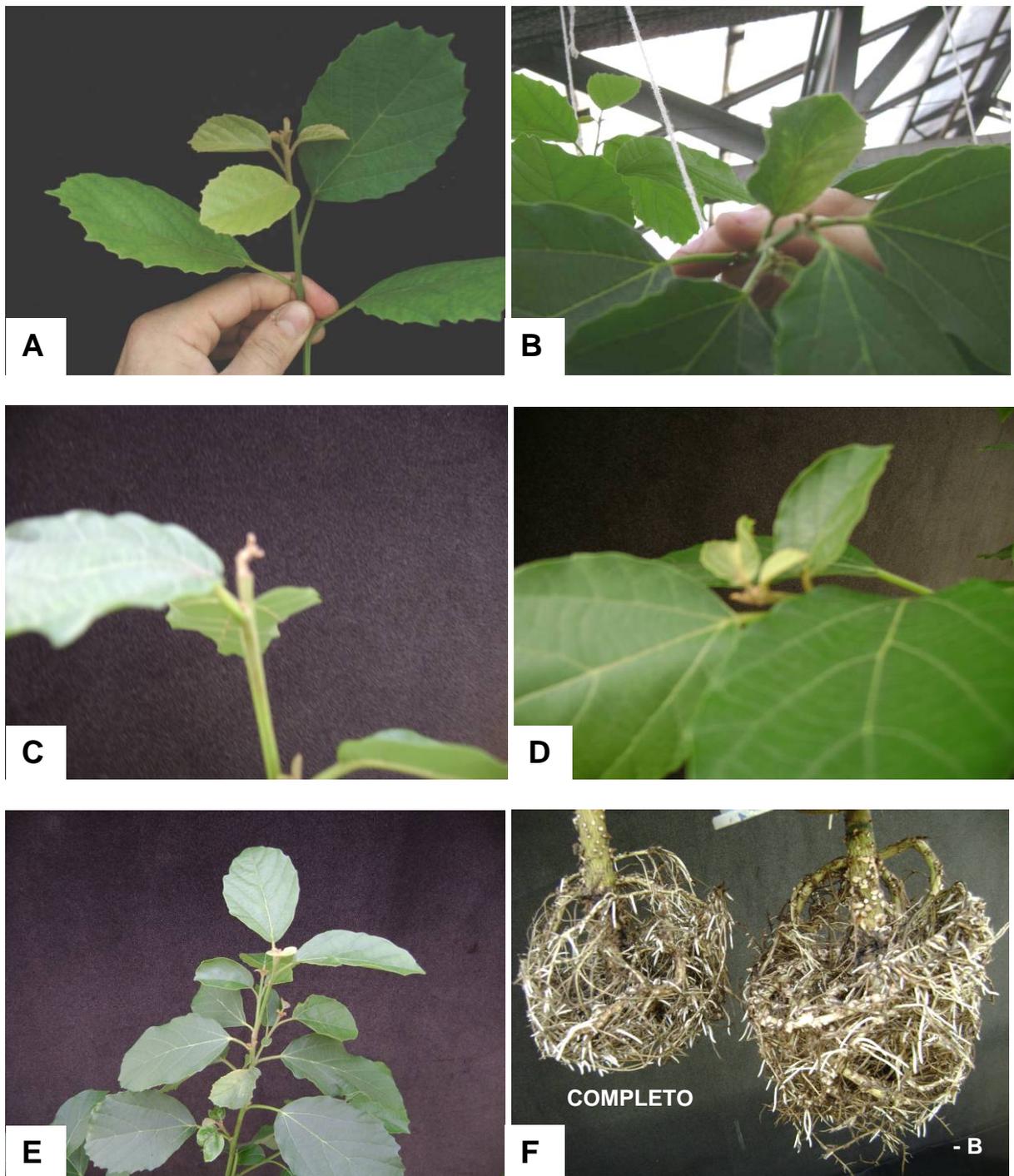


Figura 44 - Folhas novas (A, B e E) e ápice caulinar (C e D) de plantas de baba-de-boi deficientes em boro. Comparação entre raiz de plantas sob tratamento completo e deficiente em boro (F)

Cariniana estrellensis (Raddi) Kintze
Jequitibá-branco

Deficiência de Boro

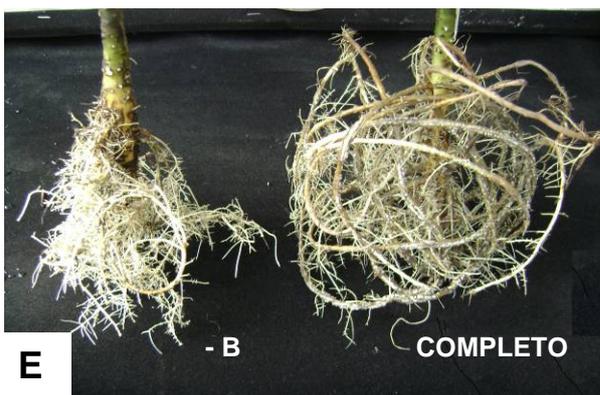
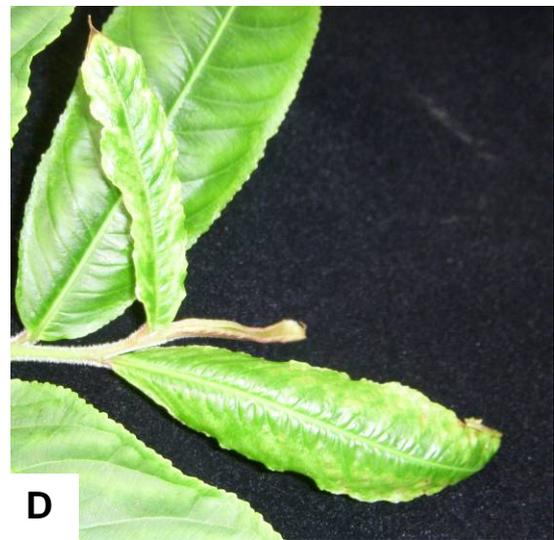


Figura 45 - Folhas novas de plantas de jequitibá-branco deficientes em boro. Comparação entre raiz de plantas sob tratamento completo e deficiente de boro (E e F)

6.2.2.8 Cobre

Como observado da Tabela 5, estatisticamente, as plantas de aroeira-pimenteira, submetidas ao tratamento de omissão em cobre, não sofreram redução no teor de cobre nas folhas e nos caules, uma vez que as folhas tinham teor médio de cobre de $3,3 \text{ mg kg}^{-1}$, sendo que o caule apresentava teor de cobre de $1,9 \text{ mg kg}^{-1}$, enquanto que os mesmos órgãos das plantas do tratamento completo tinham, respectivamente, $4,0$ e $2,2 \text{ mg kg}^{-1}$. O mesmo não ocorreu nas plantas de baba-de-boi e de jequitibá-branco, que sofreram redução no teor de cobre nas folhas, caules e, no caso do jequitibá-branco, nas raízes (Tabelas 7, 10 e 11).

Nas plantas baba-de-boi, folhas e caules apresentaram menores teores de cobre, cujos valores foram, respectivamente, $2,4 \text{ mg kg}^{-1}$ e $0,9 \text{ mg kg}^{-1}$, e nas plantas do tratamento completo foram 6 mg kg^{-1} e $2,5 \text{ mg kg}^{-1}$, respectivamente (Tabela 7). Nas plantas de jequitibá-branco deficientes em cobre, os teores de cobre nas folhas, caules e raízes, que foram, respectivamente, $2,1 \text{ mg kg}^{-1}$, $2,4 \text{ mg kg}^{-1}$ e 4 mg kg^{-1} , foram menores que os teores nos mesmos órgãos das plantas sob tratamento completo, que apresentavam teores de cobre nas folhas, caules e raízes de $8,1 \text{ mg kg}^{-1}$, $10,4 \text{ mg kg}^{-1}$ e 13 mg kg^{-1} , respectivamente (Tabelas 10 e 11).

Nas plantas das três espécies florestais nativas deficientes de cobre, houve a má formação das folhas mais novas com pontos de necrose no limbo e na borda (Figuras 46, 47 e 48). Estas manchas necróticas apareceram primeiro nos ápices das folhas jovens e se estenderam em direção à base da folha, ao longo das margens.

Manchas necróticas por todo o limbo, além de apresentaram coloração verde-azulada das folhas novas, foram encontradas nas folhas da espécie florestal sangra d'água (*Croton urucurana*, Baill.), sob tratamento deficiente em cobre (SORREANO et al., 2008).

O sintoma inicial da deficiência de cobre é o surgimento de folhas verde escuras, que podem conter manchas necróticas. As folhas podem também se apresentar retorcidas ou malformadas. Sob deficiência de cobre extrema, há possibilidade de as folhas caírem prematuramente (TAIZ; ZIEGER, 2004).

Cloroses e necroses podem estar associadas à destruição das moléculas de clorofila, ou mesmo dos tecidos no limbo foliar, pois a deficiência de cobre afeta o metabolismo celular, limitando a atividade de várias enzimas, como a ascorbato oxidase, fenolase, citocromo, plastocianinas e superóxido dismutase. Dessa forma, peróxidos, superóxidos e outros radicais se acumulam, danificando as células (MEHDY, 1994).

Schinus terebinthifolius Raddi
Aroeira-pimenteira

Deficiência de Cobre

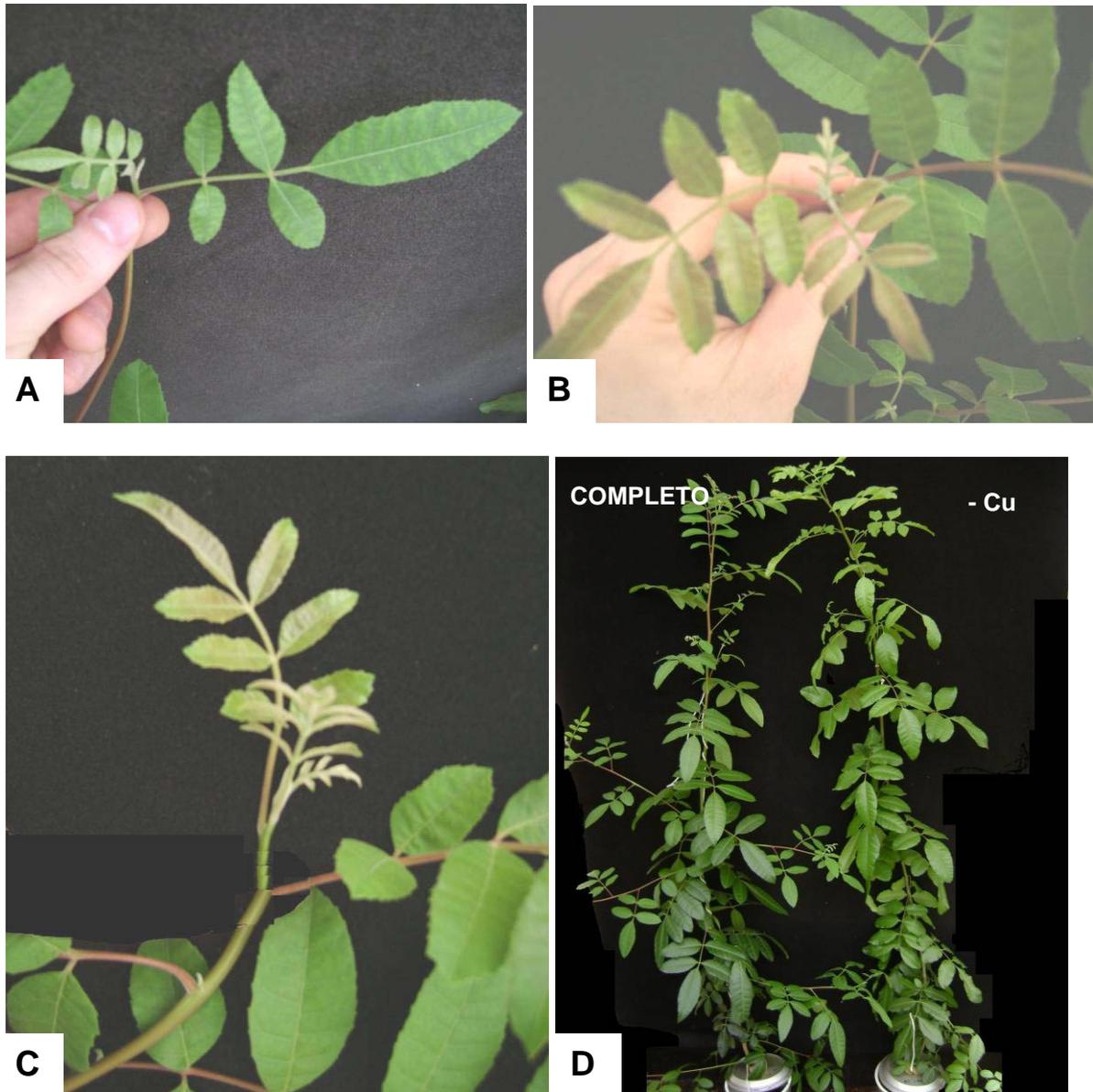


Figura 46 - Folhas novas (A, B e C) de plantas de aroeira-pimenteira deficientes de cobre. Comparação entre plantas sob tratamento completo e deficientes em cobre (D)

Cordia superba Cham.

Deficiência de Cobre

Baba-de-boi

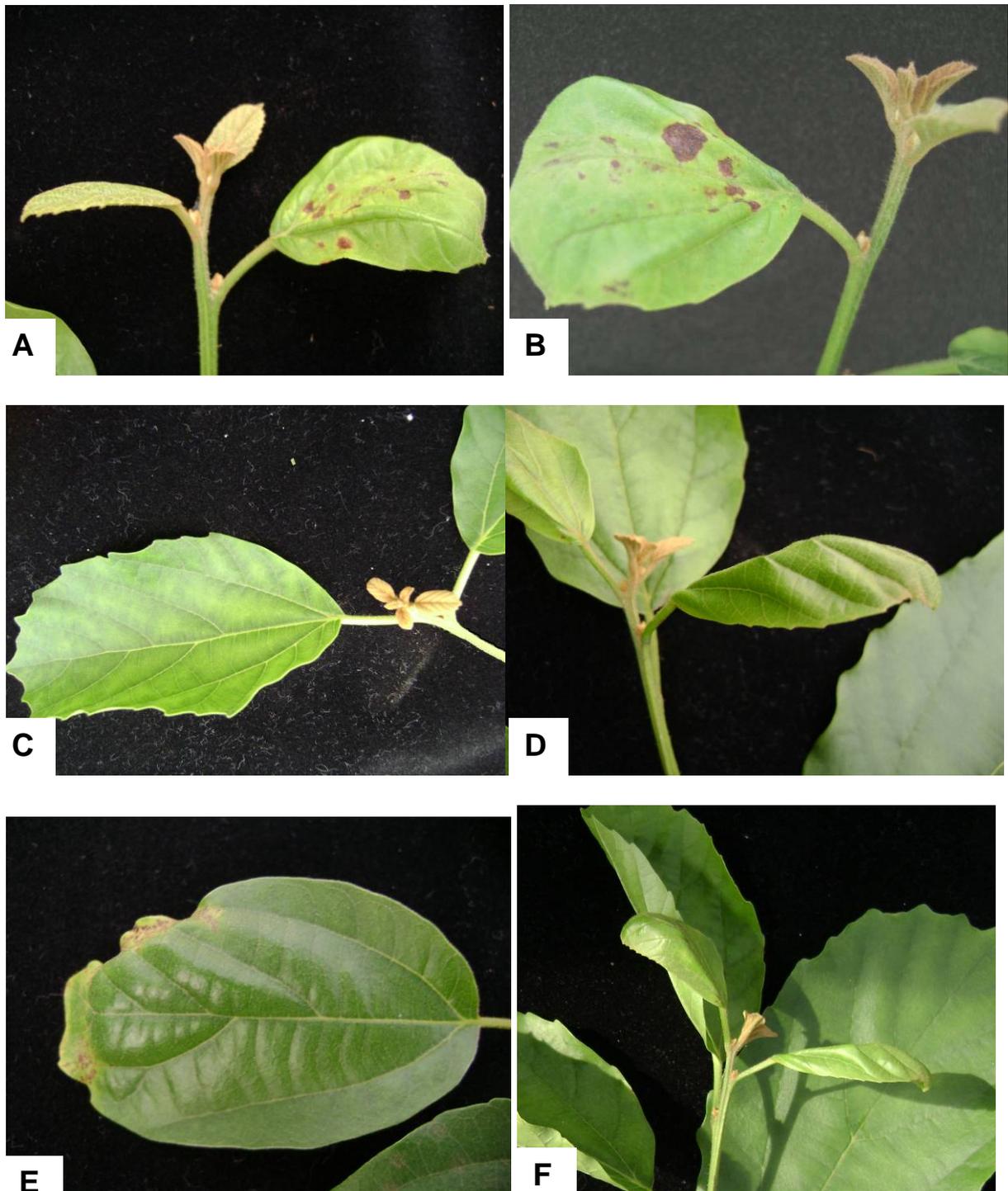


Figura 47 - Folhas novas de plantas de baba-de-boi deficientes de cobre. Manchas necróticas (A e B), clorose (C) e deformação nas folhas novas (E e F) foram os principais sintomas da carência de cobre

Cariniana estrellensis (Raddi) Kintze
Jequitibá-branco

Deficiência de Cobre

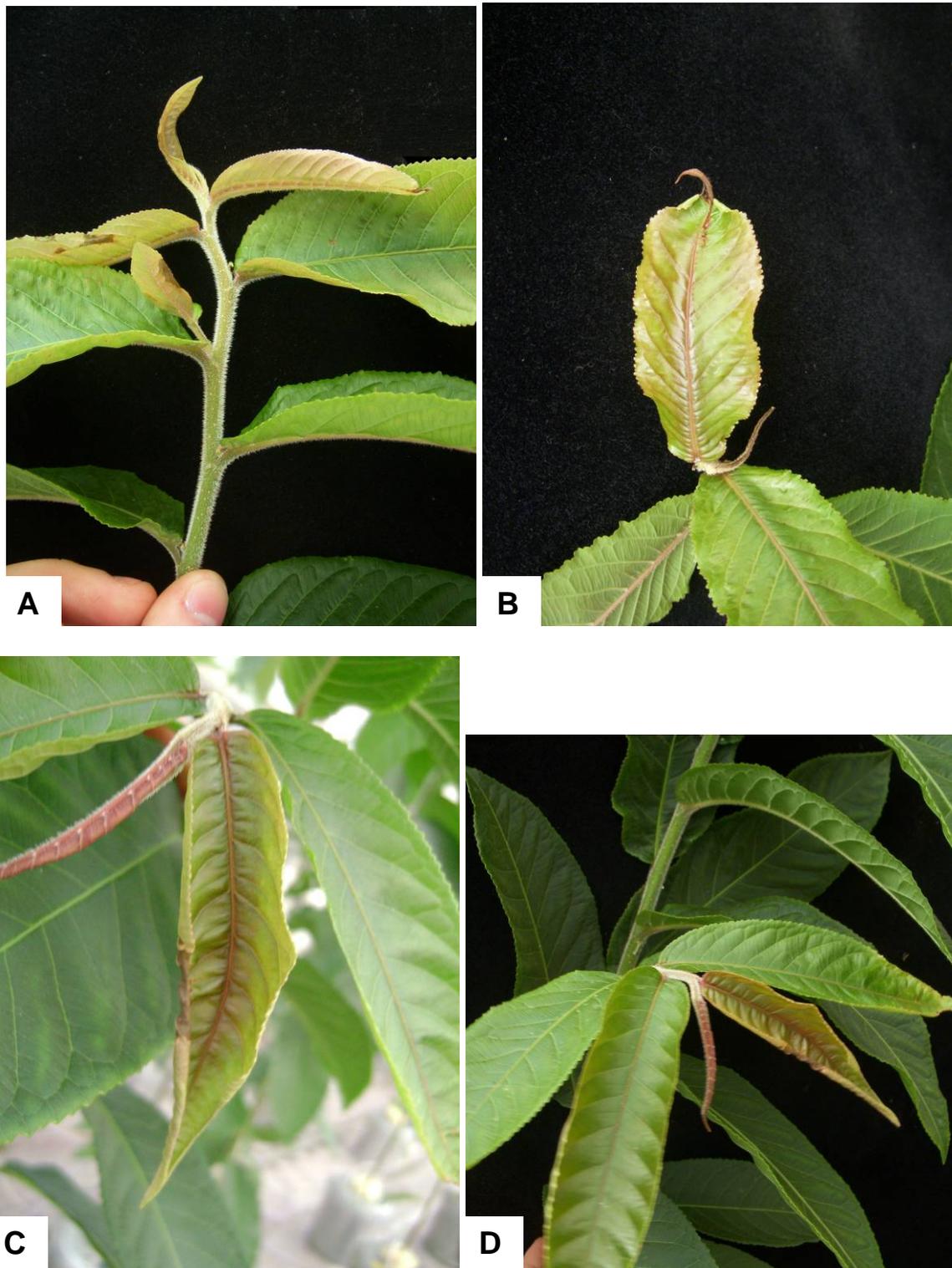


Figura 48 - Folhas novas de plantas de jequitibá-branco deficientes em cobre (A, B, C e D)

6.2.2.9 Ferro

As plantas de aroeira-pimenteira sofreram redução no teor de ferro das folhas (122 mg kg^{-1}), quando comparado ao teor das folhas do tratamento completo (291 mg kg^{-1}). Os teores de ferro dos caules das plantas deficientes em ferro (40 mg kg^{-1}) não diferiram estatisticamente dos teores das plantas submetidas ao tratamento completo (55 mg kg^{-1}) (Tabela 5).

As plantas de baba-de-boi sofreram redução no teor de ferro nas folhas (94 mg kg^{-1}), quando comparado ao teor das folhas do tratamento completo (240 mg kg^{-1}). O teor de ferro dos caules das plantas deficientes em ferro (27 mg kg^{-1}) não diferiu do teor deste nutriente das plantas submetidas ao tratamento completo (42 mg kg^{-1}) (Tabela 7).

Nas plantas de jequitibá-branco deficientes de ferro, os teores de ferro nas folhas, caules e raízes, respectivamente, 68 mg kg^{-1} ; 70 mg kg^{-1} e 92 mg kg^{-1} , foram menores que os teores de ferro dos mesmo órgãos das plantas submetidas ao tratamento completo, que foram 353 mg kg^{-1} ; 161 mg kg^{-1} e 148 mg kg^{-1} , respectivamente (Tabelas 10 e 11).

As plantas deficientes em ferro apresentaram clorose marginal (Figura 50) e clorose generalizada (Figuras 49 e 51) nas folhas novas, ao final do experimento. Como sintomas da deficiência de ferro, houve também a ramificação da extremidade das plantas (Figura 49).

As folhas tornaram-se amareladas porque o elemento ferro é necessário para a síntese de alguns dos complexos clorofila-proteínas no cloroplasto.

As raízes das plantas sob tratamento deficiente em ferro estavam mais ramificadas e maiores, além de alteração na coloração na própria raiz e da solução nutritiva onde estavam as plantas deficientes em ferro (Figuras 49, 50 e 51).

A alteração na coloração nas raízes, sob deficiência de ferro, também foi visto no estudo de Salvador, Moreira e Muraoka (1999), com goiabeira (*Psidium guajava*), que verificaram que o sistema radicular mostrou-se com tonalidade marrom ou ferruginosa, e a ausência de raízes secundárias resultou em um sistema radicular curto, grosso e quebradiço.

O sintoma característico da deficiência de ferro é a clorose internerval, inicialmente nas folhas jovens e, sob condições de deficiência extrema ou prolongada, as nervuras também se tornam cloróticas (EPSTEIN; BLOOM, 2006). Tal sintoma não apareceu em nenhuma das três espécies florestais nativas estudadas.

Schinus terebinthifolius Raddi
Aroeira-pimenteira

Deficiência de Ferro

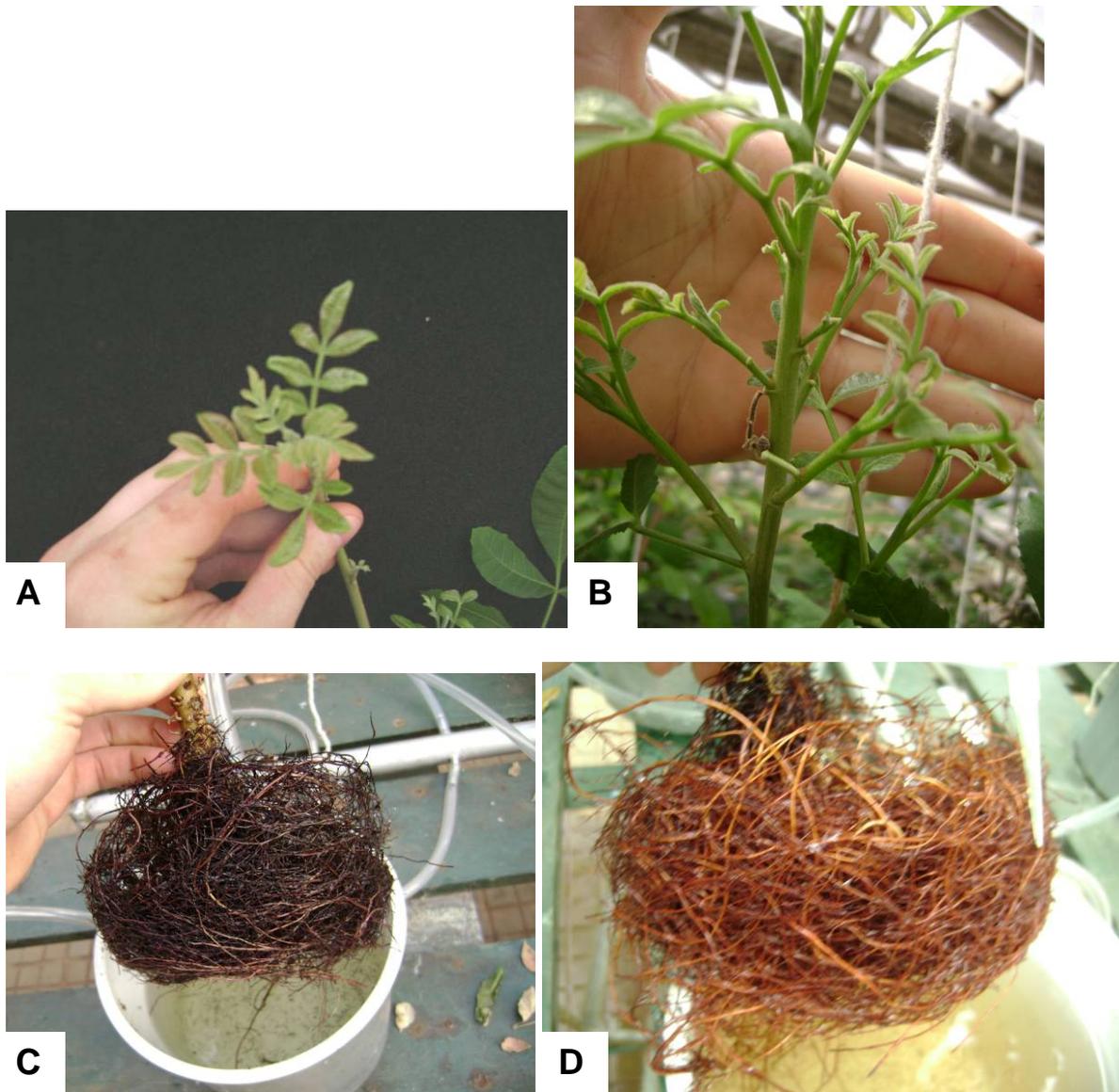


Figura 49 - Folhas novas (A e B) de plantas de aroeira-pimenteira deficientes em ferro. Comparação entre raízes sob tratamento completo (C) e deficientes em ferro (D)

Cordia superba Cham.
Baba-de-boi

Deficiência de Ferro

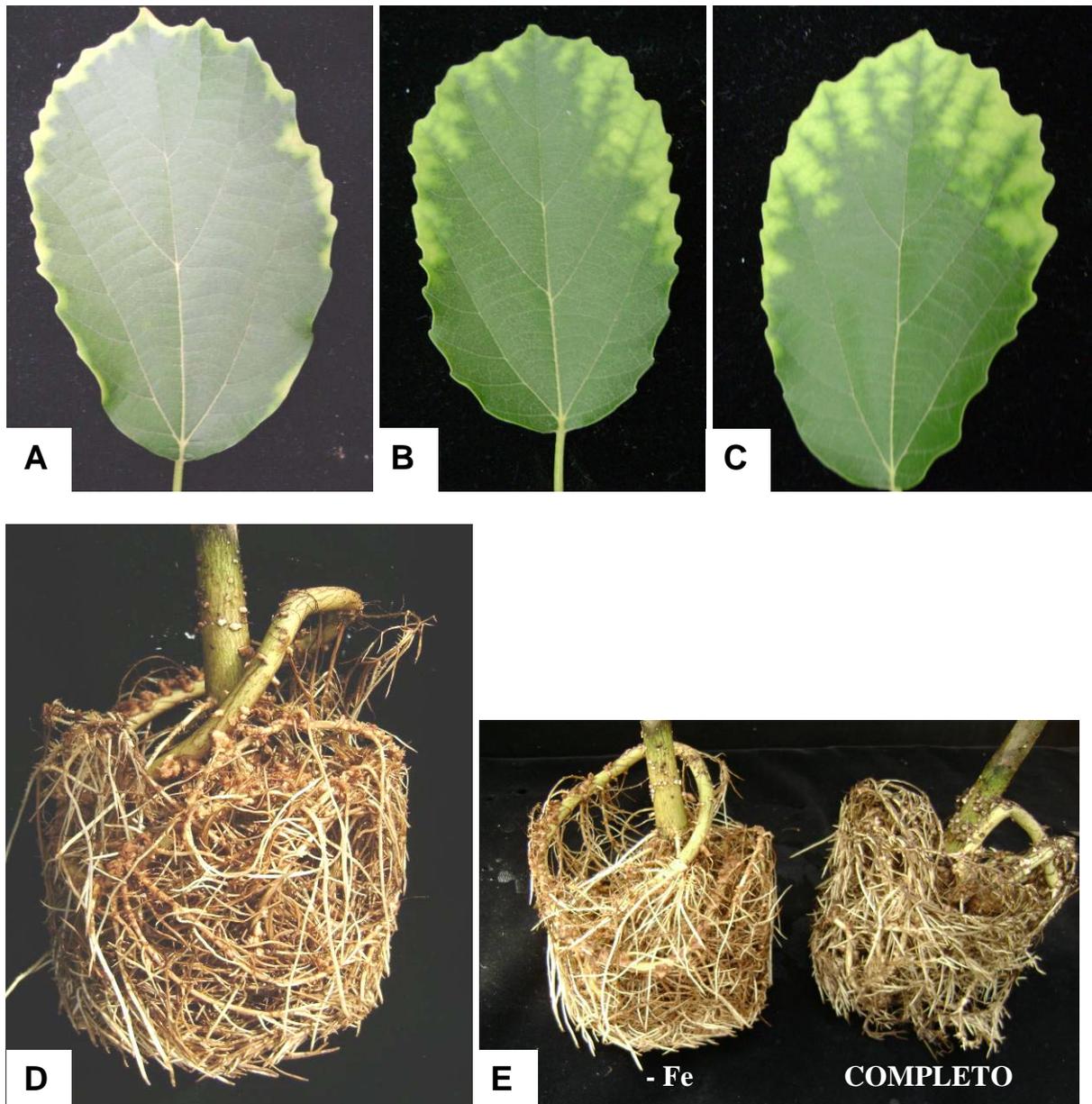


Figura 50 - Folhas novas (A, B e C) e raiz (D) de plantas de baba-de-boi deficientes em ferro. Comparação entre raiz de plantas sob tratamento completo e deficientes em ferro (E)

Cariniana estrellensis (Raddi) Kintze
Jequitibá-branco

Deficiência de Ferro

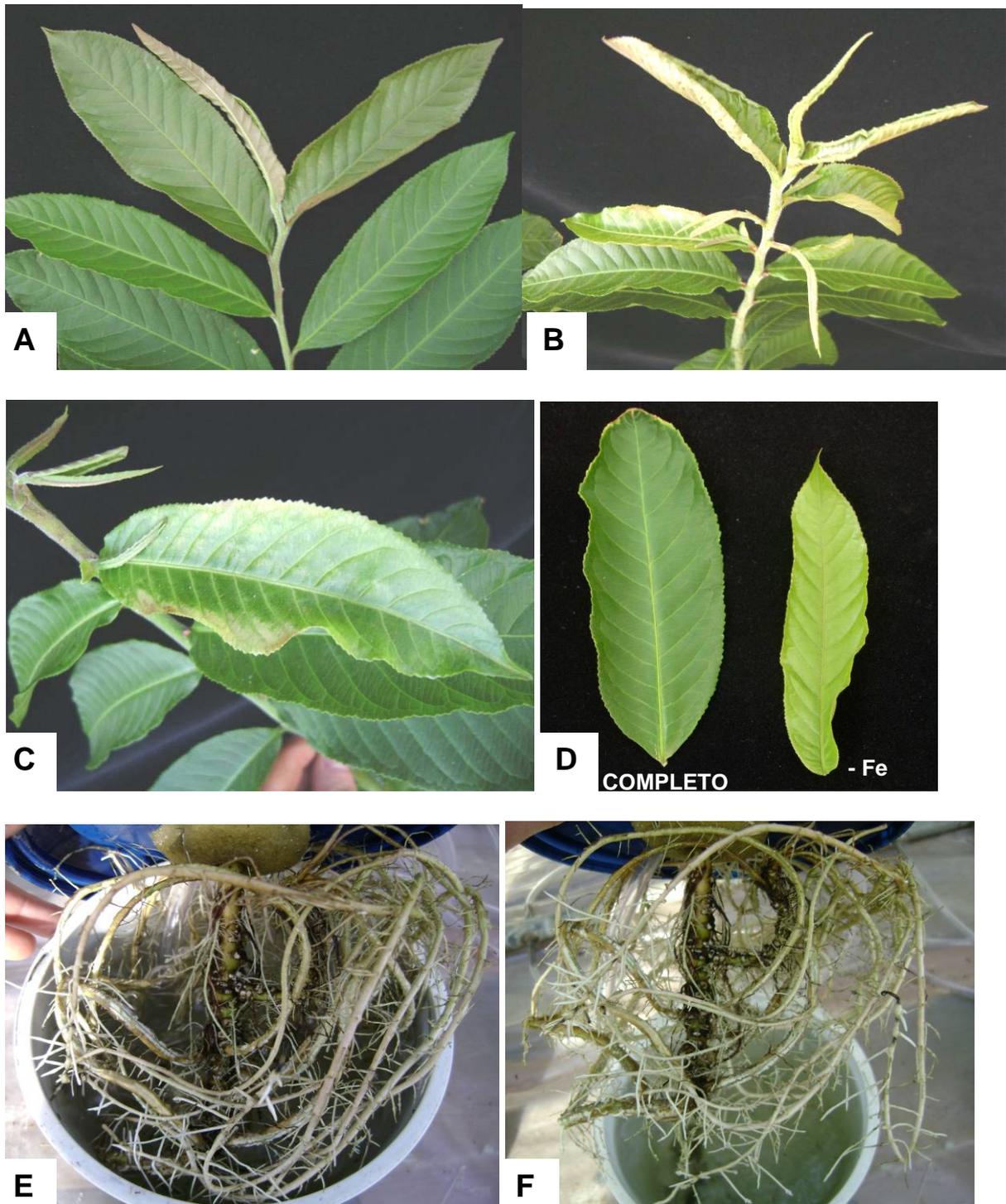


Figura 51 - Comparação entre folhas novas de plantas de jequitibá-branco sob tratamento completo (A e D) e deficientes em ferro (B, C e D). Raiz de plantas deficientes em ferro (E e F)

6.2.2.10 Manganês

As plantas de aroeira-pimenteira sofreram redução no teor de manganês nas folhas (16 mg kg^{-1}), quando comparadas às plantas do tratamento completo (33 mg kg^{-1}), todavia estatisticamente o teor de manganês dos caules das plantas deficientes em manganês (4 mg kg^{-1}) não diferiu das plantas submetidas ao tratamento completo (7 mg kg^{-1}) (Tabela 5).

As plantas baba-de-boi, apresentaram menores teores de manganês nas folhas e caule, cujos valores foram, respectivamente, 6 mg kg^{-1} e 2 mg kg^{-1} , quando comparados aos teores de manganês das plantas submetidas ao tratamento completo, que foram, respectivamente, 25 mg kg^{-1} e 6 mg kg^{-1} (Tabela 7).

As plantas de jequitibá-branco, deficientes em manganês, apresentaram os teores de manganês menores nas folhas, caules e raízes, cujos valores foram, respectivamente, 5 mg kg^{-1} ; 8 mg kg^{-1} e 9 mg kg^{-1} , em relação às plantas submetidas ao tratamento completo, cujos valores nas folhas, nos caules e nas raízes foram de 37 mg kg^{-1} ; 43 mg kg^{-1} e 41 mg kg^{-1} , respectivamente (Tabelas 10 e 11).

Necrose, com ramificação no ápice caulinar (Figura 52 e 54), demonstrando que houve alteração no tamanho, por perda da dominância apical, foram um dos sintomas típicos da deficiência de manganês observados pelas três espécies florestais. Além destes sintomas de carência de manganês, foram constatadas a má formação das folhas novas (Figuras 52, 53 e 54), com pontuações necróticas (Figura 54) e clorose nas folhas mais novas (Figura 53).

Os sintomas de clorose podem ser causados por um distúrbio na estrutura do cloroplasto como consequência de uma inibição da síntese de lipídeos.

A necrose no ápice caulinar e as pontuações necróticas nas folhas mais novas podem ser devido ao aumento na formação de radicais de oxigênio, como consequência da inibição da reação de Hill, sob alta intensidade de luz (RÖMHELD, 2001).

O manganês também é requerido em vários passos na biossíntese de lignina. Plantas deficientes deste elemento têm como sintoma no sistema radicular a baixa resistência das raízes a agentes patogênicos (TAIZ; ZIEGER, 2004).

Outro o sintoma de deficiência de manganês é a clorose internerval nas folhas (MARSCHNER, 1995), que não foi diagnóstica neste estudo.

Schinus terebinthifolius Raddi
Aroeira-pimenteira

Deficiência de Manganês

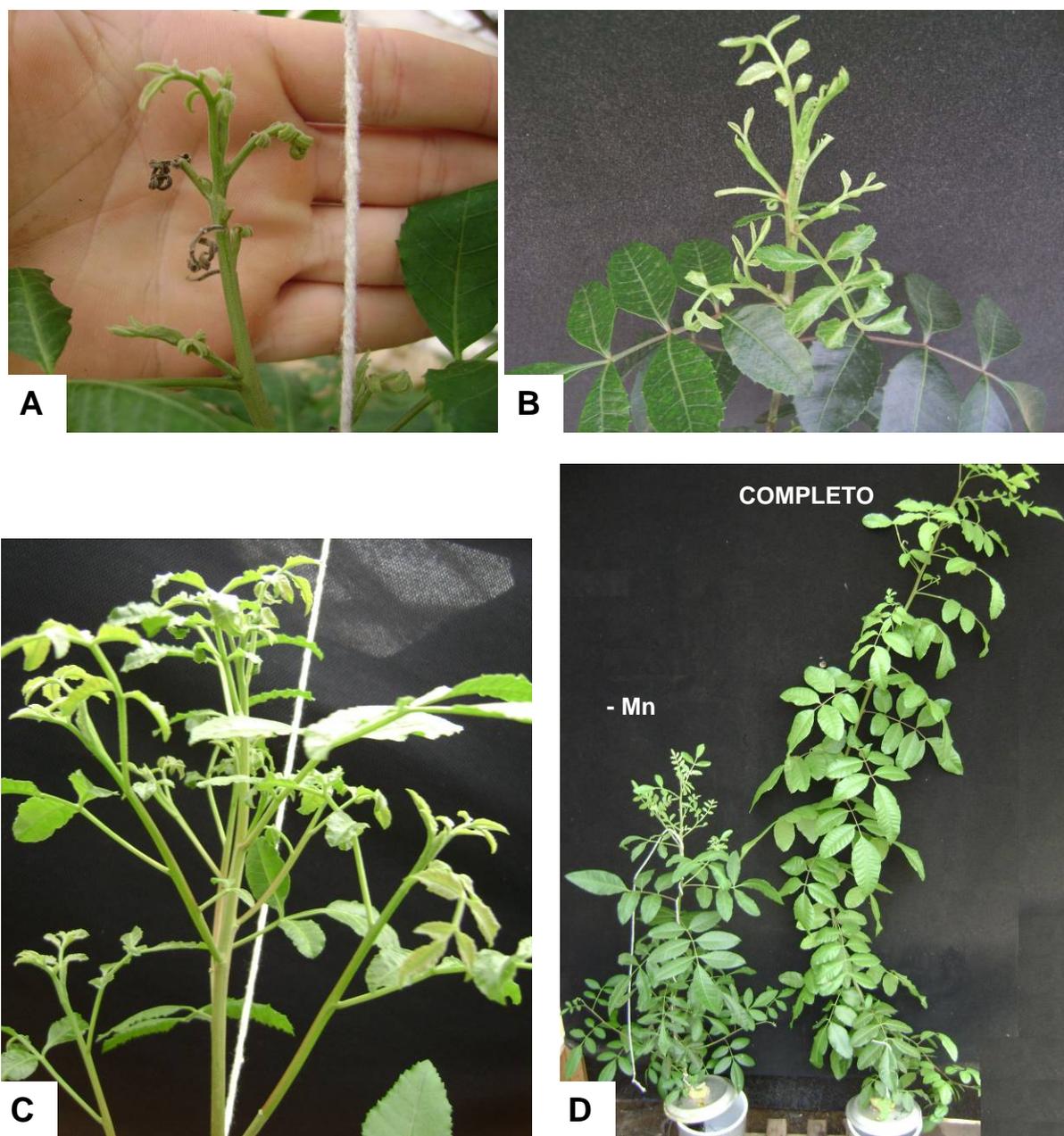


Figura 52 - Ápice caulinar de planta de aroeira-pimenteira deficiente em manganês (A, B e C). Comparação entre plantas deficientes em manganês e sob tratamento completo (D)

Cordia superba Cham.

Deficiência de Manganês

Baba-de-boi

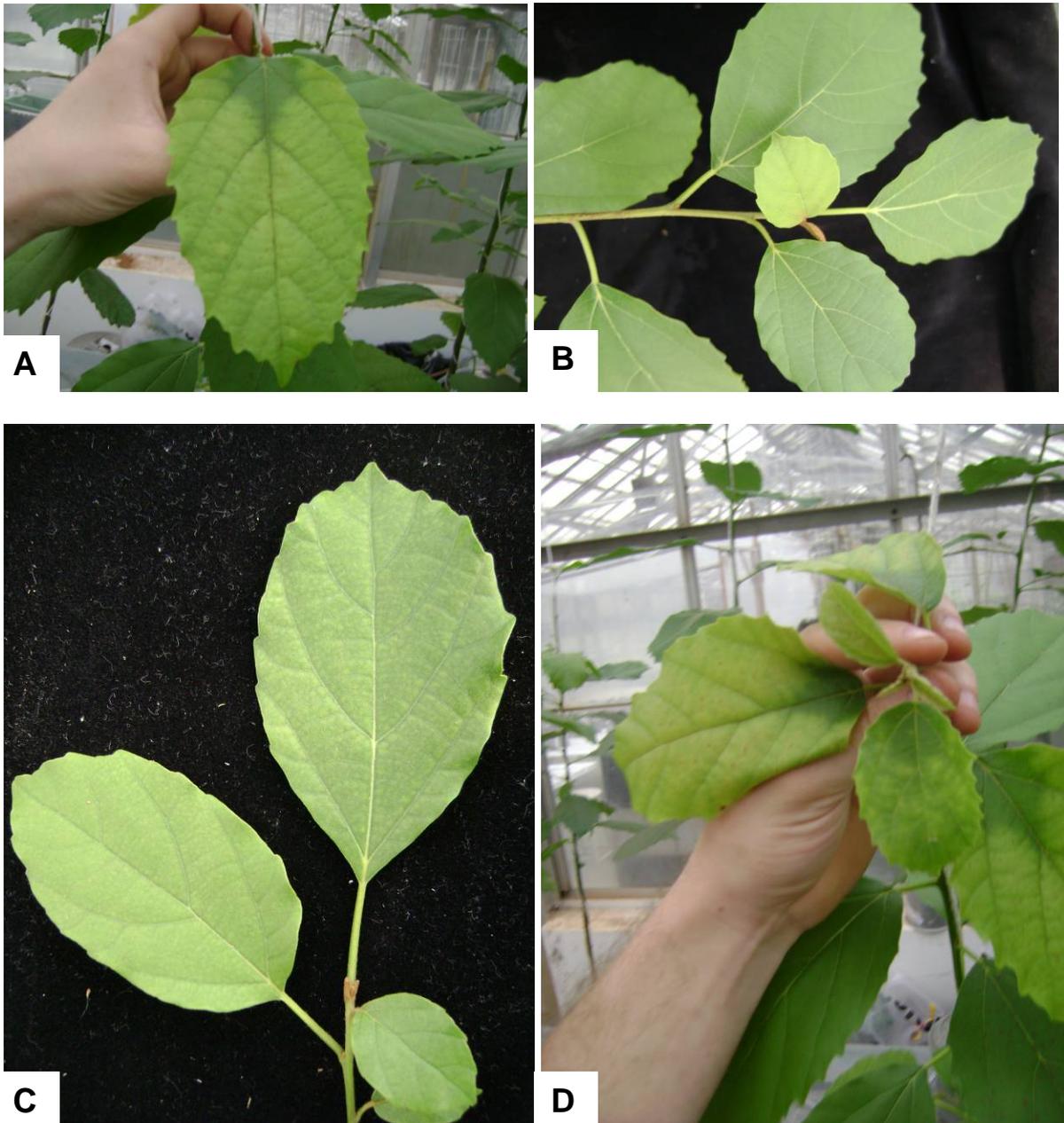


Figura 53 - Folhas novas de plantas de baba-de-boi deficientes em manganês (A, B, C e D)

Cariniana estrellensis (Raddi) Kintze
Jequitibá-branco

Deficiência de Manganês

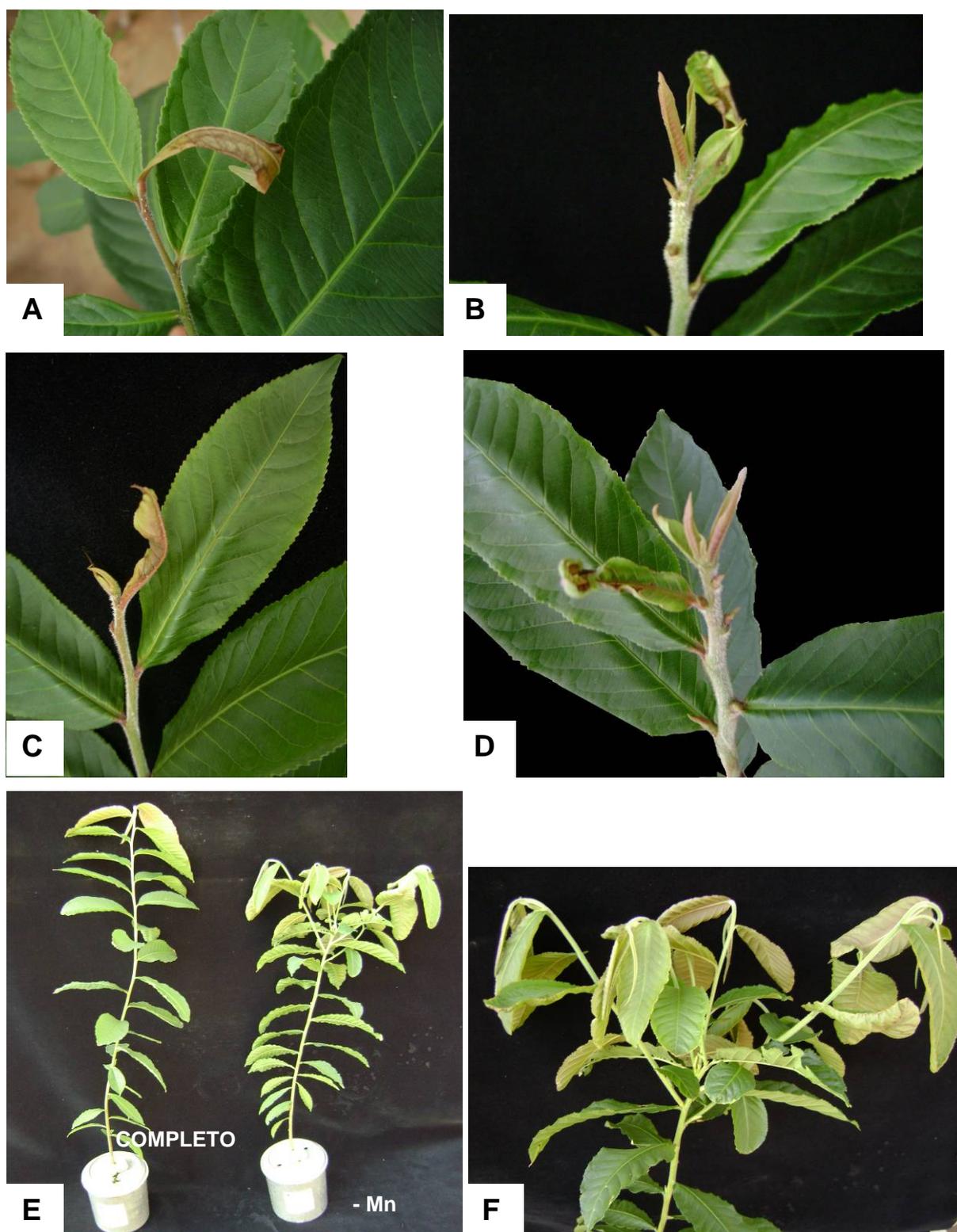


Figura 54 - Ápice caulinar e folhas novas de jequitibá-branco deficientes em manganês (A, B, C, D e F). Comparação entre plantas sob tratamento completo e deficiente de manganês (E)

6.2.2.11 Zinco

Submetidas ao tratamento com omissão de zinco, as plantas de aroeira-pimenteira sofreram redução nos teores desse nutriente nas folhas e nos caules, cujos valores foram, respectivamente, 9 mg kg⁻¹ e 5 mg kg⁻¹, quando comparados aos teores do tratamento completo, cujas folhas tinham teor médio de zinco de 20 mg kg⁻¹ e nos caules o teor médio de zinco foi de 17 mg kg⁻¹ (Tabela 5).

O mesmo não ocorreu com as plantas de baba-de-boi que até sofreram redução no teor de zinco nas folhas (16 mg kg⁻¹), quando comparados às plantas submetidas ao tratamento completo (27 mg kg⁻¹), mas estatisticamente o teor de zinco dos caules das plantas deficiente em zinco (4 mg kg⁻¹) não diferiu das plantas submetidas ao tratamento completo (6 mg kg⁻¹) (Tabela 7).

As folhas, caules e raízes das plantas de jequitibá-branco deficientes em zinco, apresentaram, respectivamente, teores deste nutriente de 7 mg kg⁻¹, 14 mg kg⁻¹ e 11 mg kg⁻¹, enquanto que os teores nos mesmos órgãos das plantas do tratamento completo foram de 26 mg kg⁻¹, 26 mg kg⁻¹ e 30 mg kg⁻¹, respectivamente (Tabelas 10 e 11).

A formação de internódios mais curtos, clorose e má formação das folhas novas (Figuras 55, 56 e 57) foram os principais sintomas de deficiência de zinco encontrados nas três espécies florestais nativas.

A deficiência de zinco afeta o crescimento da planta, com redução no crescimento dos internódios e produção de folhas retorcidas. Isso porque o zinco participa como componente estrutural e ativador das enzimas envolvidas no metabolismo do DNA e RNA, na divisão celular e na síntese de proteínas (MARSCHNER, 1995).

Salvador, Moreira e Muraoka (1999), em estudo com deficiência de zinco em goiabeira (*Psidium guajava*), verificaram que as manifestações morfológicas decorrentes da carência de zinco se estabeleceram 30 dias a partir do início do tratamento e foram mais pronunciadas nas folhas mais jovens. Essas folhas apresentaram-se pequenas, mais estreitas e pontiagudas, caracterizando a má formação foliar como vista nas espécies florestais nativas deste estudo, com nervuras salientes e encurvamento da lâmina para cima e, às vezes, para baixo ao longo da nervura principal, com as margens voltadas para a face central. Observou-se também clorose internerval com as nervuras bem realçadas de verde e manchas ou pequenas pontuações castanhas distribuídas pelo limbo.

Schinus terebinthifolius Raddi
Aroeira-pimenteira

Deficiência de Zinco

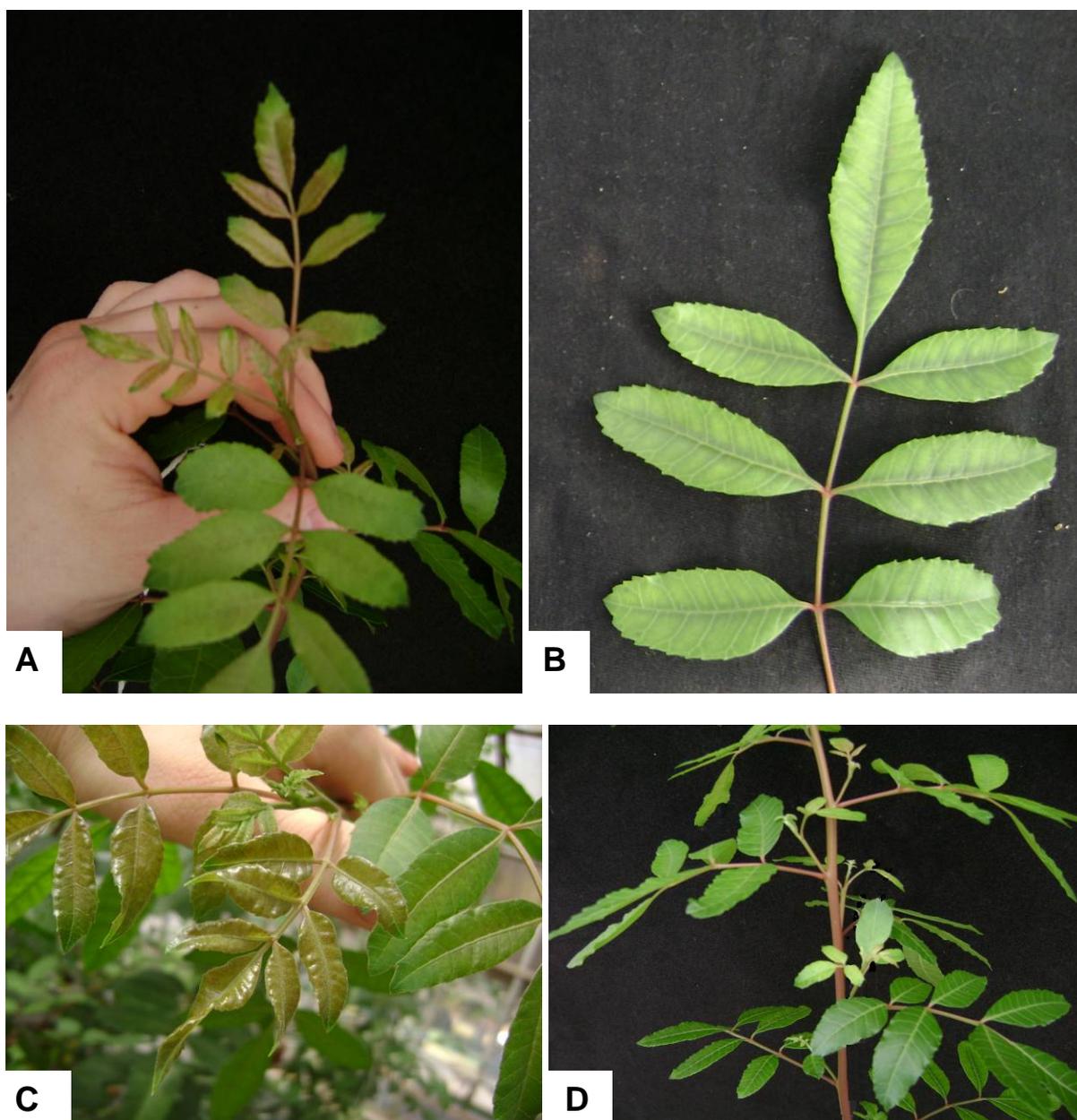


Figura 55 - Folhas novas (A, B e C) e internódios (D) de plantas de aroeira-pimenteira deficientes em zinco

Cordia superba Cham.

Baba-de-boi

Deficiência de Zinco

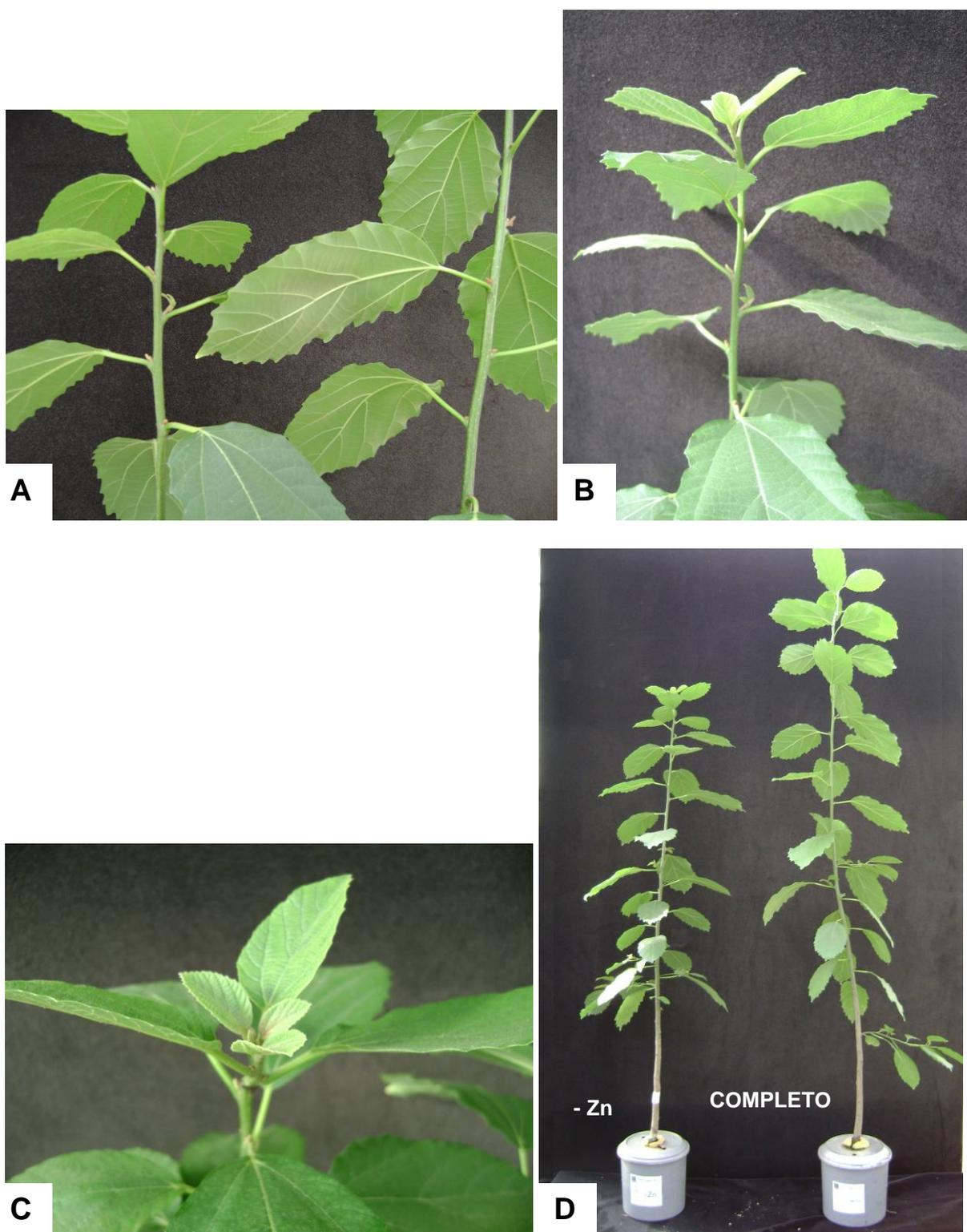


Figura 56 - Comparação entre intermédios (A e B) e altura (D) de plantas de baba-de-boi deficientes em zinco e sob tratamento completo e folhas novas de plantas deficientes em zinco

Cariniana estrellensis (Raddi) Kintze
Jequitibá-branco

Deficiência de Zinco

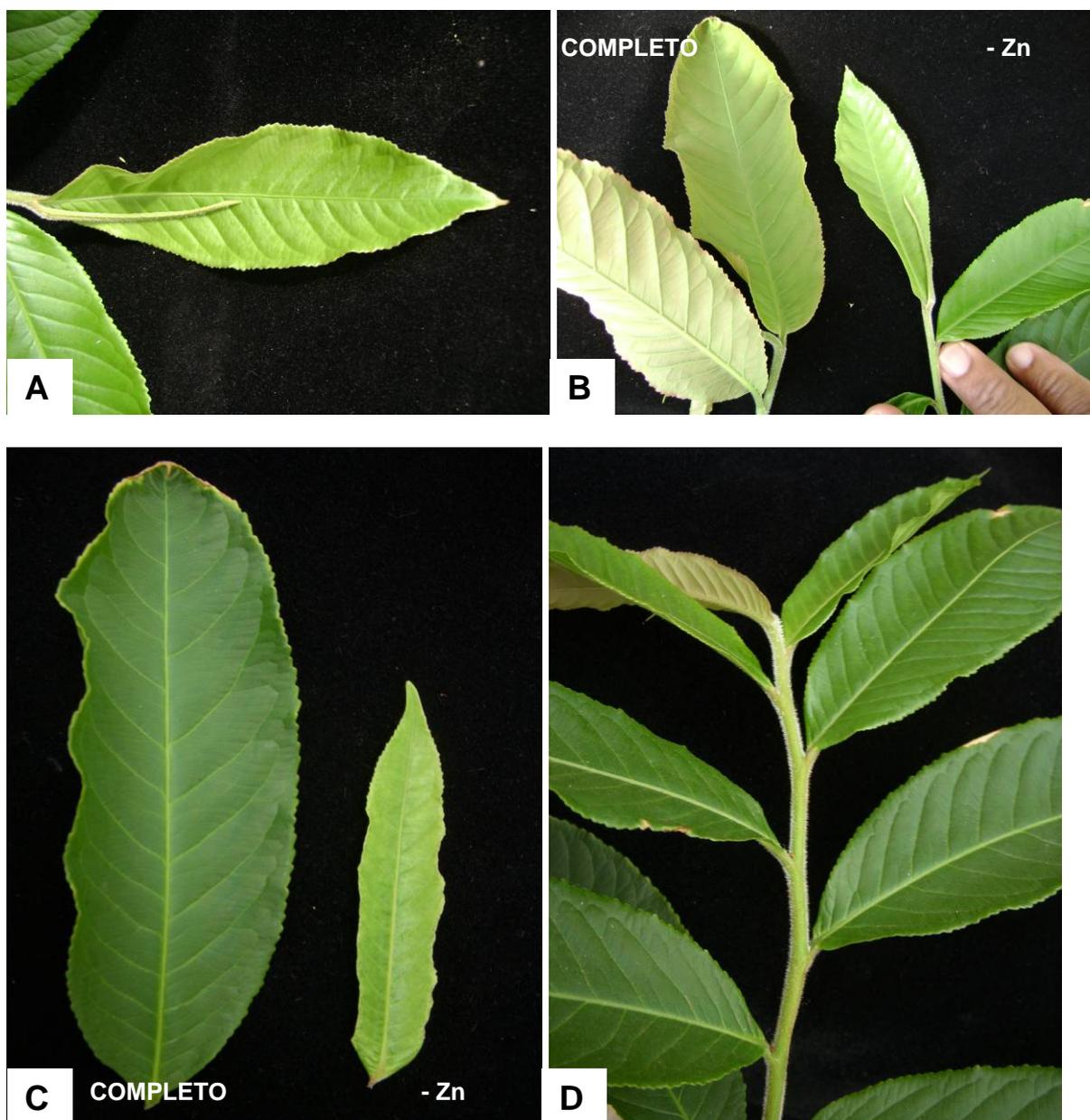


Figura 57 - Folhas novas (A e B), internódios (D) e comparação entre folhas novas de plantas de jequitibá-branco deficientes em zinco e sob tratamento completo (C)

6.3 Efeito da deficiência nutricional na taxa de assimilação de gás carbônico e na transpiração de jequitibá-branco

Vários trabalhos científicos (ALFONSI et. al., 2005; BATAGIN, 2008; NEVES, 2004; ROMERO, 2008; INOUE; RIBEIRO, 1988) consideram a assimilação de carbono como sendo a fotossíntese.

Alfonsi et. al. (2005), estudando, entre outros aspectos, as trocas gasosas fotossintéticas nos genótipos de *Coffea*, consideram as medidas de assimilação de carbono como fotossíntese líquida. Batagin (2008), na análise anátomo-fisiológicas de folhas de pupunheiras, também considerou a assimilação de carbono como fotossíntese líquida.

Neves (2004) considerou que a assimilação de carbono expressa a fotossíntese líquida máxima. Romero (2008), em estudo sobre a resposta fisiológica de plantas de *Eucalyptus grandis* à adubação com potássio ou sódio, considerou a assimilação de carbono como sendo a taxa de fotossíntese.

Inoue e Ribeiro (1988) descreveram como fotossíntese líquida a quantidade líquida de CO₂ assimilado por unidade de área foliar por unidade de tempo (micromol de CO₂ por segundo por metro quadrado)

No presente estudo, os efeitos da deficiência nutricional na assimilação de carbono serão avaliados tendo em vista que a assimilação de carbono está associada diretamente aos processos fotossintéticos.

Isso porque, quanto maior a absorção de CO₂ pela folha, maior sua atividade fotossintética. Consequentemente, qualquer mudança na atividade fotossintética ou respiratória da folha será refletida na concentração final de CO₂, que pode ser medida com auxílio do analisador de gás por infravermelho portátil (*Infrared Gas Analyzer* - IRGA)

Além da assimilação de carbono, são apresentados os resultados e principais efeitos na transpiração das plantas com deficiência nutricional.

6.3.1 Efeito da deficiência de nitrogênio na assimilação de gás carbônico e transpiração em plantas de jequitibá-branco

A deficiência de nitrogênio causou significativa diminuição na taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 58) e na taxa de transpiração (Figura 59), nas três partes das plantas de jequitibá-branco submetidas ao tratamento com carência de nitrogênio.

A diminuição na taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 58) deve-se, principalmente, ao fato de o nitrogênio ter função estrutural fazendo parte dos nucleotídeos, os quais formam os ácidos nucleicos, como por exemplo, o DNA e o RNA. (EPSTEIN; BLOOM, 2006). Além disso, o nitrogênio está presente nos aminoácidos que formam as proteínas e na própria molécula de clorofila, pigmentos especializados na captação da luz.

A deficiência de nitrogênio causou a má formação e diminuiu na produção de clorofila e modificações na forma dos cloroplastos, conduzindo ao amarelamento das folhas (MALAVOLTA; VITTI; OLIVEIRA, 1997), o que afetou a assimilação de gás carbônico nas plantas de jequitibá-branco (Figura 58).

Além de o nitrogênio estar presente em vários outros compostos que são de grande importância fisiológica no metabolismo, tais como a clorofila, como visto anteriormente, também está presente na constituição dos nucleotídeos, fosfatídeos, alcalóides e ainda em muitas enzimas, hormônios e vitaminas, sendo que muitas destas moléculas são responsáveis direta ou indiretamente pela fotossíntese (JACOB; UEXKÜLL, 1958).

O comprometimento da assimilação de gás carbônico e da transpiração de todas as três partes das plantas deficientes em nitrogênio deve-se a alta mobilidade deste nutriente na planta, uma vez que na deficiência deste nutriente ele é facilmente redistribuído na forma de aminoácidos via floema para as partes novas, principalmente para as folhas jovens e regiões meristemáticas. Logo, os sintomas são visíveis inicialmente nas folhas mais velhas, sendo que, posteriormente, há o comprometimento das funções fisiológicas, também, das folhas mais novas.

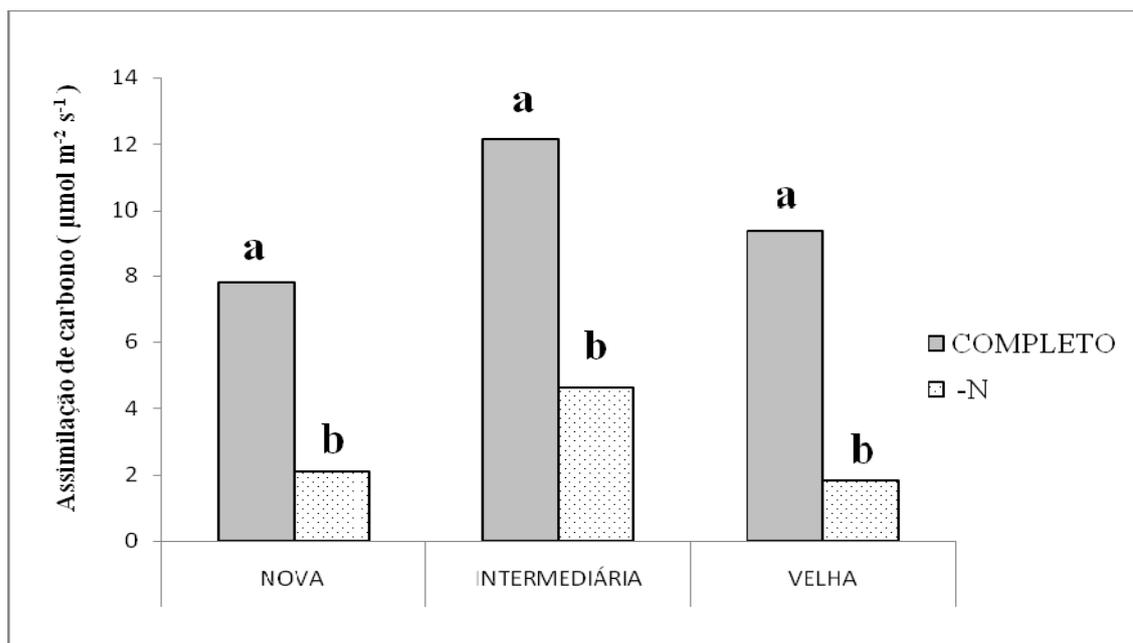


Figura 58 – Assimilação de carbono pelas folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em nitrogênio. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,7 e CV(%)=11; Folhas intermediárias: DMS=1,0 e CV(%)=9; Folhas velhas: DMS=0,7 e CV(%)=10

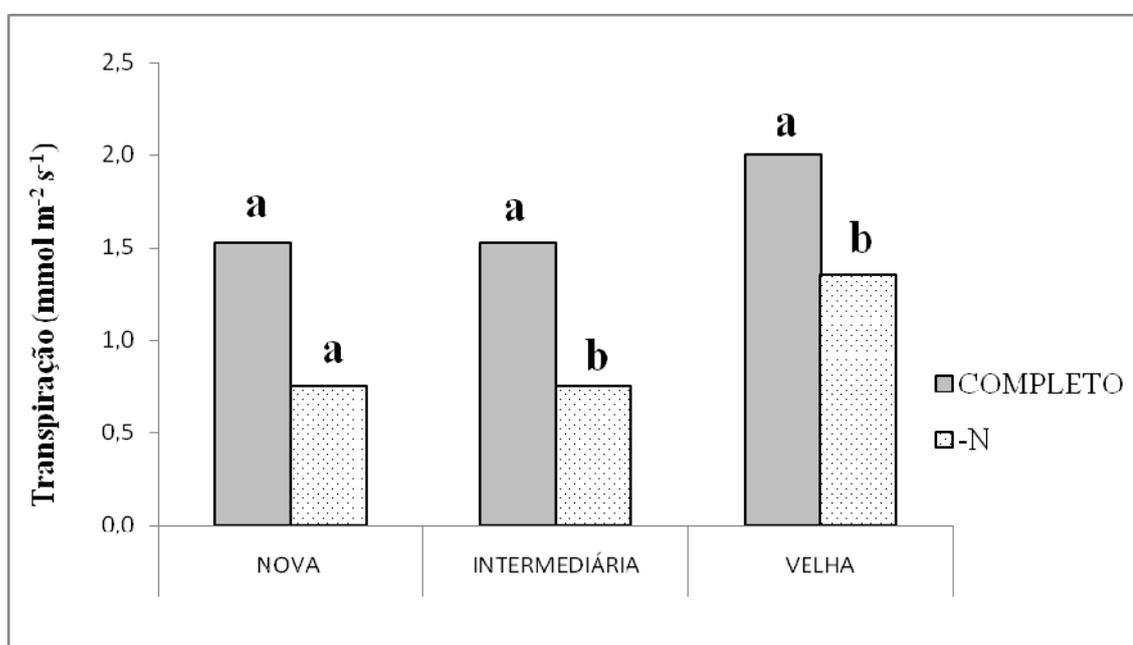


Figura 59 - Transpiração das folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em nitrogênio. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,1 e CV(%)=7; Folhas intermediárias: DMS=1,0 e CV(%)=7; Folhas velhas: DMS=0,2 e CV(%)=9

6.3.2 Efeito da deficiência de fósforo na assimilação de gás carbônico e transpiração em plantas de jequitibá-branco

Quando comparado às plantas sob tratamento completo, houve a diminuição, na taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 60) e na taxa de transpiração (Figura 61), nas folhas das três partes das plantas de jequitibá-branco deficientes de fósforo.

Assim como o nitrogênio, o fósforo possui também papel estrutural, fazendo parte dos nucleotídeos, os quais formam os ácidos nucléicos, tais como o DNA e RNA, que são importantes moléculas responsáveis, respectivamente, pelo armazenamento e transferência da informação genética. Em ambos, o fosfato forma uma ponte entre as unidades de ribonucleosídeos para formar as macromoléculas (EPSTEIN; BLOOM, 2006). Logo, tanto o armazenamento e a transferência da informação genética, assim como a síntese de proteína são prejudicados pela deficiência de fósforo.

Além disso, tanto na fotossíntese quanto na respiração dos vegetais, há geração química de energia química utilizável, na forma de adenosina trifosfato - ATP, cuja síntese é mediada por um gradiente de hidrogênio transmembrana, sendo que o fósforo é dos elementos fundamentais para a formação da molécula de ATP. A deficiência de fósforo, afetando a síntese de ATP, compromete a fotossíntese, ou seja, a taxa de assimilação de gás carbônico, como visto na Figura 58. A energia liberado durante a glicólise, respiração ou fotossíntese é utilizada para a síntese de pirofosfato (composto de alta energia), e na hidrólise desta ligação 7,6 kcal mol⁻¹ de ATP são liberados. O ATP é o principal composto rico em energia requerido para a síntese de amido, sendo que a energia do ATP pode ser também transferida para outras coenzimas as quais diferem do ATP somente na base nitrogenada, por exemplo, uridina trifosfato (UTP) e guanosina trifosfato (GTP), as quais são requeridas para a síntese da sacarose e celulose, respectivamente.

Portanto, a participação da composição destas moléculas energéticas faz com que o fósforo, mesmo requerido em pequenas quantidades, seja fundamental para o desenvolvimento celular vegetal e, conseqüentemente, para o desenvolvimento morfológico e fisiológico vegetal (RAVEN, 1996).

Como o fósforo é um nutriente móvel na planta, ele é redistribuído pelo floema, onde é encontrado nas formas de fosforil colina e fósforo inorgânico.

Na redução do suprimento de fósforo, o fósforo inorgânico é redistribuído das folhas velhas para as novas, e como consequência, o sintoma visual de deficiência tem início nas folhas velhas.

As taxas de assimilação de gás carbônico e de transpiração, das folhas novas, intermediárias e velhas das plantas deficientes em fósforo foram menores quando comparado as plantas submetidas ao tratamento completo.

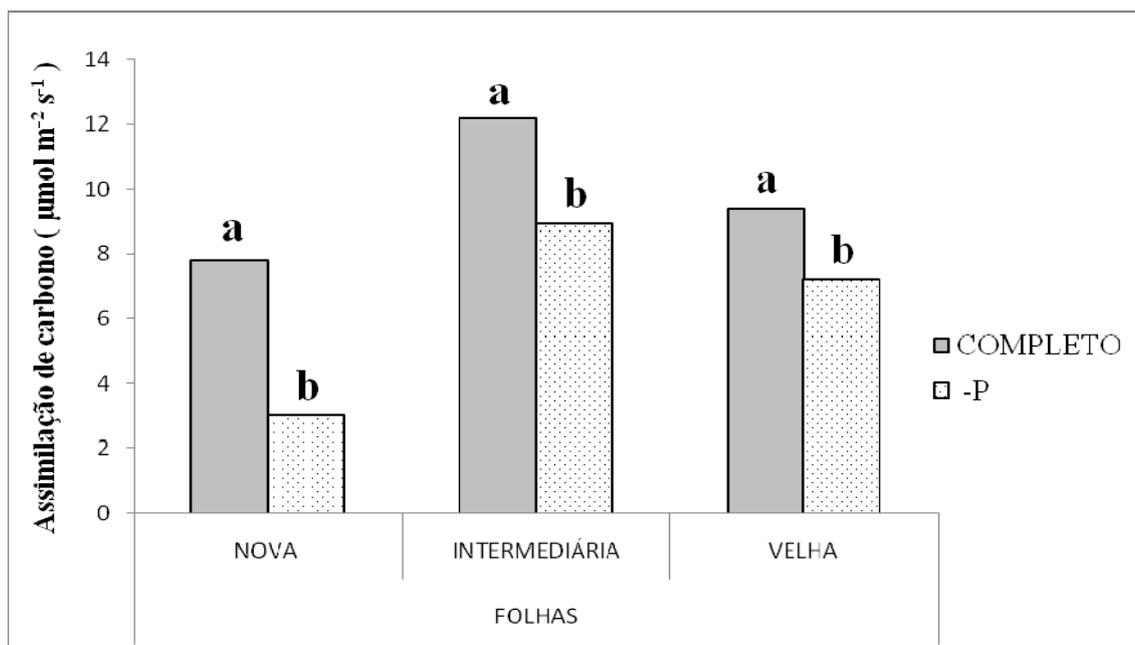


Figura 60 – Assimilação de gás carbônico pelas folhas das três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em fósforo. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,6 e CV(%)=9; Folhas intermediárias: DMS=0,8 e CV(%)=6; Folhas velhas: DMS=0,8 e CV(%)=7

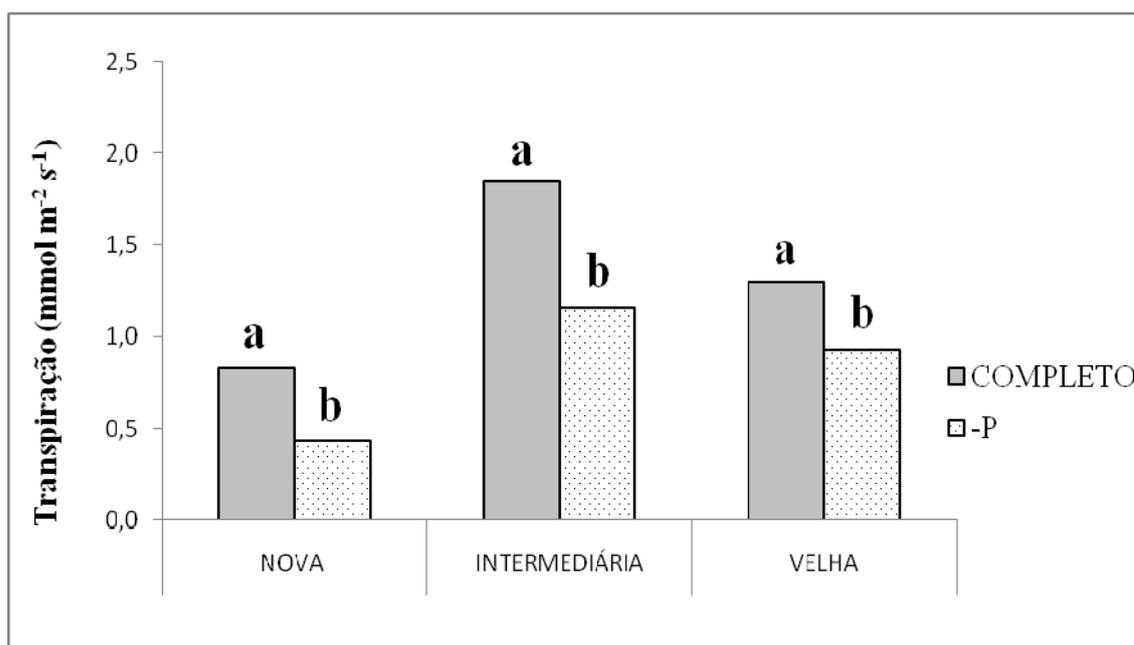


Figura 61 - Transpiração das folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em fósforo. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,1 e CV(%)=11; Folhas intermediárias: DMS=0,2 e CV(%)=10; Folhas velhas: DMS=0,1 e CV(%)=7

6.3.3 Efeito da deficiência de potássio na assimilação de gás carbônico e transpiração em plantas de jequitibá-branco

A deficiência de potássio diminuiu, em relação ao tratamento completo, a taxa de assimilação de gás carbônico as folhas intermediárias e velhas (Figura 62), e a taxa de transpiração das folhas novas, velhas e intermediárias (Figura 63) das plantas de jequitibá-branco deficientes em potássio.

A diminuição da taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 62), nas folhas intermediárias e velhas das plantas de jequitibá-branco submetidas ao tratamento com carência de potássio, deve-se ao fato de o potássio desempenhar papel na regulação do potencial osmótico da célula vegetal, além de ativar enzimas envolvidas na respiração e na fotossíntese (TAIZ; ZIEGER, 2004). Além disso, estando o potássio envolvido no controle do movimento estomático, justifica a redução na taxa de transpiração (Figura 63) nas folhas intermediárias e velhas das plantas de jequitibá-branco submetidas ao tratamento com carência de potássio, uma vez que o comprometimento das funções dos estômatos altera a taxa de transpiração da planta.

Também, os resultados encontrados nas Figuras 62 e 63 justificam-se, pois o potássio atua na fotossíntese em vários níveis, como por exemplo, no fluxo de H^+ através das membranas dos tilacóides mantendo o gradiente de pH transmembrana para a síntese de ATP (EPSTEIN; BLOOM, 2005).

Além disso, por ser o potássio ativador de numerosas enzimas, sua deficiência acarreta distúrbios em reações metabólicas de acumulação de compostos nitrogenados livres ou solúveis, comprometendo, desta forma, a fotossíntese das plantas de jequitibá-branco deficientes em potássio (EPSTEIN, 1975).

O elemento potássio por ser remobilizado para as folhas mais jovens, os sintomas de deficiência aparecem inicialmente nas folhas mais velhas (TAIZ; ZIEGER, 2004), o que justifica o fato de a deficiência de potássio diminuir somente a taxa de assimilação de gás do jequitibá-branco deficiente de potássio.

Portanto, como visto anteriormente, as funções do potássio, de ativação enzimática de inúmeras enzimas, de balanço de cátion/ânions, de abertura e fechamento dos estômatos, de participação no controle das relações hídricas das plantas, de transporte de açúcares, de síntese de proteína de produção de ATP, são funções estritamente regulatórias de processos fisiológicos, justificam os resultados encontrados nas Figuras 62 e 63 (KERBAUY, 2004).

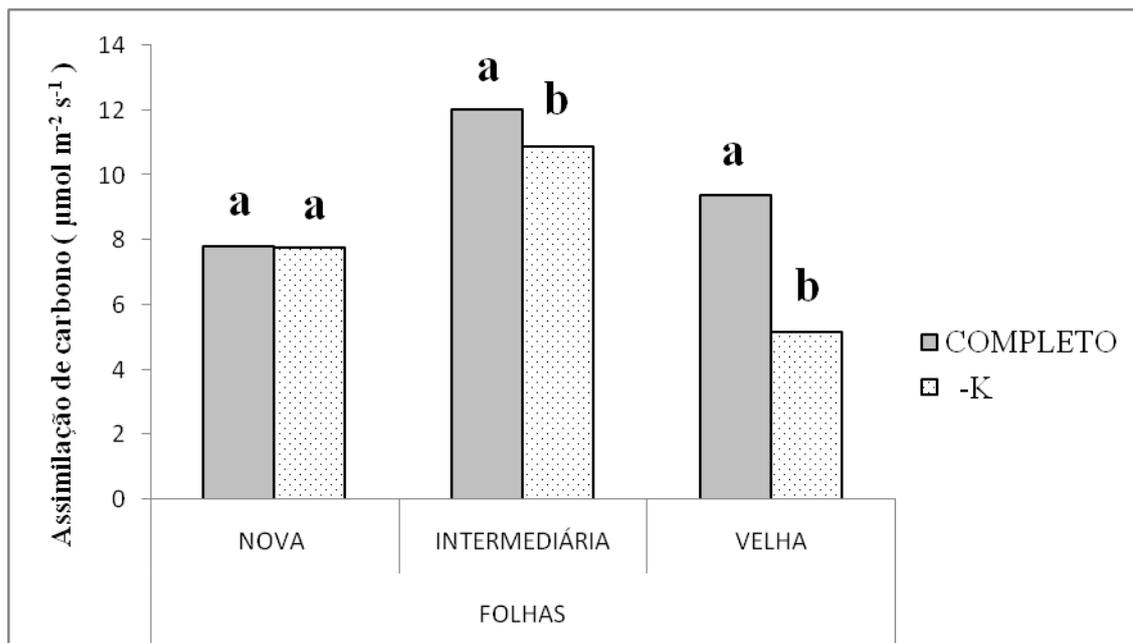


Figura 62 – Assimilação de gás carbônico pelas folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em potássio. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,9 e CV(%)=9; Folhas intermediárias: DMS=0,9 e CV(%)=6; Folhas velhas: DMS=0,9 e CV(%)=9

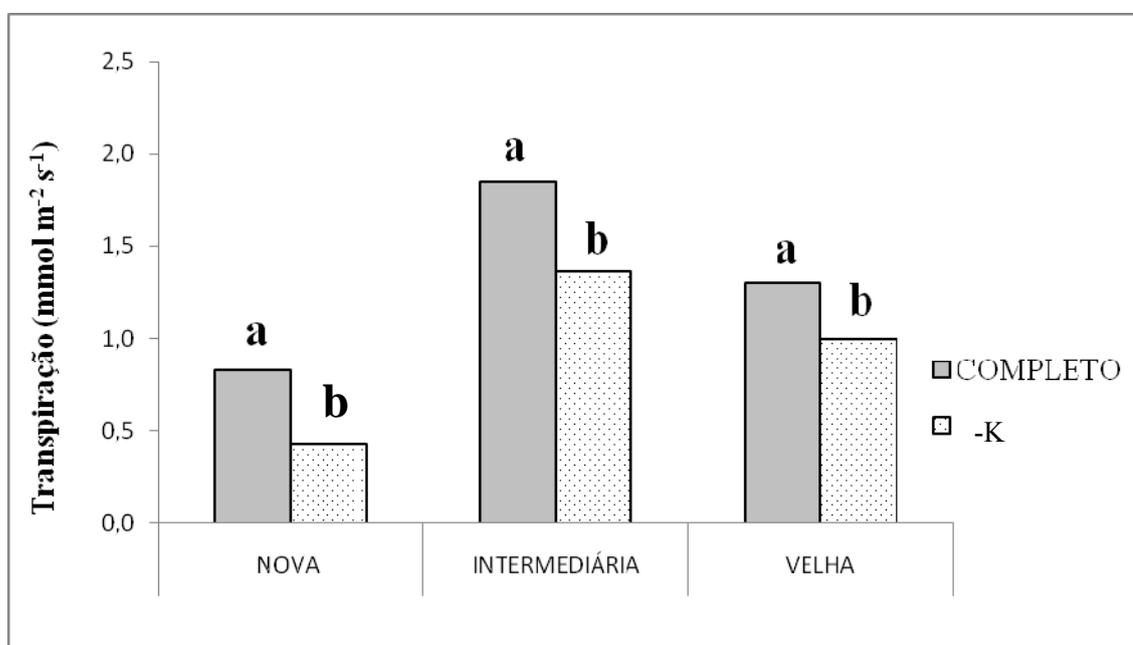


Figura 63 - Transpiração das folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em potássio. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,2 e CV(%)=11; Folhas intermediárias: DMS=0,2 e CV(%)=10; Folhas velhas: DMS=0,2 e CV(%) = 7

6.3.4 Efeito da deficiência de cálcio na assimilação de gás carbônico e transpiração em plantas de jequitibá-branco

Houve diminuição, em relação às plantas supridas em cálcio, na taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 64) e na taxa de transpiração (Figura 65) das folhas intermediárias e velhas das plantas de jequitibá-branco submetidas ao tratamento com deficiência de cálcio fato este que não ocorreu quando as medidas mencionadas foram feitas nas folhas novas (Figuras 64 e 65).

A diminuição na taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 64) e na taxa de transpiração (Figura 65) deve-se, pois, ao processo metabólico, sendo que o cálcio afeta a atividade de hormônios e de enzimas, que regulam a senescência e a abscisão das folhas e frutos (MALAVOLTA, 1980; MENGEL; KIRKBY, 1987; MARSCHNER, 1995).

Além disso, o comprometimento do metabolismo das plantas de jequitibá-branco deficientes de cálcio ocorre porque o cálcio atua como mensageiro secundário ao ativar uma proteína chamada calmodulina, a qual, por sua vez, ativa uma série de enzimas importantes para a fotossíntese da planta (MALAVOLTA, 1980).

Portanto, a senescência precoce das folhas e o comprometimento das reações metabólicas afetam a taxa de assimilação de gás carbônico e de transpiração. Conseqüentemente houve um comprometimento do processo fotossintético causado pela deficiência de cálcio.

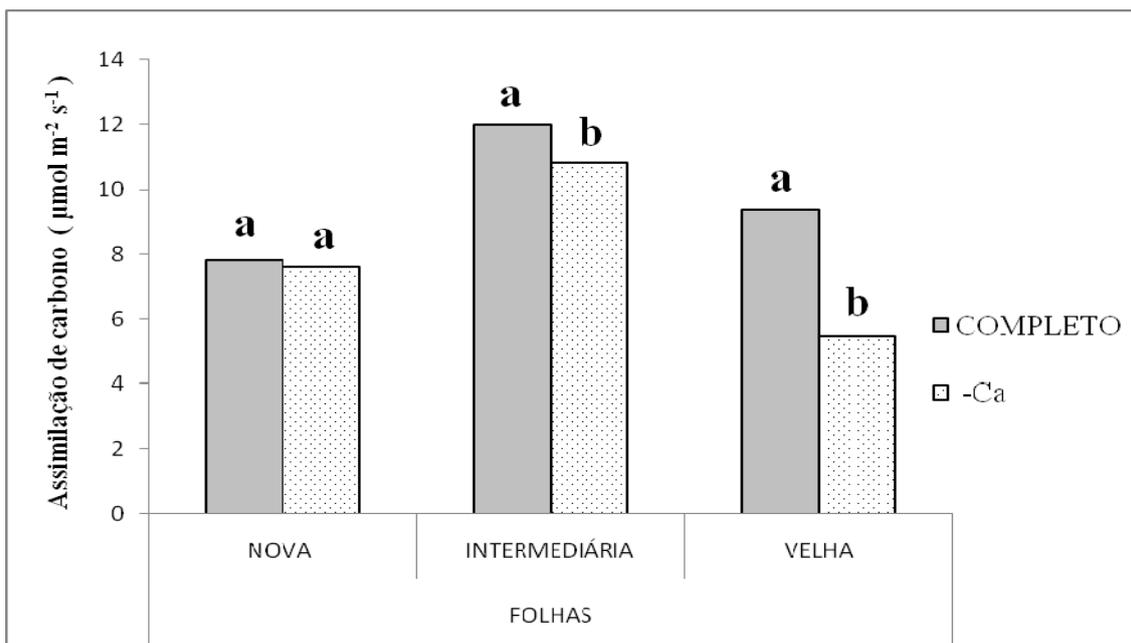


Figura 64 - Assimilação de gás carbônico pelas folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em cálcio. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,6 e CV(%)=6; Folhas intermediárias: DMS=0,7 e CV(%)=5; Folhas velhas: DMS=0,8 e CV(%)=9

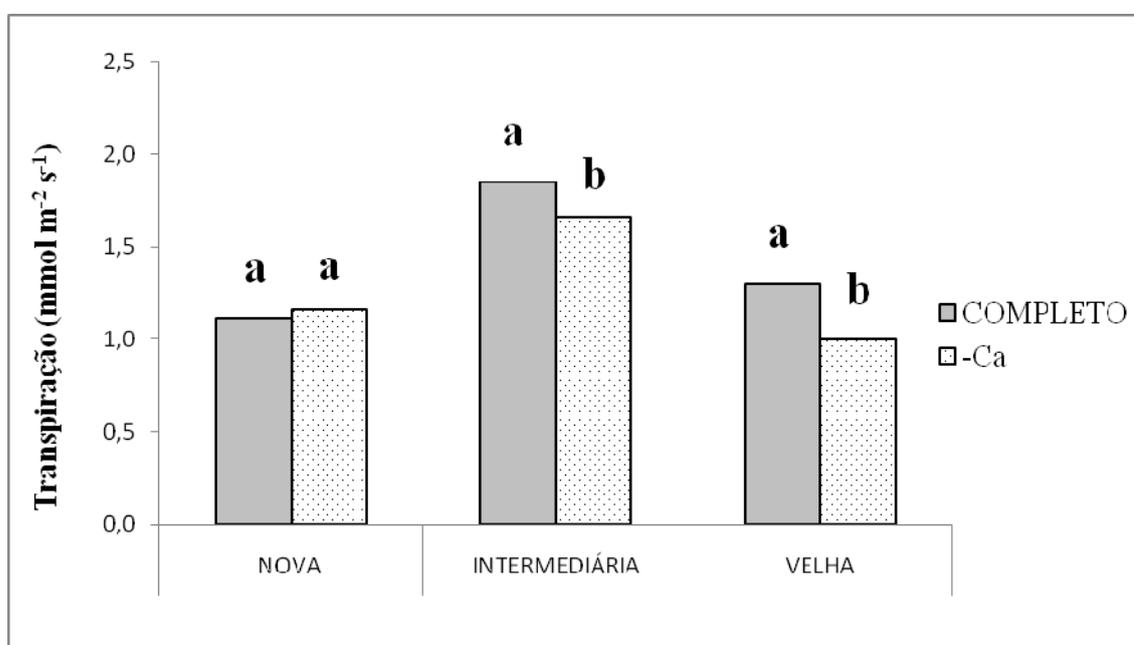


Figura 65 - Transpiração das folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em cálcio. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,2 e CV(%)=14; Folhas intermediárias: DMS=0,1 e CV(%)=5; Folhas velhas: DMS=0,1 e CV(%)=9

6.3.5 Efeito da deficiência de magnésio na assimilação de gás carbônico e transpiração em plantas de jequitibá-branco

A deficiência de magnésio diminuiu a taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 66) nas folhas intermediárias e velhas das plantas de jequitibá-branco, todavia não diminuiu nas folhas novas.

Com relação à taxa de transpiração (Figura 67), houve diminuição em todas as folhas das plantas de jequitibá-branco que foram submetidas ao tratamento carente em magnésio em relação ao tratamento completo.

A diminuição da taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 66) justifica-se uma vez que o magnésio é um elemento móvel no floema e, portanto, redistribui-se facilmente nas folhas e tecidos mais velhos para regiões de maiores exigências, como os meristemas e órgãos de reserva (EPSTEIN, 1975). Desta forma, os sintomas de deficiência de magnésio aparecem inicialmente nas folhas mais velhas, fato este com consequência na taxa de assimilação de gás carbono.

A diminuição da taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 66) causada pela deficiência do magnésio justifica-se, pois, este nutriente também é parte da estrutura da molécula de clorofila, juntamente com o nitrogênio e outros elementos (TAIZ; ZIEGER, 2004). Portanto, a deficiência de magnésio comprometerá a síntese de clorofila limitando a fotossíntese, como visto pelo comprometimento da taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 66).

Além de ser um dos principais ativadores enzimáticos na respiração, na fotossíntese e na síntese de DNA e RNA, o magnésio também faz parte de muitas metaloenzimas, ou seja, as enzimas que possuem um metal em sua estrutura (TAIZ; ZIEGER, 2004).

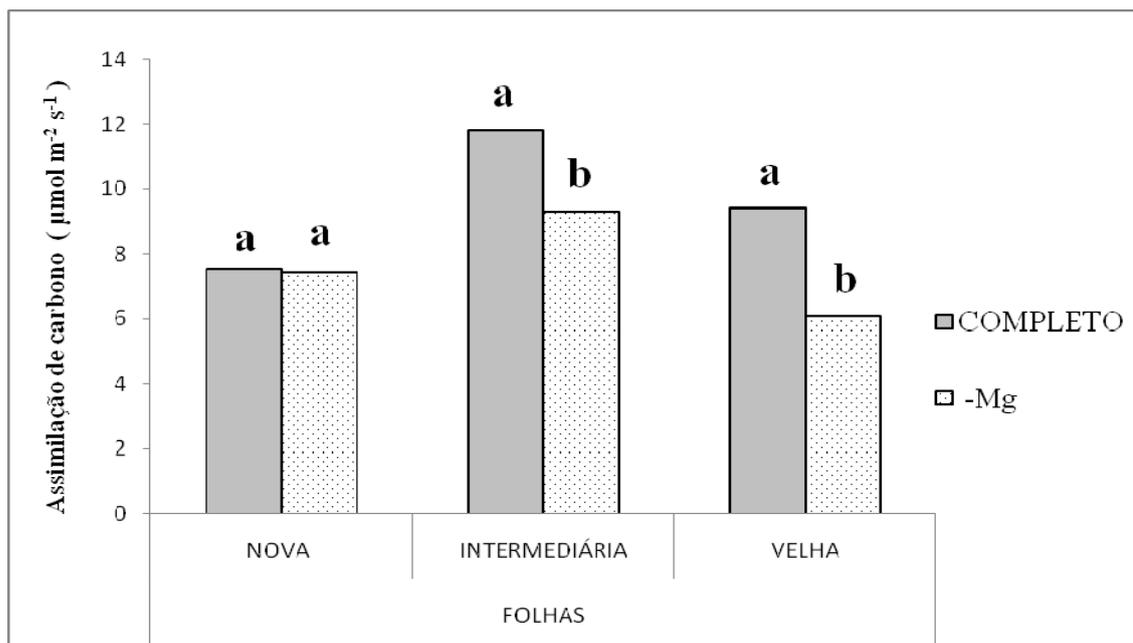


Figura 66 - Assimilação de gás carbônico pelas folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em magnésio. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,4 e CV(%)=4; Folhas intermediárias: DMS=0,7 e CV(%)=5; Folhas velhas: DMS=0,7 e CV(%)=7

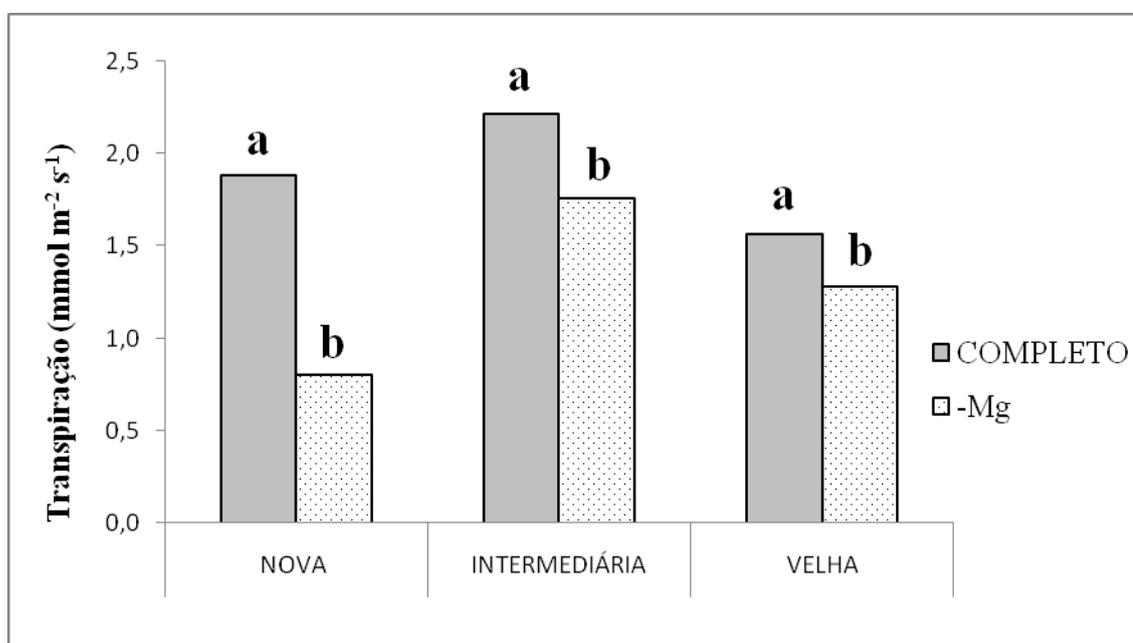


Figura 67 - Transpiração das folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em magnésio. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,2 e CV(%)=11; Folhas intermediárias: DMS=0,2 e CV(%)=7; Folhas velhas: DMS=0,1 e CV(%)=7

6.3.6 Efeito da deficiência de enxofre na assimilação de gás carbônico e transpiração em plantas de jequitibá-branco

A deficiência de enxofre causou diminuição na taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 68) e na taxa de transpiração (Figura 69), pelas folhas das três partes das plantas de jequitibá-branco submetidas ao tratamento com carência de enxofre, quando comparado ao tratamento completo.

O enxofre é pouco redistribuído (MARSCHNER, 1995). Isto pode explicar a pequena diferença na taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 68) entre as folhas intermediárias e velhas das plantas deficientes em enxofre em relação às plantas do tratamento completo.

A diminuição na taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 68) e na taxa de transpiração (Figura 69), nas três partes das plantas de jequitibá-branco deficientes em enxofre, é justificado pelo comprometimento de algumas etapas o processo da fotossíntese: na rota glicolítica, por exemplo, a descarboxilação do piruvato e a formação do acetil coenzima A. Estas reações são catalisadas por um complexo multienzimático envolvendo três coenzimas contendo enxofre, a tiamina pirofosfato (TPP), o ácido lipóico (sistema redox) e um grupo sulfúrico de coenzima A (KERBAUY, 2004). Portanto, inexistindo a tiamina pirofosfato, ácido lipóico e o grupo sulfúrico de coenzima A, a descarboxilação do piruvato e a formação do acetil coenzima A não serão catalisadas. Assim, assimilação de gás carbônico também ficará comprometida.

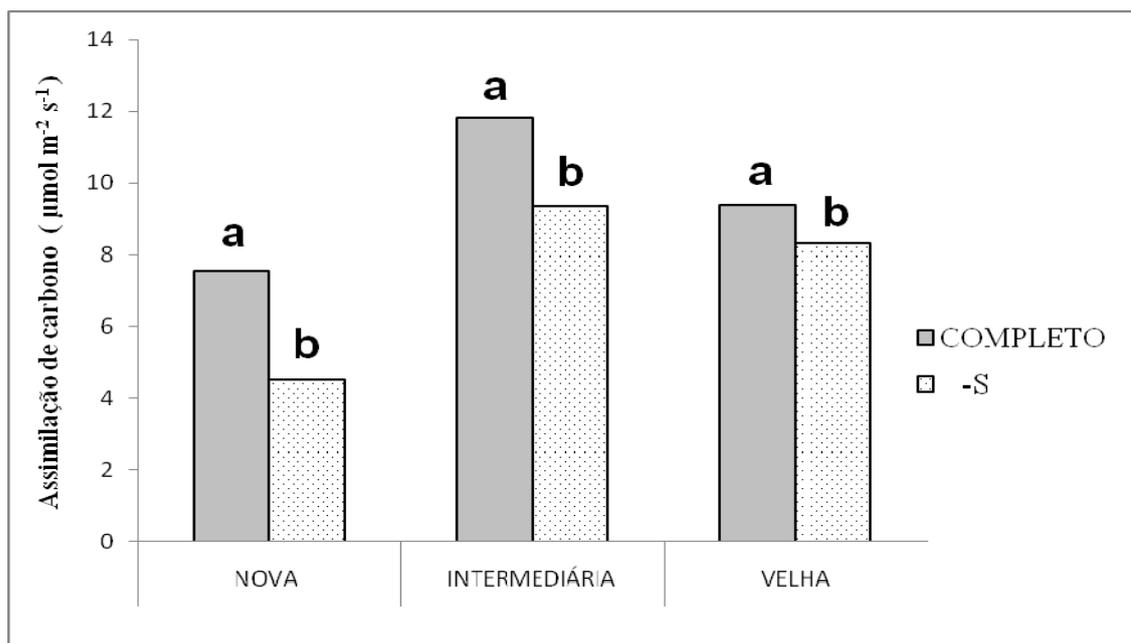


Figura 68 - Assimilação de gás carbônico pelas folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em enxofre. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,5 e CV(%)=7; Folhas intermediárias: DMS=0,7 e CV(%)=5; Folhas velhas: DMS=0,6 e CV(%)=5

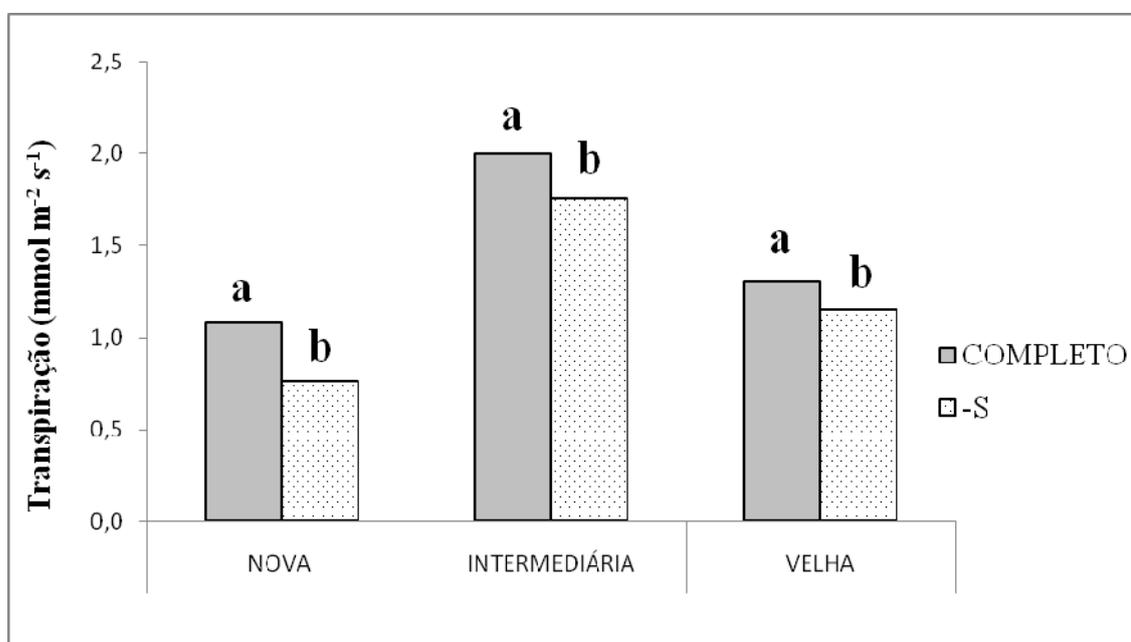


Figura 69 - Transpiração das folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em enxofre. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,3 e CV(%)=22; Folhas intermediárias: DMS=0,2 e CV(%)=8; Folhas velhas: DMS=0,1 e CV(%)=8

6.3.7 Efeito da deficiência de boro na assimilação de gás carbônico e transpiração em plantas de jequitibá-branco

A deficiência de boro diminuiu a taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 70) nas folhas mais novas das plantas de jequitibá-branco, mas o mesmo não ocorreu nas folhas intermediárias e velhas.

Contudo, houve diminuição da taxa de transpiração (Figura 71) das folhas de todas as partes das plantas de jequitibá-branco submetidas ao tratamento deficiente de boro, quando comparado ao tratamento completo.

Mesmo que a função do boro no processo fotossintético ainda seja desconhecida, a deficiência pode afetar o funcionamento das membranas do cloroplasto, afetando o transporte de elétrons nos tilacóides, resultando em fotoinibição (GOLDBACH et al., 2007).

A deficiência de boro pode afetar indiretamente a fotossíntese e a transpiração através da diminuição da área foliar e pela alteração dos compostos presentes na folha. Isso por que o boro tem como principais funções o transporte de açúcares, o metabolismo do RNA, a síntese do ácido indolacético – AIA, o metabolismo fenólico, a síntese de parede celular, a lignificação, e a constituição de estrutura da parede celular (KERBAUY, 2004). Nesta longa lista de funções do boro, Malavolta (2006) acrescenta ainda que este nutriente esteja envolvido em um grande número de rotas metabólicas, e como efeito “cascata”, como é conhecido, por exemplo, para os fitormônios.

A participação do boro em um grande número de rotas metabólicas, na diminuição da área foliar, pela alteração dos compostos presentes na folha e, principalmente, pela deficiência do boro afetar o funcionamento das membranas do cloroplasto, pode-se explicar porque a deficiência de boro prejudicou o desempenho fotossintético.

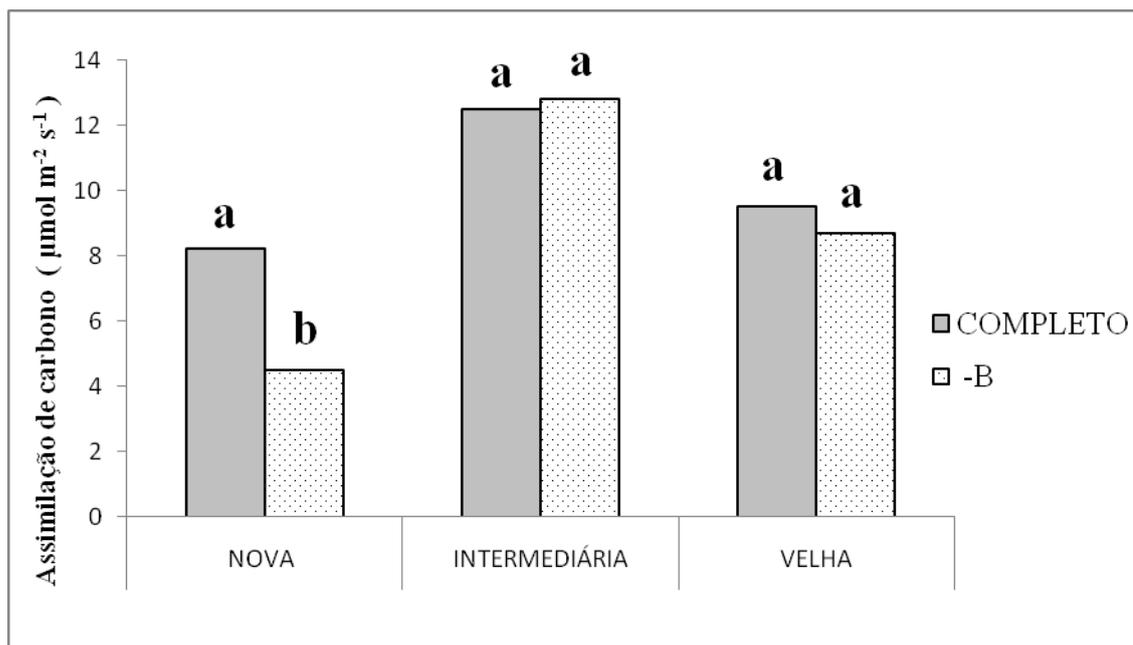


Figura 70 - Assimilação de gás carbônico pelas folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em boro. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,9 e CV(%)=12; Folhas intermediárias: DMS=1,1 e CV(%)=7; Folhas velhas: DMS=0,9 e CV(%)=8

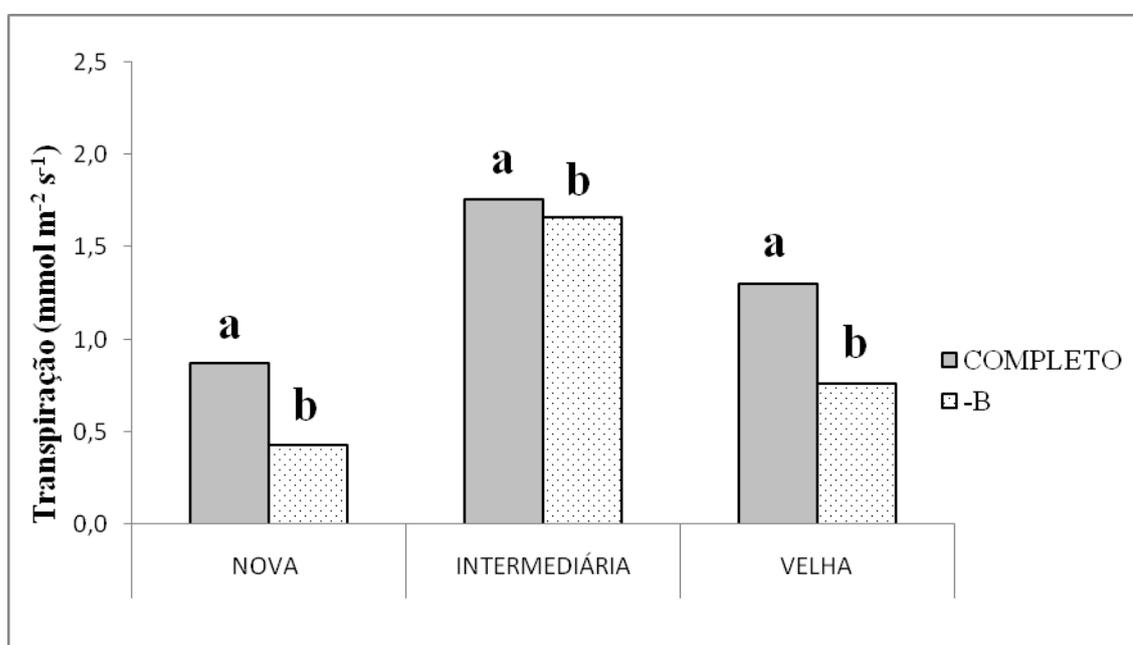


Figura 71 - Transpiração das folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em boro. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,1e CV(%)=11; Folhas intermediárias: DMS=0,2 e CV(%)=8; Folhas velhas: DMS=0,2 e CV(%)=13

6.3.8 Efeito da deficiência de cobre na assimilação de gás carbônico e transpiração em plantas de jequitibá-branco

A taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 72) nas folhas novas e intermediárias das plantas de jequitibá-branco submetidas ao tratamento deficiente de cobre diminuiu em relação às plantas do tratamento completo, sendo que o mesmo não ocorreu para as folhas velhas.

A taxa de transpiração (Figura 73) das folhas novas das plantas de jequitibá branco sofreu diminuição devido à deficiência de cobre, mas o mesmo não aconteceu para as folhas velhas e intermediárias.

A presença do cobre é fundamental para o processo de fotossíntese e, conseqüentemente, para o desenvolvimento vegetal. Isso porque nas plantas, o cobre participa de várias reações de oxirredução, na forma iônica de Cu^{+2} e Cu^{+} , sendo o íon Cu^{+} muito instável (TAIZ; ZIEGER, 2004). Com isso, o cobre está associado às enzimas envolvidas em reações de transferência de elétrons, como a plastocianina na fase luminosa da fotossíntese (MALAVOLTA, 2006). Com isso, a maior parte do cobre em células foliares está associada à plastocianina, o doador imediato de elétrons para o fotosistema I, e à dismutase de superóxido que trabalha em conjunto com a catalase para desintoxicar oxidantes (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

Portanto, a deficiência de cobre afetou a assimilação de gás carbônico e da transpiração, como constatado neste estudo.

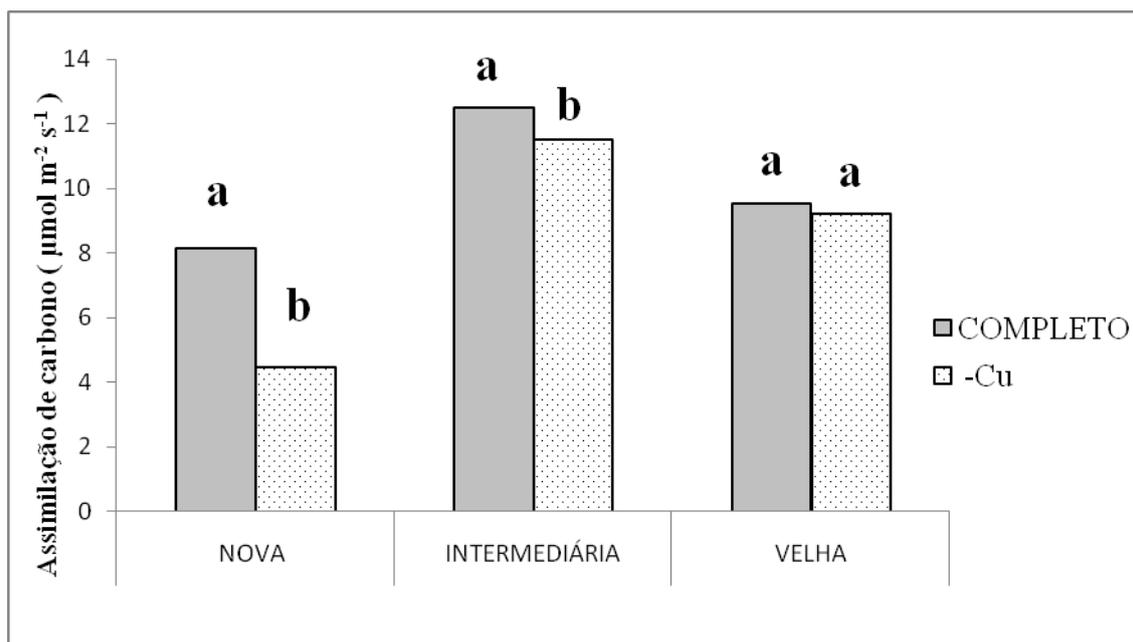


Figura 72 - Assimilação de gás carbônico pelas folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em cobre. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,6 e CV(%)=7; Folhas intermediárias: DMS=0,8 e CV(%)=5; Folhas velhas: DMS=0,9 e CV(%)=8

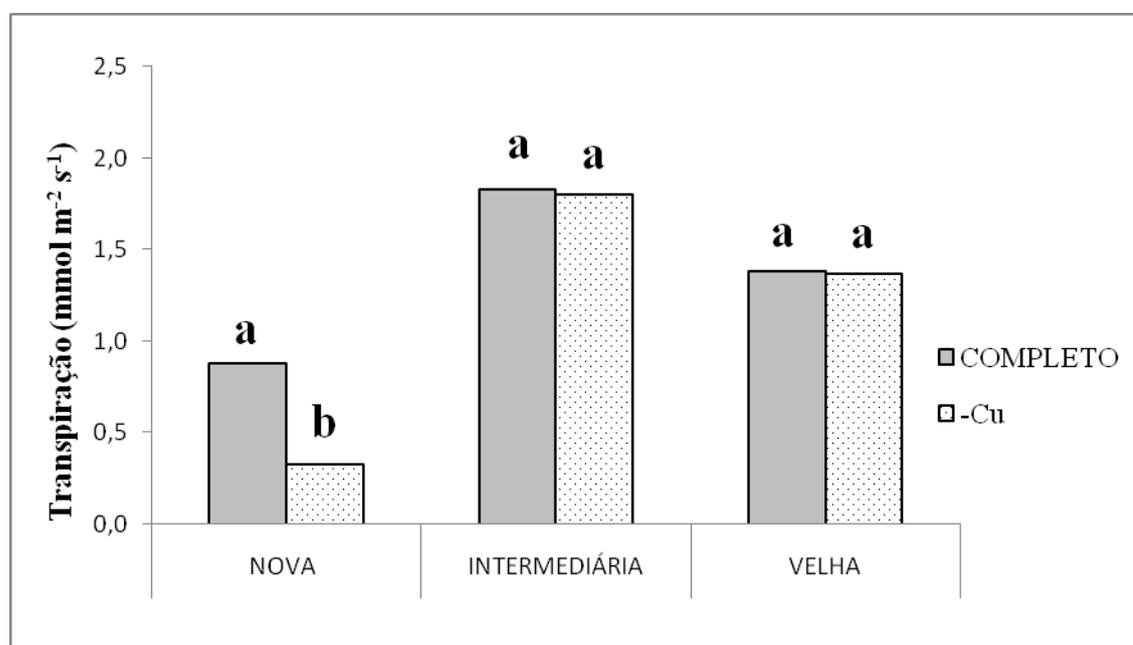


Figura 73 - Transpiração das folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em cobre. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,1 e CV(%)=13; Folhas intermediárias: DMS=0,1 e CV(%)=6; Folhas velhas: DMS=0,2 e CV(%)=9

6.3.9 Efeito da deficiência de ferro na assimilação de gás carbônico e transpiração em plantas de jequitibá-branco

A deficiência de ferro causou diminuição na taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 74) nas folhas das três partes das plantas de jequitibá-branco submetidas ao tratamento deficiente de ferro. Contudo, somente houve diminuição da taxa de transpiração (Figura 75), em relação às plantas do tratamento completo, nas folhas mais novas das plantas de jequitibá-branco deficiência de ferro.

A justificativa para a deficiência de ferro causar a diminuição na taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 74) é que o nutriente tem o importante papel como componente de enzimas envolvidas na transferência de elétrons nos cloroplastos e nas mitocôndrias (EPSTEIN; BLOOM, 2006). Primeiramente, o ferro possui grande capacidade redox (Fe^{+3} e Fe^{+2}) tornando-o importante nos processos de oxirredução no metabolismo da planta. Desta forma, o ferro participa na reação de uma grande quantidade de enzimas, fazendo parte de hemoproteína de enzimas importantes como os citocromos e catalase. As hemoproteínas nada mais são do que enzimas que apresentam o grupo heme (complexo Fe-porfirina) como grupo prostético (KERBAUY, 2004). O ferro também é parte dos citocromos, que são enzimas importantes na transferência de elétrons na respiração e na fotossíntese, e da catalase, que é uma enzima responsável por fazer a transformação (dismutase) do peróxido de hidrogênio (H_2O_2), tóxico às plantas, em água e oxigênio.

Além das hemoproteínas, o ferro também faz parte de proteínas contendo enxofre, chamadas proteínas Fe-S, as quais são importantíssimas no metabolismo da planta (TAIZ; ZIEGER, 2004). Um exemplo importante deste grupo é a ferredoxina, que catalisa a transferência de elétrons em um grande número de processos metabólicos, como na fotossíntese, na fixação biológica do N_2 , na redução do sulfato e na redutase do nitrato (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

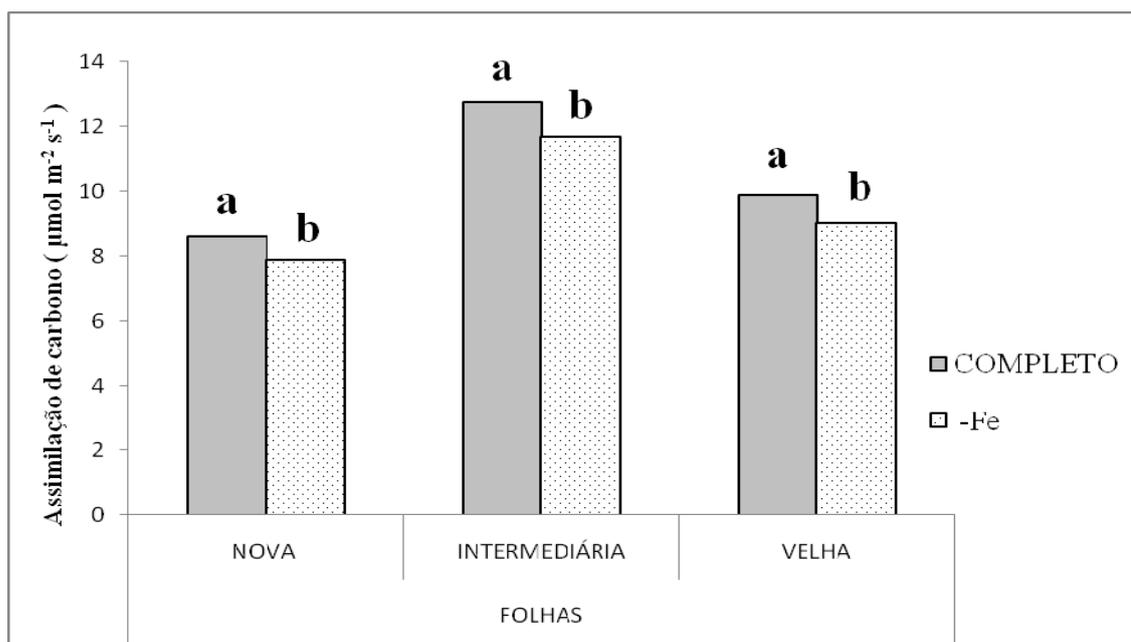


Figura 74 - Assimilação de gás carbônico pelas folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em ferro. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,7 e CV(%)=6; Folhas intermediárias: DMS=0,6 e CV(%)=4; Folhas velhas: DMS=0,6 e CV(%)=5

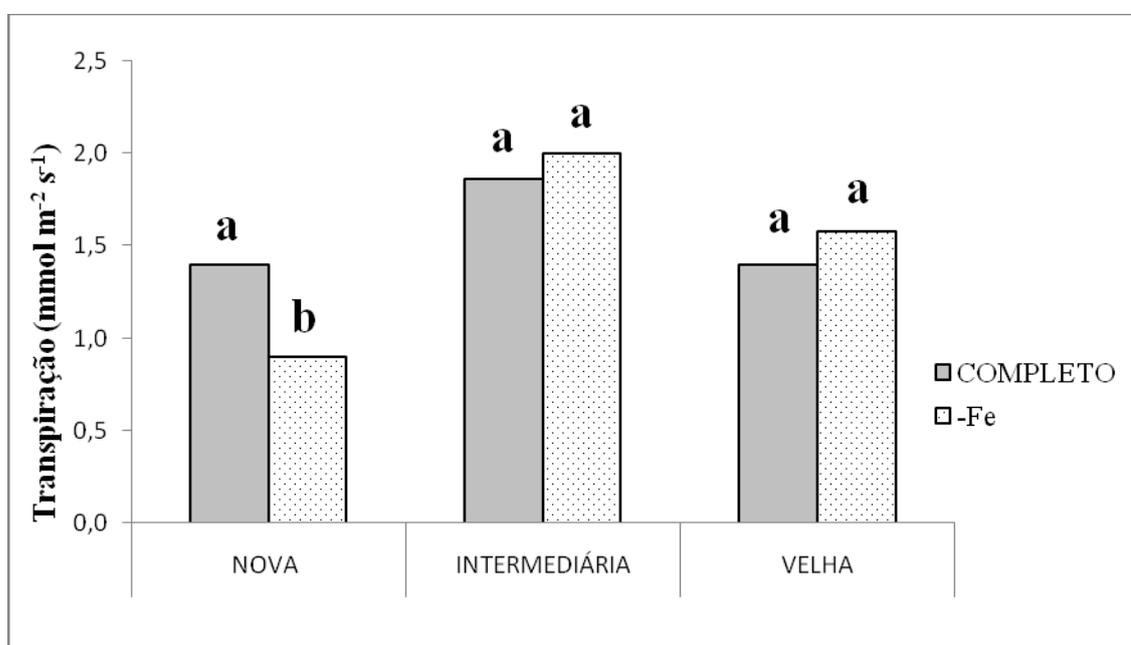


Figura 75 - Transpiração das folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em ferro. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,1 e CV(%)=10; Folhas intermediárias: DMS=0,2 e CV(%)=6; Folhas velhas: DMS=0,2 e CV(%)=10

6.3.10 Efeito da deficiência de manganês na assimilação de gás carbônico e transpiração em plantas de jequitibá-branco

A deficiência de manganês causou a diminuição na taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 76), nas três partes das plantas de jequitibá-branco submetidas ao tratamento com carência de manganês, quando comparado ao tratamento completo.

A taxa de transpiração (Figura 77) diminuiu em relação ao tratamento completo, nas folhas novas e intermediárias, sendo que o mesmo não ocorreu nas folhas velhas.

O manganês fazendo parte do fotossistema II, em que a molécula de água é dividida e o gás oxigênio liberado, explica a diminuição da assimilação de gás carbônico (Figura 76), nas plantas de jequitibá-branco submetidas ao tratamento deficiente de manganês. Conseqüentemente a deficiência de manganês na planta reduz o fluxo de elétrons do fotossistema II (FS II) para o fotossistema I (FS I), ocasionando como efeito a diminuição na produção de compostos redutores (ATP e NADPH) que seriam utilizados na fixação de CO₂ na fase bioquímica, o que justifica a diminuição na taxa de assimilação de gás carbônico e, por conseguinte, a taxa de fotossíntese.

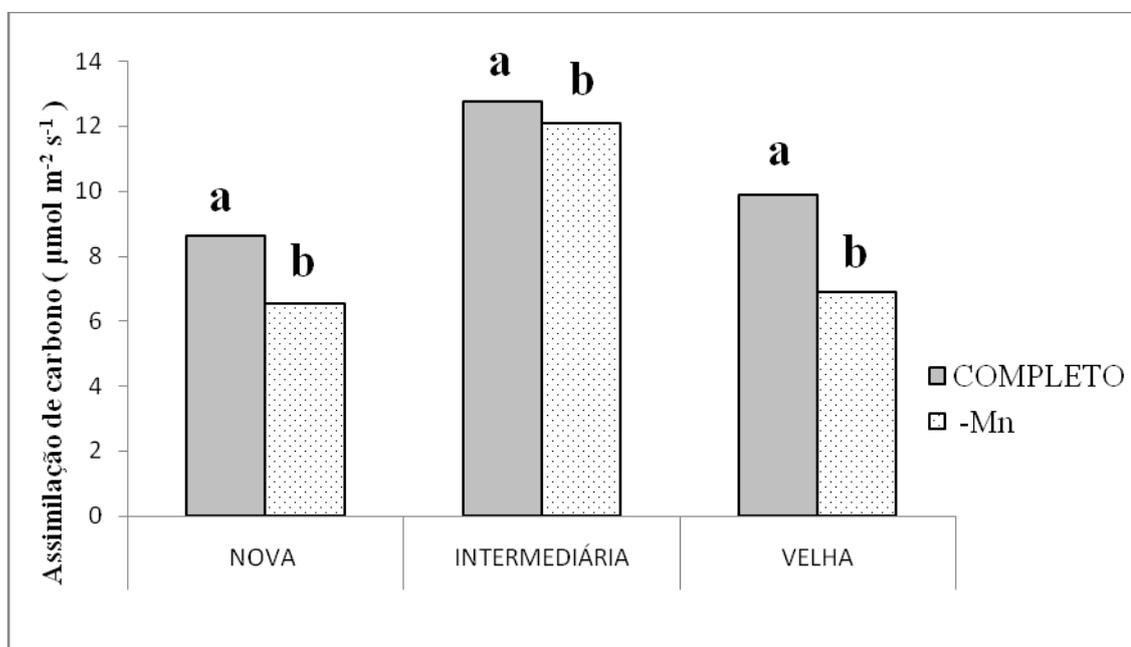


Figura 76 - Assimilação de gás carbônico pelas folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em manganês. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=1,0 e CV(%)=9,8; Folhas intermediárias: DMS=0,6 e CV(%)=3,8; Folhas velhas: DMS=0,7 e CV(%)=6,6

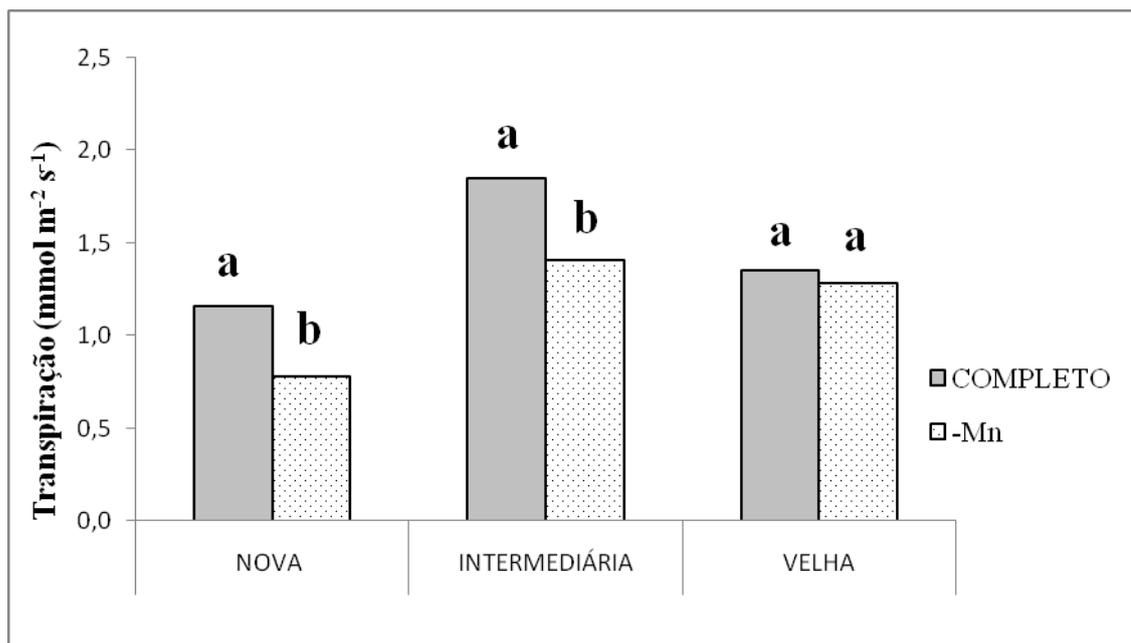


Figura 77 - Transpiração das folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em manganês. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,2 e CV(%)=16,6; Folhas intermediárias: DMS=0,1 e CV(%)=5,6; Folhas velhas: DMS=0,2 e CV(%)=9,7

6.3.11 Efeito da deficiência de zinco na assimilação de gás carbônico e transpiração em plantas de jequitibá-branco

A deficiência de zinco diminuiu, em relação ao tratamento completo, a taxa de assimilação de gás carbônico (Figura 78) nas folhas novas e velhas das plantas de jequitibá-branco, mas o mesmo não ocorreu para as folhas intermediárias.

A taxa de transpiração (Figura 79) em todas as folhas das plantas de jequitibá-branco submetidas ao tratamento deficiente de zinco foi menor, quando comparada com a taxa determinada nas folhas de todas as partes das plantas do tratamento completo.

A principal causa da diminuição da taxa de assimilação de gás carbônico nas folhas novas e velhas das plantas de jequitibá-branco deficientes de zinco é que este elemento participa como componente estrutural e ativador das enzimas envolvidas no metabolismo do DNA e RNA, da divisão celular e da síntese de proteínas. Além disso, mais de oitenta proteínas contendo zinco foram relatadas.

Em muitas enzimas, o zinco é exigido no sítio ativo: a anidrase carbônica, dismutase de superóxido (juntamente com cobre) e dehidrogenase de álcool são alguns exemplos. Em outras enzimas, o zinco é um componente integral da proteína, mas não está próximo do sítio ativo. Frequentemente, em tais circunstâncias, o zinco se interconecta com o enxofre em quatro cisteínas (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

Além destas funções, o zinco participa da formação das proteínas ativas na transcrição de DNA, denominadas “dedos de zinco”. Tais proteínas se conectam e identificam seqüências de DNA. Os íons de zinco regulam a conformação do domínio da proteína que se conecta com o DNA (TAIZ; ZIEGER, 2004).

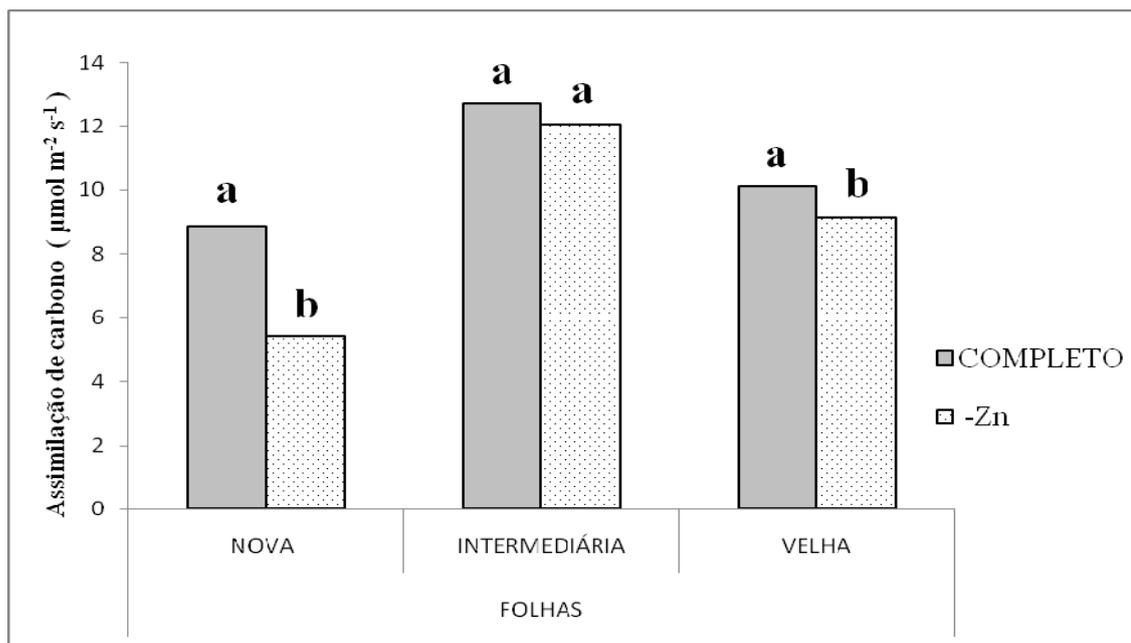


Figura 78 - Assimilação de gás carbônico pelas folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em zinco. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,5 e CV(%)=5,6; Folhas intermediárias: DMS=0,7 e CV(%)=4,4; Folhas velhas: DMS=0,5 e CV(%)=4,4

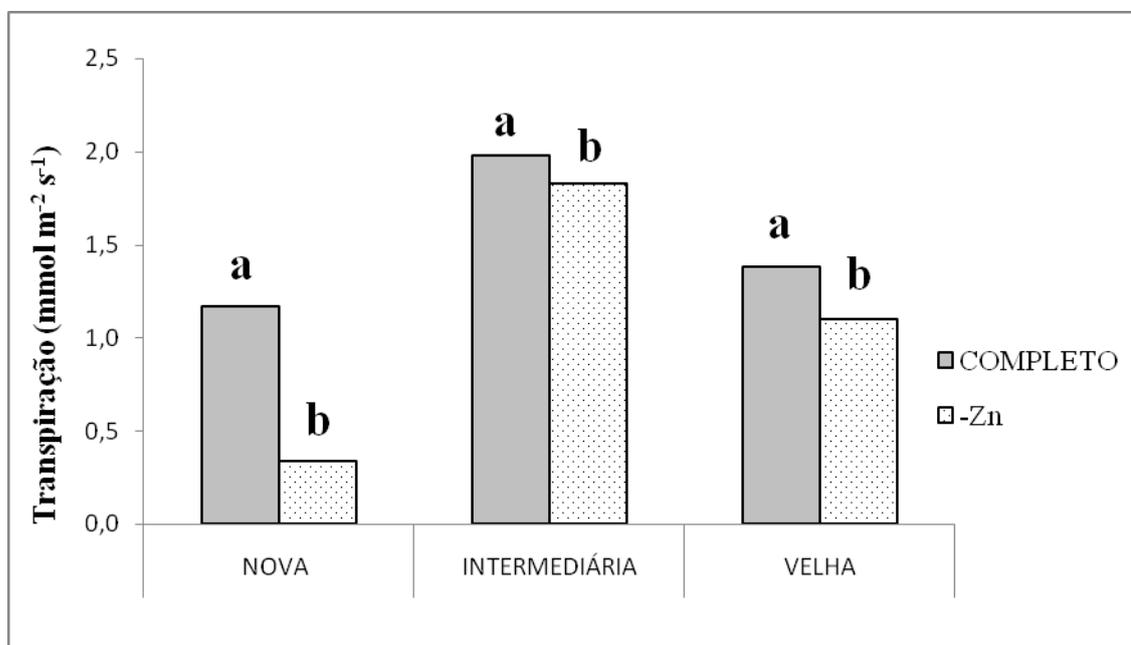


Figura 79 - Transpiração das folhas de três partes das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e deficiente em manganês. As médias seguidas pela mesma letra, dentro das categorias de folhas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Folhas novas: DMS=0,2 e CV(%)=21,8; Folhas intermediárias: DMS=0,1 e CV(%)=5,8; Folhas velhas: DMS=0,2 e CV(%)=13,9

6.4 Efeito da deficiência nutricional na altura e produção de biomassa seca

Os parâmetros biométricos utilizados para a avaliação dos efeitos da deficiência de macronutrientes e micronutrientes nas plantas de aroeira-pimenteira, baba-de-boi e jequitibá-branco foram: a altura e a produção de massa seca (produção de biomassa) das raízes, das folhas e do caule, além da produção de massa seca total.

Para avaliação dos parâmetros biométricos são apresentados inicialmente os resultados dos efeitos da deficiência de nutrientes na altura das plantas, através de gráficos de barras (Figura 80, 81 e 82). Posteriormente, são vistos nas Tabelas 12, 13 e 14, os resultados do efeito da deficiência de nutrientes na produção de biomassa.

A omissão de um dos macronutrientes afetou o crescimento em altura das plantas de *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira-pimenteira), *Cordia superba* Cham. (baba-de-boi) e *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze (jequitibá-branco). Todavia, com relação aos micronutrientes, a omissão de micronutriente nas três espécies florestais nativas provocou efeitos diferentes na altura das plantas.

Enquanto nas plantas aroeira-pimenteira, a omissão de cobre, molibdênio e zinco não limitou o desenvolvimento em altura, quando comparado ao tratamento completo (Figura 80), nas plantas de baba-de-boi, somente a omissão boro ou zinco limitou o crescimento das plantas (Figura 81).

O efeito da deficiência de zinco pode ser explicado pelo envolvimento do zinco nas sínteses de proteínas e ácido indol acético, além da participação do zinco como componente estrutural e ativador das enzimas envolvidas no metabolismo do DNA e RNA e divisão celular (TAIZ; ZIEGER, 2004).

Nas plantas de jequitibá-branco somente a omissão do ferro não apresentou comprometimento no crescimento em altura do vegetal (Figura 82).

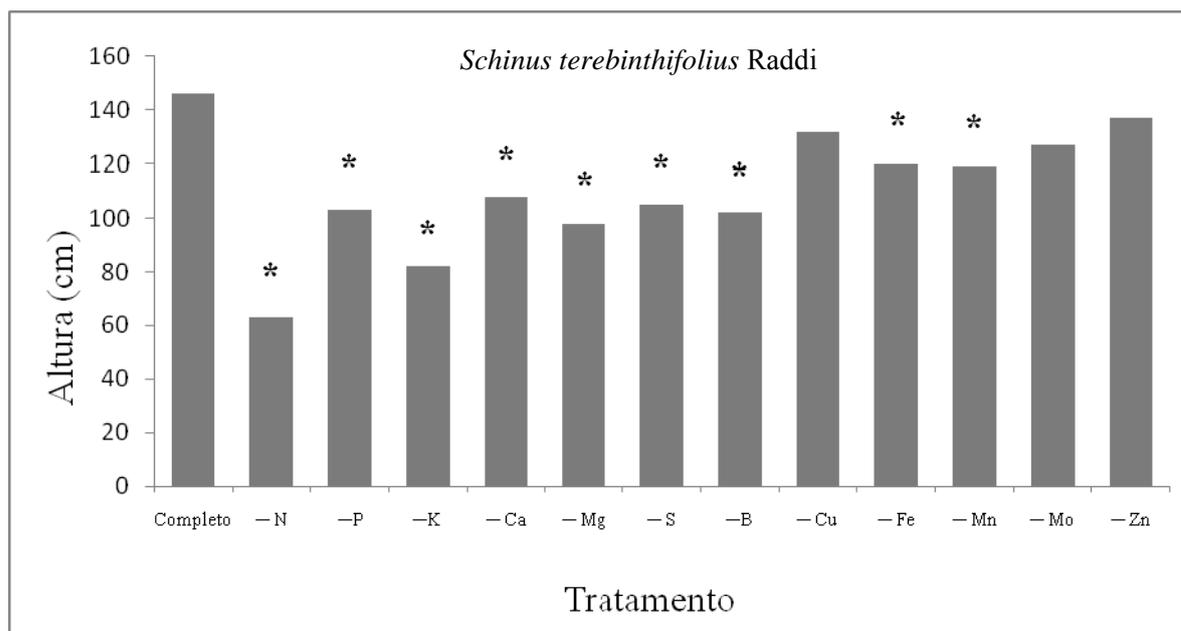


Figura 80 - Altura média das plantas de aroeira-pimenteira submetidas ao tratamento completo e de deficiência de nutrientes minerais. As médias das alturas com asterisco (*) acima da barra diferem estatisticamente do tratamento completo. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. CV (%) = 7; DMS = 21,5

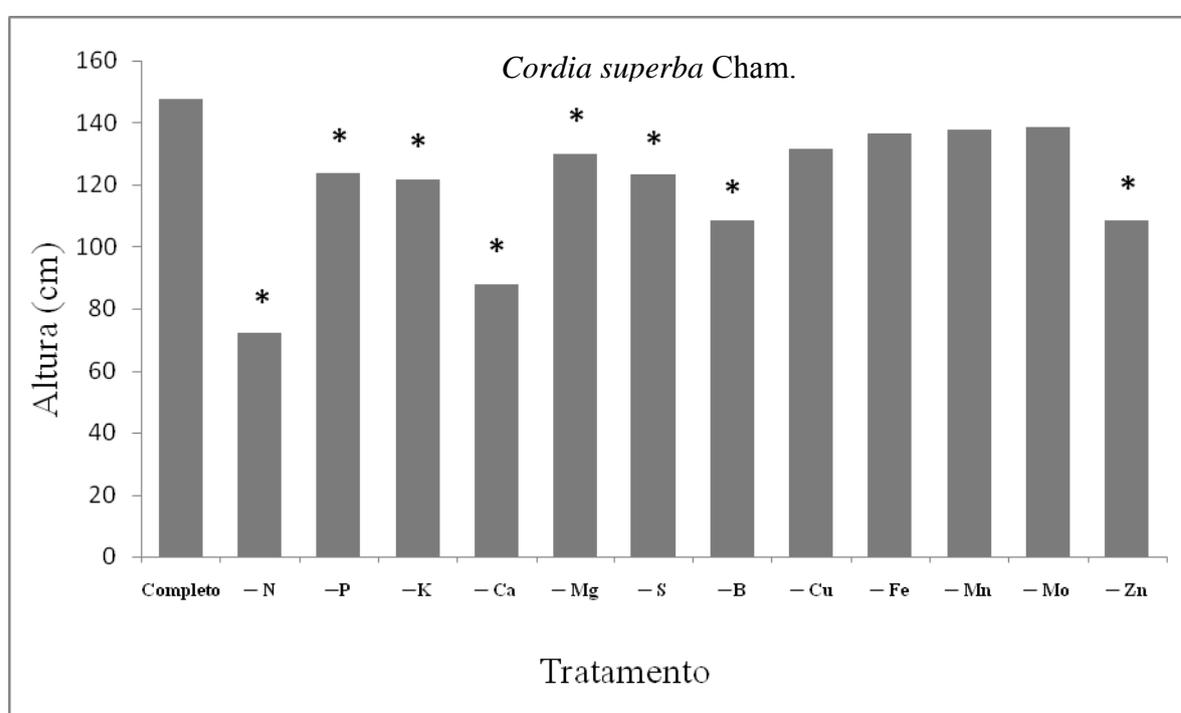


Figura 81 - Altura média das plantas de baba-de-boi submetidas ao tratamento completo e de deficiência de nutrientes minerais. As médias das alturas com asterisco (*) acima da barra diferem estatisticamente do tratamento completo. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. CV (%) = 5; DMS = 16,2

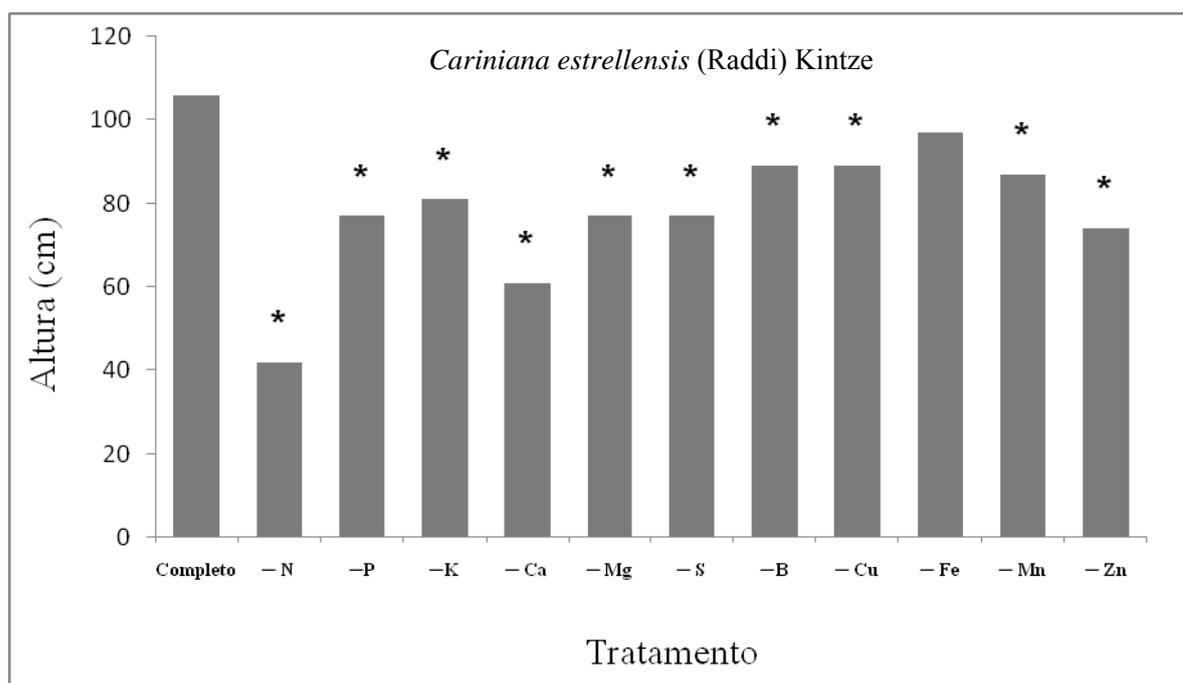


Figura 82 - Altura média das plantas de jequitibá-branco, submetidas ao tratamento completo e de deficiência de nutrientes minerais. As médias das alturas com asterisco (*) acima da barra diferem estatisticamente do tratamento completo. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade. CV (%) = 6 ; DMS = 36,4

Além do crescimento em altura, houve diferenças na produção de biomassa seca entre as plantas de *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira-pimenteira) submetidas aos tratamentos deficientes de nitrogênio, de fósforo, de potássio, de cálcio, de magnésio, de boro e de manganês, em relação ao tratamento completo (Tabela 12).

Tabela 12 - Produção de biomassa seca de folha, caule, raízes e total (g/planta) de aroeira-pimenteira, em função dos tratamentos

Tratamento	Massa Seca (g/planta)			
	Folha	Caule	Raiz	Planta inteira
Completo	26,1a*	18,0a	5,7bc	49,8 a
Omissão de N	7,5g	8,8e	4,2bc	20,5g
Omissão de P	18,6cd	14,5ab	2,8bc	35,9de
Omissão de K	19,8bcd	12,5bc	6,0bc	38,3de
Omissão de Ca	11,2fg	5,8e	2,8c	19,8g
Omissão de Mg	12,6ef	6,8de	4,5bc	23,9fg
Omissão de S	21,8abc	16,7a	6,7b	45,2abc
Omissão de B	20,8bc	14,6ab	4,2bc	39,6bcd
Omissão de Cu	25,8 ^a	16,9a	6,9b	49,6a
Omissão de Fe	20,7bc	16,1ab	11,0a	47,8ab
Omissão de Mn	16,0de	10,0cd	4,4bc	30,4ef
Omissão de Mo	26,1 ^a	18,5a	6,7b	51,3a
Omissão de Zn	23,2ab	16,6a	7,0b	46,8ab
CV (%)	7,92	10,21	22,13	7,33
Valor de F	45,35	38,47	7,97	52,54
DMS	4,50	4,00	3,8	8,3

* As médias seguidas pela mesma letra nas colunas não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade.

As plantas de baba-de-boi tiveram a produção de biomassa limitada pela carência de todos os macronutrientes e também pela carência de boro e manganês. (Tabela 13).

Tabela 13 - Produção de biomassa seca de folha, caule, raízes e total (g/planta) de baba-de-boi, em função dos tratamentos

Tratamento	Massa Seca (g/planta)			
	Folhas*	Caule*	Raiz*	Planta inteira*
Completo	19,5 a	31,8 a	33,4 a	84,8 a
Omissão de N	3,7 d	11,9 cd	6,8 c	22,4 e
Omissão de P	13,8 abc	26 a	13 c	53,8 cd
Omissão de K	9 bcd	16,4 cd	12,3 c	37,7 de
Omissão de Ca	8 cd	10,6 d	6,8 c	25,4 e
Omissão de Mg	12 abcd	18 bc	16,4 bc	46,6 d
Omissão de S	7,9 cd	25,2 a	13,9 c	47,0 d
Omissão de B	12,7 abc	26 a	14,2 c	52,7 cd
Omissão de Cu	18,1 a	30,8 a	33,0 a	82 ab
Omissão de Fe	15,2 abc	29,3 a	34,6 a	79,1 ab
Omissão de Mn	14,3 abc	24,9 ab	26,8 ab	66 bc
Omissão de Mo	17,7 ab	31,6 a	29,9 a	79 ab
Omissão de Zn	16 abc	29,5 ab	27,0 a	72,6 ab
CV (%)	22,8	10,2	16,9	9,9
Valor de F ⁽²⁾	7,4	27,4	26,0	42,3
DMS	8,8	7,2	10,4	16,9

* As médias seguidas pela mesma letra nas colunas não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade.

Com exceção do ferro todos os outros micronutrientes e também os macronutrientes diminuíram a produção de massa seca das plantas de jequitibá-branco em relação às plantas bem supridas deste nutriente (Tabela 14).

Nas plantas de aroeira-pimenteira e de baba-de-boi, as omissões de nitrogênio, de cálcio e de fósforo tiveram os efeitos mais pronunciados na produção de biomassa, quando comparadas com o tratamento completo (Tabelas 12 e 13).

Com relação às plantas de jequitibá-branco, as omissões de nitrogênio, de fósforo e de magnésio foram as que mais comprometeram a produção de biomassa seca (Tabela 14).

Tabela 14 - Produção de biomassa seca de folha, caule, raízes e total (g/planta) de jequitibá-branco, em função dos tratamentos

Tratamento	Massa Seca (g/planta)			
	Folhas*	Caule*	Raiz*	Planta inteira*
Completo	37,4 a	17,1 a	9,5 b	64,0 a
Omissão de N	12,7 f	5,7 f	4,7 d	23,1 g
Omissão de P	17,1 ef	10,8 e	4,0 d	31,9 f
Omissão de K	25,6 cd	14,7 bc	6,9 c	47,2 cd
Omissão de Ca	21,3 de	12,8 cde	6,7 c	40,8 de
Omissão de Mg	19,6 e	12,6 cde	6,6 c	38,8 ef
Omissão de S	21,4 de	12,4 de	6,8 c	40,6 de
Omissão de B	28,6 bc	12,4 de	4,7 d	45,7 d
Omissão de Cu	32,6 ab	15,4 ab	6,9 c	54,9 b
Omissão de Fe	31,9 ab	14,5 bcd	13,5 a	59,9 ab
Omissão de Mn	18,8 e	10,8 e	7,5 c	37,1 ef
Omissão de Zn	30,9 bc	15,3 ab	7,3 c	53,5 bc
CV (%)	7,5	6	9,1	5,2
Valor de F ⁽²⁾	49,00	43,60	44,40	78,60
DMS	5,5	2,3	1,90	6,80

* As médias seguidas pela mesma letra nas colunas não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade.

Como visto nas Tabelas 12, 13 e 14 dentre os macronutrientes, a deficiência de nitrogênio foi a mais limitante na produção inicial de biomassa seca em todas as espécies florestais nativas. Isso porque de todos os nutrientes, o nitrogênio é quantitativamente o mais importante para o crescimento das plantas, principalmente na fase inicial de desenvolvimento. (ENGELS; MARSCHNER, 1995).

O crescimento retardado e lento das espécies florestais pela deficiência de nitrogênio é devido ao seu papel desempenhado por esse elemento no metabolismo da planta, já que o nitrogênio é um constituinte de muitos componentes da célula vegetal, incluindo aminoácidos e, conseqüentemente as proteínas, e os ácidos nucléicos (TAIZ; ZIEGER, 2004).

Além disso, a função do nitrogênio nas plantas se dá por este nutriente estar presente na composição de muitas enzimas, coenzimas, vitaminas, pigmentos e produtos secundários, participando também de processos como absorção iônica, fotossíntese, respiração, multiplicação e diferenciação celular (MARSCHNER, 1995; MALAVOLTA et al., 1997).

Os trabalhos da literatura informam que, quando há deficiência de nitrogênio, ocorre a menor produção de biomassa e o amarelecimento precoce das folhas. Estes sintomas revelam

alteração na concentração de proteínas e enzimas indispensáveis ao desenvolvimento vegetal (EPSTEIN; BLOOM, 2006; MALAVOLTA, 2006; KERBAUY, 2004).

O nitrogênio controla a taxa de crescimento da planta em grande escala, sendo que os tecidos meristemáticos são caracterizados por alta síntese protéica, e os fotossintatos transportados para esses locais são usados, predominantemente, na síntese de ácidos nucleicos e proteínas (MENGEL et al., 2001).

A redução do peso seco de parte aérea em plantas de *Acacia mangium*, em virtude da omissão de macronutrientes, foi observado por Dias et al. (1994), sendo que a ausência de nitrogênio resultou no menor acúmulo de massa seca.

A deficiência de fósforo também prejudicou a produção de biomassa das plantas das três espécies florestais nativas (Tabelas 12, 13 e 14). As plantas deficientes em fósforo têm seu crescimento limitado, pois este nutriente tem função estrutural na planta, além de estar ligado ao processo de transferência e armazenamento de energia, afetando vários processos metabólicos como a síntese de proteínas e ácido nucleico (MALAVOLTA et al., 1989; MENGEL; KIRKBY, 2001).

A deficiência do fósforo reduz muitos processos metabólicos, como por exemplo, a divisão, a expansão celular, a respiração e a fotossíntese (Figura 58). Desta forma, a função regulatória do fósforo na fotossíntese e no metabolismo dos carboidratos nas folhas pode ser considerada os principais fatores limitantes do crescimento das plantas das três espécies florestais nativas.

Como visto nas Tabelas 80, 81 e 82, a deficiência de fósforo comprometeu o crescimento em altura das plantas, sendo constatado também em gravioleira por Avilán (1975) e Silva et al. (1986), que observaram, na omissão de fósforo, que houve redução no porte da planta, em relação ao tratamento completo, com sintomas de deficiência inicialmente nas folhas inferiores, atingindo, em seguida, as folhas medianas e superiores, sendo, portanto, esses sintomas de deficiência de fósforo semelhantes aos obtidos nesta pesquisa. Silva e Muniz (1995) observaram também que *Cedrella fissillis*, na ausência de fósforo, reduziu seu crescimento, além de apresentar escurecimento das nervuras.

Diferente do presente estudo, onde o nitrogênio foi o nutriente que mais comprometeu o crescimento e produção de biomassa nas três espécies trabalhadas, Locatelli et al. (2007) verificaram que a deficiência que mais limitou o crescimento em altura e diâmetro do colo do cedro-rosa (*Cedrela odorata* L.) foi a de fósforo. O fósforo também foi o nutriente mais limitante no crescimento da espécie *Acácia mangium* (BRAGA et al., 1995).

Nas plantas das três espécies florestais nativas, a deficiência de potássio causou a diminuição na produção de biomassa seca, uma vez que este nutriente ativa enzimas envolvidas na respiração e na fotossíntese, além de desempenhar papel na regulação do potencial osmótico da célula vegetal (TAIZ; ZIEGER, 2004).

A deficiência de cálcio prejudicou o crescimento em altura e a produção de biomassa seca das plantas das três espécies florestais nativas.

De acordo com Malavolta et al. (1997), o cálcio tem influência no crescimento e desenvolvimento das plantas, pois está envolvido em processos como fotossíntese, divisão celular, movimentos citoplasmáticos e aumento do volume celular. Os resultados mostrados na Figura 62 obtidos corroboram as afirmações do autor quanto ao comprometimento da fotossíntese.

Com a evolução dos sintomas, houve queda prematura das folhas, como visto na diagnose visual, e as plantas sofreram redução no crescimento pela paralisação do desenvolvimento apical (Figuras 78, 79 e 80). O cálcio, no processo metabólico, afeta a atividade de hormônios e de enzimas, como os que regulam a senescência e a abscisão das folhas e frutos (MALAVOLTA, 1980; MENGEL; KIRKBY, 1987; MARSCHNER, 1995).

A biomassa seca foi limitada pela deficiência de magnésio nas plantas das três espécies florestais nativas, sendo que nas plantas de jequitibá-branco o efeito foi mais drástico (Tabela 14). O magnésio é parte da estrutura da molécula de clorofila, juntamente com o nitrogênio e outros elementos (TAIZ; ZIEGER, 2004). Deste modo, a deficiência de magnésio compromete a síntese de clorofila, afetando, com isso, a fotossíntese (Figura 64) e, por conseguinte, a produção de biomassa seca.

As plantas de aroeira-pimenteira, de baba-de-boi e de jequitibá-branco, deficientes de enxofre, apresentaram menor produção de biomassa seca quando comparados aos respectivos tratamentos completos.

Muitos dos sintomas de deficiência de enxofre são similares aos encontrados da deficiência de nitrogênio, incluindo a clorose das folhas, a diminuição no crescimento vegetal e o acúmulo de antocianina (TAIZ; ZIEGER, 2004). Isso porque, por fazer parte da estrutura dos aminoácidos cisteína e da metionina, o enxofre também constitui várias coenzimas e vitaminas fundamentais para o metabolismo vegetal (TAIZ; ZIEGER, 2004). A deficiência de enxofre, afetando o metabolismo vegetal, compromete a produção de biomassa seca das plantas (Tabelas 13 e 14).

Além da menor produção de biomassa seca, em relação ao tratamento completo, a deficiência de boro causou, nas plantas das três espécies florestais nativas, a má formação de

raízes (Tabelas 12, 13 e 14), e folhas novas menores de boro afeta o funcionamento das membranas do cloroplasto, comprometendo o transporte de elétrons nos tilacóides, resultando em fotoinibição (GOLDBACH et al., 2007), prejudicando com isso o processo de fotossíntese. O boro, tendo como principais funções o transporte de açúcares, o metabolismo do RNA, a síntese do ácido indolacético – AIA, o metabolismo fenólico, a síntese de parede celular, a lignificação e constituição de estrutura da parede celular (KERBAUY, 2004), a deficiência do boro compromete a produção de biomassa seca das plantas.

A má formação e conseqüente diminuição da área das folhas novas, que afetam indiretamente a fotossíntese, também são alterações que justificam a limitada produção de biomassa seca nas plantas deficientes de boro.

A deficiência de manganês limitou a produção inicial de biomassa seca em todas as espécies florestais nativas (Tabelas 12, 13 e 14). Isso porque a deficiência de manganês na planta reduz o fluxo de elétrons do fotossistema II para o fotossistema I, ocasionando como conseqüência a diminuição na produção de compostos redutores (ATP e NADPH) que seriam utilizados na fixação de gás carbônico - CO₂ na fase bioquímica da fotossíntese. Não havendo a fixação de CO₂, a produção de biomassa foi menor nas plantas deficientes em manganês, quando comparadas às plantas dos tratamentos completos. Além do comprometimento da fotossíntese, o manganês também é responsável pela ativação de um considerável número de enzimas (EPSTEIN; BLOOM, 2006), que certamente podem causar a diminuição da produção da biomassa seca das plantas deficientes em manganês.

De forma geral, as deficiências de cobre, ferro, molibdênio e zinco não causaram efeitos estatisticamente significativos quanto à produção de biomassa seca, em relação ao tratamento completo, nas três espécies florestais estudadas, exceção ao cobre e zinco para o jequitibá-branco (Tabelas 12, 13 e 14).

Como as mudas das três espécies foram adquiridas em viveiro comercial que fazem a adubação do substrato e, além disso, as plantas permaneceram durante três semanas em solução nutritiva completa de Johnson et al. (1957), modificada, com 50% da concentração da solução original, a quantidades acumuladas de cobre, ferro, molibdênio e zinco nestas duas fases podem ter sido suficientes para nutrir as plantas durante o período do experimento, que foi em média de 4 meses. Infere-se que, se o período com omissão continuasse, as plantas deficientes destes nutrientes apresentariam biomassas secas menores que às biomassas das plantas submetidas ao tratamento completo.

Neste estudo, destaca a diminuição da biomassa seca das raízes das plantas de aroeira-pimenteira e jequitibá-branco, deficiente em fósforo e em boro quando comparado ao tratamento completo (Tabelas 12 e 14).

Em dois trabalhos científicos (SILVA et al., 2007; LOCATELLI et al., 2007) a omissão de micronutrientes de boro, ferro, manganês e zinco (SILVA et al., 2007) e em zinco também não foi limitante para a produção de biomassa seca comentados a seguir:

Silva et al. (2007), utilizado como substrato um Latossolo Amarelo de baixa fertilidade, verificaram que o tratamento com omissão de cobre restringiu o crescimento em altura, diâmetro do colo, e limitou a produção de biomassa seca da parte aérea, do sistema radicular e biomassa seca total de mogno (*Swietenia macrophylla* King), enquanto que o mesmo não aconteceu quando houve omissão de boro, ferro, manganês e zinco na adubação.

Locatelli et al. (2007) verificaram que o micronutriente, cuja omissão foi mais limitante ao crescimento inicial do cedro rosa (*Cedrela odorata* L.), em altura e diâmetro, foi o zinco, mas foi o menos limitante quando foi avaliada a produção de biomassa seca, o tratamento que recebeu este micronutriente não diferiu estatisticamente do tratamento em que o zinco foi fornecido.

6.5 Efeito da deficiência nutricional no estoque de carbono do caule de aroeira-pimenteira

O teor de carbono nos caules de (aroeira-pimenteira) variou de 47,3 %, no tratamento com omissão de molibdênio a 45,2 % nas plantas deficientes de nitrogênio (Tabela 15).

Tabela 15 – Teor de carbono, massa seca e massa de carbono no caule de aroeira-pimenteira

Tratamento	Teor de Carbono (%)	Massa do Caule da Aroeira-pimenteira (g)	Massa de carbono no caule (g)
Completo	45,7 f *	18,0a*	8,2
Deficiência de N	45,2 f	8,8e	4,0
Deficiência de P	46,4 bcd	14,5ab	6,7
Deficiência de K	46,6 abcd	12,5bc	5,8
Deficiência de Ca	46,7 abc	5,8e	2,7
Deficiência de Mg	45,3 ef	6,8de	3,1
Deficiência de S	45,8 ef	16,7a	7,6
Deficiência de B	45,9 cdef	14,6ab	6,7
Deficiência de Cu	45,8 def	16,9a	7,7
Deficiência de Fe	46,3 bcd	16,1ab	7,5
Deficiência de Mn	46,0 cde	10,0cd	4,6
Deficiência de Mo	47,3 a	18,5a	8,8
Deficiência de Zn	46,9 ab	16,6a	7,8
CV (%)	0,9	10,21	-
Valor de F ⁽²⁾	15,1	38,47	-
DMS	0,8	4	-

* As médias seguidas pela mesma letra, nas colunas, não diferem estatisticamente entre si. Foi aplicado o Teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade

A deficiência nutricional, apesar de não provocar grandes alterações no teor de carbono dos caules, causou efeito no estoque de carbono e na capacidade de seqüestro de carbono tendo em vista que a produção de biomassa seca é menor nas plantas deficientes de alguns dos nutrientes minerais, principalmente o nitrogênio, fósforo, potássio, cálcio e magnésio, em relação ao tratamento completo.

Isso pode ser justificado com os cálculos de massa de carbono no caule de aroeira-pimenteira (Tabela 15). Pode-se constatar na Tabela 15, com exceção ao tratamento com omissão de molibdênio, todos os demais estocaram quantidades de carbono inferiores ao tratamento completo.

7. Conclusões

A hipótese de que a deficiência de um nutriente pode comprometer o sucesso dos projetos de recuperação florestal de áreas degradadas, de restauração florestal e de reflorestamento para seqüestro de carbono, que utilizam para estes fins o plantio de espécies florestais nativas, foi comprovada pelos resultados obtidos, dos quais são ressaltados os que seguem:

A) Na avaliação das ultra-estruturas celulares, localizadas no mesofilo de folhas de plantas deficientes de macronutriente de jequitibá-branco, verificou-se as seguintes alterações:

- A deficiência de N, ou de P, ou de Ca, ou de S causou o aumento na quantidade de grânulos de amido das células e no interior dos cloroplastos;
- A deficiência de S provocou a projeções do conteúdo de amido no cloroplasto;
- Ausência de grânulos de amido das células e no interior dos cloroplastos foram sintomas de deficiência de K;
- A deficiência de N, ou P ou Mg provocou uma acentuada desorganização e má formação das pilhas de tilacóides;
- A desestruturação da lamela média e, por conseguinte, aumento do espaço intercelular, foram sintomas da deficiência de N, P, K e Ca.
- A deficiência de P ou de Mg provocou um acúmulo de lipídios das células, principalmente na região do cloroplasto;
- A deficiência de K causou um rompimento na membrana dos vacúolos e projeções do conteúdo na região adjacente aos cloroplastos;
- Cloroplastos dilatados e com membranas rompidas foram sintomas da deficiência de Ca.

B) A análise tecidual das folhas de jequitibá-branco deficiente em macronutriente, com auxílio da técnica de microscopia de luz, mostrou que:

- A deficiência de N aumentou a concentração de grão de amido nas bordas do parênquima paliçádico;
- A deficiência de P, ou K, ou Ca causou aumento nos espaços intercelulares;
- A deficiência de Ca comprometeu drasticamente na formação do parênquima paliçádico.

C) A diagnose visual de plantas com deficiência de um dos nutrientes revelou as seguintes manifestações em relação às plantas sem deficiência nutricional:

- Clorose em folhas velhas e/ou novas (Deficiência de N, ou K, ou Ca, ou S, ou B, ou Fe, ou Mn e ou Zn);
- Folhas lanceoladas, estreitas e pequenas (Deficiência de N, ou P, ou Ca ou B);
- Folhas com clorose internerval (Deficiência de Mg ou Mn);
- Internódios mais curtos (Deficiência de Zn);
- Crescimento retardado e lento das plantas (Deficiência de N);
- Senescência precoce das folhas (Deficiência de N ou Ca);
- Clorose e necrose das pontas e margens das folhas mais velhas (Deficiência de K, ou Ca, ou Mg e ou Fe),
- Deformação e murchamento das folhas (Deficiência de K, ou Ca, ou Mg, ou B, ou Cu, ou Mn ou Zn);
- Colapso do pecíolo (Deficiência de K ou Ca);
- Ápice caulinar (gema apical) necrosado, ou seja, morte do meristema apical do caule (Deficiência de P ou B);
- Redução no tamanho das raízes (Deficiência de P, ou Ca ou B);
- Pontos de necrose no limbo das folhas (Deficiência de P, ou Ca, ou Cu ou Mn).

D) A omissão de um dos nutrientes na solução nutritiva provocou menor concentração dos mesmos na parte aérea das plantas deficientes, em relação às plantas não deficientes.

E) A avaliação dos efeitos da deficiência nutricional na taxa de assimilação de gás carbônico e na transpiração de jequitibá-branco a deficiência de um dos nutrientes de um modo geral prejudicou as taxas de assimilação de carbono e de transpiração, sendo que:

- As taxas de assimilação de carbono e de transpiração das folhas novas, intermediárias e velhas foram prejudicadas com as deficiências de N, ou P e ou S.
- A deficiência de Ca prejudicou as taxas de assimilação de carbono e de transpiração somente nas folhas intermediárias e velhas;
- A deficiência de Mg prejudicou a taxa de assimilação de carbono nas folhas intermediárias e velhas, sendo que a taxa de transpiração ficou comprometida em todas as folhas;

- A deficiência de B prejudicou a taxa de assimilação de carbono nas folhas novas, sendo que a taxa de transpiração ficou comprometida em todas as folhas;
- A deficiência de Cu prejudicou a taxa de assimilação de carbono nas folhas novas e intermediárias, sendo que a taxa de transpiração ficou comprometida nas folhas novas;
- A deficiência de Fe prejudicou a taxa de assimilação de carbono em todas as folhas, sendo que a taxa de transpiração ficou comprometida nas folhas novas;
- A deficiência de Mn prejudicou a taxa de assimilação de carbono em todas as folhas, sendo que a taxa de transpiração ficou comprometida nas folhas velhas.
- A deficiência de Zn somente prejudicou a taxa de assimilação de carbono nas folhas novas, sendo que a taxa de transpiração ficou comprometida em todas as folhas.

F) A omissão de um dos macronutrientes limitou, em relação às plantas não deficientes, o crescimento em altura das plantas de aroeira-pimenteira, de baba-de-boi e de jequitibá-branco.

G) Na avaliação do efeito da deficiência de micronutrientes no crescimento em altura, das plantas das três espécies florestais, verificou-se que, foi variável em função da espécie, uma vez que:

- A deficiência de Cu, ou de Mo ou de Zn em plantas de aroeira-pimenteira não causou a variação na altura das plantas;
- Nas plantas de baba-de-boi, a omissão de Cu, ou de Fe, ou de Mn, ou de Mo alterou o crescimento das plantas;
- Nas plantas de jequitibá-branco somente a deficiência de Fe não comprometeu o crescimento em altura do vegetal.

H) As deficiências de N, ou P, ou K, ou Ca, ou Mg, ou B e ou de Mn limitaram a produção de biomassa seca das plantas de aroeira-pimenteira, baba-de-boi e jequitibá-branco. A deficiência de um dos nutrientes não diminuiu significativamente, em relação ao tratamento completo, o teor de carbono no caule de aroeira-pimenteira.

I) As deficiências nutricionais, com exceções do S, Mo, Zn e Cu, motivou um menor estoque de carbono no caule, quando comparado às plantas submetidas ao tratamento completo.

8. Considerações Finais

A deficiência de apenas um macronutrientes ou micronutrientes, que são exigidos durante o ciclo de vida das espécies florestais nativas *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira-pimenteira), *Cordia superba* Cham. (baba-de-boi) e *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kintze (jequitibá-branco), afetou vários níveis de organização destas espécies, desde as ultra-estruturas do limbo foliar, até mesmo a produção de biomassa seca.

Pelos resultados constatou-se uma seqüência de eventos que conduzem aos sintomas de deficiência visuais.

Inicialmente a falta de um nutriente conduz a uma alteração molecular que, conseqüentemente, leva as modificações nas ultra-estruturas das folhas. Essas modificações levaram a alteração celular provocando, desta forma, uma modificação no tecido que, provocaram os sintomas visuais e fisiológicos (fotossíntese e transpiração) e, por conseguinte, interferiram negativamente na produção de biomassa seca.

As deficiências de nitrogênio, fósforo, potássio, cálcio, magnésio, enxofre, boro, cobre, ferro, manganês, molibdênio e zinco prejudicaram a atividade fotossintética das plantas e, conseqüentemente, houve uma menor biomassa e um menor seqüestro de carbono pelas plantas.

Comprovando-se então que a deficiência nutricional comprometeu a produção de biomassa das plantas e, conseqüentemente, o seqüestro de carbono, os resultados do presente trabalho sugeriram que a implantação de florestas e a recuperação de áreas degradadas por meio do reflorestamento, visando à redução da concentração do gás carbônico - CO₂ na atmosfera, certamente é prejudicado com a não complementação nutricional quando o solo for deficiente em qualquer dos nutrientes.

Assim sendo, os projetos de recuperação ou de restauração de ecossistemas degradados, com intenção de promover a manutenção da biodiversidade, poderão não conseguir o sucesso esperado.

REFERÊNCIAS

- ALFONSI, E. L. et al. Crescimento, fotossíntese e composição mineral em genótipos de *coffea* com potencial para utilização como porta-enxerto. **Bragantia**, Campinas, v. 64, n. 1, p. 1-13, 2005.
- AVILÁN, L. R. Efecto de la omisión de los macronutrientes en el desarrollo y composición química de la guanábana (*Annona muricata* L.) cultivada en soluciones nutritivas. **Agronomia Tropical**, Maracay, v. 25, n. 1, p. 73-79, 1975.
- BARROSO, D. G. et al. Diagnóstico de deficiências de macronutrientes em mudas de teca. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 29, n. 5, p. 671-679, 2005.
- BATAGIN, K. D. **Análise anátomo-fisiológicas de folhas de pupunheiras cultivadas in vitro, ex vitro e in vivo visando otimizar o protocolo de aclimatização**. 2008. 110 f. Dissertação (Mestrado em Anatomia Vegetal) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2008.
- BRAGA, F. A. et al. Exigências nutricionais de quatro espécies florestais. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 19, n. 1, p. 18-31, 1995.
- BRASIL. Lei nº 6.938, de 31 de agosto de 1981. **Dispõe sobre a Política Nacional do Meio Ambiente, seus fins e mecanismos de formulação e aplicação, e dá outras providências**. Diário Oficial da União, Brasília, DF, 2 set 1981. Seção 1 Disponível em: <<http://www.planalto.gov.br/CCIVIL/LEIS/L6938.htm>>. Acesso em: 25 jan. 2010.
- BRASIL. Lei nº 4771, de 15 de setembro de 1965. **Institui o novo Código Florestal**. Diário Oficial da União, Brasília, DF, 16 set 1965. Seção 1. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/Leis/L4771.htm>. Acesso em: 24 jan. 2010.
- BURKL, W.; SCHIECHL, H. A study of osmium tetroxide fixation. **Journal of Histochemistry Cytochemistry**, Baltimore, v. 16, p. 157-161, 1968.
- CARVALHO, P. E. R. **Espécies arbóreas brasileiras**. Colombo, PR: Embrapa Florestas, 2003. 1039 p.
- DEON, M. D. **Crescimento e nutrição mineral da soja submetida a excesso de P, S, K, Ca e Mg em solução nutritiva**. 2007. 71 f. Dissertação (Mestrado em Solos e Nutrição de Plantas) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2007.
- DIAS, L. E.; FARIA, S. M.; FRANCO, A. A. Crescimento de mudas de *Acacia mangium* Willd em resposta à omissão de macronutrientes. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 18, p. 123-131, 1994.
- DURIGAN, G. et al. **Sementes e mudas de árvores tropicais**. 2. ed. São Paulo: Instituto Florestal; CINP; SMA; JICA, 2002. 65 p.

ENGELS, C.; MARSCHNER, H. Plant uptake and utilization of nitrogen. In: BACON, P. E. (Ed.). **Nitrogen fertilization in the environment**. New York: M. Dekker, 1995. p. 41-81.

EPSTEIN, E. **Nutrição mineral das plantas: princípios e perspectivas**. Rio de Janeiro: Livros Técnicos e Científicos, 1975. 341 p.

EPSTEIN, E.; BLOOM, A. J. **Nutrição mineral de plantas: princípios e perspectivas**. Londrina: Editora Planta, 2006.

FUJIHARA, M. A.; PARIS, A. G. Relações entre recursos florestais e mudanças climáticas. **Visão Agrícola**, Piracicaba, n. 4, p. 34-35, jul./dez. 2005.

GOLDBACH, H. E.; HUANG, L.; WIMMER, M. A. Boron functions in plants and animals: recent advances in boron research and open questions. In: XU, F. et al. (Ed.). **Advances in plant and animal boron nutrition**. Wuhan: Springer, 2007. p. 3-25.

HAAG, H. P. et al. Distúrbios nutricionais em *Gmelina arborea*. **O Solo**, Piracicaba, v. 73, n. 2, p. 33-38, 1981.

HALL, J. D. et al. The ultrastructure of chloroplasts in mineral-deficient maize leaves. **Plant Physiology**, Rockville, v. 50, p. 404-409, 1972.

HAMZAH, S. B.; GOMEZ, J. B. Ultrastructure of mineral deficient leaves of Hevea I. Effects of macronutrients deficiencies. **Journal of the Rubber Research Institute of Malaysia**, Kuala Lumpur, v. 27, n. 3, p. 132-142, 1979.

INOUE, M. T.; RIBEIRO, F. A. Fotossíntese e transpiração de clones de *Eucalyptus grandis* e *E. Saligna*. **IPEF**, Piracicaba, n. 40, p. 15-20, 1988.

JACOB, A.; UEXKULL, H. V. **Fertilizer use: nutrition and manuring of tropical crops**. Hannover: Verlagsgesellschaft fur Ackerbau, 1958.

JOHNSON, C. M. et al. Comparative chlorine requirements of different plant species. **Plant and Soil**, The Hague, v. 8, p. 337-353, 1957.

KARNOVSKY, M. J. A formaldehyde glutaraldehyde fixative of high osmolarity for use in electron microscopy. **Journal of Cell Biology**, New York, v. 27, p. 137-238, 1965.

KERBAUY, G. B. **Fisiologia vegetal**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2004.

KIRKBY, E. A.; PILBEAM, D. J. Calcium as a plant nutrient. **Plant, Cell and Environment**, Oxford, v. 7, p. 397-405, 1984.

KRAMER, P. J.; KOSLOWSKI, T. T. Mineral nutrition and salt absorption. In: _____. **Physiology of trees**. New York: McGraw-Hill, 1960. p. 224-275.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos: Editora Rima, 2000. 531 p.

LOCATELLI, M.; MACEDO, R. S.; VIEIRA, A. H. Avaliação de altura e diâmetro de mudas de cedro rosa (*Cedrela odorata L.*) submetidas a diferentes deficiências nutricionais. **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 5, p. 645-647, jul. 2007. Supl. 2.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. 2. ed. Nova Odessa: Editora Platarum, 2002. v. 2.

MALAVOLTA, E. **Elemento de nutrição mineral de plantas**. Piracicaba: Editora Agronômica Ceres, 1980. 252 p.

MALAVOLTA E. **Manual de nutrição mineral de plantas**. São Paulo: Editora Agronômica Ceres, 2006.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, S. A. **Avaliação do estado nutricional das plantas**: princípios e aplicações. Piracicaba: Potafos, 1989. 201 p.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, S. A. **Avaliação do estado nutricional das plantas**: princípios e aplicações. 2. ed. ver. atual. Piracicaba: Potafos, 1997. 319 p.

MARSCHNER, H. **Mineral Nutrition of Higher Plants**. 2. ed. London: Academic Press, 1995.

MEHDY, M. C. Active oxygen species in plant defense against pathogens. **Plant Physiology**, Rockville, v. 105, p. 467-472, 1994.

MENGEL, K.; KIRKBY, E. A. **Principles of plant nutrition**. Bern: Potash Institute, 1987. 687 p.

MENGEL, K. et al. (Ed.). **Principles of plant nutrition**. 5. ed. Dordrecht: Kluwer Academic, 2001.

NEVES, A. D. **Estimativa do nível de dano de *Orthezia praelonga* Douglas, 1891 e de *Leucoptera coffeella* (Guérin-Mèneville, 1842) por variáveis fisiológicas vegetais**. 2004. 88 f. Dissertação (Mestrado em Entomologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2004.

PERES, L. E. P. **Apostila de nutrição mineral de plantas**. Piracicaba: ESALQ/USP, 2005.

PIMENTEL-GOMES, F. **Curso de estatística experimental**. 13. ed. Piracicaba: Nobel, 1990. 468 p.

PRADO, C. H. B. A.; CASALI, C. A. **Fisiologia vegetal**: práticas em relações hídricas, fotossíntese e nutrição mineral. São Paulo: Manole, 2006.

REYNOLDS, E. S. The use of lead citrate at high pH as an electron-opaque stain in electron microscopy. **Journal of Cell Biology**, New York, v. 17, p. 208-212, 1963.

SALVADOR, J. O.; MOREIRA, A.; MURAOKA, T. Sintomas visuais de deficiências de micronutrientes e composição mineral de folhas em mudas de goiabeira. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 9, p. 1655-1662, 1999.

SARRUGE, J. R.; HAAG, H. P. **Análises químicas em plantas**. Piracicaba: ESALQ, Departamento de Química, 1974. 54 p.

SCARPINELLA, G. A. **Reflorestamento no Brasil e o Protocolo de Quioto**. 2002. 182 f. Dissertação (Mestrado em Energia) - Instituto de Eletrotécnica e Energia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2002.

SILVA, A. Q. et al. Nutrição mineral da graviola (*Annona muricata* L). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 8., 1986, Brasília, DF. **Anais ...** Brasília: SBF, 1986. v. 2, p. 297-303.

SILVA, D. H. **Boro em mamoneira: aspecto morfológico e fisiológicos relacionados à deficiência e toxicidade**. 2007.103 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2007.

SILVA, M. A. G.; MUNIZ, A. S. Exigências nutricionais de cedro (*Cedrela fissilis* Velloso) em solução nutritiva. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 19, n. 3, p. 415-425, 1995.

SILVA, W. G. et al. Efeito de micronutrientes sobre o crescimento de mudas de mogno (*Swietenia macrophylla* King) em Latossolo amarelo. **Acta Amazônica**, Manaus, v. 37, n. 3, p. 371-376, 2007.

SMITH, F. W.; LONERAGAN, J. F. Interpretation of plant analysis: concepts and principles. In: REUTER, D. J.; ROBINSON, J. B. (Ed.). **Plant analysis: an interpretation manual**. Collingwood: CSIRO, 1997. chap 1, p. 1-33.

SORREANO, M. C. M. **Avaliação da exigência nutricional na fase inicial de crescimento de espécies florestais nativas**. 2006. 296 f. Tese (Doutorado em Ecologia Aplicada) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2006.

SORREANO, M. C. M. et al. Deficiência de micronutrientes em mudas de sangra d’água (*Croton urucurana*, Baill.). **Revista Cerne**, Lavras, v. 14, n. 2, p. 126-132, 2008.

RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Biologia vegetal**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996.

RIBEIRO, N. D.; SANTOS, O. S.; MENEZES, N. L.; Efeito do tratamento com fontes de zinco e boro na germinação e vigor de sementes de milho. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 51, n. 3, p. 481-485, 1994.

ROMERO, R. R. **Resposta fisiológica de plantas de *Eucalyptus grandis* à adubação com potássio ou sódio**. 2008. 56 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2008.

RÖMHELD, V. Aspectos fisiológicos dos sintomas de deficiência e toxicidade de micronutrientes e elementos tóxicos em plantas superiores. In: FERREIRA, M. et al. **Micronutrientes e elementos tóxicos na agricultura**. Jaboticabal: CNPq; Fapesp; Potafos, 2001. cap. 4, p. 71-85.

TAIZ, L.; ZIEGER, E. **Fisiologia vegetal**. 3. ed. Porto Alegre: Editora Artmed, 2004.

WATSON, M. L. Staining of tissue sections for electron microscopy with heavy metals. II. Application of solutions containing lead and barium. **Journal of Biophysical and Biochemical Cytology**, New York, v. 4, p. 727-730, 1958.

WILSON, E. O. A situação atual da diversidade biológica. In: WILSON, E. O. (Org.). **Biodiversidade**. Rio de Janeiro: Editora Nova Fronteira, 1997. p. 3-24.

YOUNG, T. P. Restoration ecology and conservation biology. **Biological Conservation**, Barking, v. 92, p. 73-83, 2000.