



LUCIANA ALVES CALDEIRA BRANT

**EXTRATO DE ALGAS MARINHAS
NO CRESCIMENTO DE
BANANEIRA CV. PRATA-ANÃ NA
FASE DE ACLIMATIZAÇÃO**

LAVRAS-MG

2016

LUCIANA ALVES CALDEIRA BRANT

**EXTRATO DE ALGAS MARINHAS NO CRESCIMENTO DE
BANANEIRA CV. PRATA-ANÃ NA FASE DE ACLIMATIZAÇÃO**

Dissertação apresentada à
Universidade Federal de Lavras,
como parte das exigências do
Programa de Pós-Graduação em
Agronomia/Fitotecnia, área de
concentração Produção Vegetal,
para a obtenção do título de
Mestre.

Prof. Dr. Moacir Pasqual

Orientador

Dr. Filipe Almendagna Rodrigues

Prof^a. Dr^a. Leila Aparecida Salles Pio

Coorientadores

LAVRAS-MG

2016

**Ficha Catalográfica elaborada pelo Sistema de Geração de Ficha Catalográfica da Biblioteca
Universitária da UFLA, com dados informados pela própria autora.**

Brant, Luciana Alves Caldeira.

Extrato de algas marinhas no crescimento de bananeira cv.
Prata-Anã na fase de aclimatização / Luciana Alves Caldeira Brant.
– Lavras : UFLA, 2016.
51 p. : il.

Dissertação (mestrado acadêmico)–Universidade Federal de
Lavras, 2016.

Orientador: Moacir Pasqual.
Bibliografia.

1. Bioestimulante. 2. Micropropagação. 3. Macroalgas. I.
Universidade Federal de Lavras. II. Título.

LUCIANA ALVES CALDEIRA BRANT

**EXTRATO DE ALGAS MARINHAS NO CRESCIMENTO DE
BANANEIRA CV. PRATA-ANÃ NA FASE DE ACLIMATIZAÇÃO**

Dissertação apresentada à
Universidade Federal de Lavras,
como parte das exigências do
Programa de Pós-Graduação em
Agronomia/Fitotecnia, área de
concentração Produção Vegetal,
para a obtenção do título de
Mestre.

APROVADA em 26 de agosto de 2016.

Dr ^a . Leila Aparecida Salles Pio	UFLA
Dr. Paulo César de Melo	UFLA
Dr. Sebastião de Oliveira e Silva	EMBRAPA

Prof. Dr. Moacir Pasqual
(Orientador)
UFLA

**LAVRAS-MG
2016**

A Deus,
Aos meus pais Afrânio e Maria Lúcia,
A toda a minha família e amigos.

Dedico

AGRADECIMENTOS

A Deus, por me mostrar que a fé está acima de tudo, por ter me dado toda força para vencer os obstáculos, permitindo que mais esta etapa pudesse ser concluída e por todas graças concedidas a mim.

A Universidade Federal de Lavras, em especial ao Departamento de Agricultura, pela oportunidade de cursar a Pós-Graduação em Agronomia/Fitotecnia.

A CAPES, pela concessão da bolsa de estudos.

Ao meu orientador, professor Moacir Pasqual, pessoa de simplicidade e alegria constante, por ter me acolhido e me incluído em sua equipe de trabalho. Sou imensamente grata pela oportunidade, confiança, amizade e pelos vários ensinamentos.

À Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical, especialmente na pessoa do pesquisador Sebastião de Oliveira e Silva, pela colaboração, apoio e ter cedido o material vegetal utilizado no trabalho.

À Prof^a. Leila Aparecida Salles Pio, pela coorientação, incentivo e apoio nos trabalhos desenvolvidos.

Ao Filipe Almendagna Rodrigues, pela coorientação e por ser um grande amigo com quem sempre pude contar, por ter participado da condução e análise dos experimentos com todo seu conhecimento e por todos os conselhos e ensinamentos durante toda a minha caminhada.

A Renata Alves Lara Silva, pela amizade, apoio e por toda a disposição e imensa ajuda nas análises anatômicas.

Ao Helbert Rezende, pelo apoio, disposição e grande ajuda com o aparelho IRGA.

Ao professor Paulo César de Melo, pela amizade, disposição e por ceder os extratos de algas que foram utilizados nesse trabalho.

Aos amigos Vantuil Antônio Rodrigues e Antônio Clarete de Oliveira, pelo auxílio constante, pelo incentivo, amizade e por me proporcionarem momentos felizes e de boas risadas.

Ao Evaldo, pelo auxílio e apoio.

Ao Edwaldo dos Santos Penoni, pela amizade, incentivo e conselhos.

A todos os queridos amigos do Laboratório de Cultura de Tecidos Vegetais, pela amizade e ótimo convívio.

Aos amigos do Programa de Pós-Graduação em Agronomia/Fitotecnia, pelo convívio, apoio, auxílio e amizade ao longo desta etapa.

À secretária da Fitotecnia Marli dos Santos Túlio, pela atenção.

Aos meus pais, Afrânio e Maria Lúcia, pelo amor, confiança e apoio incondicional, por sempre acreditarem no meu potencial e me incentivarem.

Aos meus irmãos Frederico e Patrícia e a minha querida sobrinha Bella pelo amor, carinho e apoio permanecendo ao meu lado em todos os momentos e decisões.

Enfim, a todos os que, de alguma forma, contribuíram para a realização deste trabalho e que, embora não citados aqui, não deixam de merecer meu profundo agradecimento.

Muito obrigada!

Os VENCEDORES não fazem coisas diferentes; fazem de modo diferente! Dessa maneira, a maioria das pessoas fracassa não por falta de capacidade ou inteligência, mas por falta de desejo, direção, dedicação, disciplina e, acima de tudo, *Atitude* (Shiv Khera).

RESUMO

A bananeira é a frutífera tropical mais cultivada no território nacional, entretanto enfrenta algumas limitações para a sua expansão principalmente, devido à utilização de mudas produzidas por métodos convencionais que proporcionam baixa taxa de multiplicação, além de serem fontes de disseminação de pragas. A micropropagação apresenta-se como uma alternativa que oferece muda de alta qualidade fitossanitária, em maior quantidade, entre outros benefícios. Na micropropagação todas as etapas possuem grande influência na qualidade final das mudas a exemplo da aclimatização, na qual as plântulas necessitam de nutrientes e condições favoráveis para sua boa adaptação ao ambiente externo. Algas marinhas têm sido cada vez mais estudadas como biofertilizantes ou bioestimulantes de plantas por proporcionar maior nutrição e qualidade de mudas frutíferas. Além disso, algas marinhas são alternativas de potencial na agricultura para reduzir o uso excessivo de fertilizantes e outros produtos, que causam grande impacto ambiental. Neste estudo, objetivou-se verificar o efeito de diferentes algas marinhas e concentrações no processo de aclimatização de bananeira cv. Prata-Anã. O material vegetal consistiu em mudas micropropagadas de bananeira cv. Prata-Anã. Foram testados extratos de três algas (*Hypnea*, *Lithothamnium* e *Sargassum*) em quatro concentrações (0; 3,0; 6,0 e 12,0 mL L⁻¹). Aos 120 dias de aclimatização em casa de vegetação, foram realizadas avaliações fitotécnicas, fisiológicas, anatômicas e nutricionais. O delineamento experimental foi em blocos casualizados, em esquema fatorial 3x4 (três algas e quatro concentrações) com quatro repetições, sendo cada repetição representada por três plantas. Entre as variáveis estudadas nas avaliações, constatou-se que a alga *Lithothamnium* na concentração 6 mL L⁻¹ proporcionou um maior incremento nas mudas de da cv. Prata-Anã na adaptação das mesmas na aclimatização apresentou um aumento na parte aérea, maior atividade fotossintética, bom teor de nutrientes em relação à exigência nutricional da espécie estudada e bom desenvolvimento das estruturas anatômicas. A fertilização com algas marinhas é benéfica para o desenvolvimento de mudas de bananeira cv. Prata-Anã na aclimatização em casa de vegetação. Recomenda-se o uso de extrato de alga *Lithothamnium* na aclimatização de bananeira cv. Prata-Anã na concentração de 6 mL L⁻¹.

Palavras-chave: Bioestimulante. Micropropagação. Macroalgas.

ABSTRACT

Banana is the most cultivated tropical fruit in the country, but faces some limitations to its expansion mainly due to the use of seedlings produced by conventional methods that provide low multiplication rate, as well as being a source of spread of disease and pests. Faced with this problem, micropropagation is an alternative offering high quality plant seedlings in larger quantities among other benefits. In micropropagation, all steps have great participation in the final quality of the seedlings example of acclimatization in which the seedlings need nutrients and favorable conditions for its good adaptation to the external environment. Marine seaweeds have been increasingly studied as biofertilizers and biostimulants plants providing more nutrition and quality of fruit seedlings. In addition, marine seaweeds are potential alternatives in agriculture to reduce the overuse of fertilizers and other products that cause great environmental impact. The aim was to investigate the effect of different seaweeds and concentrations in acclimatization process of banana cv. Prata-Anã. The plant material consisted of micropropagated banana plantlets. Three seaweed extracts were tested (*Hypnea*, *Lithothamnium* and *Sargassum*) at four concentrations (0, 3.0, 6.0 and 12.0 mL L⁻¹). After 120 days of acclimatization in the greenhouse, phytotechnical, physiological, anatomical and nutritional were evaluations. The experimental design was randomized blocks in a factorial 3x4 (three seaweeds and four concentrations) with four repetitions, each repetition represented by three plants. Among the variables studied in the reviews, it was found that 6 mL L⁻¹ *Lithothamnium* provided a greater increase in banana seedlings cv. Prata-Anã adaptation of seedlings acclimatization since showed an increase in the aerial part, higher photosynthetic activity, good nutrient content in relation to the nutritional requirements of the species studied and proper development of anatomical structures. Fertilization with seaweed is beneficial to the development of banana cv. Prata-Anã in the acclimatization in greenhouse. It is recommended the use of 6 mL L⁻¹ *Lithothamnium* in the acclimatization of banana cv. Prata-Anã.

Keywords: Bioestimulant. Micropropagation. Macroalgae.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	Extrato de algas marinhas (A); Muda inicial (B); Mudanças preparadas para plantio (C); Mudanças após plantio em substrato (D); Sistema radicular após 120 dias (E); Mudanças após 120 dias de aclimatização (F).....	12
Figura 2	Número de folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	17
Figura 3	Teores de clorofila <i>a</i> (A), clorofila <i>b</i> (B), clorofila total (C) e carotenoides (D) em folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	19
Figura 4	Taxa fotossintética em plantas de bananeira cv. Prata-Anã em processo de aclimatização sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	21
Figura 5	Teores de nitrogênio (A), fósforo (B) e potássio (C) presentes em folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	24
Figura 6	Teores de cálcio (A), enxofre (B) e magnésio (D) presentes em folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	26
Figura 7	Teores de boro (A), ferro (B), manganês (C), cobre (D) e zinco (E) presentes em folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	27

Figura 8	Teores de nitrogênio (A), fósforo (B) e potássio (C) presentes em raízes de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	29
Figura 9	Teores de cálcio (A), enxofre (B) e magnésio (C) presentes em raízes de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	30
Figura 10	Teores de boro (A), ferro (B), manganês (C), cobre (D) e zinco (E) presentes em raízes de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	31
Figura 11	Fotomicrografias de secções paradérmicas da face abaxial das folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas. a) 0,0 mL L ⁻¹ ; b) 3,0 mL L ⁻¹ ; c) 6,0 mL L ⁻¹ e d) 12,0 mL L ⁻¹ . Barra = 100 µm.....	33
Figura 12	Fotomicrografias de secções paradérmicas da face adaxial das folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas. Barra = 200 µm.....	34
Figura 13	Diâmetro polar estomático (A), diâmetro equatorial estomático (B), e densidade estomática (C) da face abaxial de folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	35
Figura 14	Diâmetro polar estomático (A), diâmetro equatorial estomático (B), densidade estomática (C) e relação	

	diâmetro polar e diâmetro equatorial (D) da face adaxial de folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	37
Figura 15	Espessura da epiderme abaxial (A), espessura da hipoderme abaxial (B), espessura da epiderme adaxial (C) e espessura da hipoderme adaxial (D) de secções transversais de folhas de bananeira da cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	39
Figura 16	Espessura do parênquima esponjoso (A), espessura do parênquima paliádico (B) e espessura da nervura central (C) de secções transversais de folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	40
Figura 17	Fotomicrografias de secções transversais das folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas. Barra = 500 μm	41

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	Número de folhas (NF), diâmetro do pseudocaulo (DPC), altura de planta (AP), número de raízes (NR) e comprimento de raízes (CR) de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.....	16
Tabela 2	Taxa fotossintética (A) em $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, condutância estomática (gs) em $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, taxa transpiratória (E) em $\mu\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, carbono interno (Ci) em μmol , carbono externo (Ca) em μmol , relação carbono interno e externo (Ci/Ca) de bananeira cv. Prata-Anã, relação taxa fotossintética e carbono interno (A/Ci) influenciada por diferentes algas marinhas.....	20
Tabela 3	Relação diâmetro polar (DP) e equatorial (DE) da face abaxial de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes algas marinhas.....	36

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	1
2	REFERENCIAL TEÓRICO.....	3
2.1	A Cultura da bananeira.....	3
2.2	Aclimatização.....	4
2.3	Algas marinhas na agricultura.....	5
2.3.1	<i>Hypnea musciformis</i>	7
2.3.2	<i>Lithothamnium spp.</i>	8
2.3.3	<i>Sargassum sp.</i>	9
3	MATERIAL E MÉTODOS.....	11
3.1	Análises fitotécnicas.....	12
3.2	Análises fisiológicas.....	13
3.2.1	Pigmentos.....	13
3.2.2	Trocas gasosas.....	14
3.3	Análises nutricionais.....	14
3.4	Análises anatômicas.....	14
3.5	Análises estatísticas.....	15
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	16
4.1	Análises fitotécnicas.....	16
4.2	Análises fisiológicas.....	18
4.2.1	Pigmentos.....	18
4.2.2	Trocas gasosas.....	20
4.3	Análises nutricionais.....	22
4.3.1	Análise nutricional foliar.....	22
4.3.2	Análise nutricional radicular.....	28
4.4	Análises anatômicas.....	32
4.4.1	Secções paradérmicas.....	32

4.4.2	Secções transversais.....	38
5	CONCLUSÃO.....	42
	REFERÊNCIAS.....	43

1 INTRODUÇÃO

O Brasil é o quarto maior produtor mundial de frutas, ficando atrás apenas da Índia, China e Filipinas (FAO, 2015). Entretanto, é líder quanto à produção de frutas tropicais, sendo a bananeira (*Musa spp.*) a frutífera tropical mais cultivada no território nacional, abrangendo uma área plantada superior a 523 mil hectares e 480 mil hectares de área colhida, com rendimento médio de 14 mil kg ha⁻¹ em 2012 (IBGE, 2014).

O cultivo da bananeira estende-se por todas as regiões do país e, por produzir o ano inteiro, garante emprego e renda para milhares de brasileiros (SILVA et al., 2003). Além disso, a banana é a fruta mais consumida pelos brasileiros, estando presente na dieta alimentar de diversas camadas da população.

À semelhança das demais culturas, a bananeira enfrenta algumas limitações para sua expansão principalmente, em razão da utilização de mudas produzidas por métodos convencionais que proporcionam baixa taxa de multiplicação, além de serem fontes de disseminação de pragas (ROELS et al., 2005).

Diante desse problema, a micropropagação surge como alternativa de alto potencial por possibilitar rápida obtenção de grande quantidade de mudas com alta qualidade fitossanitária e geneticamente superiores, além de oferecer plantio uniforme. Na micropropagação todas as etapas exercem grande influência na qualidade final das mudas, por isso devem ser realizadas de forma cuidadosa. A aclimatização, na qual as plântulas são transferidas para o ambiente externo (fora do laboratório), é um dos processos-chave do cultivo *in vitro* e, por isso, demanda muito cuidado por ser uma fase crucial para o sucesso da micropropagação. Nessa etapa, é importante o fornecimento correto de nutrientes e de condições favoráveis à rustificação da planta.

A bananeira é uma planta exigente em nutrientes, não só por apresentar rápido desenvolvimento vegetativo com elevada produção de biomassa, mas também por apresentar elevadas quantidades de elementos absorvidos (TEIXEIRA et al., 1997).

Atualmente, o uso excessivo de fertilizantes, herbicidas e pesticidas visando aumento da produção agrícola e o impacto ambiental causado por essas substâncias são problemas que necessitam de soluções urgentes. Recentemente a pesquisa tem buscado alternativas para tentar minimizar esses impactos e nesse contexto iniciaram-se os estudos com aplicações de algas marinhas visando a biofertilização das culturas.

A utilização das algas como biofertilizantes ou bioestimulantes na agricultura pode ser uma solução, porém, mais pesquisas científicas e tecnológicas são necessárias para atingir este objetivo. As algas apresentam em sua constituição macro e micronutrientes, reguladores de crescimento, aminoácidos, polissacarídeos e vitaminas e têm sido cada vez mais estudadas como bioestimulantes de plantas assim, possui grande potencialidade para o uso agrícola. As macroalgas marinhas sintetizam hormônios vegetais, além disso, existem produtos à base de extratos de macroalgas, principalmente de algas pardas, que são utilizadas comercialmente como bioestimulantes para aumentar a produção agrícola (STIRK et al., 2003). Já existem relatos de respostas das algas sobre o crescimento de plantas, resistência aos estresses bióticos e abióticos, qualidade nutricional dos alimentos e favorecimento de microrganismos benéficos do solo (KHAN et al., 2009).

Nesse contexto, objetivou-se, com este trabalho, avaliar o efeito da aplicação de algas marinhas em mudas micropropagadas de bananeira cv. Prata-Anã durante a aclimatização.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 A Cultura da bananeira

O Brasil é um dos maiores produtores mundiais de banana e a maior parte de sua produção é comercializada no mercado interno, sendo a banana a fruta mais cultivada e consumida pelos brasileiros (ANUÁRIO BRASILEIRO DA FRUTICULTURA, 2015).

A bananeira (*Musa spp.*) é uma planta originária do continente asiático e evoluiu a partir de hibridações intra ou interespecíficas entre as duas espécies selvagens diploides, *Musa acuminata* Colla (genoma A) e *Musa balbisiana* Colla (genoma B) (SIMMONDS; SHEPHERD, 1955). O fruto comercializado hoje em dia é produto de alguns cruzamentos entre esses materiais genéticos que produziram plantas diploides, triploides e tetraploides.

A indústria mundial de exportação concentra-se nas cultivares do grupo AAA subgrupo Cavendish, enquanto que, as cultivares mais apreciadas pelo consumidor brasileiro são do grupo AAB do tipo Prata ou Maçã (SILVA et al., 2016).

No Brasil, as cultivares mais cultivadas são Prata, Pacovan e Maçã, que juntas correspondem a aproximadamente 75% da área plantada, seguida das cultivares do subgrupo Cavendish, como Nanica e Nanicão (21%) (SILVA et al., 1999; 2003, 2016).

A bananeira é uma planta tipicamente tropical, originada de regiões com elevada temperatura e umidade. Em condições climáticas e de solo não adequadas às suas exigências, ela pode apresentar ciclos vegetativos e reprodutivos mais longos, menor produção e frutos de baixa qualidade (SILVA, 1996).

Os principais problemas encontrados para a produção da bananeira são

as pragas. Sendo assim, a utilização de mudas produzidas por métodos convencionais que proporcionam baixa taxa de multiplicação, além de serem fontes de disseminação de pragas tornam-se cada vez menos utilizadas na bananicultura.

A propagação da bananeira de forma convencional é realizada via assexuada, por meio da utilização de partes do pseudocaule com a gema apical. Porém, atualmente a micropropagação, está se tornando cada dia mais comum entre os produtores de banana. Essa técnica traz como benefícios a produção de mudas saudáveis, maior vigor das mudas no campo, menor tempo para produção tanto de nova muda quanto do fruto, maior taxa de multiplicação, requerimento de pequeno espaço para produção das mudas, independência das condições climáticas e maior uniformidade das plantas (SINGH et al., 2011).

2.2 Aclimatização

A aclimatização de mudas tem sido um grande entrave para a micropropagação de muitas espécies. Apesar da bananeira apresentar bom desempenho nesta etapa em diversas condições (PEREIRA et al., 2005), a otimização do processo pode melhorar ainda mais a eficiência na sobrevivência e vigor das plantas. Entre as diferentes etapas da micropropagação, a aclimatização é uma das mais importantes, já que tem por finalidade corrigir as alterações anatômicas e fisiológicas induzidas durante a fase de cultivo *in vitro*.

A etapa de aclimatização consiste na transferência das mudas das condições assépticas da cultura de tecidos para um ambiente externo. Essa transferência deve ser feita sob condições controladas, para garantir ao máximo a sobrevivência das mudas. Segundo Hararika (2003), grande número de espécies não consegue sobreviver à transferência brusca do ambiente *in vitro* para o ambiente *ex vitro*.

De acordo com Zimmerman (1988), as alterações no metabolismo da planta de um estágio heterotrófico para autotrófico são as que promovem as mudanças anatômicas e fisiológicas nas plantas. Por essa razão, a transferência para as condições *ex vitro* deve ser progressiva, evitando-se possíveis estresses uma vez que esse processo pode ser o fator limitante para o fechamento do ciclo da micropropagação (SILVA et al., 1995).

A fase de aclimatização pode ser aperfeiçoada pelo uso de substratos e adubações adequados que resultem em mudas saudáveis e mais aptas ao plantio no campo. A produção de mudas de bananeira micropropagadas pode ser feita com diferentes substratos, entretanto, a aplicação de adubação rica em nutrientes exigidos pela espécie é fundamental para produzir uma muda saudável (TRINDADE et al., 1999).

2.3 Algas marinhas na agricultura

O termo ‘algas’ foi proposto por Lineu como uma categoria taxonômica em 1753, sendo atualmente um termo de uso popular, em razão da grande diversidade desses seres em termos de morfologia, reprodução, fisiologia e ecologia (STENGEL et al., 2011).

Nos últimos anos, tem sido observado crescente interesse em substâncias bioestimulantes naturais para uso na agricultura, entretanto a utilização das algas marinhas no mercado agrícola ainda é pouco representativa, apesar das pesquisas científicas mostrarem a sua grande potencialidade (MATYSIAK; KACZMAREK; KRAWCZYK, 2011).

Atualmente, as algas são utilizadas nas formas secas ou extratos, comercializadas em nível mundial como bioestimulantes e/ou fertilizantes. Efeitos positivos desses fertilizantes já foram verificados sobre o crescimento e desenvolvimento de plantas, obtendo-se conseqüentemente, aumento nos

rendimentos das colheitas. O vasto grupo de macroalgas representa fonte de diversas substâncias valiosas a partir do ponto de vista fisiológico, que particularmente auxiliam as plantas a se adaptarem às condições de estresse (MATYSIAK; KACZMAREK; KRAWCZYK, 2011).

As principais divisões de algas com importância agrícola são as clorófitas, faeófitas e rodófitas, representadas pelas algas verdes, marrons e vermelhas, respectivamente. As algas verdes são representadas por 17.000 espécies, distribuídas em ampla variedade de habitats, possuem as clorofilas a e b e o pigmento acessório caroteno. As algas marrons são representadas por 1.800 espécies de 285 gêneros, que habitam exclusivamente as regiões marinhas frias, possuem clorofilas a e c e os pigmentos acessórios fucoxantina (que conferem a estas a coloração marrom), zeaxantina, violaxantina e betacaroteno (KHAN et al., 2009). Já as algas vermelhas são representadas por cerca de 6.000 espécies de 700 gêneros, que habitam o ambiente marinho (podendo atingir grandes profundidades), possuem clorofilas a e d e os pigmentos acessórios são as ficobilinas (ficocianinas e ficoeritrinas), xantofilas e carotenos.

Os extratos de algas marinhas contêm diversos reguladores de crescimento, tais como citocininas, auxinas, giberelinas (DURAND; BRIAND; MEYER, 2003), além de alguns macronutrientes, como Ca, K, P, e micronutrientes como Fe, Cu, Zn, B, Mn, Co, Mo (KHAN et al., 2009), necessários para o desenvolvimento e crescimento de plantas.

Atualmente, a utilização de extratos de algas vem ganhando popularidade, em razão do seu potencial de uso na agricultura orgânica e sustentável (AZIZ et al., 2003) como alternativa para evitar a utilização excessiva de fertilizantes e para melhorar a absorção de minerais. Ao contrário dos fertilizantes químicos, os extratos de algas são biodegradáveis, não tóxicos, não poluentes e não perigosos para os seres humanos e animais (RATHORE, 2009).

O efeito benéfico da aplicação de extrato de algas marinhas é resultado de muitos componentes que podem funcionar sinergicamente em concentrações diferentes, embora o modo de ação ainda permaneça desconhecido (PAULERT et al., 2010; RATHORE, 2009).

2.3.1 *Hypnea musciformis*

A *Hypnea musciformis* (basiônimo *Fucus Hypnea*) é classificada como uma alga vermelha e ocorre em quase todo mundo. Contudo, conforme Tanaka (1941), o gênero *Hypnea* foi estabelecido com base em cinco espécies (*H. charoides*, *H. hamulosa*, *H. musciformis*, *H. spinulosa* e *H. wighii*), sendo a maioria delas oriundas do gênero *Fucus*.

Segundo Jesus, Schnadelbach e Nunes (2013), no litoral brasileiro são encontrados espécimes de *Hypnea* em região entre marés, formando populações densas, crescendo fixas às rochas ou frequentemente como epífitas de outras algas. De acordo com Nunes (2005), o estado da Bahia apresenta seis espécies de *Hypnea* (*H. cenomyce*, *H. musciformis*, *H. nigrescens*, *H. spinella*, *H. valentiae* e *Hypnea* sp.), entretanto, Jesus (2016) relatam que o Brasil apresenta oito espécies desse gênero.

As algas desse gênero são importante recurso marinho por serem fonte de kappa caragenana (OLIVEIRA, 1998; YAMAGISHI et al., 2000), um polissacarídeo sulfatado componente da parede celular externa da alga que é largamente utilizado na indústria alimentícia, cosmética e farmacêutica.

Estudos têm mostrado que algumas espécies de *Hypnea* apresentam propriedades fungicidas (MELO et al., 1997) e que delas também pode-se obter proteínas e ácidos graxos não-saturados que podem ser utilizados como fertilizantes em plantações de arroz (SELVAN; KANNAN, 1990). Além disso,

as algas vermelhas podem também apresentar potencial como bioestimulante para a utilização na agricultura.

2.3.2 *Lithothamnium* spp.

Lithothamnium spp. é uma alga calcária da família das coralináceas. Etimologicamente, são ramos de pedra que se desenvolvem e proliferam nas profundezas marinhas, na plataforma continental brasileira, desde a costa do estado do Amazonas até a costa do estado do Rio de Janeiro, com grandes concentrações no Estado do Maranhão na jazida de Tutóia. Esse material cresce em profundidades que variam de 10 m a 40 m, beneficiando-se da permanente agitação das águas muito oxigenadas que se quebram de encontro ao continente (MELO, 2002).

Segundo Dias (2000), o *Lithothamnium* é um produto derivado de algas marinhas calcárias que apresenta em sua composição Ca, Mg, S, Cl, Mo e Fe e outros nutrientes. O produto é retirado do fundo do mar, do sedimento marinho e, após a primeira trituração, é seco ao ar quente e micropulverizado a frio.

A *Lithothamnium* em seu estado natural é constituída de materiais minerais (950 g kg^{-1} a 995 g kg^{-1}), com 625 g kg^{-1} a 750 g kg^{-1} de carbonato de cálcio (250 g kg^{-1} a 300 g kg^{-1} de Ca) e $59,5 \text{ g kg}^{-1}$ a $115,5 \text{ g kg}^{-1}$ de carbonato de magnésio (17 mg kg^{-1} a 33 mg kg^{-1}), o restante ($265,5 \text{ g kg}^{-1}$ a $129,5 \text{ g kg}^{-1}$) é constituído de outros minerais, e 50 g kg^{-1} a 5 g kg^{-1} de material na fração orgânica. A presença de certos ácidos aminados, ácido aspártico ($0,8 \text{ g kg}^{-1}$ do peso seco), lisina ($0,3 \text{ g kg}^{-1}$), prolina ($0,25 \text{ g kg}^{-1}$), ácido glutâmico ($1,8 \text{ g kg}^{-1}$) e vitamina B1 ($0,06 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$), vitamina C ($7,04 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$), vitamina PP ($1,46 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$) foi evidenciada na fração orgânica nitrogenada (LE BLEU, 1983).

Além disso, trata-se de um material bastante rico em cálcio e com reduzida presença de magnésio e outros nutrientes, em magnitude tal que o

produto de origem marinha pode ser comparável a um calcário calcítico ($MgO < 5,0\%$) e a um fertilizante simples. De acordo com Souza et al. (2007), a presença de *Lithothamnium* promove bons resultados para a produção de mudas de maracujazeiro amarelo propiciando maior comprimento da parte aérea.

O valor do poder de neutralização (PN) de 93,31% é indicativo que a amostra analisada deve apresentar uma intensa e rápida ação corretiva de acidez do solo (Melo, 2002). Portanto, é viável a utilização de *Lithothamnium* como material corretivo de solos ácidos e deficientes em Ca e Mg, com a finalidade de elevar o pH do solo, neutralizar os efeitos de elementos tóxicos e fornecer Ca e Mg como nutrientes. Contudo, deve-se considerar também que o suprimento de Ca constitui um dos principais fatores necessários para o adequado estabelecimento das culturas, logo após a germinação, segundo Goedert, Lobato e Lourenço (1997).

2.3.3 *Sargassum* sp.

O uso de *Sargassum* tem crescido na agricultura moderna, tanto na agricultura convencional como na crescente demanda da agricultura orgânica. A composição única das *Sargassum* estimula a produção de fitoalexinas, que são compostos sintetizados naturalmente pela planta para conferir maior resistência a agentes abióticos (estresse hídrico, baixas temperaturas, baixa luminosidade prolongada) e bióticos (fungos, vírus e bactérias) promotores do estresse.

As algas desse gênero contêm 16 aminoácidos essenciais, incluindo o triptofano, macronutrientes primários (como o K), macroelementos secundários e também uma composição balanceada dos sete microelementos essenciais (B, Cl, Cu, Fe, Mn, Mo e Zn). Destacam-se ainda carboidratos, ácido algínico, manitol e laminarina, além de 11 vitaminas, entre elas biotina, caroteno, riboflavina e niacina.

Apesar da rica composição nutricional que possuem, o grande efeito bioestimulante das algas marrons advém da presença balanceada dos reguladores de crescimento de plantas, tais como giberelina, auxina e citocinina, que são eficientes em concentrações extremamente baixas. As giberilinas são naturalmente produzidas pelas plantas em tecidos jovens do sistema caulinar e sementes em desenvolvimento. Sua ação está ligada ao alongamento celular, indução do florescimento e maior fertilização e manutenção da florada (pegamento). Na tecnologia de sementes, é utilizada na quebra da dormência e aceleração da velocidade de germinação. Em relação às auxinas, a principal delas é o ácido indolacético (AIA) que é produzida principalmente no meristema apical do caule e transportado através das células do parênquima até as raízes (TAIZ; ZEIGER, 2013).

3 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi realizado em casa de vegetação localizada no Departamento de Agricultura da Universidade Federal de Lavras (UFLA), no município de Lavras – MG, no período de janeiro a abril de 2016. O município está situado a 21°14'06" S e 45°00'00" W e altitude média de 918 m.

As mudas micropropagadas de bananeira cv. Prata-Anã foram fornecidas pela Campo Biotecnologia (Cruz das Almas, BA). As mudas foram transplantadas em saquinhos plástico de capacidade 2,5 L preenchidos com substrato comercial Tropstrato®, que segundo o fabricante, é composto à base de casca de pinus, turfa e vermiculita expandida, e enriquecido com macro e micronutrientes. Possui umidade de 60% (p/p), capacidade de retenção de água de 130% (p/p), densidade de 200 kg m⁻³ (base seca) e pH em torno de 5,8 ± 0,3 (VIDA VERDE, 2015).

As mudas foram adubadas com extrato de três algas marinhas: *Hypnea*, *Sargassum* e *Lithothamnium*. As concentrações utilizadas foram: 0,0; 3,0; 6,0 e 12,0 mL L⁻¹. As aplicações foram realizadas a cada 20 dias, em um total de seis aplicações (Figura 1).

Após 120 dias procederam-se às seguintes avaliações:

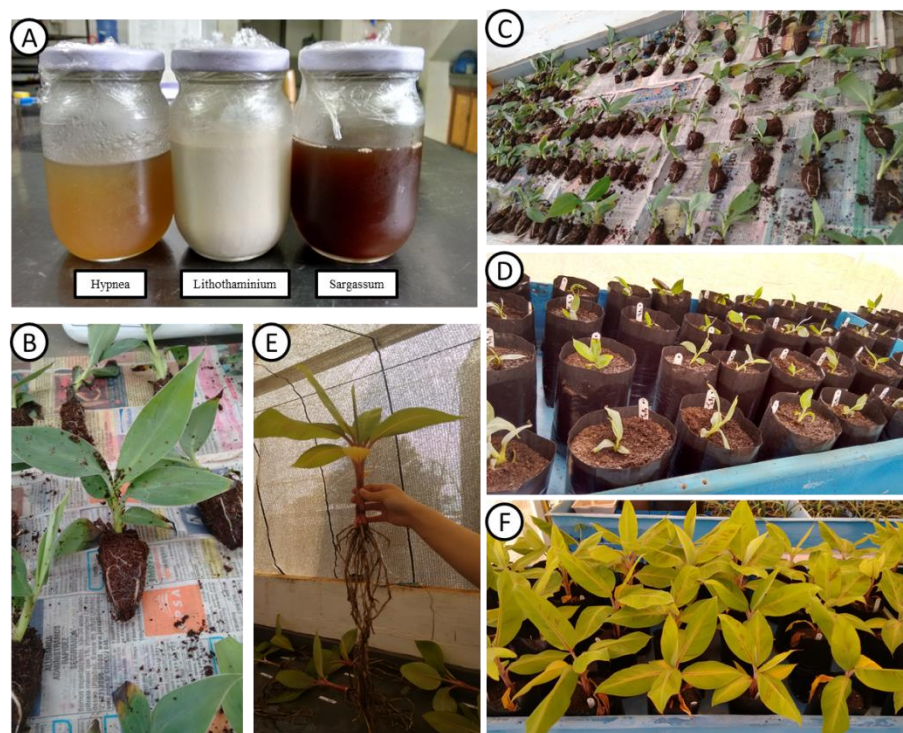


Figura 1 Extratos das algas marinhas utilizadas (A); Muda inicial (B); Mudanças preparadas para plantio (C); Mudanças após plantio em substrato (D); Sistema radicular após 120 dias (E); Mudanças após 120 dias de aclimatização (F).

3.1 Análises fitotécnicas

As mudas de cada tratamento foram avaliadas quanto às seguintes variáveis: número de folhas, diâmetro do pseudocaule (mm), altura da parte aérea (cm), número e comprimento da raiz (cm).

3.2 Análises fisiológicas

3.2.1 Conteúdo de pigmentos fotossintéticos

Os teores de clorofilas e carotenoides foram determinados com base na metodologia de Scopel, Barbosa e Vieira (2011) e Macedo, Araújo, Castro (2013). Foi utilizada como amostra a folha mais jovem completamente expandida de quatro plantas por tratamento. Os pigmentos foram extraídos de discos foliares de aproximadamente 50 mg mantidos em 5 mL de acetona 80% (v/v) por 24 horas à temperatura de 5 °C e protegidos da luz. Ao fim desse período, a solução resultante foi transferida para cubetas para a realização da análise em espectrofotômetro. A amostra de referência foi constituída por solução de acetona 80% (v/v). As leituras de absorbância foram realizadas nos comprimentos de onda 663 nm e 645 nm para as clorofilas a e b, respectivamente, e 470 nm para os carotenoides. Com os dados de absorbância, foram calculados os teores de clorofilas a, b, quantidade total (a+b) e teor de carotenoides, com os seguintes estimadores: clorofila a = $[(12,7 * A_{663} - 2,69 * A_{645}) V] / 1000W$; clorofila b = $[(22,9 * A_{645} - 4,68 * A_{663}) V] / 1000W$; clorofila total = $[(20,2 * A_{645} + 8,02 * A_{663}) * V / 1000W]$; carotenoides totais = $[(1000 * A_{470} - 3,27 * chl\ a - 104 * chl\ b) / 229] / (1000 * W)$. Onde, A: absorbância no comprimento de onda indicado; V: volume final do extrato clorofila – acetona; W: matéria fresca em gramas do material vegetal utilizado. Os resultados foram expressos em miligrama de pigmento por grama de peso da matéria fresca de tecido foliar ($mg\ g^{-1}$).

3.2.2 Trocas gasosas

As folhas mais jovens completamente expandidas em quatro plantas por tratamento foram analisadas quanto às suas trocas gasosas com auxílio de equipamento de análise de fotossíntese Infra-red Gas Analyzer (IRGA) modelo LI- 6400. Foram avaliadas a condutância estomática (gs), a taxa transpiratória (E), a taxa fotossintética (A), carbono interno (Ci), carbono ambiental (Ca), relação carbono intercelular e ambiental (Ci/Ca) e a relação taxa fotossintética e carbono interno (A/Ci). A densidade de fluxo de fótons fotossinteticamente, ativa foi fixada na câmara do dispositivo para $100 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$.

3.3 Análises nutricionais

As plantas foram secas em estufa com circulação forçada e temperatura de aproximadamente $60 \text{ }^{\circ}\text{C}$ a $65 \text{ }^{\circ}\text{C}$, até atingir peso constante e posteriormente foi realizada análise nutricional foliar e radicular, segundo metodologia descrita por Malavolta, Vitti e Oliveira (1997). Foram analisados os teores de nitrogênio (N), fósforo (P), potássio (K), cálcio (Ca), magnésio (Mg), enxofre (S), boro (B), cobre (Cu), ferro (Fe), manganês (Mg) e zinco (Zn). Foram utilizadas para análise, amostras compostas de folhas de quatro repetições por tratamento.

3.4 Análises anatômicas

Cinco folhas foram coletadas do terço médio de cada planta e fixadas em FAA70% (formaldeído: ácido acético: etanol 70%) durante 72 horas, quando então foram armazenadas em etanol 70%.

Foram realizadas secções paradérmicas e transversais à mão livre com auxílio de lâmina de corte. As secções foram alvejadas em solução de

hipoclorito de sódio (1% de cloro ativo) por 15 minutos (JOHANSEN, 1940), lavadas em água destilada e coradas com safranina 1% para as secções paradérmicas e solução de safrablau (safranina 1% + azul de astra 0,1%) para as transversais (BUKATSCH, 1972), posteriormente forma montadas lâminas semipermanentes com água glicerinada. As lâminas foram observadas em microscópio óptico (Motic BA 210) com câmera acoplada (Moticam 5) e as medições nas imagens obtidas foram realizadas no *software* Motic Images Plus 2.0 ML. Foram avaliados: densidade estomática nas faces abaxial e adaxial, relação diâmetro polar e diâmetro equatorial dos estômatos das faces abaxial e adaxial, espessura da epiderme nas faces abaxial e adaxial, espessura do parênquima paliçádico e esponjoso, espessura da nervura central e espessura da hipoderme nas faces abaxial e adaxial.

3.5 Análises estatísticas

O experimento foi conduzido em delineamento em blocos casualizados, em esquema fatorial 3x4 (três algas x quatro concentrações) com quatro repetições, sendo cada repetição representada por três plantas. Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância, utilizando-se o programa estatístico SISVAR (FERREIRA, 2011) e, em caso de ocorrência de significância, foi feita análise de regressão.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Análises fitotécnicas

De acordo com a análise de variância, para as características fitotécnicas não houve diferença significativa na interação entre algas e concentrações para nenhuma das variáveis estudadas.

No efeito isolado das algas, independente das concentrações utilizadas, verificou-se diferença significativa para a variável altura da planta (AP), sendo as algas *Lithothamnium* e a *Hypnea* as que proporcionaram melhores resultados. (Tabela 1).

Tabela1 Número de folhas (NF), diâmetro do pseudocaule (DPC), altura de planta (AP), número de raízes (NR) e comprimento de raízes (CR) de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes algas marinhas.

Algas	NF	DPC (mm)	AP (cm)	NR	CR (cm)
<i>Lithothamnium</i>	6,33 a	15,63 a	25,09 a	16,81 a	48,16 a
<i>Sargassum</i>	6,37 a	15,23 a	22,67 b	15,81 a	49,23 a
<i>Hypnea</i>	6,40 a	15,64 a	23,94 ab	15,06 a	46,17 a
CV (%)	8,32	9,16	9,92	18,17	18,12

Médias seguidas por letras diferentes na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Melhores resultados para a altura de planta também foram obtidos por Souza et al. (2007), quando testaram o efeito do *Lithothamnium* associado a diferentes composições de substratos na produção de mudas de maracujazeiro doce e verificaram maior altura da parte aérea. Respostas positivas com o uso de algas também foram relatados em mudas frutíferas de maracujazeiro-amarelo (SOUZA et al., 2009), no incremento da altura da parte aérea de mudas de mamoeiro (HAFLE et al., 2009), no crescimento inicial de mudas de

citromeleiro Swingle (ARAÚJO et al., 2007) e de tangerineira Cleopatra (CRUZ et al., 2008).

Para o fator concentrações, apenas a variável número de folhas apresentou diferença significativa, sendo a concentração de 7,6 mL L⁻¹ a que apresentou o melhor resultado (Figura 3).

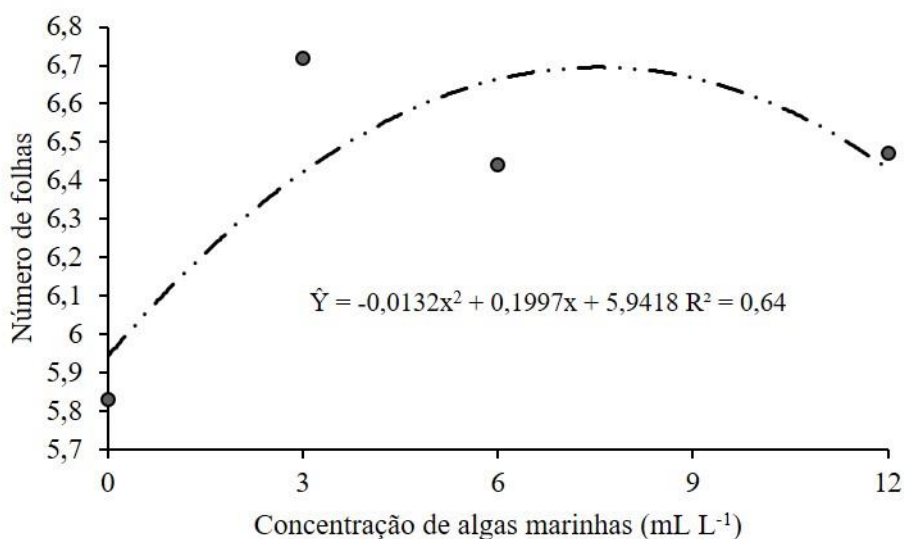


Figura 2 Número de folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.

Ibrahim (2013) em trabalho com a aplicação de extratos de algas em oliveiras cv. Hojiblanca verificou maior tamanho de plantas, número de folhas e peso da matéria seca de folhas. Este mesmo autor também relatou que esta influência no crescimento das plantas está ligada ao aumento do conteúdo de N, P e K no pecíolo foliar, que resulta em aumento da divisão celular na biossíntese de produtos orgânicos ocasionando acúmulo de carboidratos e proteínas nas folhas.

4.2 Análises fisiológicas

4.2.1 Pigmentos

Com relação ao conteúdo de pigmentos nas folhas de bananeira cv. Prata-Anã, foi observada interação significativa para clorofilas e carotenoides. Entretanto, a alga *Sargassum* não apresentou diferença significativa em nenhuma das variáveis analisadas. Segundo Taiz e Zeiger (2013), as clorofilas são os pigmentos naturais mais abundantes presentes nas folhas, sendo a clorofila *a* presente em todos os organismos que realizam fotossíntese, participando da fase fotoquímica, enquanto os demais pigmentos (clorofila *b* e carotenoides) participam na absorção de luz.

Maior concentração de clorofila *a* foi encontrada no tratamento com 5,9 mL L⁻¹ de *Lithothamnium*, não havendo diferença significativa para as demais algas (Figura 3A). De forma semelhante, os teores de clorofila *b* e clorofilas totais também foram maiores em plantas tratadas com a alga *Lithothamnium*, respectivamente 6,8 mL L⁻¹ e 5,9 mL L⁻¹ (Figuras 3B e 3C).

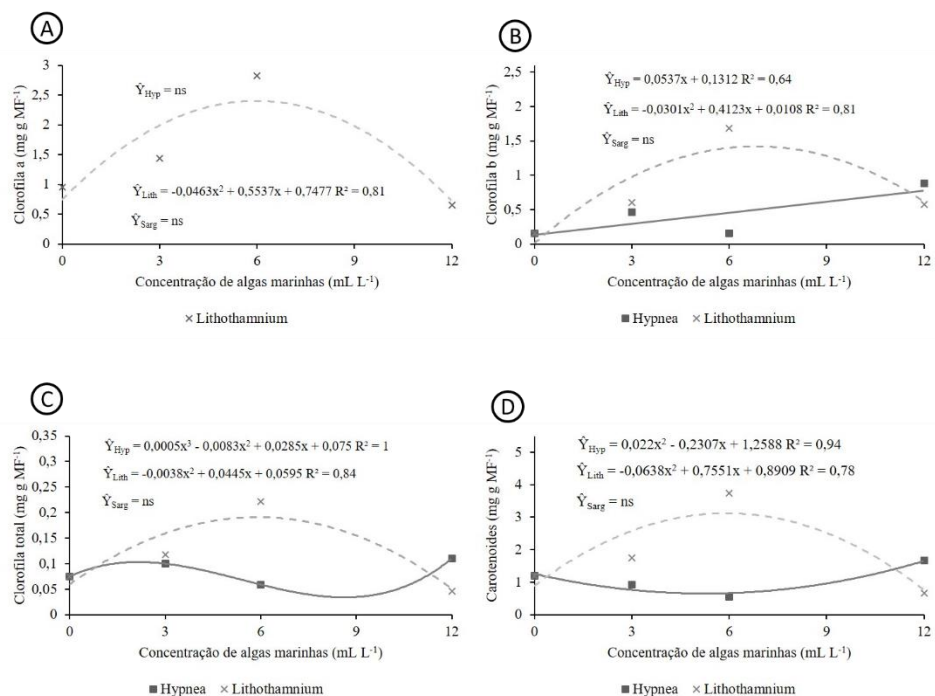


Figura 3 Teores de clorofila *a* (A), clorofila *b* (B), clorofila total (C) e carotenóides (D) em folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.

Os carotenóides são considerados pigmentos acessórios, pois a luz absorvida por eles é transferida para a clorofila para o processo de fotossíntese (TAIZ; ZEIGER, 2013). Semelhantes aos demais pigmentos analisados, maior teor de carotenóides foi verificado em plantas tratadas com a alga *Lithothamnium* na concentração 5,9 mL L⁻¹. As algas *Hypnea* e *Lithothamnium* apresentaram comportamento contrário em relação às concentrações. Plantas tratadas com *Lithothamnium* apresentaram tendência a diminuir o teor de carotenóides com o aumento da concentração desta alga e no tratamento com *Hypnea* verificou-se o contrário (Figura 3D).

4.2.2 Trocas gasosas

Para as variáveis relacionadas às trocas gasosas não houve diferença significativa para a interação em nenhuma das variáveis avaliadas (Tabela 2).

Tabela 2 Taxa fotossintética (A) em $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, condutância estomática (gs) em $\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, taxa transpiratória (E) em $\mu\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, carbono interno (C_i) em μmol , carbono externo (C_a) em μmol , relação carbono interno e externo (C_i/C_a) e relação taxa fotossintética e carbono interno (A/C_i) de bananeira cv. Prata-Anã influenciada por diferentes algas marinhas.

Algas	A	gs	E	C_i	A/E	C_i/C_a	A/C_i
<i>Hypnea</i>	4,389 a	0,068 a	0,001 a	277,857 a	4857,976 a	0,655 a	0,0165 a
<i>Sargassum</i>	4,469 a	0,077 a	0,077 a	278,765 a	4350,284 a	0,694 a	0,0166 a
<i>Lithothamnium</i>	4,355 a	0,081 a	0,081 a	277,902 a	4277,868 a	0,693 a	0,0165 a
CV (%)	11,88	37,14	28,99	13,81	28,67	13,09	20,61

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Entretanto, quanto ao fator concentrações, independente da alga estudada, verificou-se diferença significativa para a variável taxa fotossintética que apresentou maior valor quando as mudas foram submetidas à concentração de $8,2 \text{ mL L}^{-1}$ (Figura 4).

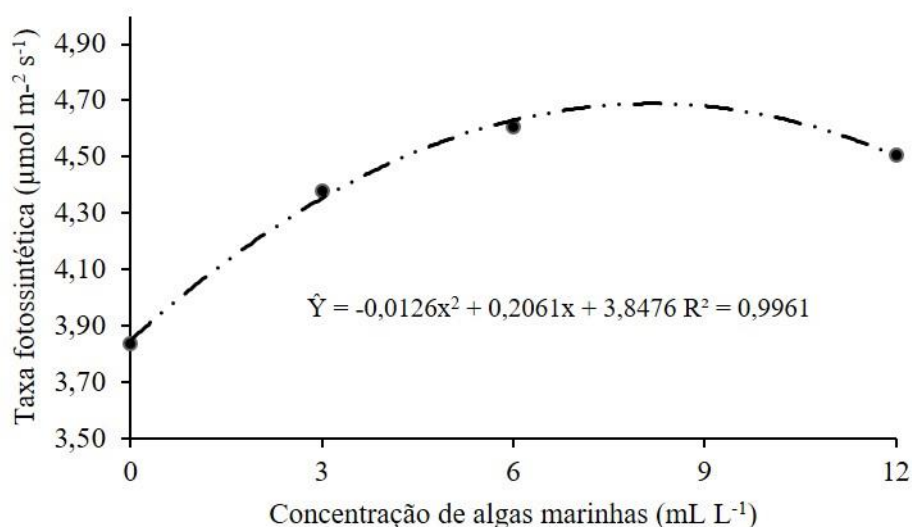


Figura 4 Taxa fotossintética em plantas de bananeira cv. Prata-Anã em processo de aclimatização sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas

A fotossíntese pode variar conforme o ambiente de cultivo da planta e as duas principais limitações ambientais para a taxa fotossintética são a disponibilidade de CO₂ e a radiação (ZHOU; HAN, 2005). Como a quantidade de radiação foi fixada na câmara do IRGA (100 μmol m⁻² s⁻¹), o aumento da taxa fotossintética observado nas mudas submetidas às diferentes concentrações de algas marinhas, pode estar relacionado com adaptações morfológicas que favoreceram a captação de CO₂ e o aproveitamento da radiação incidente nas folhas.

Dessa forma, a aplicação de algas pode ter aumentado o valor da taxa fotossintética, por promover aumento na densidade estomática na face abaxial que favoreceu o fluxo de CO₂ para o interior da folha, bem como espessamento do parênquima esponjoso, que permitiu maior aproveitamento da radiação incidente.

4.3 Análises nutricionais

4.3.1 Análise nutricional foliar

A análise nutricional das folhas indicou que houve diferença significativa para a interação (algas x concentrações) para todos os nutrientes avaliados.

Silva et al. (2014) avaliaram o efeito da deficiência dos macronutrientes no crescimento e estado nutricional de mudas de bananeira ‘Prata-Anã’ e verificaram que o acúmulo de nutrientes correspondeu à seguinte ordem $N > K > Ca > P > Mg > S$. Além disso, a omissão de P, K, Ca, Mg e S resulta em maior eficiência de utilização dos nutrientes quando comparada com as plantas nutridas adequadamente.

A bananeira é uma cultura exigente em nutrientes, não só por ter rápido desenvolvimento vegetativo com elevada produção de biomassa, mas também por apresentar elevadas quantidades de elementos absorvidos pela planta. Contudo, é importante que haja equilíbrio entre os elementos no solo para o desenvolvimento dessa cultura (SILVA; BORGES; MALBURG, 1999). O excesso de um nutriente pode induzir à deficiência de outro, acarretando em distúrbios fisiológicos na planta, inclusive tornando-a mais susceptível ao ataque de pragas e organismos patogênicos.

Os maiores valores encontrados para macro e micronutrientes foram para potássio e manganês, respectivamente. Segundo Borges e Oliveira (2000), o potássio é o macronutriente extraído em maior quantidade pelas bananeiras, corresponde a 62% do total dos macronutrientes e 41% do total de nutrientes da planta. Entre os macro, o fósforo é o menos exigido pela bananeira (SILVA; SILVA; PEREIRA, 2011). No entanto, a deficiência de fósforo na bananeira pode ocasionar baixo desenvolvimento das plantas, reduzida formação de raízes,

amarelecimento e retorcimento das folhas mais velhas (SILVA et al., 1999).

Silva et al. (2014) verificaram que uma planta adulta de bananeira cultivar Prata-Anã acumula nas folhas 47,57 g kg⁻¹ de N, 2,52 g kg⁻¹ de P, 38,18 g kg⁻¹ de K, 9,42 g kg⁻¹ de Ca, 2,03 g kg⁻¹ de Mg e 1,52 g kg⁻¹ de S. Enquanto Arantes et al. (2016) avaliaram o estado nutricional de bananeira cultivar Prata-Anã e observaram que os teores de nutrientes em folhas foram de 30,60 g kg⁻¹ de N, 2,00 g kg⁻¹ de P, 35,30 g kg⁻¹ de K, 2,50 g kg⁻¹ de S, 8,60 g kg⁻¹ de Ca, 4,00 g kg⁻¹ de Mg, 22,20 mg kg⁻¹ de B, 7,02 mg kg⁻¹ de Cu, 98,60 mg kg⁻¹ de Fe, 99,69 mg kg⁻¹ de Mn, 19,66 mg kg⁻¹ de Zn e 40,24 mg kg⁻¹ de Na. De acordo com Silva e Borges (2008), os teores foliares de macronutrientes em g kg⁻¹ determinados para bananeira cultivar Prata-Anã são N (25,00-29,00); P (1,50-1,90); K (27,00-35,00); S (1,70-2,00); Ca (4,50-7,50) e Mg (2,40-4,00) e os teores foliares de micronutrientes em mg kg⁻¹ são B (12-25); Cu (2,6-8,8); Fe (72-157); Mn (173-630); Zn (14-25) e Na (20-60).

Maiores teores de N em folhas foram observados quando utilizaram-se 12,0 mL L⁻¹ de *Sargassum* (16,7 g kg⁻¹ de N), na ausência de *Lithothamnium* (16,4 g kg⁻¹ de N) e 1,8 mL L⁻¹ de *Hypnea* (16,3 g kg⁻¹ de N) (Figura 5A). Estes resultados encontram-se abaixo dos considerados adequados por Silva e Borges (2008), em que a faixa de N varia de 25,0 a 29,0 g kg⁻¹. O N é o segundo elemento mais exigido pela maioria das cultivares de bananeira, sendo superado apenas pelo K (DINIZ et al., 1999). Constitui um dos componentes mais importantes das células vegetais e um dos que mais limitam o crescimento, participando de funções vitais como produção de nucleotídeos, coenzimas, amidas, aminas, purinas e pirimidinas, alcaloides, vitaminas e pigmentos (MALAVOLTA, 2006). Também está envolvido na emissão e desenvolvimento dos filhos, além de aumentar a quantidade de matéria seca da planta (BORGES; OLIVEIRA; SOUZA, 1999). Segundo Yin et al. (2014), o N faz parte da composição de todas as proteínas, da clorofila e da enzima rubisco.

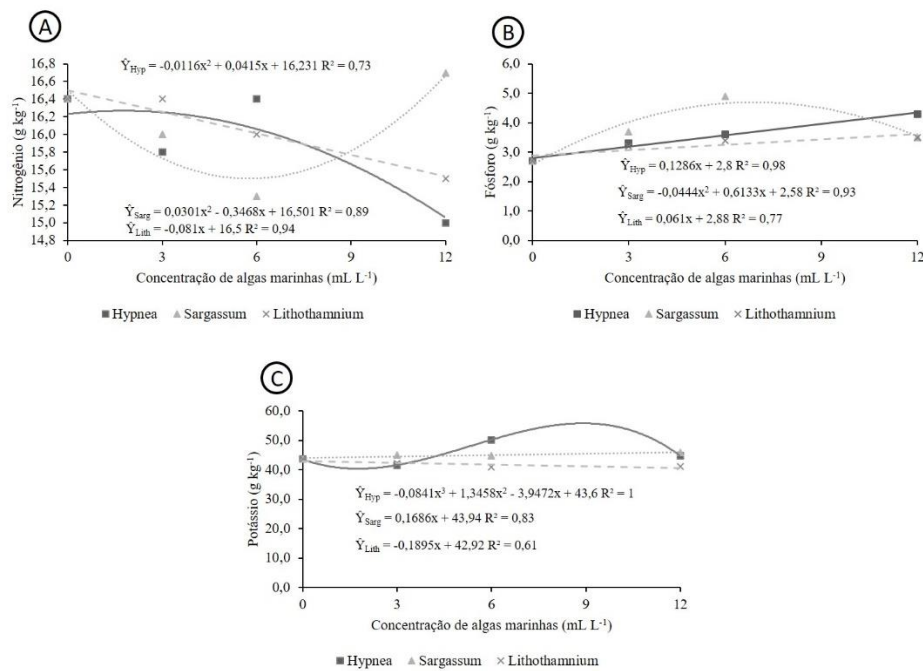


Figura 5 Teores de nitrogênio (A), fósforo (B) e potássio (C) presentes em folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.

Maiores teores de P foliares foram observados quando utilizaram-se 6,9 mL L⁻¹ de *Sargassum* (8,9 g kg⁻¹ de P), 12,0 mL L⁻¹ de *Hypnea* (4,3 g kg⁻¹ de P) e 12,0 mL L⁻¹ de *Lithothamnium* (3,5 g kg⁻¹ de P) (Figura 5B). Esses teores estão acima dos encontrados por Silva e Borges (2008), Silva et al. (2014) e Arantes et al. (2016), para a mesma cultivar.

Para o K foram observados maiores teores foliares quando utilizaram-se 12,0 mL L⁻¹ de *Sargassum* (45,9 g kg⁻¹ de K), 10,7 mL L⁻¹ de *Hypnea* (52,5 g kg⁻¹ de K) e ausência de *Lithothamnium* (43,6 g kg⁻¹ de K) (Figura 5C). Segundo Borges et al. (2016), esse nutriente é considerado o mais importante na nutrição da bananeira, pois é encontrado em grande quantidade na planta. O K possui

importantes funções, tais como: ativação de enzimas da fotossíntese e respiração, turgescência das células, balanço de sais e água, além de ser importante para o metabolismo dos carboidratos. Também está relacionado à atividade da enzima amido-sintetase, incremento da fixação do CO₂ e promoção do transporte de fotoassimilados (EPSTEIN; BLOOM, 2006; MALAVOLTA, 2006). Segundo Moreira (1999), o K e o N estão diretamente relacionados com o crescimento, produção e qualidade dos frutos da bananeira.

Maiores teores de Ca foram verificados na ausência de *Sargassum*, *Hypnea* e *Lithothamnium* (14,9 g kg⁻¹ de Ca) (Figura 6A). Segundo Cordeiro (2003), esse nutriente é o terceiro macronutriente mais absorvido pela bananeira. O Ca faz parte da constituição estrutural dos pectatos de cálcio da lamela média das células e participa nos processos e no funcionamento das membranas (BORGES et al., 2016), e também é ativador de vários sistemas enzimáticos (MENGEL; KIRKBY, 2000).

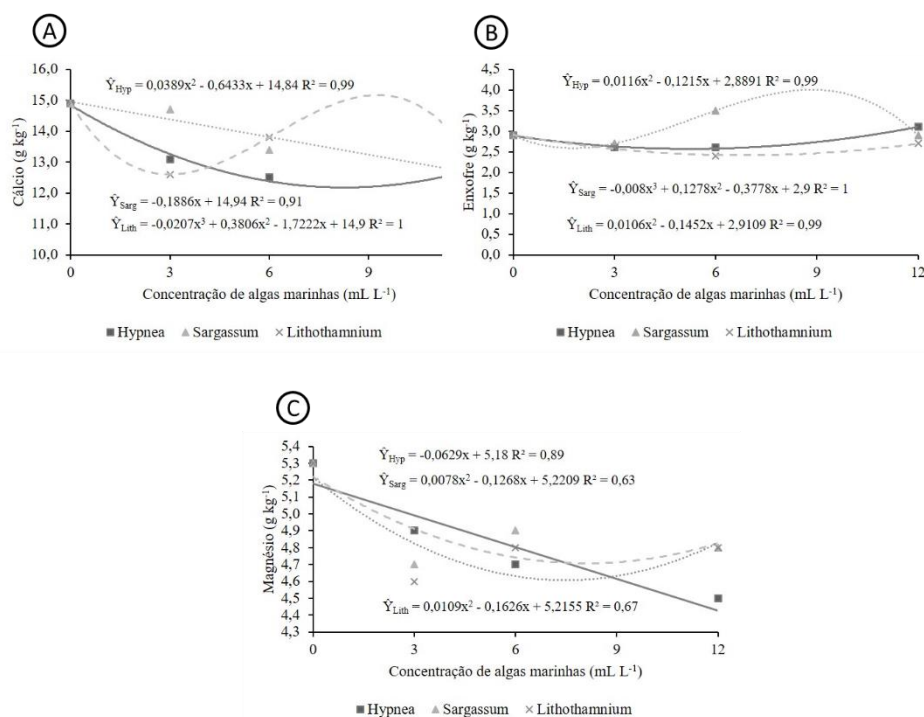


Figura 6 Teores de cálcio (A), enxofre (B) e magnésio (C) presentes em folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizada sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.

Maiores teores de S foram observados quando utilizaram-se 10,6 mL L⁻¹ de *Sargassum* (3,7 g kg⁻¹ de S), 12,0 mL L⁻¹ *Hypnea* (3,1 g kg⁻¹ de S) e ausência de *Lithothamnium* (2,9 g kg⁻¹ de S) (Figura 6B). O S, assim como o N, é componente estrutural de aminoácidos (cisteína, cistina, metionina, taurina) e proteínas, bem como de vitaminas e coenzimas. Também participa de processos como fotossíntese, respiração e síntese de gorduras (MALAVOLTA, 2006).

Para o Mg foram encontrados maiores teores foliares na ausência de *Sargassum*, *Hypnea* e *Lithothamnium* (5,3 g kg⁻¹ de Mg) (Figura 6C). O Mg é integrante da molécula de clorofila, ativador de enzimas e participa nos processos de absorção iônica, na fotossíntese, na respiração e síntese de DNA e RNA (MALAVOLTA, 2006).

Para o B foram verificados maiores teores na ausência de *Sargassum* (37,1 mg kg⁻¹ de B) e 12,0 mL L⁻¹ de *Hypnea* (37,9 mg kg⁻¹ de B) e 12,0 mL L⁻¹ de *Lithothamnium* (41,4 mg kg⁻¹ de B) (Figura 7A). De acordo com Borges et al. (2016), o B não foi identificado em nenhum composto ou enzima, no entanto, facilita o transporte de açúcares através das membranas, participa no metabolismo de ácidos nucleicos e de fitormônios, na formação de paredes e na divisão celulares.

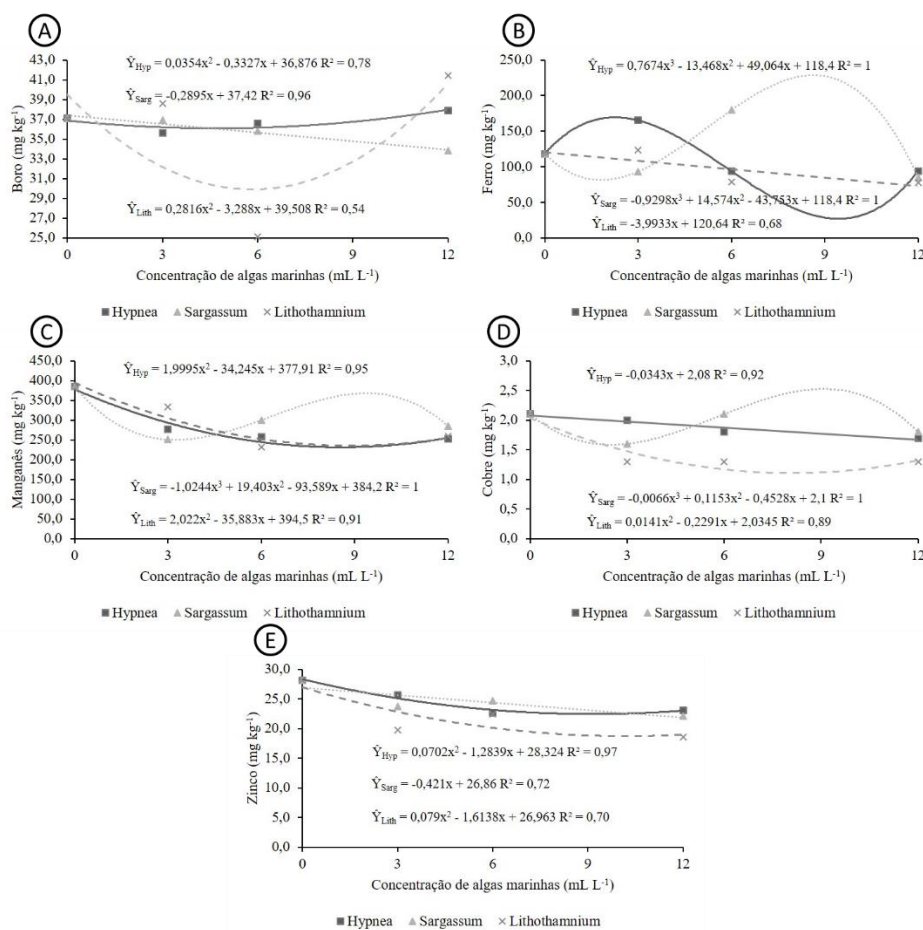


Figura 7 Teores de boro (A), ferro (B), manganês (C), cobre (D) e zinco (E) presentes em folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.

Maiores teores de Fe foram verificados quando utilizaram-se 10,4 mL L⁻¹ de *Sargassum* (73,7 mg kg⁻¹ de Fe), 3,0 mL L⁻¹ *Hypnea* (165,1 mg kg⁻¹ de Fe) e 3 mL L⁻¹ *Lithothamnium* (123,7 mg kg⁻¹ de Fe) (Figura 7B). O Fe é considerado elemento essencial nas transformações energéticas, ocorre em proteínas dos grupos heme e não-heme e encontra-se principalmente nos cloroplastos (BORGES et al., 2016).

Índices mais elevados de Mn, as maiores concentrações foram observados nas ausências de *Sargassum*, *Hypnea* e *Lithothamnium* (384,2 mg kg⁻¹ de Mn) (Figura 7C). A ausência desse micronutriente prejudica o crescimento da planta e ocasiona o desenvolvimento de sintomas característicos de deficiência. O Mn é essencial à síntese de clorofila, na ativação de enzimas, realização da fotólise da água e atua no desenvolvimento das raízes (MALAVOLTA, 2006).

Maiores teores de Cu (Figura 7D) foram observados na ausência de *Sargassum*, *Hypnea* e *Lithothamnium* (2,1 mg kg⁻¹ de Cu). O Cu participa de vários processo fisiológicos, como fotossíntese, respiração, distribuição de carboidratos, redução e fixação de N, metabolismo de proteínas e da parede celular (BORGES et al., 2016).

O Zn apresentou maiores teores nas ausências de *Sargassum*, *Hypnea* e *Lithothamnium* (28,1 mg kg⁻¹ de Zn) (Figura 7E). Esse nutriente é componente de várias enzimas (desidrogenases, proteinases, ribonucleases-RNase, etc.) (BORGES et al., 2016).

4.3.2 Análise nutricional radicular

Houve diferença significativa para a interação entre algas e concentrações em todos os nutrientes avaliados.

Silva et al. (2014) verificaram que a bananeira cultivar Prata-Anã acumula em raízes 42,71 g kg⁻¹ de N, 3,61 g kg⁻¹ de P, 36,68 g kg⁻¹ de K, 10,28 g kg⁻¹ de Ca, 2,47 g kg⁻¹ de Mg e 3,20 g kg⁻¹ de S.

No presente trabalho, maiores teores de N em raízes foram observados na ausência de *Sargassum*, *Hypnea* e *Lithothamnium* (10,7 g kg⁻¹ de N) (Figura 8A).

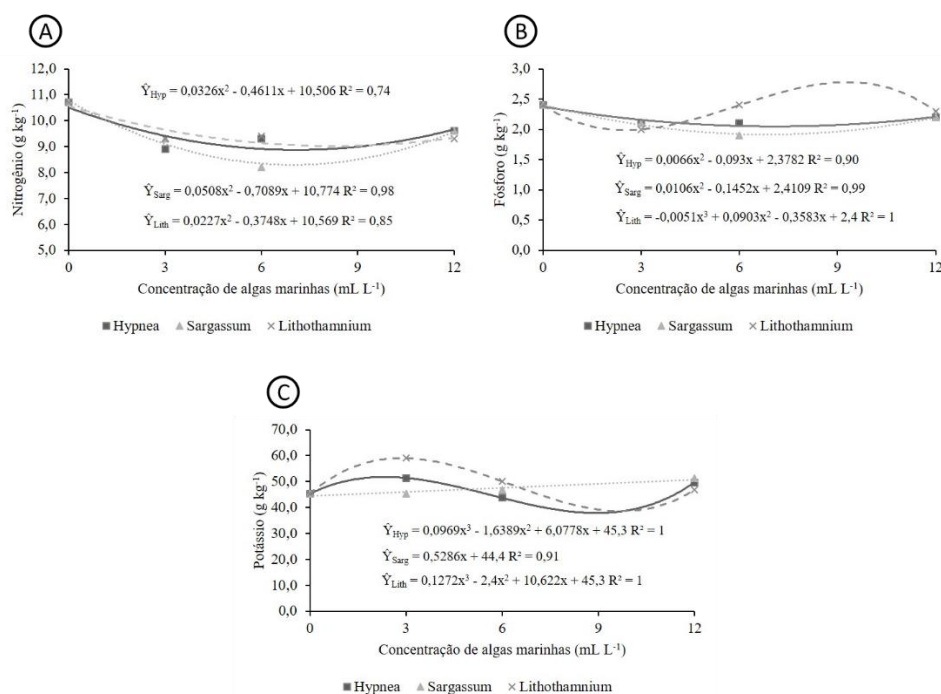


Figura 8 Teores de nitrogênio (A), fósforo (B) e potássio (C) presentes em raízes de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizada sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.

Com relação ao P, foram encontrados maiores teores nas raízes na ausência de *Hypnea* e *Sargassum* (2,4 g kg⁻¹ de P) e 11,8 mL L⁻¹ de *Lithothamnium* (2,4 g kg⁻¹ de P) (Figura 8B). Para o K foram observados maiores teores quando utilizaram-se 12 mL L⁻¹ de *Sargassum* (51,3 g kg⁻¹ de K), 3,0 mL L⁻¹ de *Hypnea* (51,4 g kg⁻¹ de K) e 3 mL L⁻¹ de *Lithothamnium* (59,0 g

kg⁻¹ de K) (Figura 8C).

Para Ca, os maiores teores nas raízes foram encontrados quando utilizaram-se 11,2 mL L⁻¹ de *Sargassum* (9,6 g kg⁻¹ de Ca), 12,0 mL L⁻¹ de *Hypnea* (12,7 g kg⁻¹ de Ca) e 12,0 mL L⁻¹ de *Lithothamnium* (10,3 g kg⁻¹ de Ca) (Figura 9A).

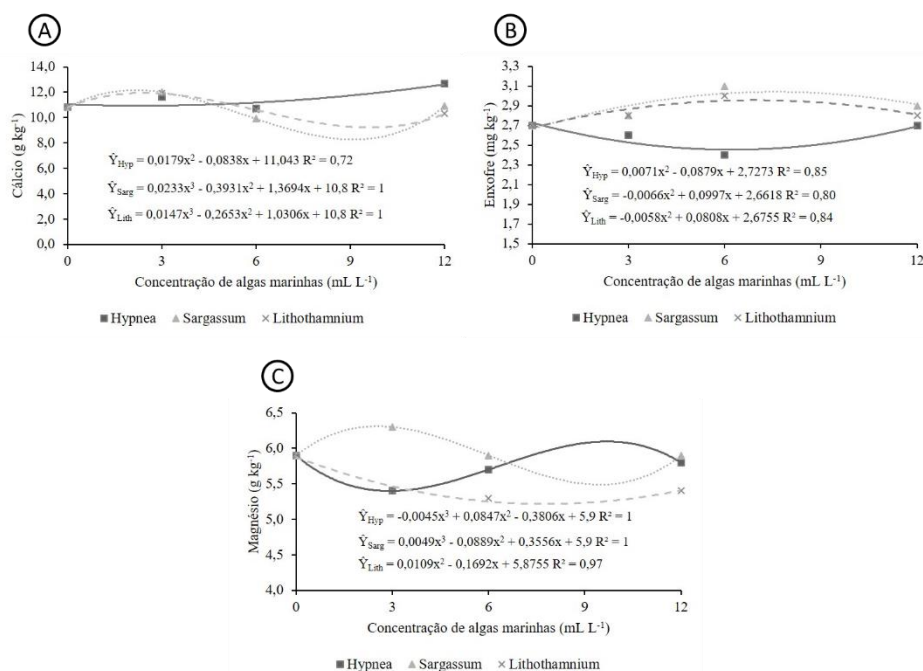


Figura 9 Teores de cálcio (A), enxofre (B) e magnésio (C) presentes em raízes de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.

O S apresentou maiores teores nas raízes, quando utilizaram-se 7,5 mL L⁻¹ de *Sargassum* (3,0 g kg⁻¹ de S), ausência de *Hypnea* (2,7 g kg⁻¹ de S) e 7,0 mL L⁻¹ de *Lithothamnium* (2,9 g kg⁻¹ de S) (Figura 9B). Maiores teores de Mg (Figura 9C) nas raízes foram observados quando utilizaram-se 12 mL L⁻¹ de *Sargassum* (5,9 g kg⁻¹ de Mg), 12,0 mL L⁻¹ de *Hypnea* (5,8 g kg⁻¹ de Mg) e ausência de *Lithothamnium* (5,9 g kg⁻¹ de Mg).

Para o B foram observados maiores teores nas raízes quando utilizaram-se 6,3 mL L⁻¹ de *Sargassum* (41,3 mg kg⁻¹ de B) e 12,0 mL L⁻¹ de *Hypnea* (39,7 mg kg⁻¹ de B) e 3,0 mL L⁻¹ de *Lithothamnium* (41,4 mg kg⁻¹ de B) (Figura 10A).

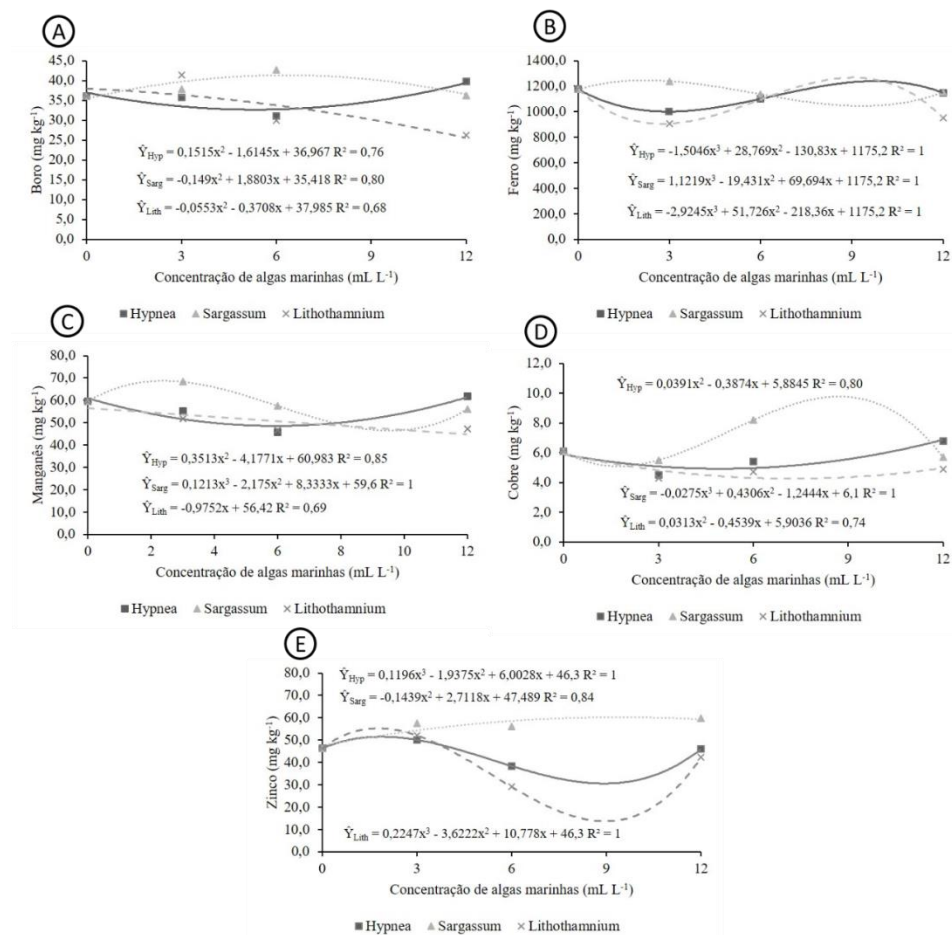


Figura 10 Teores de boro (A), ferro (B), manganês (C), cobre (D) e Zinco (E) presentes em raízes de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.

Para o Fe foram observados maiores teores nas raízes quando utilizaram-se 3,0 mL L⁻¹ de *Sargassum* (1239,7 mg kg⁻¹ de Fe) e ausências de *Hypnea* e

Lithothamnium (1175,2 mg kg⁻¹ de Fe) (Figura 10B). Enquanto o Mn apresentou maiores teores nas raízes quando utilizaram-se 11,9 mL L⁻¹ de *Sargassum* (53,9 mg kg⁻¹ de Mn), 12 mL L⁻¹ de *Hypnea* (61,9 mg kg⁻¹ de Mn) e ausência de *Lithothamnium* (59,6 mg kg⁻¹ de Mn) (Figura 10C). Maiores teores Cu nas raízes foram observados quando utilizaram-se 10,4 mL L⁻¹ de *Sargassum* (11,7 mg kg⁻¹ de Cu), 12,0 mL L⁻¹ de *Hypnea* (6,8 mg kg⁻¹ de Cu) e ausência de *Lithothamnium* (6,1 mg kg⁻¹ de Cu) (Figura 10D). Para o Zn, maiores teores nas raízes foram verificados quando utilizaram-se 9,4 mL L⁻¹ de *Sargassum* (60,3 mg kg⁻¹ de Zn), 3,0 mL L⁻¹ de *Hypnea* (50,1 mg kg⁻¹ de Zn) e 3,0 mL L⁻¹ de *Lithothamnium* (52,1 mg kg⁻¹ de Zn) (Figura 10E).

4.4 Análises anatômicas

4.4.1 Secções paradérmicas

As folhas de bananeira apresentam estômatos do tipo tetracítico, caracterizadas por possuir quatro células subsidiárias, duas delas paralelas às células-guarda e o par restante polar e, frequentemente, menor, o que pôde ser observado neste trabalho (ALQUINI et al., 2006).

Os estômatos estão distribuídos em ambas superfícies da epiderme, porém, em maior número na abaxial. Essa característica classifica a bananeira como anfi-hipoestomática (SANDOVAL et al., 1994; COSTA et al., 2009).

O maior número de estômatos por mm² foi encontrado na face abaxial da folha que, por sua vez não apresentou diferença significativa entre as algas (Figura 11).

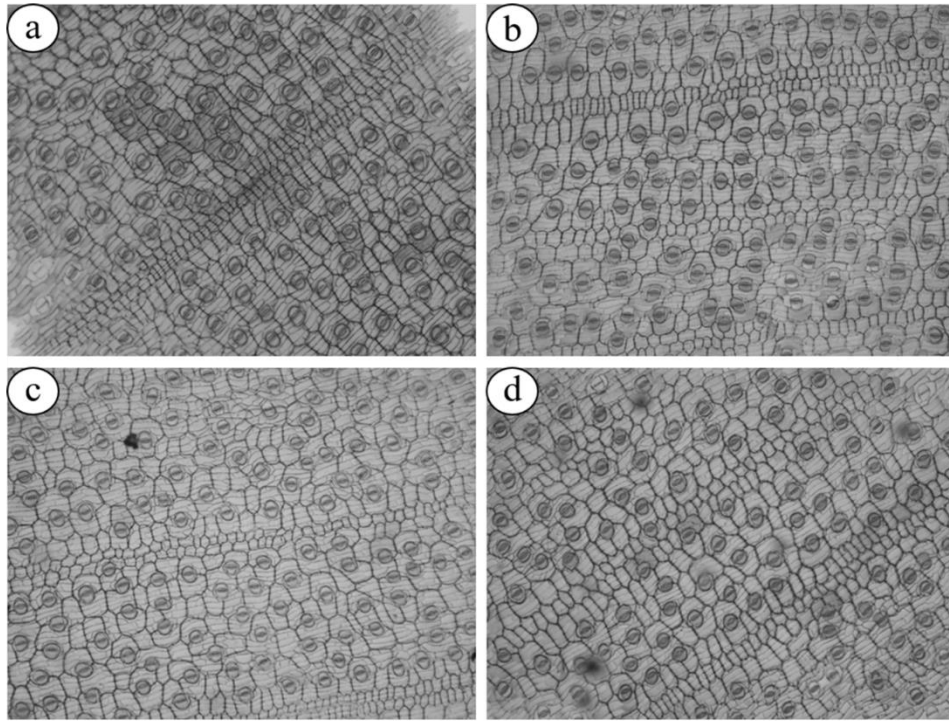


Figura 11 Fotomicrografias de secções paradérmicas da face abaxial das folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizada sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas. a) 0,0 mL L⁻¹; b) 3,0 mL L⁻¹; c) 6,0 mL L⁻¹ e d) 12,0 mL L⁻¹. Barra = 100 µm.

Maior densidade de estômatos por mm² na superfície adaxial foi observado nos tratamentos com a alga *Sargassum* (Figura 12).

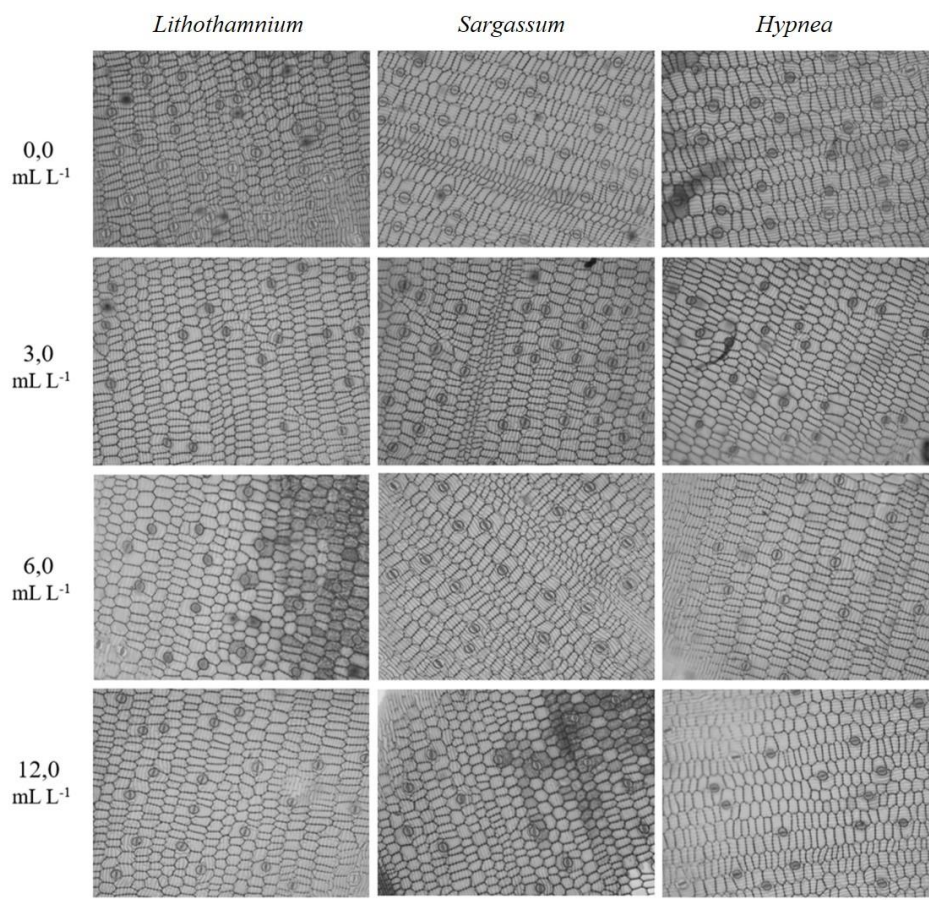


Figura 12 Fotomicrografias de seções paradérmicas da face adaxial das folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizada sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas. Barra = 200 μm

- **Superfície foliar abaxial**

Paras as variáveis diâmetro polar e diâmetro equatorial, ocorreram diferenças significativas na interação entre algas e concentrações. Maior resultado para diâmetro polar foi observado na presença de 11,7 mL L^{-1} de *Sargassum* (Figura 13A) e para diâmetro equatorial nas ausências de *Sargassum*, *Hypnea* e *Lithothamnium* (Figura 13B).

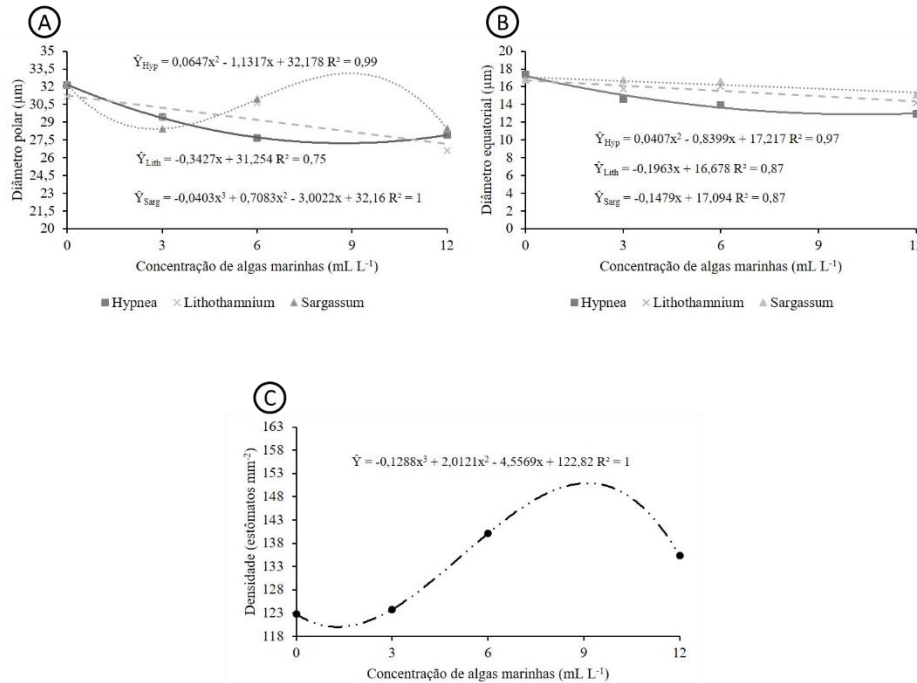


Figura 13 Diâmetro polar estomático (A), diâmetro equatorial estomático (B) e densidade estomática (C) da face abaxial de folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.

Para densidade estomática, maiores valores foram verificados na concentração de 10,4 mL L⁻¹, independente da alga utilizada (Figura 13C).

Para relação diâmetro polar e diâmetro equatorial na face abaxial ocorreu diferença significativa apenas para algas, sendo a alga *Hypnea* a que apresentou melhor resultado (Tabela 3).

Tabela 3 Relação diâmetro polar (DP) e equatorial (DE) da face abaxial de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de por diferentes algas marinhas.

Algas	DP/DE
<i>Hypnea</i>	2,01 a
<i>Sargassum</i>	1,85 b
<i>Lithothamnium</i>	1,90 b
CV (%)	7,69

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Khan et al. (2002) afirmam que a relação diâmetro polar / diâmetro equatorial (DP/DE) de estômato está associada ao formato das células-guarda e constitui uma importante particularidade sobre funcionalidade dos estômatos, visto que a forma elíptica (maior DP/DE) é característica de estômatos funcionais, ao passo que a forma arredondada (menor DP/DE) está associada a estômatos que não apresentam funcionalidade normal. No entanto, cada espécie e condição de cultivo podem apresentar um resultado específico.

- **Superfície foliar adaxial**

Para a variável diâmetro polar, houve diferença significativa para a interação, de que fatores, porém a alga *Lithothamnium* não apresentou diferença significativa em relação às demais. O melhor resultado para diâmetro polar foi verificado na alga *Sargassum* na concentração 11,6 mL L⁻¹ apresentando tendência à diminuição dessa variável com o aumento da concentração (Figura 14A).

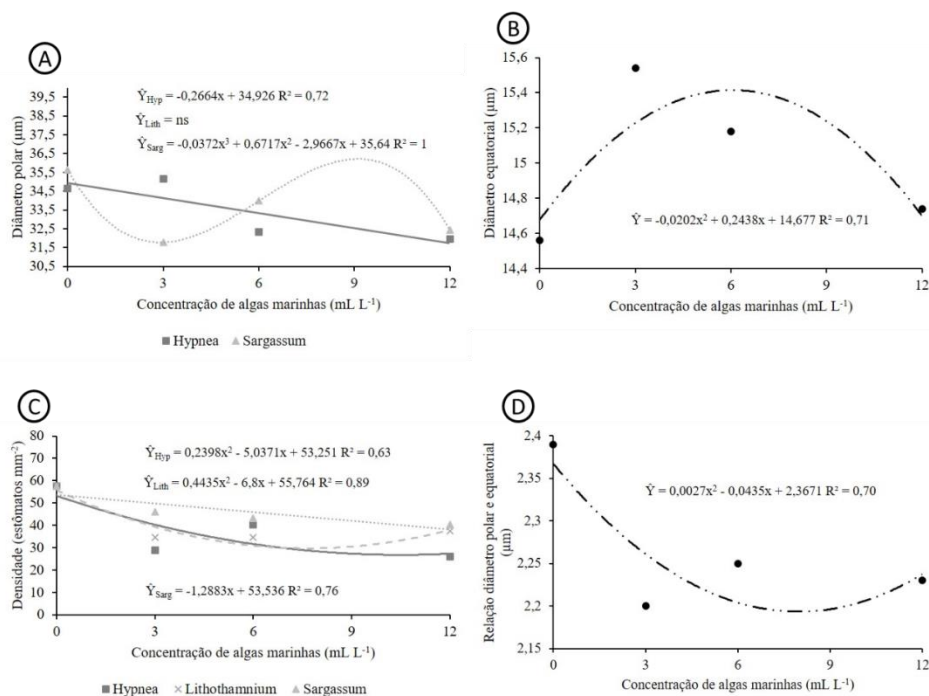


Figura 14 Diâmetro polar estomático (A), diâmetro equatorial estomático (B), densidade estomática (C), relação diâmetro polar / diâmetro equatorial (D), na face adaxial de folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizada sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.

Da mesma forma, para diâmetro equatorial o melhor resultado foi verificado na concentração 6,0 mL L⁻¹, entretanto, não houve diferença significativa entre as diferentes algas utilizadas (Figura 14B).

Para variável densidade estomática foi verificado diferença significativa para interação (algas e concentrações), sendo o controle o tratamento que apresentou melhores resultados (Figura 13C e 14C).

Maior relação diâmetro polar/diâmetro equatorial na face adaxial foi verificada também para os controles, não havendo diferença significativa entre as algas (Figura 14D).

4.4.2 Secções transversais

Em relação à organização do mesofilo, a bananeira é uma espécie classificada como dorsiventral ou bifacial, com o parênquima paliçádico voltado para a epiderme adaxial e imediatamente abaixo da hipoderme adaxial, e o parênquima esponjoso dirigido à epiderme abaxial, o que se confirmou neste trabalho. As células do parênquima paliçádico são tipicamente alongadas, dispostas em fileiras, apresentando uma ou mais camadas de células. Já no parênquima esponjoso, as células não são bem definidas (COSTA et al., 2009).

As características relacionadas com o espessamento dos tecidos apresentaram efeitos significativos para a interação para todas as variáveis, exceto para o parênquima paliçádico que apresentou diferença significativa apenas para concentração.

Para a epiderme, maiores espessuras das epidermes abaxial e adaxial foram observadas nas mudas de bananeira com a presença da alga *Hypnea*, respectivamente, nas concentrações 7,0 mL L⁻¹ e 9,0 mL L⁻¹ (Figuras 16A e 16C). Quanto às espessuras das hipodermes abaxial e adaxial, melhores efeitos da utilização das algas ocorreram quando na concentração 11,6 mL L⁻¹ de *Lithothamnium* (Figuras 15B e 15D).

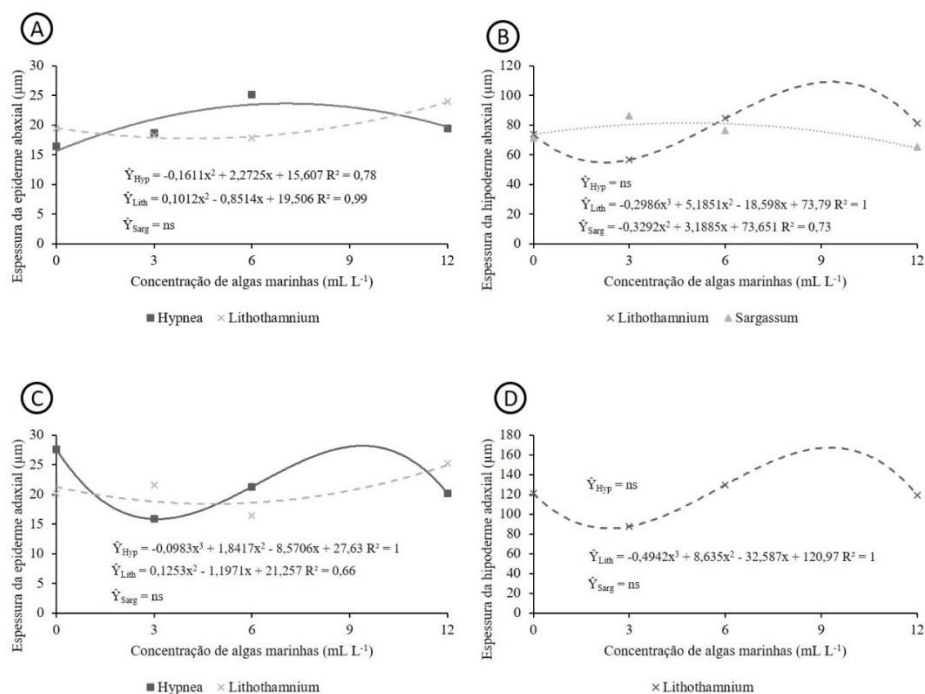


Figura 15 Espessura da epiderme abaxial (A), espessura da hipoderme abaxial (B), espessura da epiderme adaxial (C), espessura da hipoderme adaxial (D) de secções transversais de folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizada sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.

Quanto à espessura do parênquima esponjoso, maior espessamento foi observado com o uso da alga *Lithothamnium* na concentração 12,0 mL L⁻¹ (Figura 16A). Já o parênquima paliçádico apresentou maior espessura no controle (Figura 16B). De acordo com Alquini et al. (2006), os parênquimas paliçádico e esponjoso são parênquimas clorofilianos que possuem como característica principal serem fotossintetizantes, devido à presença de cloroplastos que, por sua vez, convertem energia luminosa em química, armazenando-a na forma de carboidratos. Sendo assim, a falta de diferenciação pode resultar em baixa eficiência fotossintética e, conseqüentemente, problemas durante a fase de aclimatização.

Quanto à espessura da nervura central, verificou-se maior espessamento com adição de 12,0 mL L⁻¹ de alga *Lithothamnium* (Figura 16C e 17). Adicionalmente, as alterações que ocorrem na estrutura interna das folhas constituem aspectos determinantes na capacidade de aclimatização das espécies (HANBA; KOGAMI; TERASHIMA, 2002).

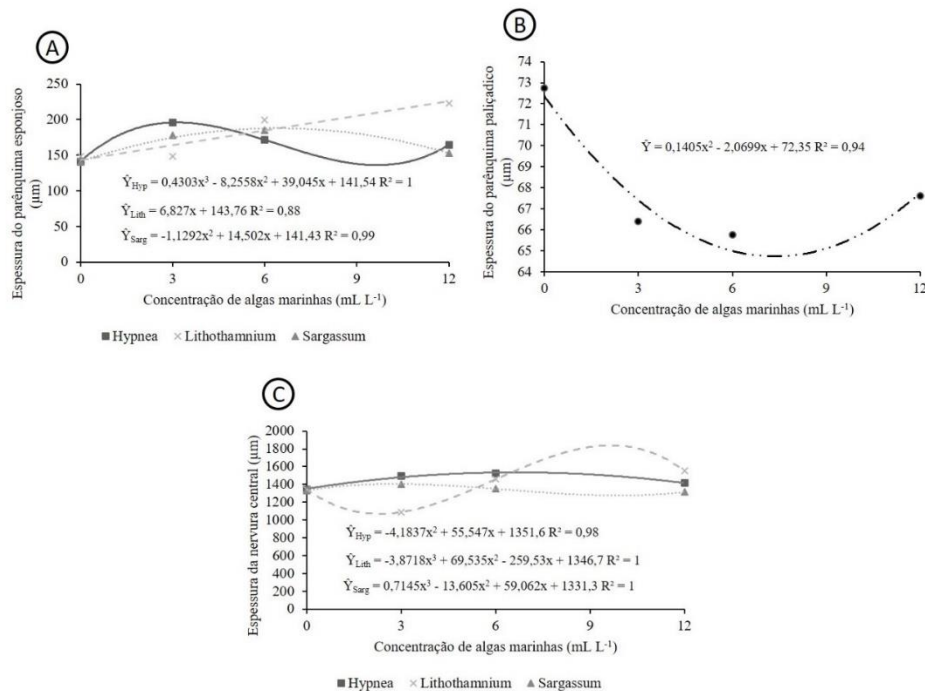


Figura 16 Espessura do parênquima esponjoso (A), espessura do parênquima paliçádico (B), espessura da nervura central (C) de secções transversais de folhas de banana cv. Prata-Anã aclimatizada sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas.

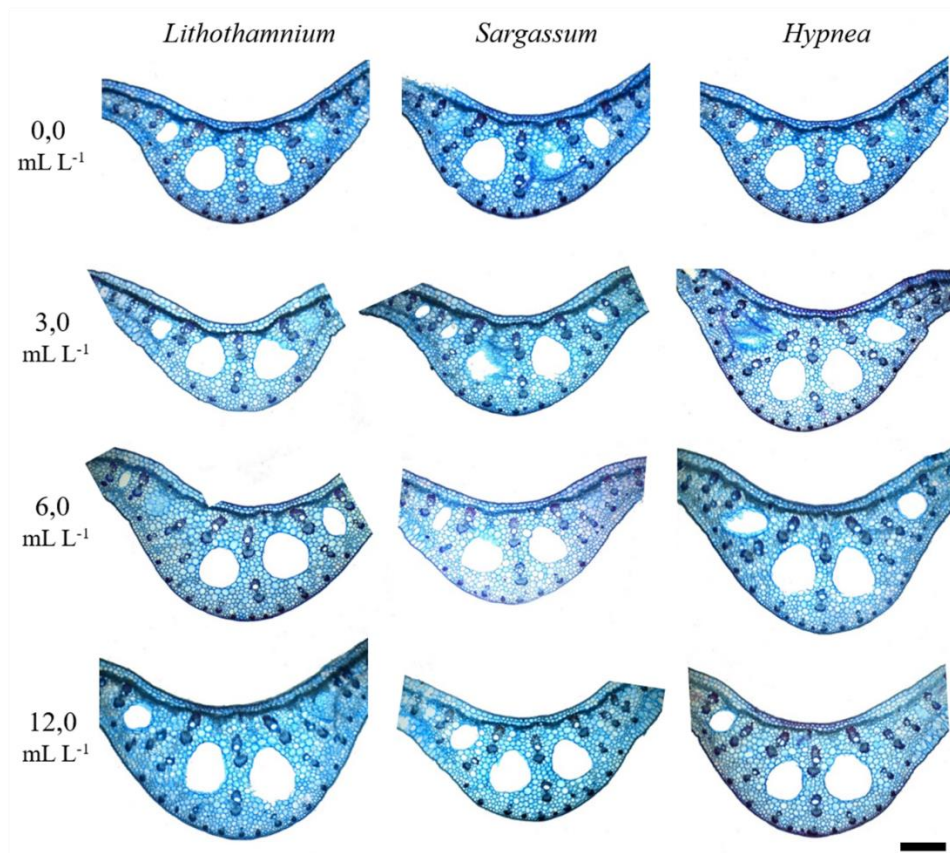


Figura 17 Fotomicrografias de secções transversais das folhas de bananeira cv. Prata-Anã aclimatizadas sob o efeito de diferentes concentrações de algas marinhas. Barra = 500 μm .

5 CONCLUSÃO

A fertilização com extrato de algas marinhas é benéfica para o desenvolvimento de mudas de bananeira cv. Prata-Anã na aclimatização em casa de vegetação.

REFERÊNCIAS

ALQUINI, Y. et al. Epiderme. In: APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. **Anatomia vegetal**. Viçosa: Editora da UFV, 2006. p. 87-108.

ANUÁRIO BRASILEIRO DA FRUTICULTURA. **Anuário brasileiro da Fruticultura 2015**. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta, 2015. 104 p.

ARANTES, A. M. et al. Chlorophyll index for real-time prediction of nutritional status of 'Prata' banana. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, Campina Grande, v. 20, n. 2, p. 99-106, 2016.

ARAÚJO, P. O. D. L. E. C. et al. Crescimento e percentual de emergência de plântulas de citrumeleiro swingle em função dos substratos e das doses de corretivo à base de lithothamnium, após cem dias da sementeira. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 31, n. 4, p. 982-988, 2007.

AZIZ, A. et al. Laminarin elicits defense responses in grapevine and induces protection against *Botrytis cinerea* and *Plasmopara viticola*. **Molecular Plant Microbe Interaction**, Saint Paul, v. 16, n. 12, p. 1118-1128, 2003.

BORGES, A. L. et al. Nutrição e adubação. In: FERREIRA, C. F. et al. (Org.). **O agronegócio da banana: volume 1**. Brasília: Embrapa, 2016. p. 331-398.

BORGES, A. L.; OLIVEIRA, A. M. G. Nutrição calagem e adubação. In: CORDEIRO, Z. J. M. **Banana: aspectos técnicos**. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia, 2000. p. 47-59. (Frutas do Brasil, 1).

BORGES, A. L.; OLIVEIRA, A. M. G.; SOUZA, L. S. Solos, nutrição e adubação. In: ALVES, E. J. **A cultura da banana: aspectos técnicos**,

socioeconômicos e agroindustriais. 2. ed. rev. Brasília: Embrapa, 1999. p. 197-260.

BUKATSCH, F. Bemerkungen zur doppelfärbung astrablau-safranin. **Mikrokosmos**, Stuttgart, v. 61, n. 8, p. 255, 1972.

CORDEIRO, Z. J. M. **Cultivo da banana para o Projeto Formoso**. Brasília: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2003. Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Banana/BananaFormoso/autores.htm>>. Acesso em: 18 jun. 2016.

COSTA, F. H. S. et al. Alterações anatômicas de bananeiras micropropagadas em resposta a aclimatização *ex vitro*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 39, n. 2, p. 386-392, mar./abr. 2009.

CRUZ, M. C. M. et al. Desenvolvimento do porta-enxerto de tangerineira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 30, n. 2, p. 471-475, 2008.

DIAS, G. T. M. Granulados bioclásticos: algas calcárias. **Revista Brasileira de Geofísica**, São Paulo, v. 18, n. 13, p. 307-318, 2000.

DINIZ, J. D. N. et al. Absorção de macronutrientes por explantes de bananeira in vitro. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, v. 34, n. 7, p. 1201-1209, 1999.

DURAND, N.; BRIAND, X.; MEYER, C. The effect of marine bioactive substances (NPRO) and exogenous cytokinins on nitrate reductase activity in *Arabidopsis thaliana*. **Physiologia Plantarum**, Malden, v. 119, n. 4, p. 489-493, 2003.

EPSTEIN, E.; BLOOM, A. J. **Nutrição mineral de plantas: princípios e perspectivas**. Londrina: Editora Planta, 2006. 401 p.

FERREIRA, D. F. SISVAR: A computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 35, n. 6, p. 1039-1042, 2011.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS – FAO. **Perspectivas agrícolas 2015-2024**. New York: FAO, 2015. 54 p. Disponível em: <<https://www.fao.org.br/download/PA20142015CB.pdf>>. Acesso em: 08 maio 2016.

GOEDERT, W. J.; LOBATO, E.; LOURENÇO, S. Nutrient use efficiency in brasilian acid soils: Nutrient management and plant efficiency. In: MONIZ, A. C. et al. **Plant-soil interactions at low pH: sustainable agriculture and forestry production**. Brasília: SBCS, 1997. p. 97-104.

HAFLE, O. M. et al. Produção de mudas de mamoeiro utilizando bokashi e lithothamnium. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 31, n. 1, p. 245-251, 2009.

HANBA, Y. T.; KOGAMI, H.; TERASHIMA, L. The effects of growth irradiance on leaf anatomy and photosynthesis in *Acer* species differing in light demand. **Plant Cell and Environment**, New York, v. 25, n. 8, p. 1021-1030, Aug. 2002.

HARARIKA, B. N. Acclimatization of tissue-cultured plants. **Current Science**, Stamford, v. 85, n. 12, p. 1704-1712, 2003.

IBRAHIM, Z. R. Effect of foliar spray of ascorbic acid, Zn, seaweed extracts (Sea) force and biofertilizers (EM-1) on vegetative growth and root growth of olive (*Olea Europaea* L.) transplants cv. HojBlanca. **International Journal of Pure and Applied Sciences and Technology**, Assam, v. 17, n. 2, p. 79-89, 2013.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA - IBGE. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br>>. Acesso em: 10 mar. 2016.

JESUS, P. B. Lista de espécies da Flora do Brasil. **Reflora**, Rio de Janeiro. 2016. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB100399>>. Acesso em: 29 jun. 2016.

JESUS, P. B.; SCHNADELBACH, A. S.; NUNES, J. M. de C. O gênero *Hypnea* (Cystocloniaceae, Rhodophyta) no litoral do estado da Bahia, Brasil. **Sitientibus Serie Ciências Biológicas**, Feira de Santana, v. 13, p. 1-21, 2013.

JOHANSEN, D. A. **Plant microtechnique**. New York: McGraw-Hill, 1940. 523 p.

KHAN, P. S. S. V. et al. Growth and net photosynthetic rates of *Eucalyptus tereticornis* Smith under photomixotrophic and various photoautotrophic micropropagation conditions. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, Amsterdam, v. 71, n. 2, p. 141-146, 2002.

KHAN, W. et al. Seaweed extracts as biostimulants of plant growth and development. **Journal of Plant Growth Regulation**, Dordrecht, v. 28, n. 4, p. 386-399, 2009.

LE BLEU, P. **Contribuição à l'étude des algues marines em Bretagne: bilan des leur utilizacion em milieu agricole**. France: Tours, 1983. 103 p.

MACEDO, W. R.; ARAÚJO, D. K.; CASTRO, P. R. C. Unravelling the physiologic and metabolic action of thiamethoxam on rice plants. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, San Diego, v. 107, n. 2, p. 244-249, 2013.

MALAVOLTA, E. Manual de nutrição mineral de plantas. Piracicaba: Editora Ceres, 2006. 631 p.

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

MATYSIAK, K.; KACZMAREK, S.; KRAWCZYK, R. Influence of seaweed extracts and mixture of humic and fulvic acids on germination and growth of *Zea mays* L. **Acta Scientiarum Polonorum**, Lublin, v. 10, n. 1, p. 33-45, 2011.

MELO, P. C. **Avaliação do *Lithothamnium* como corretivo de acidez de solo e fontes de nutrientes para milho doce e feijoeiro.** 2002. 99 p. Tese (Doutorado em Solos e Nutrição de Plantas) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2002.

MELO, V. M. M. et al. Antifungal properties of proteins (agglutinins) from the red alga *Hypnea musciformis* (Wulfen) Lamouroux. **Botanica Marina**, Berlin, v. 40, n. 1/6, p. 281-284, 1997.

MENGEL, K.; KIRKBY, E. A. **Principios de nutrición vegetal.** Basel: International Potashi Institute, 2000. 692 p.

MOREIRA, R. S. **Banana, teoria e prática de cultivo.** 2. ed. São Paulo: Fundação Cargill, 1999. 1 CD-ROM.

NUNES, J. M. C. **Rodófitas marinhas bentônicas do Estado da Bahia, Brasil.** 2005. 410 p. Tese (Doutorado) - Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo, Departamento de Botânica, São Paulo, 2005.

OLIVEIRA, E. C. The seaweed resources of Brazil. In: CRITHCLEY, A. T.; OHNO, M. (Ed.). **Seaweeds resources of the world.** Yokosuka: Japan International Cooperation Agency, 1998. p. 336-371.

PAULERT, R. et al. Priming of the oxidative burst in rice and wheat cell cultures by ulvan, a polysaccharide from green macroalgae, and enhanced resistance against powdery mildew in wheat and barley plants. **Plant Pathology**, Hoboken, v. 59, n. 4, p. 634-642, 2010.

PEREIRA, M. C. T. et al. Aclimatização de mudas micropropagadas de bananeira sob diferentes condições de luminosidade. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 27, n. 2, p. 238-240, 2005.

RATHORE, S. S. Effect of seaweed extract on the growth, yield and nutrient uptake of soybean (*Glycine max*) under rainfed conditions. **South African Journal of Botany**, Amsterdam, v. 75, n. 2, p. 351-355, 2009.

ROELS, S. et al. Optimization of plantain (*Musa AAB*) micropropagation by temporary immersion system. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, Dordrecht, v. 82, n. 1, p. 57-66, 2005.

SANDOVAL, J. A.; MÜLLER, L. E.; WEBERLING, F. Foliar morphology and anatomy of *Musa* cv. Grande Naine (AAA) plants grown *in vitro* and during hardening as compared to field-grown plants. **Fruits**, Les Ulis, v. 49, n. 1, p. 37-46, 1994.

SCOPEL, W.; BARBOSA, J. Z.; VIEIRA, M. L. Extração de pigmentos foliares em plantas de canola. **Unoesc & Ciência**, Joaçaba, v. 2, n. 1, p. 87-94, jan. 2011.

SELVAN, C. T.; KANNAN, L. Effects of manures from seaweeds on rice (*Oryza sativa* L.). **Journal of Tropical Agricultura**, Kerala, v. 8, p. 6, 1990.

SILVA, A. T. et al. Aclimação de plantas provenientes da cultura *in vitro*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 1, p. 49-53, 1995.

SILVA, C. R. R. **Cultura da bananeira**. Lavras: Editora da UFLA, 1996. 46 p.

SILVA, E. B. et al. Deficiências de macronutrientes no estado nutricional de mudas de bananeira tipo prata. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 30, n. 1, p. 82-92, 2014.

SILVA, J. T. A.; BORGES, A. L. Solo, nutrição mineral e adubação da bananeira. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 29, n. 245, p. 25-37, 2008.

SILVA, J. T. A.; BORGES, A. L.; MALBURG, J. L. Solos, adubação e nutrição da bananeira. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 20, n. 196, p. 21-36,

1999.

SILVA, J. T. A.; SILVA, I. P.; PEREIRA, R. D. Adubação fosfatada em mudas de bananeira 'Prata anã'(AAB), cultivadas em dois Latossolos. *Revista Ceres*, Viçosa, v. 58, n. 1, p. 238-242, 2011.

SILVA, S. O. et al. **Banana breeding program in Brazil: recent results**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2003. 39 p.

SILVA, S. O. et al. Cultivares. In: ALVES, E. J. **A cultura da banana: aspectos técnicos, socioeconômicos e agroindustriais**. 2. ed. Brasília: Embrapa, 1999. p. 85-105.

SILVA, S. O. et al. Cultivares. In: FERREIRA, C. F. et al. **O agronegócio da banana**. Embrapa: Brasília, 2016. p. 137-170.

SIMMONDS, N. W.; SHEPHERD, K. Taxonomy and origins of cultivated bananas. *Journal of the Linnean Society Botany*, London, v. 55, n. 359, p. 302-312, 1955.

SINGH, H. P. et al. Micropropagation for production of quality banana planting material in Asia-Pacific. **Asia-Pacific Consortium on Agricultural Biotechnology**, New Delhi, p. 1-94, 2011.

SOUZA, H. A. et al. Avaliação de doses e produtos corretores da acidez em variáveis biométricas na produção de mudas de maracujazeiro. **Acta Scientiarum. Agronomy**, Maringá, v. 31, n. 4, p. 607-612, 2009.

SOUZA, H. A. et al. Doses de *Lithothamnium* e diferentes substratos na Produção de mudas de maracujazeiro 'doce'. **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 20, n. 4, p. 24-30, 2007.

STENGEL, D. B. et al. Algal chemodiversity and bioactivity: sources of natural variability and implications for commercial application. **Biotechnology Advances**, v. 29, n. 5, p. 483-501, 2011.

STIRK, W. A. et al. Cytokinins in macroalgae. **Plant Growth Regulators**, Dordrecht, v. 41, n. 1, p. 13-24, 2003.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed, 2013. p. 164-197.

TANAKA, T. The genus *Hypnea* from Japan. **Scientific Papers of the Institute of Algological Research**, Sapporo, v. 2, n. 2, p. 227-250, 1941.

TEIXEIRA, L. A. J. et al. Banana. In: VAN RAIJ, B. et al. (Ed.). **Recomendações de adubação e calagem para o Estado de São Paulo**. 2. ed. rev. Campinas: IAC, 1997. p. 131-132. (Boletim Técnico, 100).

TRINDADE, A. V. et al. Uso de substratos fúngicos benéficos do solo, na produção de mudas de bananeira. **Comunicado Técnico**, n. 64, p. 1-6, 1999.

VIDA VERDE. **Trosptrato HT hortaliças**. [S.l.: s.n.], 2015. Disponível em: <http://www.vida-verde.agr.br/produtos_ht.htm>. Acesso em: 10 dez. 2015.

YAGAMASHI, Y.; MASUDA, M. A taxonomic revision of a *Hypnea charoides-valentiae* complex (Rhodophyta, Gigartinales) in Japan, with a description of *Hypnea flexicaulis* sp. nov. **Phycological Research**, Fukui, v. 48, n. 1, p. 27-35, 2000.

YIN, Z. et al. Characterization of rubisco activase genes in maize: an α -isoform gene functions alongside a β -isoform gene. **Plant Physiology**, Hoboken, v. 164, n. 4, p. 2096-2106, 2014.

ZHOU, Y. M.; HAN, S. J. Photosynthetic response and stomatal behaviour of *Pinus koraiensis* during the fourth year of exposure to elevated CO₂ concentration. **Photosynthetica**, Amsterdam, v. 43, n. 3, p. 445-449, Sept. 2005.

ZIMMERMAN, R. H. Micropropagation of woody plants: post tissue culture aspects. **Acta Horticulture**, Leuven, v. 227, p. 489-499, 1988.