



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

SAMARA KETELY ALMEIDA DE SOUSA

ESTIMATIVA DA ÁREA FOLIOLAR DE PLANTAS JOVENS DE AÇAIZEIRO
POR MÉTODOS NÃO DESTRUTIVOS

BELÉM

2021

SAMARA KETELY ALMEIDA DE SOUSA

**ESTIMATIVA DA ÁREA FOLIOLAR DE PLANTAS JOVENS DE AÇAIZEIRO POR
MÉTODOS NÃO DESTRUTIVOS**

Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Agronomia para obtenção do título de mestre.

Área de Concentração: Agronomia

Orientador: Prof. Dr. Hugo Alves Pinheiro

Coorientador: Prof. Dr. Rodrigo Geroni
Mendes Nascimento

BELÉM

2021

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
(CIP) Bibliotecas da Universidade Federal Rural da
Amazônia

Gerada automaticamente mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

- D278e de Sousa, Samara Ketely Almeida
Estimativa da Área Foliolar de Plantas Jovens de Açaizeiro Por Métodos Não Destrutivos /
Samara Ketely Almeida de Sousa. - 2021.
53 f. : il. color.
- Dissertação (Mestrado) - Programa de PÓS-GRADUAÇÃO em Agronomia (PPGA), Campus
Universitário de Belém, Universidade Federal Rural Da Amazônia, Belém, 2021.
Orientador: Prof. Dr. Hugo Alves Pinheiro
Coorientador: Prof. Dr. Rodrigo Geroni Mendes Nascimento.
1. Euterpe oleracea. 2. Área de Folíolos. 3. Não destrutivo. 4. Jackknife. I. Pinheiro, Hugo
Alves ,
orient. II. Título
-

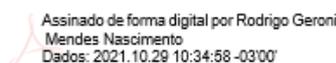
SAMARA KETELY ALMEIDA DE SOUSA

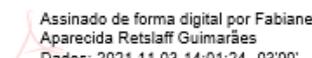
**ESTIMATIVA DA ÁREA FOLIOLAR DE PLANTAS JOVENS DE AÇAIZEIRO POR
MÉTODOS NÃO DESTRUTIVOS**

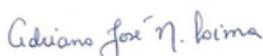
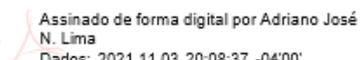
Dissertação apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Agronomia, para obtenção do título de mestre. Área de Concentração: Agronomia

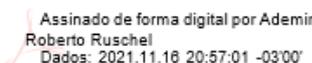
03 de setembro de 2021

Banca Examinadora

 
Assinado de forma digital por Rodrigo Geroni
Mendes Nascimento
Dados: 2021.10.29 10:34:58 -03'00'
Prof. Dr. Rodrigo Geroni Mendes Nascimento – Coorientador
(Universidade Federal Rural da Amazônia – UFRA)

 
Assinado de forma digital por Fabiane
Aparecida Retslaff Guimarães
Dados: 2021.11.03 14:01:24 -03'00'
Prof. Dr^a. Fabiane Aparecida de Souza Retslaff
(Universidade Estadual do Centro-Oeste do Paraná - UNICENTRO)

 
Assinado de forma digital por Adriano José
N. Lima
Dados: 2021.11.03 20:08:37 -04'00'
Prof. Dr. Adriano José Nogueira Lima
(Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA)

 
Assinado de forma digital por Ademir
Roberto Ruschel
Dados: 2021.11.18 20:57:01 -03'00'
Prof. Dr. Ademir Roberto Ruschel
(Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária/EMBRAPA)

Aos meus pais, Leonidas Souza e Cleude Almeida

Às minhas irmãs, Suze Almeida e Samila Almeida

À minha princesa, Izzie Almeida

À minha família que sempre me apoiou em todos meus sonhos

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A Deus, por guiar meus passos e permitir a realização de mais um sonho.

Aos meus pais, por sempre me incentivarem e pelo constante apoio em todos os meus objetivos.

Às minhas irmãs, por estarem sempre ao meu lado e por me ajudarem em todos os momentos da minha vida.

Ao meu marido, pelo apoio, compreensão e dedicação para que eu realizasse este sonho.

À minha princesinha, por ser forte e por, mesmo sem entender, ser compreensiva e embarcar nos desafios junto com a mamãe.

Ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Federal Rural da Amazônia pela oportunidade de realização do curso.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela concessão da bolsa de estudo e oportunidade de pesquisa juntamente com seu quadro de pesquisadores, isto com certeza me fortaleceu como pesquisadora, sendo essencial para a realização do trabalho.

Ao meu professor e orientador Hugo Pinheiro, que tive a satisfação de ter seu apoio em todos os momentos do curso, pela oportunidade, troca de conhecimentos, pelos conselhos e por sempre dar um jeito em tudo.

Ao professor Rodrigo Geroni pela coorientação neste trabalho.

Ao professor Rafael Viana pelo apoio e colaboração para que este trabalho fosse realizado.

Aos meus amigos de trabalho que colaboraram de forma direta e indireta, em especial ao Flávio Rodrigues, Patrícia Navegantes, Washington Olegário, Lorena Correa e a todos que tive a satisfação de conhecer durante esta caminhada, que com certeza tornaram menos árdua e mais divertida.

Samara Sousa

Meus sinceros agradecimentos.

RESUMO

A busca por ferramentas viáveis que suprem a necessidade do conhecimento acerca de espécies nativas é de extrema importância, e se torna ainda mais visível na ausência de modelos práticos que estimem a área foliolar para mudas de açazeiro *Euterpe oleracea*. Diante disso, é importante o teste de modelos que utilizem variáveis de fácil acesso, as quais possuam relação com os folíolos de açazeiro. Esta pesquisa visa examinar a hipótese de que a área de um folíolo pode ser estimada por meio de equações de simples e dupla entrada. O objetivo deste trabalho é propor modelos para estimar a área foliolar de açazeiro utilizando-se medidas de comprimento e/ou largura dos folíolos. Folíolos de açazeiro foram avaliados para a determinação de seu comprimento (C), largura (L) e área foliolar (Af). A técnica Jackknife foi utilizada para compor a amostra. Foram gerados modelos a partir das dimensões de C, L e produto entre C e L (C*L), variáveis independentes. A seleção dos modelos foi baseada no coeficiente de determinação ajustado (R^2_{aj}), erro padrão da estimativa em porcentagem ($S_{yx\%}$), Critério de Informação de Akaike (AIC) e em critérios gráficos. Na validação, realizou-se a análise gráfica entre os valores estimados e observados, e o Teste de Graybill, Eficiência Estimativa e Erro Percentual Médio. Dentre os modelos testados, dois modelos (I e II), ambos de dupla entrada, se destacaram, com maiores valores de R^2_{aj} e menores valores de $S_{yx\%}$ e AIC. Na validação estes apresentaram as combinações de maior eficiência e melhor desempenho da relação entre a Af estimada e observada, pela análise gráfica. A melhor estimativa de área foliolar para o açazeiro pode ser obtida por meio do modelo II, considerado mais simples e preciso, o qual pode ser utilizado como uma ferramenta excelente para o estudo do desenvolvimento foliar da cultura do açazeiro.

Palavras-chave: *Euterpe oleracea*. Folíolos. Jackknife. Modelagem.

ABSTRACT

The search for viable tools that meet the need for knowledge about native species is extremely important, and becomes even more visible in the absence of practical models that estimate the area of leaflets for *Euterpe oleracea* açai palm seedlings. Therefore, it is important to test models that use easily accessible variables, which are related to açai palm leaflets. This research aims to examine the hypothesis that the area of a leaflet can be estimated using simple and double-entry equations. The objective of this work is to propose models to estimate açai palm leaf area using leaflet length and/or width measurements. Açazeiro leaflets were evaluated to determine their length (L), width (W) and leaflet area (La). The Jackknife technique was used to compose the sample. Models were generated from the dimensions of L, W and product between L and W (L*W), independent variables. The selection of models was based on the adjusted coefficient of determination (R^2_{aj}), standard error of the estimate in percentage (Syx%), Akaike's Information Criterion (AIC) and graphic criteria. In validation, a graphical analysis was performed between the estimated and observed values, and the Graybill Test, Estimated Efficiency and Average Percentage Error. Among the tested models, two models (I and II), both double-entry, stood out, with higher values of R^2_{aj} and lower values of Syx% and AIC. In the validation, these presented the combinations of greater efficiency and better performance of the relationship between estimated and observed La, by graphical analysis. The best leaflet area estimate for the açai palm can be obtained by means of model II, considered simpler and more accurate, which can be used as an excellent tool to study the leaf development of the açai palm.

Keywords: *Euterpe oleracea*. Leaflets. Jackknife. Modeling.

SUMÁRIO

1.1 CONTEXTUALIZAÇÃO.....	10
REFERÊNCIAS	26
2 EQUAÇÕES PARA ESTIMAR A ÁREA FOLIOLAR DE PLANTAS JOVENS DE AÇAIZEIRO (<i>Euterpe oleracea</i> Mart.).....	34
2.1 Introdução.....	34
2.2 Material e métodos	36
2.2.1 Condições experimentais e material vegetal	36
2.2.2 Coleta de dados morfológicos.....	38
2.2.3 Ajuste e critérios de seleção de modelos de estimativa de área foliolar.....	39
2.2.4 Validação dos modelos ajustados.....	40
2.3 Resultados e discussão	41
2.3.1 Ajuste dos modelos	41
2.3.2 Validação dos modelos ajustados.....	44
2.4 Conclusão	48
2.5 Referências.....	48

Índice de tabelas

Tabela 1 – Análise química do solo utilizado no substrato com os dados de concentração de pH (potencial hidrogeniônico da solução do solo), P (fósforo), K (potássio), Ca (cálcio), Mg (magnésio), Al (alumínio), H+Al (acidez potencial), SB (soma de bases trocáveis), T(CTC) (capacidade de troca de cátions), V (saturação de bases) e M (percentagem de saturação por alumínio).....	38
Tabela 2 – Caracterização morfológica da parte aérea de mudas de açaizeiro (<i>Euterpe oleracea</i> Martius) de 13 meses de idade, cultivar BRS-Pará, selecionadas para a determinação da área foliolar.	38
Tabela 3 – Modelos ajustados para estimar a área foliolar de açaizeiro (<i>Euterpe oleracea</i> Martius), cultivar BRS-Pará.....	40
Tabela 4 – Parâmetros estimados e estatísticas de ajuste e precisão, para todos os modelos analisados, para estimar a área foliolar de mudas açaizeiro (<i>Euterpe oleracea</i> Martius), cultivar BRS-Pará com idade de 13 meses. O conjunto de dados consistiu em folíolos de 50% da amostra para a construção de modelos.	41
Tabela 5 – Validação dos modelos propostos para estimativa a área foliolar de mudas açaizeiro (<i>Euterpe oleracea</i> Martius), cultivar BRS-Pará com idade de 13 meses. Resultados do Teste de Graybill, Eficiência Estimativa e erro percentual absoluto médio. O conjunto de dados consistiu em folíolos de 50% da amostra para a construção de modelos.....	45

Índice de figuras

Figura 1 - Produção de mudas de açaí (<i>Euterpe oleracea</i> Martius), cultivar BRS-Pará, em viveiro pertencente ao Instituto de Ciências Agrárias (ICA): A) Sementes de açaí cultivar BRS-Pará; B) - Semeadura de açaí, cultivar BRS-Pará, em bandejas de polietileno (50 x 33 x 10 cm, comprimento x largura x altura).	36
Figura 2 - Produção de mudas de açaí (<i>Euterpe oleracea</i> Martius), cultivar BRS-Pará, em viveiro pertencente ao Instituto de Ciências Agrárias (ICA): A) Plântulas de açaí repicadas para sacos de polietileno de 17 x 22 cm (diâmetro x altura); B) Vasos de polietileno de 11 L utilizados para o transplântio de mudas de açaí; C) Mudas de açaí transplantadas para vasos.	37
Figura 3 - Coleta de dados das folhas de açaí (<i>Euterpe oleracea</i> Martius), cultivar BRS-Pará: A) Folha composta de açaí destacada; B) Folíolos destacados; e C) Integrador de área foliar (modelo LI 3100, Li-Cor Biosciences ®, Lincoln Nebraska, Estados Unidos).	39
Figura 4 - Análise dos padrões de dispersão residual percentual vs. área foliolar estimada de mudas de açaizeiro (<i>Euterpe oleracea</i> Martius), cultivar BRS-Pará com idade de 13 meses. O conjunto de dados consistiu em folíolos de 50% da amostra para a construção de modelos.	42
Figura 5 – Distribuição de resíduos padronizados para ajuste de modelos de determinação de área foliolar de mudas de açaizeiro (<i>Euterpe oleracea</i> Martius), cultivar BRS-Pará com idade de 13 meses. O conjunto de dados consistiu em folíolos de 50% da amostra para a construção de modelos. A) Modelo I; B) Modelo II; C) Modelo III; D) Modelo IV; E) Modelo V; e F) Modelo VI.	43
Figura 6 - Relação entre os valores estimados e observados de área foliolar de mudas de açaizeiro (<i>Euterpe oleracea</i> Martius), cultivar BRS-Pará com idade de 13 meses, para a validação de todos os modelos testados. O conjunto de dados consistiu em folíolos de 50% da amostra para a construção de modelos. A) Modelo I; B) Modelo II; C) Modelo III; D) Modelo IV; E) Modelo V; e F) Modelo VI. A linha pontilhada é a 1:1.	46

1.1 CONTEXTUALIZAÇÃO

A palmeira *Euterpe oleracea* Martius, conhecida popularmente como açazeiro, é uma das principais fornecedoras de Produtos Florestais Não Madeireiros (PFNMs) na conjuntura do norte do país e possui grande relevância econômica para o agronegócio brasileiro, com uma produção de 137.000 toneladas de frutos ao ano (ROSSO et al., 2008; TEIXEIRA, 2018). A alta demanda de frutos de açai se dá, principalmente, devido às propriedades nutritivas e antioxidantes oferecidas, características que tem estimulado seu consumo em outros países, como Estados Unidos e Japão, principalmente como suplemento energético (SILVA et al., 2006; OLIVEIRA et al., 2016).

Para Santos (2016) a busca por ferramentas viáveis que suprem a necessidade do conhecimento acerca de espécies nativas é de extrema importância, e se torna ainda mais visível com a ausência de modelos práticos que estimem a área foliar para este grupo de plantas. É nítido que a superfície foliar apresenta grande importância para a produção de carboidratos necessários ao metabolismo vegetal, uma vez que as folhas são os principais órgãos fotossintéticos nos vegetais (CARVALHO et al., 2009) e representam maior especificidade quando relacionadas a estudos ecológicos, agrônômicos e fisiológicos (SANTOS, 2016). Desta forma, quantificar a superfície foliar de espécies nativas é de suma importância para o entendimento de fatores relacionados à planta e o ambiente, e na tomada de decisões dentro da experimentação agrícola.

Pesquisas relacionadas a interceptação e absorção de luz, eficiência fotossintética, crescimento vegetal, morfologia, nutrição, irrigação e evapotranspiração, têm como base as folhas (SCALON et al., 2003; BLANCO E FOLEGATTI, 2005). Além disso, para Souza Neto (2009), o estudo da exigência nutricional e desenvolvimento vegetal, têm como principal variável resposta, os valores da área foliar.

A área de uma folha ou folíolo individual pode ser determinada por meio de métodos diretos ou indiretos, destrutivos ou não. Os métodos diretos exigem instrumentação específica e geralmente apresentam alto custo (POMPELLI et al., 2019). Já os métodos indiretos não destrutivos baseiam-se na modelagem estatística, técnica cada vez mais utilizada visando a fácil mensuração experimental e aplicação em uma infinidade de estudos ecológicos (SANTOS, 2016). Nestes são ajustados modelos matemáticos que relacionam medidas da lâmina foliar, tais como o comprimento (C) e a largura (L) da folha, com AF real obtida por meio de um método direto (PEKSEN, 2007; AMARAL et al., 2009). De certa forma, tal método é considerado de baixo custo e preciso, desde que calibrado corretamente. Sua utilização permite

estudar o desenvolvimento foliar das culturas, por exemplo, já que muitas vezes a destruição das folhas limita uma maior frequência de mensuração. Esta técnica de modelagem tem sido aplicada com sucesso em diversas culturas agrícolas economicamente importantes (KANDIANNAN et al., 2002; WILLIAMS e MARTINSON, 2003; ARAÚJO et al., 2005; ANTUNES et al., 2008; POMPELLI et al., 2012; JADOSKI, 2012; MORGADO et al., 2013; NEPOMUCENO et al., 2013).

A medida de área foliar pode ser considerada como uma das características mais adequadas para a avaliação da qualidade de mudas, como foi visto para aceroleira (*Malpighia emarginata* D. C.), eucalipto (*Eucalyptos grandis* W. Hill ex Maiden.), tomate (*Solanum lycopersicum* Linnaeus), pepino (*Cucumis sativus* Linnaeus) e berinjela (*Solanum melongena* Linnaeus) (LUCENA et al., 2011; RUDEK et al., 2013; TONG e JIANG, 2013). Em açaizeiro, assim como em outras espécies que possuem estrutura foliar composta, a determinação da área do folíolo é de suma importância, principalmente na fase de mudas, visto que diversas são as pesquisas que visam estudar variáveis fisiológicas, por meio de seus folíolos. Como exemplo tem-se o estudo da atividade fotossintética por meio de equipamentos específicos, como realizado por Silvestre et al. (2017). Com isso, a partir de um modelo preciso de área foliolar de plantas jovens de açaizeiro, que terá grande utilidade em um futuro muito próximo, para quantificação do crescimento e aptidão da espécie em diversos tratamentos experimentais, sem que haja a necessidade de utilização de recursos tecnológicos considerados caros e de difícil acesso, o estudo do desenvolvimento foliar da cultura se torna mais facilitado e possibilita a melhor compreensão de variáveis fisiológicas relacionadas.

Dada a importância do desenvolvimento foliar para diversos tipos de estudos, o tema determinação da área foliolar de espécies nativas ainda se mostra incipiente, o que dificulta a compreensão dos benefícios econômicos e ambientais em que essas espécies ocorrem. Além disso, o emprego de técnicas de amostragem para o ajuste de modelos de estimação da área foliar e foliolar de espécies não madeiras ainda está em fase embrionária.

Desta forma, é importante o teste de novos modelos, com a utilização de novas técnicas, que propiciam maior precisão de estimativas da área foliolar por métodos não destrutivos, bem como a adoção de variáveis de fácil acesso que possuam relação direta com os próprios folíolos que compõem a superfície foliar de mudas de açaizeiro. Diante disso, esta pesquisa visa examinar a hipótese de que a área de um folíolo pode ser estimada, com precisão, por meio de modelos lineares e não lineares de simples e dupla entrada. Adicionalmente, o objetivo deste trabalho é propor modelos confiáveis, obtidos pelo método de amostragem Jackknife, para a

estimação da área foliolar de plantas jovens de açazeiro (*Euterpe oleracea*) utilizando-se medidas não destrutivas de comprimento e/ou largura dos folíolos.

1.2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

1.2.1 Açaizeiro

A família das palmeiras (Arecaceae) é uma das maiores famílias de monocotiledôneas, a qual abrange cerca de 200 gêneros e 2600 espécies, cuja distribuição é predominantemente tropical e subtropical (JONES, 1995; GOMEZ-NAVARRO et al., 2009). Nessa família encontra-se a espécie *Euterpe oleracea* Martius, o açaizeiro, conhecida pelos franceses como palmeira Pinot, pelos ingleses como *Euterpe palm* e pelos venezuelanos como manacá. No Brasil é chamada de açáí-do-pará e açáí do baixo amazonas (RIBEIRO, 2010).

A espécie é nativa da Amazônia brasileira e apresenta predominância nas matas de várzea, igapó, em especial na região do estuário do Rio Amazonas, em que se encontram as maiores e mais densas populações naturais desta palmeira, as quais compõem ecossistemas de floresta natural ou em forma de maciços conhecidos como açazais, principalmente no estado do Pará (HOMMA et al., 2006). Há também populações espontâneas encontradas nos estados de Amapá, Maranhão, Mato Grosso, Tocantins e em alguns países da América do Sul (Venezuela, Colômbia, Equador, Suriname e Guiana) e América Central (Panamá) (HOMMA et al., 2006).

Com a presença de caules lisos, do tipo estipe, com altura entre 10 a 15 m e diâmetro de 7 a 18 cm, o açaizeiro pode atingir até 35 m (LORENZI et al., 2006). É uma palmeira cespitosa, que pode possuir até 25 estipes por touceira, em seus diferentes estádios de desenvolvimento (HENDERSON e GALEANO, 1996; OLIVEIRA et al., 1998). As folhas são compostas pinadas, de arranjo espiralado e os folíolos são pendentes nos indivíduos adultos, e ligeiramente horizontais nos indivíduos jovens, com base obtusa e extremidade apical pontiaguda. A base das folhas, os pecíolos, quando cercam o estipe são chamadas de bainhas; tal secção corresponde ao que é chamado de palmito. As inflorescências estão localizadas nas axilas foliares, a espádice possui ramificações simples e seu eixo principal é a raque, com 63 a 158 ramificações, chamadas ráquias. Por ser uma espécie monóica, ao longo da espádice são encontradas as flores femininas e masculinas. Os frutos são arredondados e de cor arroxeada, contendo uma semente em seu interior. O sistema radicular é do tipo fasciculado, relativamente denso, com raízes emergindo do estipe da planta adulta (HENDERSON e GALEANO, 1996). A palmeira produz frutos no terceiro ano, com produção máxima entre o quinto e o sexto ano, os quais podem atingir um peso médio de 4 kg de frutos por cacho (CALZAVA, 1972; JARDIM e MACAMBIRA, 1996; ROGEZ, 2000).

Mesmo adaptado em solos úmidos, o açaizeiro também ocorre em áreas de terra firme, em que é manejado como monocultura ou em sistemas consorciados (NOGUEIRA, 2005). Os plantios em áreas de terra firme têm sido conduzidos com a cultivar BRS - Pará, que apresenta predominância de polinização cruzada (alogamia), propagação seminal com emergência desuniforme e rápida (30 a 60 dias pós-semeadura) das plântulas (VIEIRA et al., 2018), boa produtividade de frutos ($10 \text{ t ha}^{-1} \text{ ano}^{-1}$) e rendimento de polpa em torno de 15% a 25% (OLIVEIRA e FARIAS NETO, 2004).

Os frutos de açaizeiro possuem fitoquímicos que apresentam importantes propriedades nutricionais e farmacológicas (PALA et al., 2018). Dentre as principais características destacam-se o alto teor de polifenóis, especialmente antocianinas, alto teor de ácidos graxos monoinsaturados, fibras e minerais, as quais impulsionam o crescimento global de consumo de açaí (RUFINO et al., 2010). O clima propício para a cultura do açaizeiro é o tropical quente e úmido, a espécie é pouco tolerante ao estresse hídrico, requer elevadas temperaturas médias anuais e abundante insolação (VIEIRA et al., 2018). Quanto ao solo, os mais indicados para o cultivo são os de média a alta fertilidade natural, com características físicas favoráveis como textura média, profundos, permeáveis, alto teor de matéria orgânica e pH entre 5,5 a 6,5 (VIEIRA et al., 2018).

No passado, os frutos de açaí eram consumidos, principalmente, ao redor do estuário do Rio Amazonas, onde há muito tempo a polpa *in natura* faz parte da dieta diária de povos ribeirinhos, explorado sobretudo de forma extrativista (SANTOS et al., 2016; SILVA et al., 2006). Além disso, o açaí é considerado o alimento básico de grande parcela da população paraense (SILVA et al., 2006). Da polpa dos frutos também podem ser fabricados diferentes produtos, tais como sorvetes, licores, bebidas energéticas e geleias (SANTOS et al., 2016); dos estipes pode ser colhido o palmito, parte cilíndrica localizada na extremidade superior do estipe (tronco), que é envolvida pela bainha das folhas (MOURÃO, 2010). Na última década as vendas de açaí e produtos relacionados cresceram no Brasil e no exterior, principalmente nos EUA, Europa e Japão (ENGELS, 2010; YAMAGUCHI et al., 2015).

Até o momento, o Brasil supriu 100% da crescente demanda global por açaí. Para Rosso et al. (2008) a produção de açaí no país é de aproximadamente 137.000 toneladas ao ano e a região norte se destaca como maior produtora brasileira de frutos de açaí. Em 2017, ela respondeu por 98,6% da produção total de frutos no Brasil, com uma produção de 1,3 milhão de toneladas de frutos (CONAB, 2019). Em 2018, o volume de produção foi superior a 1,5 milhão de toneladas do fruto, colhidos de 196.768 hectares de área plantada (IBGE, 2018). O

estado do Pará é o maior produtor nacional de frutos de açaí, contribuindo com cerca de 95,31% da produção nacional; seguido pelo estado do Amazonas, o qual é responsável por 4,13% da produção de frutos de açaí no Brasil (IBGE, 2018). O mercado de açaí é, na maior parte, abastecido pela exploração de populações nativas da planta, porém a quase totalidade destas populações já está sobre explorada e assim, para atender à crescente demanda por frutos, se faz necessário a adesão de outras técnicas de manejo, dentre elas a implantação de pomares em terra firme (CARVALHO, 2013).

1.2.2 Área Foliar

As folhas são órgãos de extrema importância para as plantas. É nelas que, na maioria das plantas, ocorre um dos principais processos fisiológicos vegetais, a realização da fotossíntese. Tal atividade acontece devido a três fatores principais: presença de estômatos; presença de cloroplastos na epiderme foliar, e; forma laminar das folhas (TAIZ e ZEIGER, 2017).

Os estômatos são estruturas presentes em grande quantidade, tanto na face superior, quanto na inferior da epiderme foliar, com mais abundância na inferior, podendo estar também nas duas epidermes. Eles têm como função a realização das trocas gasosas entre o interior e a parte externa da planta através de sua fenda, denominada de fenda estomática. Tais estruturas possuem um par de células especializadas, as células-guarda, as quais circundam a fenda estomática. São as células-guarda, por meio da percepção de sinais ambientais, responsáveis pelo controle da abertura e fechamento da fenda estomática, alterando assim suas dimensões (TAIZ e ZEIGER, 2017). Desta forma, os estômatos proporcionam a captação do CO₂ para fotossíntese, oxigênio para respiração e liberação de vapor d'água para a atmosfera via processo de transpiração (MARENCO e LOPES, 2005).

Os cloroplastos são organelas presentes nas células do mesofilo que possuem membranas internas e externas ricas em galactolipídeos, e um terceiro sistema de membranas, os tilacoides. São nestas inúmeras organelas que ocorrem os eventos fotoquímicos da fotossíntese, em que a luz solar, absorvida por pigmentos especializados presentes na membrana dos tilacoides, as clorofilas, é convertida em energia química (ATP) e poder redutor (NADPH); e as reações de assimilação bioquímica do CO₂, que ocorrem no estroma, fase líquida dos cloroplastos, culminando na síntese de açúcares simples (trioses-P) (TAIZ e ZEIGER, 2017).

A interceptação da luz solar, essencial para a atividade fotossintética, é influenciada pela arquitetura do dossel, pela dimensão do sistema fotoassimilador e, assim, pela forma laminar

das folhas (FAVARIN et al., 2002; CARVALHO et al., 2009; BINKLEY et al., 2013). Com isso, muitas pesquisas visam estudar a medida da área foliar (AF), como parâmetro importante diretamente relacionado ao crescimento vegetativo e à produção das culturas. A AF pode ser considerada um indicador de produtividade, além de se mostrar essencial para a maioria dos estudos fisiológicos e agronômicos envolvendo interceptação de luz, eficiência fotossintética, evapotranspiração, resposta a fertilizantes e irrigação (SCALON et al., 2003; BLANCO e FOLEGATTI, 2005; LIU et al., 2018). Quanto maior o limbo foliar, maior a irradiância, a qual pode elevar a produção de fotoassimilados por meio da fotossíntese, favorecendo o crescimento da planta e produção de frutos (REIS et al., 2013). Seu conhecimento também permite a estimativa da perda de água, visto que é nas folhas que, geralmente, ocorre o processo transpiratório (PEREIRA et al., 1997). Além disso, sob condições de plena irrigação, uma maior superfície foliar é extremamente favorável para que ocorra absorção e transporte de água, das raízes à parte aérea, de forma adequada, carreando assim os nutrientes do solo e distribuindo os mesmos nas diferentes partes da planta (TAIZ e ZAIGER, 2017).

1.2.3 Métodos de medição de área foliar

A determinação da área foliar é realizada por meio de métodos diretos ou indiretos, os quais podem ser destrutivos ou não destrutivos. Para Benincasa (1988), os métodos diretos destrutivos são aqueles que utilizam medições realizadas diretamente sobre as folhas. Por outro lado, os métodos indiretos não destrutivos mais conhecidos envolvem modelagem matemática que relacionam medidas morfológicas da planta, ou mesmo dos órgãos foliares, com a área foliar real (SPANN e HEEREMA, 2010).

Dentre os métodos diretos destrutivos há os integradores de área foliar, equipamentos com alta precisão e acurácia, em que a folha passa pelo aparelho e o valor da área foliar é determinado, contudo são caros e de difícil manutenção, além de terem dimensões que limitam a medição de folhas largas (GODOY et al., 2007); métodos laboratoriais, tais como o método dos discos foliares, com a utilização de vazadores, em que a AF é determinada por meio das imagens dos discos retirados e do peso da massa seca dos discos (SOUZA et al., 2012) e; o método da pesagem das silhuetas, em que se faz uma comparação entre o peso de uma área conhecida de papel com densidade definida e os pesos das silhuetas das folhas sobre os mesmos (BENINCASA, 1988; CUNHA et al., 2010). Apesar destes métodos serem simples e de alta precisão e acurácia, os mesmos têm a desvantagem de demandarem muito tempo (LOPES et al., 2004) e provocam a destruição total das folhas, o que na maioria dos casos limita a análise

de outras variáveis fisiológicas das plantas ou até mesmo o desenvolvimento foliar de determinada espécie, devido ao número de plantas presentes na parcela experimental.

Há também os medidores portáteis de AF, os quais a determinam de forma direta e não destrutiva, por meio de análise de imagens obtidas por *scanner* (LUCENA et al., 2011). Estes equipamentos propiciam uma melhor planificação e digitalização das folhas, com menos sombras, controle de luminosidade e ausência de erro de perspectiva, no entanto não é um processo totalmente automático, e seu uso prático é limitado, visto que são equipamentos de difícil acesso, por serem caros, limitados pelo tamanho da folha, e a medição demanda tempo, sendo, muitas vezes, impraticável quando se trata de grandes experimentos (SOUZA et al., 2012).

Os métodos indiretos não destrutivos mais conhecidos e utilizados de estimativa de área foliar, são os caracterizados por relações métricas entre fatores, como área foliar e medições lineares realizadas nas folhas ou folíolos. Segundo Maldaner et al. (2009), a geração de modelos matemáticos baseados nas dimensões foliares têm destaque, visto que estes métodos possibilitam um elevado ganho de precisão em modelos de estimativas (LIZASO et al., 2003). Estas relações geralmente são expressas por meio de equações de regressão, em que variáveis morfológicas, como por exemplo o comprimento e/ou a largura do limbo foliar são relacionadas com a área foliar real da planta, para estimarem a área foliar (MALAGI et al., 2010). Para Pompelli et al. (2012), o uso de modelos precisos pode facilitar a obtenção de AF de forma simplificada, mesmo quando não se têm tantos recursos tecnológicos, ou mesmo quando as condições de campo são limitadas.

A principal vantagem dos métodos indiretos de estimativa de AF é que não é necessário destacar as folhas da planta, fator que permite a determinação de outros parâmetros importantes, já que diminui a variabilidade na planta, além de permitir o acompanhamento do desenvolvimento da área foliar num determinado espaço-tempo (PEKSEN, 2007). Muitos trabalhos, presentes na literatura, objetivaram estimar a área foliar a partir de dimensões lineares como comprimento e largura das folhas, principalmente com espécies agrícolas economicamente importantes como milho (*Zea mays* Linnaeus; MONDO et al., 2009), pimenta-do-reino (*Piper nigrum* Linnaeus; KANDIANNAN et al., 2002), videira (*Vitis labruscana* LH Bailey; WILLIAMS e MARTINSON, 2003), mangueira (*Mangifera indica* Linnaeus; ARAÚJO et al., 2005), café (*Coffea arábica* Linnaeus e *Coffea canéfora* Linnaeus; ANTUNES et al., 2008), pinhão manso (*Jatropha curcas* Linnaeus; POMPELLI et al., 2012),

batata (*Solanum tuberosum* Linnaeus; JADOSKI, 2012), maracujá (*Passiflora* spp.; MORGADO et al., 2013) e leguminosas forrageiras tropicais (NEPOMUCENO et al., 2013).

1.2.4 Estudo da área foliar/foliolar por métodos indiretos não destrutivos em espécies de palmeiras

Em palmeiras, o estudo do desenvolvimento foliar ainda se encontra incipiente, principalmente no que diz respeito à relação entre a AF e variáveis como comprimento e largura dos folíolos, porém muitos autores vêm relacionando este parâmetro com outras variáveis morfológicas que podem ser medidas na planta.

Em pupunheira, Clement et al. (1985), estimaram a área de folhas individuais, por meio das variáveis de número total de folíolos e largura e comprimento médio dos folíolos, adaptando a metodologia desenvolvida para a cultura do dendezeiro de Hardon et al. (1969). Em 1995 Clement fez um pequeno ajuste na metodologia, para que a AF de pupunheiras jovens, com folhas pinadas, pudessem ser estimadas. Ramos et al. (2008), ajustaram equações para estimação da AF da mesma espécie, porém utilizaram variáveis biométricas de fácil mensuração, como altura e diâmetro da haste principal, número de folhas, comprimento e espessura da ráquis foliar e observaram ajustes satisfatórios, com equações não lineares simples e elevada precisão.

Em coqueiro anão verde (*Cocos nucifera* Linnaeus), Sousa et al. (2005) propuseram um modelo matemático empírico potencial para determinar a AF utilizando apenas o comprimento da ráquis, por um modelo de potência simples. Nakamura et al. (2005) propuseram que a AF de saguzeiro (*Metroxylon sagu* Rottb.) pode ser predita por meio de um modelo linear que utiliza o produto entre comprimento (C) e largura (L) do folíolo, de forma simples e precisa.

Já em relação à predição de área de folíolos, Mota et al. (2014) desenvolveram um modelo estatístico de potência, que resultou em maior exatidão e melhor distribuição de resíduos, para estimar a superfície foliolar de plantas jovens e adultas da palmeira mucajá/macaúba (*Acrocomia aculeata* Jacq.) com o uso do produto entre comprimento e largura dos folíolos (C*L). Avalos e Sylvester (2010) ao realizarem relações alométricas em *Euterpe oleracea*, observaram, por meio de regressão logarítmica natural, que a área foliolar pode ser estimada com precisão a partir do número de folíolos. Estes autores, ao realizarem a soma da área dos folíolos, também puderam observar que o número de folhas melhor prediz a AFT por uma relação direta e linear.

1.2.5 Ajuste e validação de modelos matemáticos

Para Silva (2008) o modelo é uma formulação matemática baseada em hipóteses, o qual objetiva representar fenômenos físicos ou biológicos, com o intuito de gerar uma equação a qual possa prever quantitativamente tais fenômenos. Dentre as ferramentas estatísticas utilizadas, a análise de regressão é a mais explorada, a qual fornece métodos simplificados para estabelecer uma relação funcional entre variáveis, com diversas aplicações nas diferentes áreas de conhecimento (CHATTEFUEE e HADI, 2006).

A avaliação completa de um ou mais modelos envolve várias etapas, incluindo duas que costumam ser chamadas de verificação e validação (VANCLAY e SKOVSGAARD, 1997). Além disso, de acordo com Portet (2020), a partir do momento em que se obtém uma coleção de modelos, dependendo dos parâmetros desconhecidos, duas questões devem ser abordadas: i) quais são os valores dos parâmetros?; e ii) qual é o melhor modelo para representar os dados experimentais? A primeira questão poderá ser resolvida utilizando métodos de estimativa de parâmetros ou calibração do modelo, enquanto a segunda questão pode ser abordada por meio dos métodos de seleção de modelos, que podem ser divididos em dois tipos: critérios da teoria da informação e testes estatísticos.

Um modelo matemático necessita de variável (is) independente (s), variável (is) dependente (s) e parâmetro (s). Os parâmetros do modelo possuem interpretações e seus valores são desconhecidos. Portanto, é necessária a estimação dos parâmetros do modelo, ou seja, é preciso encontrar valores apropriados a partir de medições (dados experimentais), que por consequência, possuem erros. Dois métodos gerais são utilizados para a estimativa de parâmetros: Método dos Mínimos Quadrados, em que a soma dos resíduos quadrados de todas as medidas é minimizada, e a Máxima Verossimilhança, em que a função de verossimilhança é minimizada (PORTET, 2020).

Para Sit (1994), o coeficiente de determinação (R^2) é a forma mais simples de escolha de modelos. Este pode ser interpretado como a proporção da variação da variável resposta (Y) explicada pelo modelo, pela variável preditora (X) (BATISTA, 2004). Em outras palavras, o R^2 é uma medida da qualidade de ajuste (PORTET, 2020). Ele é obtido por meio da razão da soma do quadrado da regressão ($SQ_{regressão}$) pela soma do quadrado total (SQ_{total}) (SANTOS, 2016). Contudo, quando se pretende fazer comparação entre modelos que possuem diferentes variáveis, é necessário realizar o ajuste, conhecido como coeficiente de determinação ajustado (R^2_{aj}), o qual considera o número de variáveis independentes incluídas na equação de regressão

e o tamanho da amostra (HAIR et al., 2005; SCHNEIDER et al., 2009), e é calculado por meio da Equação 1.

$$R_{aj}^2 = R^2 - \left[\frac{k-1}{n-k} \right] \cdot (1 - R^2) \quad (\text{Equação 1})$$

Em que, R_{aj}^2 = coeficiente de determinação ajustado; R^2 = coeficiente de determinação; k = número de variáveis independentes da equação e n = número de observações.

Outra estatística utilizada com muita frequência, na seleção de modelos, é o erro padrão das estimativas (S_{yx}), medida de dispersão entre os valores observados e estimados pela regressão (LEITE et al., 2011). Ao serem comparadas as equações por este critério, a melhor equação é aquela que apresenta o menor valor de S_{yx} (SILVA, 2008). O S_{yx} pode ser fornecido pela Equação 2 (SCHNEIDER et al., 2009).

$$S_{yx} = \sqrt{QM_{residuo}} \quad (\text{Equação 2})$$

Em que, S_{yx} = erro padrão das estimativas; e $QM_{residuo}$ = quadrado médio residual.

Para obter o erro padrão das estimativas em porcentagem ($S_{yx}\%$) basta utilizar a equação 3.

$$S_{yx}\% = \left(\frac{\sqrt{QM_{residuo}}}{\bar{y}_i} \right) * 100 \quad (\text{Equação 3})$$

Em que, \bar{y}_i = média dos valores observados para a variável de interesse.

Em muitos casos, a variável resposta e o preditor são transformados em logaritmos, para que seja garantida a simetria e redução da heterogeneidade dos resíduos (SILESHI, 2014). Quando se utilizam modelos que contêm a variável dependente transformada matematicamente, é necessário recalculá-las as estatísticas de ajuste e precisão, levando em consideração a variável de interesse. Contudo, no caso de modelos matemáticos logarítmicos não é suficiente calcular o anti-log do resultado fornecido, uma vez que quando é realizada esta operação existe um erro sistemático da estimativa da variável dependente causado pela linearização do modelo

logarítmico, chamado de discrepância logarítmica (SILVA et al., 2011; OLIVEIRA, 2011). Para correção deste erro existe o Fator de Correção de Discrepância Logarítmica de Meyer (F_m), para modelos que utilizam o logaritmo natural, calculado pela Equação 4.

$$F_m = e^{0,5S_{yx}} \quad (\text{Equação 4})$$

Em que, F_m = Fator de Correção de Meyer; e = constante de Euler; e S_{yx} = erro padrão da estimativa.

Apesar de tais critérios serem comumente utilizados, na seleção de modelos também deve ser levado em consideração o emprego do princípio da parcimônia, o qual afirma que um modelo deve ser o mais simples possível (PORTET, 2020). Na estatística a parcimônia é uma compensação entre viés e variância. Poucos parâmetros resultam em vieses elevados nos estimadores de parâmetros e um modelo insuficiente que falha em identificar todos os fatores de importância. No entanto, muitos parâmetros resultam em alta variância nos estimadores de parâmetros e um modelo de ajuste excessivo que corre o risco de identificar fatores espúrios como importantes e que não podem ser generalizados, além dos dados de amostra observados (JOHNSON e OMLAND, 2004). Com isso, pode ser utilizado um método de seleção de modelos que explica a excelência do princípio de ajuste e parcimônia, o Critério de Informação de Akaike (AIC).

Akaike (1974) encontrou uma relação entre a máxima verossimilhança e divergência de Kullback-Leibler e, com base nisto, por meio dos resultados de diversos cálculos matemáticos, definiu um critério de seleção de modelo denominado Critério de Informação de Akaike (AIC), definido pela equação 5 e, por conveniência matemática escrito pela Equação 6, de acordo com Gujarati e Porter (2011).

$$AIC = e^{2k/n \frac{\sum \hat{u}_i^2}{n}} = e^{2k/n \frac{SQR}{n}} \quad (\text{Equação 5})$$

Em que, AIC = Critério de Informação de Akaike; k = número de regressores; n = número de observações.

$$\ln AIC = \left(\frac{2k}{n}\right) + \ln \left(\frac{SQR}{n}\right) \quad (\text{Equação 6})$$

Em que, $\ln AIC$ = logaritmo natural do Critério de Informação de Akaike; $2k/n$ = fator de correção.

O melhor modelo, entre os modelos analisados, é aquele com o valor mínimo de AIC (PORTET, 2020). Além disso, se apenas modelos ruins forem considerados, este critério selecionará o melhor dentre os modelos (EMILIANO, 2009).

Percebe-se que a etapa de ajuste é muito importante para a seleção de modelos matemáticos, por meio de diferentes critérios estatísticos. Contudo, apesar de alguns critérios serem considerados mais importantes que outros, isto não deve ser levado em consideração no momento da seleção de determinado (s) modelo (s), e sim o conjunto destes, para que a seleção seja adequada.

A etapa de validação, com a utilização de dados independentes, é um aspecto importante para a aplicação responsável de modelos a problemas científicos e gerenciais, e é considerada necessária para a aceitação do modelo. Tal processo ajuda a fornecer estimativas com maior eficiência e deve ser adotado em estudos relacionados (NASCIMENTO et al., 2020).

Nesta etapa, há uma diversidade de técnicas que podem ser propostas. Em muitos casos, a escolha da técnica é restrita pelos usos potenciais e requisitos de teste do modelo, o tipo de dados que o modelo gera ou a disponibilidade de dados reais. Dentre as diferentes técnicas, há quatro categorias principais: avaliação subjetiva, técnicas visuais, medidas de desvio e testes estatísticos (MAYER e BUTLER, 1993; ROBINSON e FROESE, 2004).

Na avaliação subjetiva ocorre a avaliação de vários especialistas na área de interesse, os quais são apresentados a série de dados estimados e reais e são solicitados a distinguir entre elas. Tal aplicação está sujeita a erros na interpretação e devido a sua própria natureza, também está sujeita a preconceitos pessoais (MAYER e BUTLER, 1993).

Nas técnicas visuais as metodologias mais comuns são as exibições gráficas, normalmente plotagens de dados estimados e dados observados, em relação a uma variável dependente comum (MAYER e BUTLER, 1993).

As medidas de desvio são aplicáveis quando os dados observados e estimados podem ser emparelhados de acordo com o tempo, localização, tratamento, etc., baseadas nas diferenças entre valores estimados e observados. Para dados numéricos são comumente usadas duas medidas: o erro médio absoluto (EMA) e o erro percentual absoluto médio (EP%) (SCHAEFFER, 1980), em que:

$$EMA = \frac{(\sum |y_i - \hat{y}_i|)}{n} \quad (\text{Equação 7})$$

e

$$EP\% = 100 \left[\frac{(\sum |y_i - \hat{y}_i|)}{y_i} \right] / n \quad (\text{Equação 8})$$

Em que y_i = valores observados; \hat{y}_i = valores estimados; e n = número de pares.

A utilização de testes estatísticos dependerá da disponibilidade de dados, levando em consideração o fato de se utilizar dados independentes na etapa da validação de modelos. Nas ciências agrárias, muitas vezes este fator é limitado, visto que o tamanho amostral nem sempre é suficiente, principalmente quando se trabalha com uma cultura perene ou de grande porte, como por exemplo espécies florestais.

Dentre os testes, a dispersão das distribuições pode ser testada com a estatística F. Com base no teste F, Graybill (1976) propôs uma metodologia para testar a hipótese da igualdade de um conjunto de modelos lineares. O teste estatístico, denominado teste de Graybill, para a hipótese $H_0 = \hat{a}_1 = \hat{a}_2 = \dots = \hat{a}_H$ (H equações são idênticas), é baseado na diferença entre a soma do quadrado de parâmetros do modelo completo e a soma do quadrado do parâmetro reduzido, ou seja, na redução que H_0 provoca na soma do quadrado de parâmetros do modelo completo. Com isso, a hipótese H_0 é rejeitada, se $F_{cal} > F_{tab}$. A não rejeição de H_0 permite concluir que, a um nível de significância as H equações são idênticas. Assim, a equação ajustada com a estimativa dos parâmetros comuns pode ser usada como uma estimativa das H equações envolvidas (AZEVEDO et al., 1999).

Mayer e Butler (1993) afirmam que a eficiência da modelagem (EF), uma estatística adimensional que acompanha o coeficiente de determinação, é proposta como a melhor medida geral de desempenho do modelo. É uma medida da proporção da variação explicada pela linha $y = \hat{y}$, em contraste com R^2 , que é uma medida equivalente relacionada à linha de regressão ajustada (WARD, 2015). Para ambos, o valor máximo de 1 indica um ajuste perfeito, mas a EF não tem limite inferior e pode ser calculada pela Equação 9, de acordo com (MAYER e BUTLER, 1993).

$$EF = \frac{\sum (y - \hat{y})^2}{\sum (y - \bar{y})^2} \quad (\text{Equação 9})$$

Onde y = valores observados; \hat{y} = valores estimados; e \bar{y} = média dos valores observados.

1.2.6 Método de reamostragem Jackknife

As técnicas de reamostragem, também chamadas de métodos não-paramétricos, utilizam os dados para descrever a distribuição de probabilidades dos parâmetros de um modelo, sem a necessidade de admitir o conhecimento da função densidade de probabilidade da variável básica (SANTIG, 1986), fazendo com que os dados não fiquem sujeitos aos problemas expostos anteriormente. Estas técnicas se baseiam na produção de reamostras do conjunto de observações. A cada reamostra criada são calculadas as estimativas dos parâmetros (EFRON, 1982).

A metodologia Jackknife foi proposta por Quenouille (1949), com o intuito de reduzir a tendência do estimador de correlação, com base na divisão da amostra em duas sub-amostras (PAVÃO, 2014). A técnica foi generalizada pelo mesmo autor em 1956 e, assim, aplicada a outros problemas. Em seguida Tukey (1958) utilizou a mesma técnica para obter estimativas do erro quadrado médio.

A técnica, também chamada de “*leave-one-out*” é destinada a estimar o viés, e portanto reduzi-lo, e a variância de estimadores em condições teoricamente complexas ou em que não há confiança no modelo especificado (COSTA et al., 2006). De acordo com Domingues et al. (2015), o método é baseado na estratificação das amostras e, em seguida, remoção de uma amostra (podendo ser mais) do conjunto observado, recalculando-se o estimador por meio dos valores que restaram.

De acordo com Pavão (2014), dado um estimador, ou seja:

$$\theta_n = \theta_n (X_1, X_2, \dots, X_n) \quad (\text{Equação 10})$$

Em que θ_n = estimador e X_n = amostras.

Elimina-se uma amostra (podendo ser uma porcentagem da amostra) do conjunto total observado, recalculando-se o estimador a partir dos valores restantes, ou seja,

$$X(j) = (X_1, \dots, X(j-1), X(j+1), \dots, X_n), j = 1, \dots, n. \quad (\text{Equação 11})$$

Então,

$$(X_2, X_3, \dots, X_n); (X_1, X_3, \dots, X_n); (X_1, X_2, \dots, X_{n-1}), \text{“}n \text{ vezes”} \quad (\text{Equação 12})$$

A partir das amostras Jackknife obtidas, a “Estimativa Jackknife” (\tilde{X}) é calculada pela Equação 13:

$$\tilde{X} = \frac{1}{n} \cdot \sum_{j=1}^n \tilde{X}_j \quad (\text{Equação 13})$$

Onde n = número de subamostras Jackknife.

E o desvio padrão Jackknife é definido por:

$$\tilde{\sigma} = \sqrt{\frac{\sum_{j=1}^n \tilde{X}_j^2 - \frac{1}{n} \cdot (\sum_{j=1}^n \tilde{X}_j)^2}{n \cdot (n-1)}} \quad (\text{Equação 14})$$

Em que $\tilde{\sigma}$ = desvio padrão Jackknife e n = número de subamostras Jackknife.

Para Gomes (1995), os principais objetivos do método Jackknife é a construção de estimadores com viés (e erro médio quadrado) inferior a um conjunto de estimadores iniciais; e estimação do viés, variância, erro quadrático médio e eventualmente distribuição da amostragem de estatísticas com interesse, apenas com base na manipulação dos dados observados. Além disso, diferente do método Bootstrap, o Jackknife é uma técnica de reamostragem sem reposição.

Nas ciências agrárias e florestais, dentre as aplicações da abordagem não paramétrica Jackknife, a literatura mostra que esta é muito utilizada para determinação do tamanho amostral, assim como na composição da amostra de dados para proposição de modelos estatísticos, dentre eles os que predizem parâmetros de crescimento vegetal de grande importância como biomassa florestal, características foliares, dentre outras variáveis morfométricas.

Atzberger e Maire (2015) analisando diferentes métodos de recuperação de índice de área foliar em pastagens, utilizaram procedimentos Jackknife para garantir que os dados de calibração de modelos estatísticos cobrissem toda a faixa de valores de índice de área foliar e para determinação do tamanho da amostra. Confalonieri e Acutis (2006) estudaram a variabilidade do tamanho de amostra em arroz de acordo com o estágio de desenvolvimento,

fertilização, forma de semeadura e variedade. Pilli et al. (2006) estudando a estimativa de biomassa total florestal, utilizaram o método Jackknife e propuseram o uso da alometria funcional. Miao et al. (2021) calibraram alguns modelos de previsão de crescimento de galhos e utilizaram a técnica de reamostragem Jackknife.

REFERÊNCIAS

AKAIKE, H. A new look at the statistical model identification. **IEEE Transactions on Automatic Control**, v. 19, n. 6, p. 716-723, 1974.

AMARAL, J. A. T.; AMARAL, J. F. T.; SCHMILDT, E. R.; COELHO, R. I. Métodos de análise quantitativa do crescimento de plantas. In: FERREIRA *et al.* (Eds.). **Tópicos especiais em produção vegetal I**. Alegre: CCAUFES, 2009. p. 259-276.

ANTUNES, W. C.; POMPELLI, M. F.; CARRETERO, D. M.; DAMATTA, F. M. Allometric models for non-destructive leaf area estimation in coffee (*Coffea arabica* and *Coffea canephora*). **Annals of Applied Biology**, n. 153, p. 33-40, 2008.

ARAÚJO, E. C. E.; SANTOS, E. P.; PRADO, C. H. B. A. Estimativa da área foliar da mangueira (*Mangifera indica* L.) cvs. Tommy Atkins e Haden, utilizando dimensões lineares. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 27, n. 2, p. 308-309, 2005.

AVALOS, G.; SYLVESTER, O. Allometric estimation of total leaf area in the neotropical palm *Euterpe oleracea* at La Selva, Costa Rica. **Trees**, v. 24, p. 969-974, 2010.

ATZBERGER, C.; MAIRE, G. Comparative analysis of different retrieval methods for mapping grassland leaf area index using airborne imaging spectroscopy. **International Journal of Applied Earth Observation and Geoinformation**, v. 43, p. 19-31, 2015.

AZEVEDO, C. P.; MUROYA, K.; GARCIA, L. C.; LIMA, R. M. B.; MOURA, J. B.; NEVES, E. J. M. Relação hipsométrica para quatro espécies florestais em plantio homogêneo e em diferentes idades na Amazônia Ocidental. **Boletim de Pesquisa Florestal**, n. 39, p. 5-29, 1999.

BATISTA, J. L. F. Análise de Regressão Aplicada. Departamento de Ciências Florestais, ESALQ – USP, 2004. In: São Paulo.

BENINCASA, M. M. P. Análise do crescimento de plantas. Jaboticabal: FUNEP, 1988. 42p.

BINKLEY, D.; LACLAU, J. P.; STERBA, H. Why one tree grows faster than another: Patterns of light use and light use efficiency at the scale of individual trees and stands. **Forest. Ecol. Manage.**, v. 288, p. 1-4, 2013.

BLANCO, F. F.; FOLEGATTI, M. V. Estimation of leaf area for greenhouse cucumber by linear measurements under salinity and fracting. **Scientia Agricola**, v. 62, n. 4, 305-309, 2005.

CALZAVARA, B. B. B. As possibilidades do açazeiro no estuário amazônico. **Boletim da Faculdade de Ciências Agrárias do Pará**, v. 5, p. 1-103, 1972.

CARVALHO, C. A. L.; DANTAS, A. C. V. L.; PEREIRA, F. A. C.; SOARES, A. C. F.; MELO FILHO, J. F.; OLIVEIRA, G. J. C. **Tópicos em ciências agrárias**. Cruz das Almas, BA: Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas, 2009. 296p. v. 1.

CARVALHO, J. E. U. **Frutas da Amazônia na era das novas culturas**. EMBRAPA, 2013.

CHATTEFUEE, S.; HADI, A. *Regression Analysis By Example*. 4. New York: Wiley – interscience, 2006. 375 p.

CHILD, R. 1974. *Coconuts (Cocos nucifera L.)*. 2nd. ed. London: Longman, 335 p.

CLEMENT, C. R.; MORA, U. J.; COSTA, S. S. Estimación del area foliar del pejibaye (*Bactris gasipaes* H. B. K.). **Revista de Biología Tropical**, v. 33, n. 2, p. 99-105, 1985.

CLEMENT, C. R. **Growth and genetic analysis of pejibaye (*Bactris gasipaes* Kunth, Palmae) in Hawaii**. 1995. Dissertation – University of Hawaii at Manoa, 221 p.

CONAB - Companhia Nacional de Abastecimento. **Açaí – Análise Mensal – Julho/2019**. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/info-agro/analises-do-mercado/historico-mensal-de-acai>. Acesso em: 01 Set, 2019.

CONFALONIERI, R.; ACUTIS, M. Analysis of rice sample size variability due to development stage, nitrogen fertilization, sowing technique and variety using the visual jackknife. **Field Crops Research**, v. 97, p. 135-141, 2006.

COSTA, G. G. O. **Um procedimento inferencial para análise fatorial utilizando as técnicas bootstrap e jackknife: Construção de intervalos de confiança e testes de hipóteses**. 189 f. Tese (Doutorado em Engenharia Elétrica) – Pontifícia Universidade Católica do Rio de Janeiro – PUC-RIO, Rio de Janeiro, 2006.

CUNHA, J. L. X. L.; NASCIMENTO, P. G. M. L.; MESQUITA, H. C.; SILVA, M. G. O.; DOMBROSKI, J. L. D.; SILVA, I. N. Comparação de métodos de área foliar em *Chrysobalanus icaco* L. **Agropecuária Científica no Semi-Árido**, v. 6, n. 3, p. 22 – 27, 2010.

DOMINGUES, K. M.; OLIVEIRA, F. L. P.; CRUZ, F. R. B.; BESSEGATO, L. F. Estimação de intervalos de confiança via reamostragem *Bootstrap*. In: Encontro Interestadual de Engenharia de Produção, 1., 2015, São João da Barra, **Anais [...]**, SESC: Mineiro de Grussai, 2015.

EFRON, B. *The Jackknife, The Bootstrap and Others Resampling Plans*. **Society for Industrial and Applied Mathematics**, Philadelphia, Pennsylvania, 1982.

EMILIANO, Paulo César. **Fundamentos e aplicações dos critérios de informação: Akaike e Bayesiano**. 2009. Dissertação (Mestrado em Estatística e Experimentação Agropecuária) – Universidade Federal de Lavras, Minas Gerais, 92 p.

ENGELS, G. Açaí – *Euterpe oleracea* (herb profile). **Herb Gram**, v. 86, p. 1-2, 2010.

FAVARIN, J. L.; NETO, D. D.; GARCIA, A.; VILLA NOVA, N. A.; FAVARIN, M. G. G. V. Equações para a estimativa do índice de área foliar do cafeeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.37, n.6, p.769-773, 2002.

GODOY, L. J. G.; YANAGIWARA, R. S.; VILLAS BOAS, R. L.; BACKES, C.; LIMA, C. P. Análise da imagem digital para estimativa da área foliar em plantas de laranja "Pêra". **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 29, n. 3, p. 420-424, 2007.

GOMES, M. I. Metodologias jackknife e bootstrap em Estatísticas de Extremos. **Conference: Actas da II Conferência Anual da Sociedade Portuguesa de Estatística**, p. 31-46, 1995.

GOMEZ-NAVARRO, C.; JARAMILLO, C.; HERRERA, F.; WING, S. L.; CALLEJAS, R. Palms (Arecaceae) from a Paleocene rainforest of Northern Colombia. **Am. J. Bot.**, v. 96, p. 1300-1312, 2009.

GRAYBILL, J. **Theory and application of the linear model**. Belmont: Duxbury. 1976.

GUJARATI, D. N.; PORTER, D. C. *Econometria Básica*. 5. ed. Porto Alegre: AMGH, 2011, 924 p.

HAIR, Jr., J. H.; ANDERSON, R. E.; TATHAM, R. L.; BLACK, W.C. trad. Adonai Schlup Sant'Ana e Anselmo Chaves Neto. *Análise Multivariada de Dados*. 5 ed. Porto Alegre: Bookman. 2005.

HARDON, J. J.; WILLIAMS, C. N.; WATSON, I. Leaf area and yield of the oil palm in Malaysia. **Experimental Agriculture**, v. 5, p. 25-32, 1969.

HENDERSON, A.; GALEANO, G. **Euterpe, Prestoea, and Neonicholsonia (Palmae: Euterpeinae)**. New York: New York Botanical Garden, 1996. 90p. (Flora Neotropica, 72).

HOMMA, A. K. O.; NOGUEIRA, O. L.; MENEZES, A. J. E. A.; CARVALHO, J. E. U.; NICOLI, C. M. L.; MATOS, G. B. Açaí: novos desafios e tendências. **Amazônia: Ci. & Desenv.**, v. 1, n. 2, 2006.

IBGE, Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. (2018). **Produção da Extração Vegetal e Silvicultura - Açaí**. Acessado em 30 de setembro de 2020, <https://sidra.ibge.gov.br/tabela/1613#resultado>.

JADOSKI, S. O.; LOPES, E. C.; MAGGI, M. F.; SUCHORONCZEK, A.; SAITO, L. R.; DENEGA, S. Método de determinação da área foliar da cultivar de batata Ágata a partir de dimensões lineares. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 33, p. 2545-2554, 2012.

JARDIM, M. A. G.; MACAMBIRA, M. L. G. Biologia floral do açaizeiro (*Euterpe oleracea* Martius). **Boletim Museu Paraense Emílio Goeldi**, v. 12, n. 1, p. 131-136, 1996.

JOHNSON, J. B.; OMLAND, K. S. Model selection in ecology and evolution. **Trends in Ecology & Evolution**, v. 19, p. 101, 2004.

JONES, D. L. *Palms: throughout the world*. Washington: Smithsonian Institution. 410p. 1995.

KANDIANNAN, K.; KAILASSAM, C.; CHANDARAGIRI, K.; SANKARAN, N. Allometric model for leaf area estimation in black pepper (*Piper nigrum* L.). **Journal of Agronomy and Crop Science**, v. 188, p. 138–140, 2002.

LIU, Y.; TAO, Y.; WANG, Z.; GUO, Q.; WU, F.; YANG, X.; DENG, M.; MA, J.; CHEN, G.; WEI, Y.; ZHENG, Y. Identification of QTL for flag leaf length in common wheat and their pleiotropic effects. **Molecular Breeding**, v. 38, p. 1-11, 2018.

LIZASO, J. L.; BATCHELOR, W. D.; WESTGATE, M. E. A leaf area model to simulate cultivar specific expansion and senescence of maize leaves. **Field Crops Research**, Amsterdam, v. 80, n. 1, p. 1-17, 2003.

LOPES, M. C. et al. Modelos empíricos para estimativa da área foliar da videira na casta Jaen. **Ciência e Tecnologia Vitivinicultura**, v. 19, n. 2, p. 61-75, 2004.

LORENZI, H. A.; BACHER, L.; LACERDA, M.; SARTORI, S. **Frutas brasileiras e exóticas cultivadas (de consumo in natura)**. Instituto Plantarum de estudos da flora, 2006.

LUCENA, R. R. M.; BATISTA, T. M. V.; DOMBROSKI, J. L. D.; LOPES, W. A. R.; RODRIGUES, G. S. O. Medição de área foliar de aceroleira. **Revista Caatinga**, v. 24, p. 40 - 45, 2011.

MALAGI, G.; CITADIN, I.; SCARIOT, S.; REIS, L. Método não destrutivo para determinação da área foliar da videira, cultivar BRS-Violeta. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n. 4, p. 1250-1254, 2010.

MALDANER, I. C.; HELDWEIN, A. B.; LOOSE, L. H.; LUCAS, D. D. P.; GUSE, F. I.; BORTOLUZZI, M. P. Modelos de determinação não-destrutiva da área foliar em girassol. **Ciência Rural**, v. 39, n. 5, 2009.

MARENCO, R. A.; LOPES, N. F. Fisiologia Vegetal: fotossíntese, respiração, relações hídricas e nutrição mineral. Viçosa: Artmed, 2005. 451 p.
MAYER, D. G.; BUTLER, D. G. Statistical Validation. **Ecological Modelling**, v. 68, p. 21-32, 1993.

MIAO, Z.; WIDAGDO, F. R. A.; DONG, L.; LI, F. Prediction of branch growth using quantile regression and mixed-effects models: Na example with planted *Larix olgensis* Henry trees in Northeast China. **Forest Ecology and Management**, v. 496, 2021.

MONDO, V. H. V.; CARVALHO, S. J. P.; LABONIA, V. D. S.; DOURADO NETO, D.; CICERO, S. M. Comparação de métodos para estimativa de área foliar em plantas de milho. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v. 8, n. 3, p. 233-246, 2009.

MORGADO, M. A. D.; BRUCKNER, C. H.; ROSADO, L. D. S.; ASSUNÇÃO, W.; SANTOS, C. E. M. Estimation of leaf area by non-destructive method using linear measurements of leaves of *Passiflora* species. **Revista Ceres**, v. 60, n. 5, p. 662-667, 2013.

MOTA, C. S.; LEITE, H. G.; CANO, M. A. O. Equações para estimar a área foliar de folíolos de *Acrocomia aculeata*. **Pesquisa Flortestal Brasileira**, v. 34, n. 79, p. 217-224, 2014.

MOURÃO, L. História e natureza: do açaí ao palmito. **Revista Territórios e Fronteiras**, v.3, n.2, 2010.

NASCIMENTO, R. G. M.; VANCLAY, J. K.; FIGUEIREDO FILHO, A.; MACHADO, S. A.; RUSCHEL, A. R.; HIRAMATSU, N. A.; FREITAS, L. J. M. The tree height estimated by non-power models on volumetric models provides reliable predictions of wood volume: The Amazon species height modelling issue. **Trees, Forests and People**, v. 2, 2020.

NAKAMURA, S.; NITTA, Y.; WATANABE, M.; GOTO, Y. Analysis of Leaflet Shape and Area for Improvement of Leaf Area Estimation Method for Sago Palm (*Metroxylon sagu* Rottb.). **Plant Production Science**, v. 8, n. 1, p. 27-31, 2005.

NEPOMUCENO, D. D.; ALMEIDA, J. C. C.; GALZERANO, L.; PIRES, T. Medidas lineares na estimativa da área foliar de leguminosas forrageiras tropicais. **Ciência e Tecnologia Global**, v. 6, n. 1, p. 63-71, 2013.

NOGUEIRA, O. L. **Sistema de Produção do Açaí**. In: Sistemas de Produção, v.4. Açaí. Embrapa Amazônia Oriental, 2005. ISSN 1809-4325 versão eletrônica. Disponível em:<<https://imazon.org.br/PDFimazon/Portugues/livros/BoasPraticasManejo.pdf>> Acesso em: 06 de outubro de 2020.

OLIVEIRA, M. S. P. Melhoramento genético do açaizeiro na Amazônia Oriental. 15p. 1998.

OLIVEIRA, M. S. P.; FARIAS NETO, J. T. **Cultivar BRS-Pará**: Açaizeiro para Produção de Frutos em Terra Firme. Belém, PA: Embrapa Amazônia Oriental, 2004. 3 p.

OLIVEIRA, Camila Paula. **Método da altura relativa na estimativa do volume individual para a seleção de materiais genéticos de eucalipto**. 2011. Monografia (Engenharia Florestal). Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 46p.

OLIVEIRA, L. C.; OLIVEIRA, M. S. P.; DAVIDE, L. C.; TORRES, G. A. Karyotype and genome size in *Euterpe* Mart. (Arecaceae) species. **Comparative Cytogenetics**, v.10, n.1, p. 17-25, 2016.

PALA, D.; BARBOSA, P. O.; SILVA, C. T.; SOUZA, M. O.; FREITAS, F. R.; VOLP, A. C. P.; MARANHÃO, R. C.; FREITAS, R. N. Açaí (*Euterpe oleracea* Mart.) dietary intake affects plasma lipids, apolipoproteins, cholesteryl ester transfer to high-density lipoprotein and redox metabolism: A prospective study in women. **Clinical Nutrition**, v. 37, n. 2, p. 618-623, 2018.

PAVÃO, Cesar Garcia. **Avaliação de Metodologias de Interpolação Espacial para Dados Geofísicos de Espessura Crustal do Brasil**. 2014. Tese (Doutorado em Geociências Aplicadas/Geofísica). Universidade de Brasília, Brasília – DF, 129 p.

PEKSEN, E. Non-destructive leaf area estimation model for faba bean (*Vicia faba* L.). **Scientia Horticulturae**, v. 113, p. 322–328, 2007.

PEREIRA, A. R.; VILLA NOVA, N. A.; SEDIYAMA, G. C. Evapotranspiração. Piracicaba: FEALQ, 1997. 183 p.

- PILLI, R.; ANFODILLO, T.; CARRER, M. Towards a functional and simplified allometry for estimating forest biomass. **Forest Ecology and Management**, v. 237, p. 583-593, 2006.
- POMPELLI, M. F.; ANTUNES, W. C.; FERREIRA, D. T. R. G.; CAVALCANTE, P. G. S.; WANDERLEY-FILHO, H. C. L.; ENDRES, L. Allometric models for non-destructive leaf area estimation of *Jatropha curcas*. **Biomass and Bioenergy**, v. 36, 77- 85, 2012.
- POMPELLI, M. F.; SANTOS, J. N. B.; SANTOS, M. A. Estimating leaf area of *Jatropha nana* through non-destructive allometric models. **Environmental Science**, v. 6, n. 2, p. 59-76, 2019.
- PORTET, S. A primer on model selection using the Akaike Information Criterion. **Infectious Disease Modelling**, v. 5, p. 111-128, 2020.
- QUENOUILLE, M. M. Approximate Tests of Correlation in Time Series. **J. R. Statist. Soc.**, p. 68-84, 1949.
- RAMOS, A.; BOVI, M. L. A.; FOLEGATTI, M. V.; DIOTTO, A. V. Estimativas da área foliar e da biomassa aérea da pupunheira por meio de relações alométricas. **Horticultura Brasileira**, v. 26, n. 2, p. 138-143, 2008.
- RIBEIRO, Gisele Vieira. **Morfoanatomia do fruto de açaí em função do teor de água utilizando microscopia óptica e microtomografia de raios-x**. 2010. Dissertação (Mestrado em Biotecnologia) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, São Paulo, p. 70, 2010.
- REIS, L. S.; AZEVEDO, C. A. V.; ALBUQUERQUE, A. W.; JUNIOR, J. F. S. Índice de área foliar e produtividade do tomate sob condições de ambiente protegido. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 17, n. 4, 2013.
- ROBINSON, A. P.; FROESE, R. E. Model validation using equivalence tests. **Ecological Modelling**, v. 176, n. 3-4, p. 349-358, 2004.
- ROGEZ, H. Açaí: Preparo, Composição e Melhoramento da Conservação. UFPA Belém-Pará, Brasil, 2000, 313p.
- ROSSO, V. V.; HILLEBRAND, S.; MONTILLA, E. C.; BOBBIO, F. O.; WINTERHALTER, P.; MERCADANTE, A. Z. Determination of anthocyanins from acerola (*Malpighia emarginata* DC.) and açaí (*Euterpe oleracea* Mart.) by HPLC-PDA-MS/MS. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 21, n. 4, p. 291-299, 2008.
- RUDEK, A.; GARCIA, F. A. O.; PERES, F. S. B. Avaliação da qualidade de mudas de eucalipto pela mensuração da área foliar com o uso de imagens digitais. **Enciclopédia Biosfera**, v. 9, n. 17, p. 3775-3787, 2013.
- RUFINO, M. S. M.; ALVES, R. E.; BRITO, E. S.; PÉREZ-JIMÉNEZ, J.; SAURA-CALIXTO, F.; MANCINI-FILHO, J. Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 non-traditional tropical fruits from Brazil. **Food chemistry**, v.121, n.4, p. 996-1002, 2010.
- SANTIG, C. “Bootstrapping ARMA Model: Some Simulations”. **IEEE Transactions on Systems, Man and Cybernetics**, v. 16, n. 2, 1986.

SANTOS, José Nailson Barros. **Equações alométricas para estimativa de área foliar de espécies lenhosas de floresta ombrófila de terras baixas**. 2016. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) – Universidade Federal de Pernambuco, Pernambuco, 120 p.

SANTOS, B. A.; CAMPOFIORITO, M. C. W.; PINTO, J. L. F.; PENTEADO, S. H. N. W.; FONSECA, F. L. A.; GEHRKE, F. S. Análise microbiológica de polpas de açaí comercializadas na cidade de São Paulo. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, v. 48, n. 1, p. 53-7, 2016.

SCALON, S. P. Q.; MUSSURY, R. M.; RIGONI, M. R.; SCALON FILHO, H. Crescimento inicial de mudas de *Bombacopsis glabra* (Pasq.) A. Robyns sob condição de sombreamento. **Revista Árvore**, v. 27, n. 6, p. 753-758, 2003.

SCHAEFFER, D. L. A model evaluation methodology applicable to environmental assessment models. **Ecol. Modelling**, v. 8, p. 275-295, 1980.

SCHNEIDER, P. R.; SCHNEIDER, P. S. P.; SOUZA, C. A. M. **Análise de regressão aplicada à engenharia florestal**. 2 ed. Santa Maria: FACOS - UFSM, 2009, 294 p.

SILESHI, G. W. A critical review of forest biomass estimation models, common mistakes and corrective measures. **Forest Ecology and Management**, v. 329, p. 237-254, 2014.

SILVA, I. M.; SANTANA, A. C.; REIS, M. S. Análise de retornos sociais oriundos de adoção tecnológica na cultura de açaí no estado do Pará. **Amazônia: Ci. & Desenv.**, v. 2, n. 3, 2006.

SILVA, F.; CORTE, A. P. D.; SANQUETTA, C. R. Equações de afilamento para descrever o volume total do fuste de *Pinus caribaea* var. *hondurensis* na região do Triângulo Mineiro. **Scientia Florestalis**, v. 39, n. 91, p. 367-376, 2011.

SILVA, Janilson Alves da. **Estimativa de crescimento em altura de Leucena (Leucaena leucocephala (Lam.) de Wit.) por meio do modelo ARIMA**. 2008. Dissertação (Mestrado em Biometria e Estatística) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 60 p.

SILVESTRE, W. V. D.; SILVA, P. A.; PALHETA, L. F.; OLIVEIRA NETO, C. F.; SOUZA, R. O. R. M.; FESTUCCI-BUSELLI, R. A.; PINHEIRO, H. A. Differential tolerance to water deficit in two açaí (*Euterpe oleracea* Mart.) plant materials. **Acta Physiol Plant**, v. 39, n. 4, 2017.

SIT, V. Catalogo of curves for curve fitting – Handbook 4. Victoria: Ministry of Forests, Forest Science Research Branch. **Biometrics information**, 1994. 110p.

SOUZA, M. S.; ALVES, S. S. V.; DOMBROSKI, J. L. D.; FREITAS, J. D. B.; AROUCHA, E. M. M. Comparação de métodos de mensuração de área foliar para a cultura da melancia. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 42, n. 2, p. 241-245, 2012.

SOUZA NETO, A. G. **Avaliação da área foliar de cinco espécies ocorrentes no semiárido paraibano**. 2009. 37f. Monografia (Graduação em Engenharia Florestal) - Universidade Federal de Campina Grande, Patos.

SOUSA, E. F.; ARAÚJO, M. C.; POSSE, R. P.; DETMANN, E.; SALASSIER, B.; BERBERT, A.; SANTOS, P. A. Estimating the total leaf area of the green dwarf coconut tree (*Cocos nucifera* L.). **Scientia Agricola**, v. 62, n. 6, 597-600, 2005.

SPANN, T. M.; HEEREMA, R. J. A simple method for non-destructive estimation of total shoot leaf area in treefruit crops. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 125, p. 528-533, maio 2010.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. *Fisiologia e Desenvolvimento Vegetal*. 6.ed. Porto Alegre: Artmed, 888 p., 2017.

TEIXEIRA, Isabella Lorenzini da Silva. **Potencial produtivo e econômico do açaí (*Euterpe oleracea* Mart.) no estado do Pará**. 2018. Dissertação (Mestrado em Análise e Modelagem Ambiental) – Universidade Federal de Minas Gerais, Minas Gerais, 69 p.

TONG, J. H.; JIANG, H. Y. Machine vision techniques for the evaluation of seedling quality based on leaf area. **Biosystems Engineering**, v. 115, n. 3, p. 369-379, 2013.

TUKEY, J. W. Bias and confidence in not quite large samples. **Annals of Mathematical Statistics**, v. 29, n. 614, 1958.

VANCLAY, J. K.; SKOVSGAARD, J. P. Evaluating forest growth models. **Ecological Modelling**, v. 98, n. 1, p. 1-12, 1997.

VIEIRA, A. H.; RAMALHO, A. R.; ROSA NETO, C.; CARARO, D. C.; COSTA, J. N. M.; VIEIRA JÚNIOR, J. R.; WADT, P. G. S.; SOUZA, V. F. *Cultivo do Açaizeiro (Euterpe oleracea* Martius) no Noroeste do Brasil. Porto Velho, RO: Embrapa Rondônia, 2018, 90 p.

WARD, P. J. Prediction intervals: Placing real bounds on regression-based allometric estimates of biomass. **Biometrical Journal**, v. 57, n. 4, p. 695-711, 2015.

WILLIAMS, L. III; MARTINSON, T. E. Nondestructive leaf area estimation of ‘Niagara’ and ‘DeChaunac’ grapevines. **Scientia Horticulturae**, v. 98, p. 493-498, 2003.

YAMAGUCHI, K. K. L.; PEREIRA, L. F. R.; LAMARÃO, C. V.; LIMA, E. S.; VEIGA-JUNIOR, V. F. Amazon açaí: chemistry and biological activities: a review. **Food Chem**, v. 179, p. 137-151, 2015.

2 EQUAÇÕES PARA ESTIMAR A ÁREA FOLIOLAR DE PLANTAS JOVENS DE AÇAIZEIRO (*Euterpe oleracea* Mart.)

2.1 Introdução

Planta típica e popular na Amazônia, o açaizeiro (*Euterpe oleracea* Martius) é uma palmeira encontrada com abundância na Amazônia Oriental, nas áreas de várzea e igapó do estuário do Rio Amazonas (SCHAUSS, 2016). A espécie apresenta adaptação em diferentes ambientes devido sua habilidade de alocação de recursos para a folhas e raízes (SCARIOT, 2001). Seus frutos são matéria-prima para obtenção de suco de açaí, bebida considerada símbolo do estado do Pará e possuem grande importância, nacional e internacional, devido aos benefícios à saúde oferecidos, associados à sua composição fitoquímica e a capacidade antioxidante (MENEZES et al., 2008).

A busca por ferramentas viáveis que suprem a necessidade do conhecimento acerca de espécies nativas é de extrema importância, e se torna ainda mais visível com a ausência de modelos práticos que estimem a área foliar para este grupo de plantas (SANTOS, 2016). Muitos estudos relacionam o crescimento vegetativo e a produção das culturas com a área foliar da planta, já que a superfície foliar tem grande importância para a produção de carboidratos necessários ao metabolismo vegetal (CARVALHO et al., 2009). West-Eberhard (2003) também menciona que o estudo da exibição arquitetônica da folha é fundamental para entender seu desempenho atual, principalmente no que se refere à interceptação de luz e seu impacto na capacidade fotossintética, assim como para determinação de como os limites físicos na morfologia interferem na diversificação evolutiva das espécies.

Estudos como os de Child (1974) e Hartley (1977) demonstraram que a área foliar é diretamente relacionada à produção de frutos de dendzeiro e coqueiro. Silvestre et al. (2016) observaram que um maior número de folhas em *Euterpe oleracea*, aumenta a área foliar total da planta e assim, dispõe de um melhor desenvolvimento. Em ecossistemas florestais, autores como Soares e Almeida (2001) estudaram a condutância do dossel de eucalipto, por meio da área foliar, a partir de folhas individuais, e afirmaram que a evapotranspiração do dossel pode ser utilizada para expressar a produtividade da cultura.

A medida de área foliar também pode ser considerada como uma das características mais adequadas para a avaliação da qualidade de mudas, como foi visto para aceroleira (*Malpighia emarginata* D. C.), eucalipto (*Eucalyptos grandis* W. Hill ex Maiden.), tomate (*Solanum lycopersicum* Linnaeus), pepino (*Cucumis sativus* Linnaeus) e berinjela (*Solanum*

melongena Linnaeus) (LUCENA et al., 2011; RUDEK et al., 2013; TONG e JIANG, 2013). Na espécie *Euterpe oleracea*, a determinação da área do folíolo na fase de mudas é de extrema importância, visto que há uma diversidade de variáveis fisiológicas que tem como base os folíolos. Como exemplo tem-se o estudo da atividade fotossintética por meio de equipamentos específicos, como realizado por Silvestre et al. (2017).

A área das folhas ou folíolos pode ser obtida por meio de métodos diretos ou indiretos, destrutivos ou não. Os métodos diretos de obtenção de forma destrutiva, tais como os integradores de área foliar e métodos laboratoriais são, muitas vezes inadequados, já que nem sempre são viáveis quando se pretende analisar outros fatores na planta, além de demandarem muito tempo (LOPES et al., 2004; MOTA et al., 2014). Já, de forma mais simplificada, os métodos indiretos não destrutivos se baseiam na estimativa da área foliar por meio de equações de regressão entre a área foliar e variáveis morfológicas da planta ou parâmetros dimensionais lineares das folhas, tais como o comprimento e a largura da folha (BIANCO et al., 2002).

Em palmeiras a determinação direta da área foliar dispõe de limitações logísticas significativas, visto que é necessário a colheita de todas as folhas, e elas são consideradas espécies volumosas que apresentam dificuldade na medição da área foliar (AVALOS e SYLVESTER, 2010). Portanto, modelos que predizem a área das folhas ou folíolos deste grupo de plantas são uma ótima ferramenta para otimização do trabalho em campo, e esta técnica já vem sendo aplicada em algumas espécies como coqueiro anão verde (*Cocos nucifera* Linnaeus; SOUSA et al., 2005), saguzeiro (*Metroxylon sagu* Rottb.; NAKAMURA et al., 2005), mucajá (*Acrocomia aculeata* Jack.; MOTA et al., 2014) e açazeiro (*Euterpe oleracea*; AVALOS e SYLVESTER, 2010). Contudo, quando se trata de relações entre a área de folíolos e variáveis de comprimento e largura dos folíolos, variáveis que apresentam boas correlações com a superfície foliar (MONDO et al., 2009), as informações se mostram escassas, principalmente para a espécie *Euterpe oleracea*.

Técnicas não paramétricas de reamostragem melhoram a precisão das estimativas dos coeficientes de regressão. Entre elas, destaca-se o método Jackknife por ser bastante utilizado na composição da amostra de dados para a proposição de modelos matemáticos alométricos ou morfométricos nas ciências agrárias e florestais (ANDRADE e HIGUCHI, 2009; COELHO et al., 2016; HUFF et al., 2017). Portanto, a utilização deste método na estimativa de área foliolar de açazeiro é relevante para quantificação de forma mais precisa.

Desta forma, é importante o teste de novos modelos, com a utilização de novas técnicas, que propiciam maior precisão de estimativas da área foliolar por métodos não destrutivos, bem

como a adoção de variáveis de fácil acesso que possuam relação direta com os próprios folíolos que compõem a superfície foliar de mudas de açaizeiro. Diante disso, esta pesquisa visa examinar a hipótese de que a área de um folíolo pode ser estimada, com precisão, por meio de modelos lineares e não lineares de simples e dupla entrada. Adicionalmente, o objetivo deste trabalho é propor modelos confiáveis, obtidos pelo método de reamostragem Jackknife, para a estimação da área foliolar de plantas jovens de açaizeiro (*Euterpe oleracea*) utilizando-se medidas não destrutivas de comprimento e/ou largura dos folíolos.

2.2 Material e métodos

2.2.1 Condições experimentais e material vegetal

Em julho de 2019, sementes de açaí (*Euterpe oleracea*, cultivar BRS-Pará, Fig. 1A) foram adquiridas junto a *Amazon Flora*, Benevides-PA, e semeadas em bandejas de polietileno (50 x 33 x 10 cm, comprimento x largura x altura) preenchidas com fibra de coco (Golden Mix 87, Sococo Agroindústria da Amazônia, Ananindeua, Brasil) como substrato (Fig. 1B). A irrigação foi realizada manualmente, com 500 mL de água por bandeja a cada dois dias.

Figura 1 - Produção de mudas de açaí (*Euterpe oleracea* Martius), cultivar BRS-Pará, em viveiro pertencente ao Instituto de Ciências Agrárias (ICA): A) Sementes de açaí cultivar BRS-Pará; B) - Semeadura de açaí, cultivar BRS-Pará, em bandejas de polietileno (50 x 33 x 10 cm, comprimento x largura x altura).

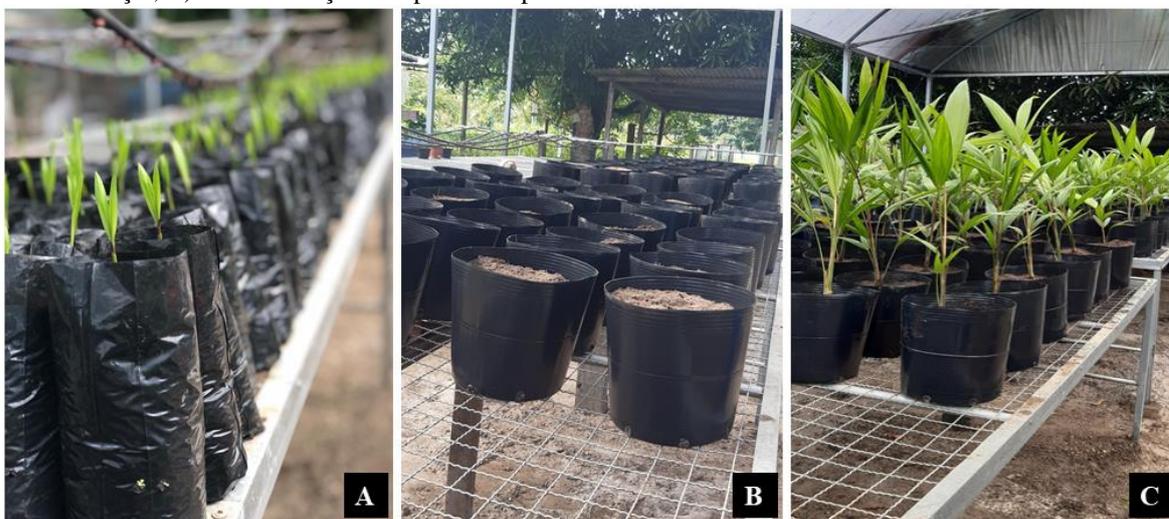


Fonte: Autoria própria.

Após a emergência, quando as plântulas apresentaram uma folha “tipo palito”, o que ocorreu 40 dias após a semeadura aproximadamente, foi realizada a repicagem das plântulas para sacos de polietileno de 17 x 22 cm (diâmetro x altura) (Fig. 2A). Os sacos foram dispostos em um viveiro coberto com filme de polietileno de 100 μ , aditivado contra radiação UV, pertencente ao Instituto de Ciências Agrárias, da Universidade Federal Rural da Amazônia, em Belém, Pará (01° 27' 29" S, 48° 26' 06" W). O clima do local de estudo é caracterizado como do tipo Afi, segundo a classificação de Köppen.

O substrato utilizado foi uma mistura de Latossolo Amarelo distrófico (camada superficial coletada entre 0-20 cm de profundidade) e composto orgânico curtido (preparado a partir de restos vegetais e esterco ovino) na proporção de 2:1 (v/v). A irrigação foi realizada diariamente, entre 08:00 e 09:00 h, com reposição de 100% de água necessária para levar o solo a capacidade de campo, sendo o volume de água de irrigação estimado pelo método gravimétrico (KLAR et al., 1966).

Figura 2 - Produção de mudas de açaí (*Euterpe oleracea* Martius), cultivar BRS-Pará, em viveiro pertencente ao Instituto de Ciências Agrárias (ICA): A) Plântulas de açaí repicadas para sacos de polietileno de 17 x 22 cm (diâmetro x altura); B) Vasos de polietileno de 11 L utilizados para o transplântio de mudas de açaí; C) Mudanças de açaí transplantadas para vasos.



Fonte: Autoria própria.

Aos oito meses de idade, plantas com padrão uniforme de morfologia de parte aérea, caracterizado por altura média de 65 cm, diâmetro do coleto em torno 4,1 cm e com seis folhas, foram transplantadas para vasos de polietileno de 11 L (Fig. 2B), preenchidos com mesmo substrato utilizado na etapa anterior (sacos). Cada vaso recebeu uma só planta, sendo preparado um total de 120 mudas (Fig. 2C).

A fertilização do solo foi realizada de acordo com análise química do substrato (Tabela 1). Então, após 15 dias do transplântio definitivo das mudas para os vasos, foram aplicados 10 g do NPK 20:20:20 + micros (Nutriplant: Indústria e Comércio S. A.). Aos 22 dias do transplântio foi realizada a fertilização com 12 g de NPK 18:18:18 (Yara Brasil S. A.) por planta e esta operação foi igualmente repetida duas vezes em intervalos de 15 dias. A irrigação foi realizada diariamente, repondo um volume de água necessário para levar o solo a 100% da capacidade de campo.

Do total de 120 mudas produzidas, foram selecionadas as 100 plantas mais uniformes com base em número de folhas e folíolos por planta para ajuste e validação dos modelos de estimativa de área foliolar. Estas apresentavam 13 meses de idade (fase em que já estariam em condições de campo, caso o objetivo fosse a produção de frutos de açaí) e um padrão morfológico de parte área caracterizado por 2 ± 1 folhas simples, $4 \pm 0,7$ folhas compostas e 49 ± 15 folíolos.

Tabela 1 – Análise química do solo utilizado no substrato com os dados de concentração de pH (potencial hidrogeniônico da solução do solo), P (fósforo), K (potássio), Ca (cálcio), Mg (magnésio), Al (alumínio), H+Al (acidez potencial), SB (soma de bases trocáveis), T(CTC) (capacidade de troca de cátions), V (saturação de bases) e M (percentagem de saturação por alumínio).

Profundidade	Ph	P	K	Ca	Mg	Al	H+Al	SB	T(CTC)	V	M
		mg dm ³	cmol _c dm ³	%	%	%	%				
0-20 cm	H ₂ O	10	0,03	0,1	0,07	1,58	6,14	0,2	6,34	3,09	88,97

2.2.2 Coleta de dados morfológicos

Os dados foram coletados em agosto de 2020. As 100 plantas selecionadas apresentavam padrão morfológico de parte aérea caracterizado de acordo com a Tabela 2.

Tabela 2 – Caracterização morfológica da parte aérea de mudas de açaizeiro (*Euterpe oleracea* Martius) de 13 meses de idade, cultivar BRS-Pará, selecionadas para a determinação da área foliolar.

Resumo estatístico			
Variáveis	Média	Mínimo	Máximo
Altura da planta (cm)	138,2	67,1	197,2
Diâmetro do coleto (cm)	6,98	5,5	8,6
Número de folhas simples	1	0	3
Número de folhas compostas	4	2	6
Número de folíolos	51	17	81

Fonte: Autoria própria.

Para a determinação das variáveis de interesse, as plantas foram levadas ao Laboratório de Análise de Sementes, da UFRA Campus Belém, presente no ICA, seguindo-se da excisão das folhas (Fig. 3A) e imersão da base da ráquis em um béquer com água a fim de evitar a perda da turgescência foliar.

Em seguida, os folíolos foram individualmente destacados (Fig. 3B) para a determinação de seu máximo comprimento (C, obtido do ápice da lâmina foliolar até a sua base, especificamente no ponto de interseção do pecíolo com a nervura central), de sua máxima largura

(L, medida na região de maior comprimento linear perpendicular à nervura central) e de sua área foliolar (Af). As medições de C e L foram realizadas por meio de uma régua graduada em mm e a Af (cm²) foi determinada por meio de um integrador de área foliar (modelo LI 3100, LI-COR Biosciences, Nebraska, EUA) (Fig. 3C).

Figura 3 - Coleta de dados das folhas de açaí (*Euterpe oleracea* Martius), cultivar BRS-Pará: A) Folha composta de açaí destacada; B) Folíolos destacados; e C) Integrador de área foliar (modelo LI 3100, Li-Cor Biosciences®, Lincoln Nebraska, Estados Unidos).



Fonte: Autoria própria.

2.2.3 Ajuste e critérios de seleção de modelos de estimativa de área foliolar

O tamanho da amostra correspondeu a um total de 403 folhas compostas e 5010 folíolos, os quais abrangeram todo o espectro de tamanho de folíolos mensuráveis (65,03 a 220,11 cm²). Cinquenta por cento das plantas utilizadas foi reservado para o ajuste dos modelos e os outros cinquenta por cento para validação dos modelos ajustados.

Para o ajuste de modelos considerou-se a área foliolar unitária (Af). Além disso, foi utilizada a técnica de reamostragem não paramétrica de Jackknife para compor a amostra e então realização do ajuste dos modelos de interesse. Foram testados modelos logarítmicos e aritméticos, de dupla e simples entrada. Tais modelos foram gerados utilizando-se as dimensões C, L e produto entre C e L (C x L), como variáveis independentes, e Af, como variável dependente, as quais foram transformadas conforme a Tabela 3.

As comparações iniciais foram baseadas em critérios estatísticos comumente utilizados, tais como o maior coeficiente de determinação ajustado (R^2_{aj}), menor erro padrão da estimativa em porcentagem ($S_{yx\%}$), menor Critério de Informação de Akaike (AIC). Além disso, para os modelos logarítmicos foi calculado o Fator de Correção de Discrepância Logarítmica de Meyer (F_m) (MEYER, 1938). Posteriormente, as análises foram baseadas em comparações gráficas de padrão de dispersão de resíduos e normalidade da distribuição do erro.

Tabela 3 – Modelos ajustados para estimar a área foliolar de açazeiro (*Euterpe oleracea* Martius), cultivar BRS-Pará.

Nº	Modelo	Modelo ajustado
I	Dupla entrada	$\ln (Af) = \ln \beta_0 + \beta_1 \ln (L) + \beta_2 \ln (C) + \varepsilon$
II	Dupla entrada	$\ln (Af) = \ln \beta_0 + \beta_1 \ln (CL) + \varepsilon$
III	Simples entrada	$\ln (Af) = \ln \beta_0 + \beta_1 \ln (C) + \varepsilon$
IV	Simples entrada	$\ln (Af) = \ln \beta_0 + \beta_1 \ln (L) + \varepsilon$
V	Simples entrada	$Af = \beta_0 + \beta_1 \ln (C) + \varepsilon$
VI	Simples entrada	$Af = \beta_0 + \beta_1 \ln (L) + \varepsilon$

Legenda: Af = área foliolar (cm²); C = comprimento máximo do folíolo (cm); L = largura máxima do folíolo (cm); CL = produto entre comprimento e largura máxima dos folíolos.; ln = logaritmo neperiano; ε = erro aleatório.

Fonte: Autoria própria.

2.2.4 Validação dos modelos ajustados

A validação dos modelos testados baseou-se nos valores estimados pelo modelo (EST) e nos valores observados (OBS). Inicialmente, para cada modelo, foi gerado um gráfico da área foliolar estimada pelo modelo (variável dependente) em função da área foliolar observada (variável independente). Em seguida, alguns critérios estatísticos foram analisados, tais como: Teste de Graybill (LEITE e OLIVEIRA, 2002), Eficiência Estimativa (EF) (WARD, 2015) e Erro Percentual Absoluto Médio (EP%).

O teste de Graybill foi realizado por meio do teste F, em que avalia simultaneamente se $\beta'=[b_0 \text{ e } b_1]$ é igual a [0,1] e, com isso, visa identificar o quão distante e inclinada a relação entre os valores OBS e EST se situa da linha de referência (1:1), o que indica o ajuste perfeito entre as duas variáveis (LEITE e OLIVEIRA, 2002). A EF mede a proporção da variação explicada pela linha $y = \hat{y}$ (WARD, 2015). O EP% é uma medida de desvio que mede o erro em porcentagem.

A escolha do melhor modelo foi feita após a comparação do comportamento dos modelos por meio dos diferentes critérios estatísticos utilizados durante as etapas dos procedimentos de ajuste e validação empregados. A análise também levou em consideração o comportamento do modelo, fora e dentro do intervalo de ajuste, sua facilidade de uso, bem como interpretação e integração dos modelos em um sistema de estimativa de área foliolar para a espécie de açazeiro na fase de mudas (*Euterpe oleracea*).

Os ajustes dos modelos de simples e de dupla entrada, e todas as estatísticas de ajuste, validação e análise gráfica, foram realizados utilizando-se o programa R (R CORE TEAM, 2016).

2.3 Resultados e discussão

2.3.1 Ajuste dos modelos

Os parâmetros estimados para os modelos testados são apresentados na Tabela 4, com os respectivos resultados de coeficiente de determinação ajustado (R^2_{aj}), erro padrão da estimativa em porcentagem ($S_{yx\%}$), Critério de Informação de Akaike (AIC) e fator de correção de Meyer (F_m).

Tabela 4 – Parâmetros estimados e estatísticas de ajuste e precisão, para todos os modelos analisados, para estimar a área foliolar de mudas açazeiro (*Euterpe oleracea* Martius), cultivar BRS-Pará com idade de 13 meses. O conjunto de dados consistiu em folíolos de 50% da amostra para a construção de modelos.

Modelo	β_0	β_1	β_2	R^2_{aj}	$S_{yx\%}$	AIC	F_m
I	0,5291	0,8364	0,7654	0,9783	15,64	106,6015	1,0147
II	0,3685	0,8165	-	0,9785	15,59	105,8378	1,0147
III	1,1930	0,8247	-	0,9075	32,32	455,1788	1,0571
IV	3,2283	0,8567	-	0,9553	22,48	220,1665	1,0278
V	-110,354	49,614	-	0,9077	32,3	454,442	-
VI	10,6148	52,9588	-	0,9526	23,13	233,1682	-

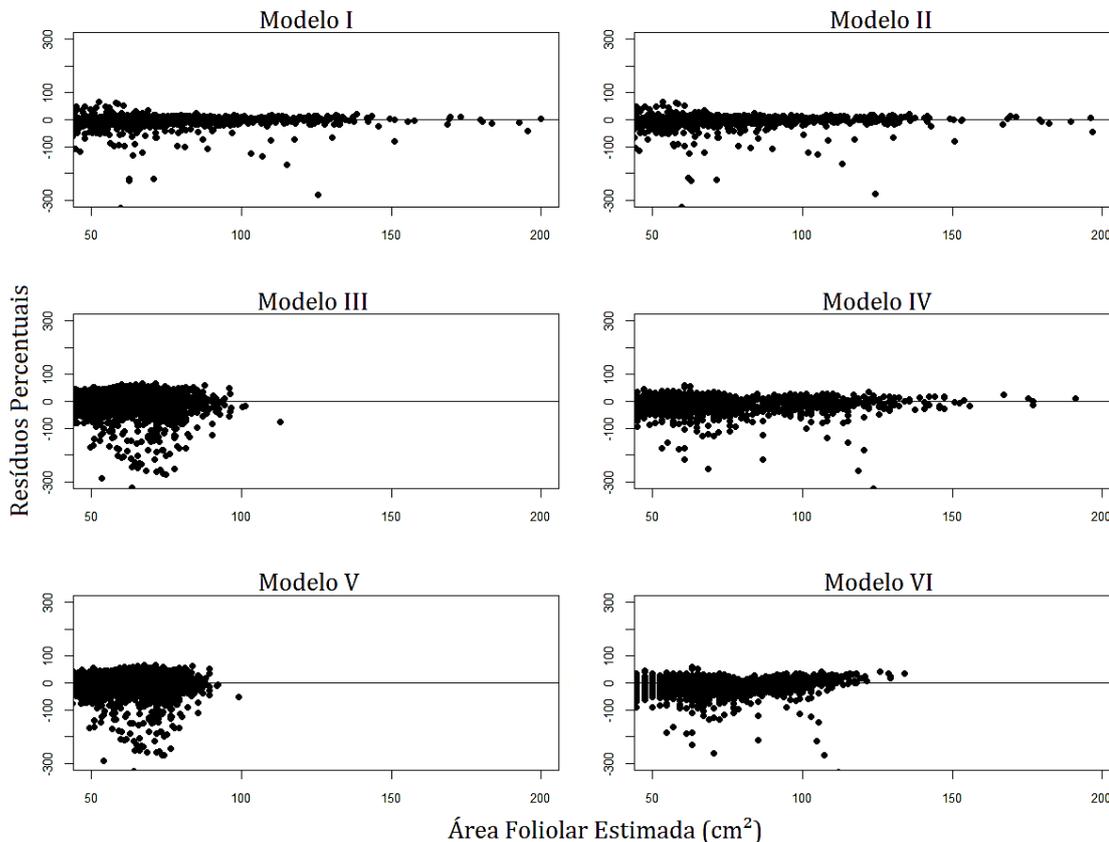
Legenda: β_0 , β_1 e β_2 – parâmetros estimados; R^2_{aj} – coeficiente de determinação ajustado, o maior valor é o melhor; $S_{yx\%}$ – erro padrão da estimativa em porcentagem, o menor valor é o melhor; AIC – Critério de Informação de Akaike, o menor valor é o melhor; F_m – fator de correção de Meyer, utilizado para corrigir a discrepância do modelo logarítmico.

Fonte: Autoria própria.

Os modelos testados mostraram que as variáveis comprimento (C), largura (L) e produto do comprimento e largura dos folíolos (CL) apresentam fortes relações com a Af, com valores de R^2_{aj} entre 0,9075 a 0,9785 (Tab. 4). Isto indica que as variáveis independentes consideradas neste estudo explicaram mais de 90% da variância da Af da espécie em estudo. Os critérios estatísticos $S_{yx\%}$ e AIC apresentaram valores entre 15,59 a 32,32% e 105,8 a 455,18, respectivamente (Tab. 4). Tais resultados corroboram com Avalos e Sylvester (2010) que mencionam que a espécie *Euterpe oleracea* apresenta alto grau de associação entre caracteres morfológicos.

Apesar de haver forte relação das variáveis estudadas com a Af, o padrão de distribuição de resíduos contra os valores previstos, para os modelos III, V e VI, não apresentou uma distribuição normal (comportamento heterocedástico) (Fig. 4). Observa-se que para estes modelos houve superestimação da Af de açazeiro, especialmente para folíolos de maiores valores em C e L, visto que o padrão de distribuição de resíduos não seguiu uma distribuição normal a medida que as variáveis de C e L se distanciavam de zero (Fig. 4). Além disso, para os modelos III, IV e V a distribuição de resíduos padronizada não apresentou uma distribuição assumida (Fig. 5).

Figura 4 - Análise dos padrões de dispersão residual percentual vs. área foliolar estimada de mudas de açazeiro (*Euterpe oleracea* Martius), cultivar BRS-Pará com idade de 13 meses. O conjunto de dados consistiu em folíolos de 50% da amostra para a construção de modelos.

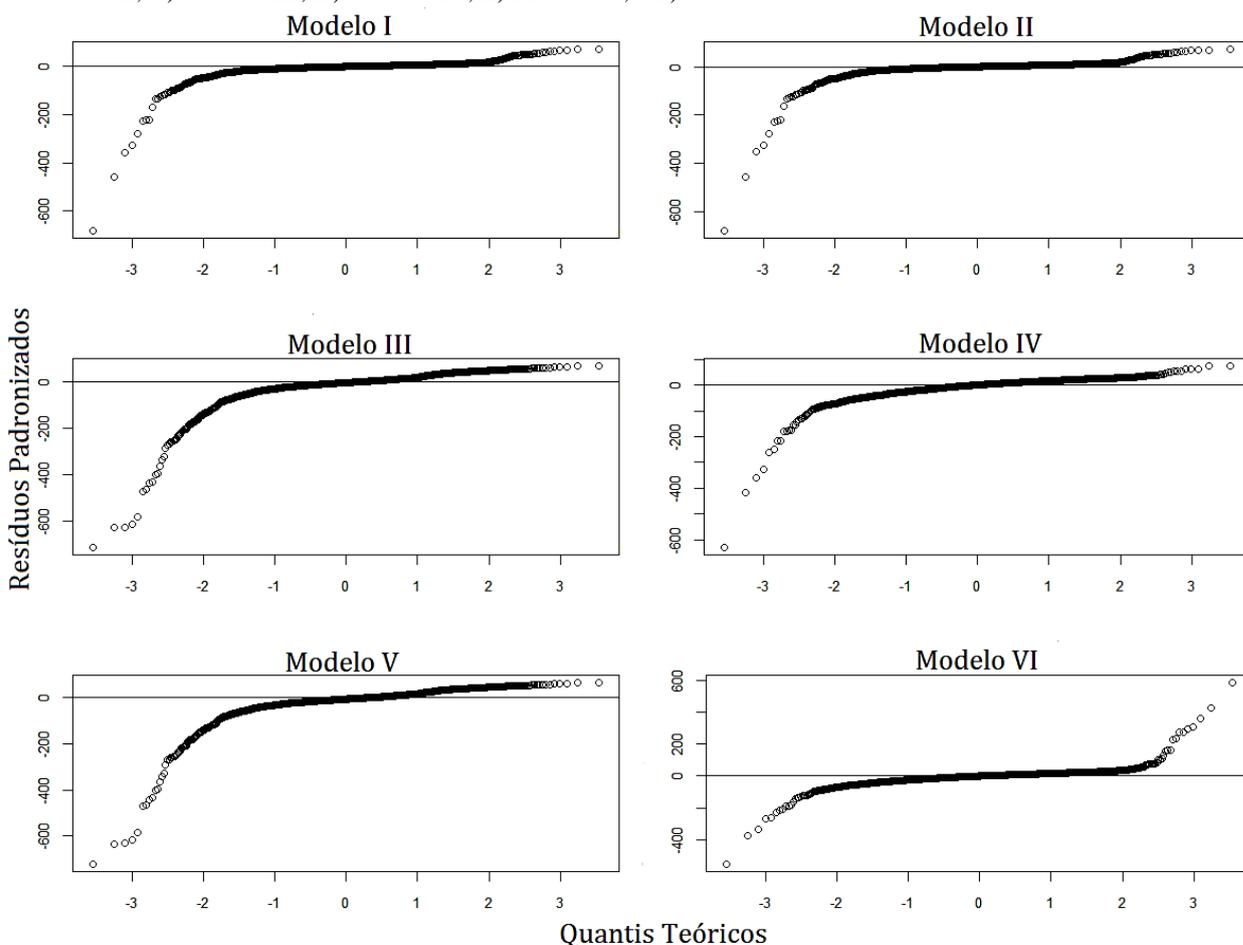


Os maiores valores de R^2_{aj} foram verificados nos modelos I e II, ambos de dupla entrada, (Tab. 4). Quando os modelos estudados incluem apenas o fator comprimento dos folíolos, o $S_{yx\%}$ tende a aumentar (Tab. 4), já para os modelos formados por C e L conjuntamente, modelos I e II, são observados os menores valores para este critério, o que indica que estas equações proporcionam, em média, menor distância entre os valores EST e OBS. A redução dos erros de estimativa, para estes modelos, foi manifestada pela diminuição da soma dos quadrados residuais, em comparação aos modelos desenvolvidos com base em fatores de dimensão única (Tab. 4), característica que indica melhor precisão dos modelos em destaque. Em relação ao critério de informação (AIC), os resultados corroboram com os demais critérios estatísticos estudados, com os modelos I e II apresentando, desta forma, os menores valores em relação aos demais (Tab. 4). Com isso, os resultados mostram que as melhores estimativas de Af de açazeiro foram obtidas por meio dos modelos I e II.

Tais modelos utilizam as variáveis de comprimento e largura dos folíolos em conjunto. O primeiro modelo, modelo linear múltiplo logarítmico, é composto das duas dimensões dos folíolos (C e L), enquanto o segundo, modelo logarítmico linearizado, utiliza o produto destas

variáveis (C x L). Portanto, para a cultura do açaizeiro, não é recomendável o uso de modelos com apenas uma variável, somente comprimento ou somente largura de folíolos para a estimação de Af, resultados esperados visto que a área dos folíolos depende destas duas variáveis.

Figura 5 – Distribuição de resíduos padronizados para ajuste de modelos de determinação de área foliar de mudas de açaizeiro (*Euterpe oleracea* Martius), cultivar BRS-Pará com idade de 13 meses. O conjunto de dados consistiu em folíolos de 50% da amostra para a construção de modelos. A) Modelo I; B) Modelo II; C) Modelo III; D) Modelo IV; E) Modelo V; e F) Modelo VI.



A utilização de modelos unidimensionais, é preferível por estes serem mais fáceis de se trabalhar, já que diminui o tempo gasto com a coleta de dados para a estimação da área foliar, aspecto importante quando é necessária a medição de muitas folhas em campo. Apesar disto, nesta pesquisa os modelos com apenas uma das variáveis estudadas (modelos III, IV, V e VI) demonstraram os piores desempenhos, mesmo apresentando, no geral, valores altos de R^2_{aj} . Os modelos baseados no fator L, modelos IV e VI, apresentaram valores superiores de R^2_{aj} em relação aos modelos III e V, ambos formados pela variável C, mas, ao serem observados os critérios $S_{yx}\%$ e AIC, têm-se altos valores (Tab. 4). Além disso, os modelos III, V e VI não

apresentaram um comportamento homocedástico na distribuição de resíduos, e quanto à distribuição de resíduos padronizados, os modelos III, IV e V também não apresentaram distribuição assumida (Fig. 4 e Fig. 5). Todos estes fatores fazem com que os mesmos não sejam indicados para a estimação de Af com segurança.

Resultados diferentes foram encontrados por Maldaner et al. (2009), que ao estudarem a estimação da área foliar de girassol, recomendaram um modelo não linear de potência que utilizava apenas a largura como variável independente. Silva et al. (2017) também demonstraram que deve ser optada apenas a dimensão largura de folhas de boldo, por meio de um modelo exponencial capaz de se ajustar ao efeito da modificação de formato das folhas ao longo do ciclo de cultivo.

O fato de os modelos com apenas uma variável apresentarem desempenhos inferiores, em relação aos demais, pode estar diretamente relacionado com a estrutura foliar do açazeiro, visto que a espécie apresenta uma variação em seus folíolos quanto ao comprimento e largura (Fig. 3A), sobretudo na fase de muda. Os folíolos mais próximos do ápice foliar apresentam maior largura e menor comprimento quando comparados aos folíolos próximos da base, fazendo com que haja esta discrepância nos dados. Com isso, tal discrepância, provavelmente foi o fator que ocasionou a dificuldade em selecionar um modelo que fosse mais fácil de ser aplicado para a estimativa de área foliolar da espécie, mais precisamente os modelos que utilizam apenas uma das dimensões. Desta forma, observa-se que, a utilização das dimensões estudadas, para predizer a área foliolar de açazeiro, ocasiona desvios significativos dos valores reais da Af, mesmo com a aplicação do método de reamostragem Jackknife, abordagem que diminui o viés do modelo, como foi verificado por Huff et al. (2017).

Para Schmildt et al. (2015) a morfologia foliar de muitas espécies pode influenciar na construção de modelos, devido a discrepância nas dimensões lineares, principalmente quando a espécie apresenta fecundação cruzada, como é o caso do açazeiro. Além disso, é comum haver diferenças nas dimensões foliares quando o tamanho da amostra é amplo (BORGHEZAN et al., 2010; QUEIROZ et al., 2013; PEREIRA et al., 2014), fato deste estudo.

2.3.2 Validação dos modelos ajustados

A Tabela 5 apresenta os resultados de teste de Graybill, Eficiência Estimativa (EF) e erro percentual absoluto médio (EP%). Pelo teste de Graybill, todos os modelos estudados apresentaram bom desempenho para a estimação da Af de açazeiro, com resultados não significativos (Tab. 5). Todos os modelos também puderam apresentar alta eficiência, com

valores acima de 0,9156 e o EP% foi de 9,7181 a 26,4213% (Tab. 5). Apesar disto, quando se observa, na Fig. 6, a linha média entre a Af estimada e observada, em comparação com a linha 1:1, fica claro que os modelos I, II e VI puderam melhor predizer a Af, em relação aos demais.

Tabela 5 – Validação dos modelos propostos para estimativa a área foliolar de mudas açazeiro (*Euterpe oleracea* Martius), cultivar BRS-Pará com idade de 13 meses. Resultados do Teste de Graybill, Eficiência Estimativa e erro percentual absoluto médio. O conjunto de dados consistiu em folíolos de 50% da amostra para a construção de modelos.

Modelo	Teste de Graybill	EF	EP%
I	139,3663 ^{ns}	0,9798	9,7181
II	100,1316 ^{ns}	0,9797	9,7343
III	196,1 ^{ns}	0,9156	26,6515
IV	560,675 ^{ns}	0,9620	17,8988
V	149,764 ^{ns}	0,9165	26,4213
VI	281,5012 ^{ns}	0,9630	18,1292

Legenda: ns = diferença não significativa a nível de 5% pelo teste F; EF = Eficiência Estimativa; EP% = erro percentual absoluto médio.

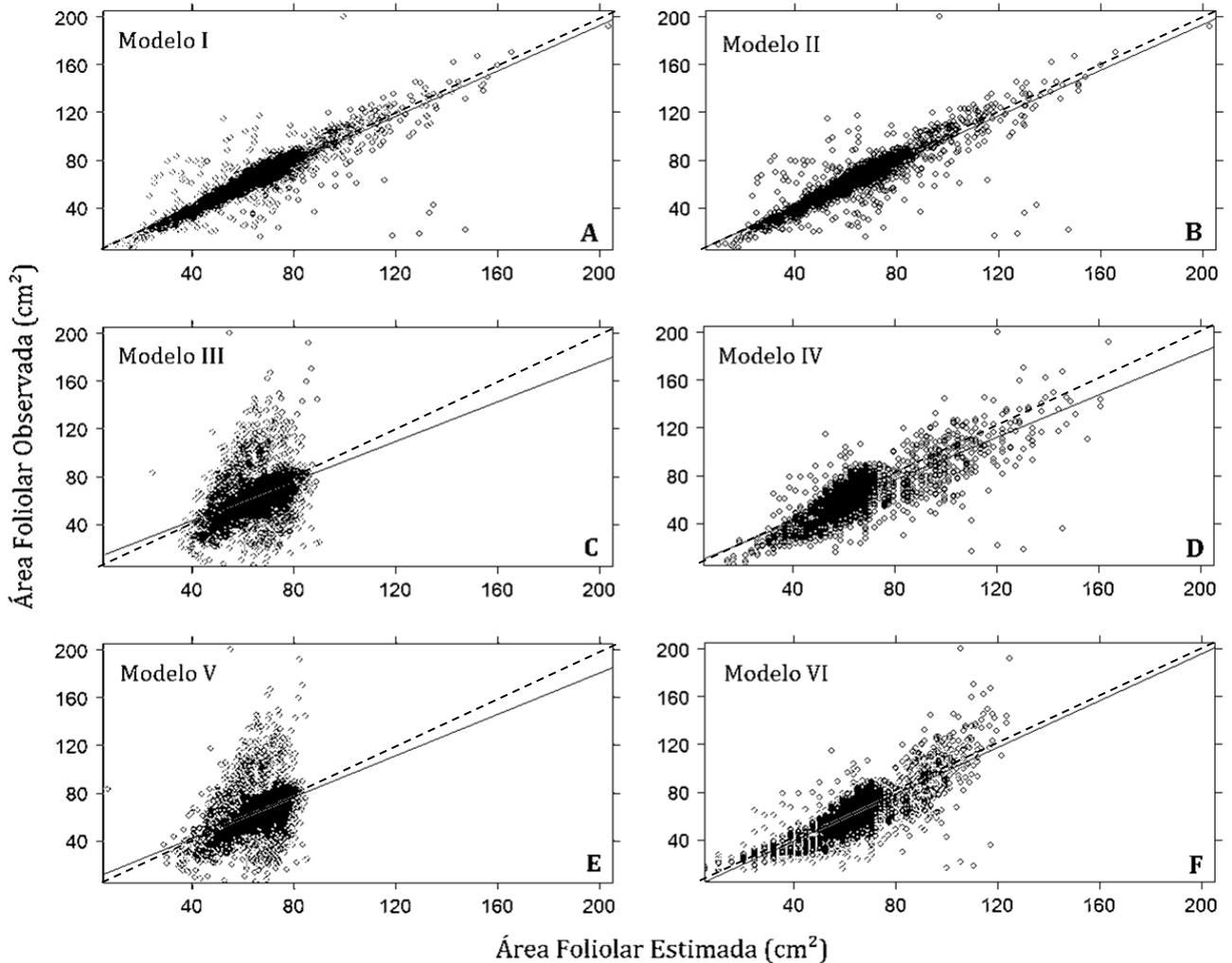
Fonte: Autoria própria.

Apesar de o modelo VI, o qual faz a relação C – Af, se mostrar apropriado para estimar Af (Fig. 6), ele não é indicado por apresentar EF inferior e EP% superior, em relação aos modelos I e II (Tab. 5). Desta forma, fica claro que as combinações de maior eficiência das estimativas dos modelos ajustados foram os modelos I e II, ambas explicaram 98% da variação de Af observada da base de dados de validação. Além de apresentarem os menores valores de EP%, resultados que corroboram com os apresentados na Fig. 6.

A eficiência do modelo está intimamente ligada ao custo de sua produção e à variabilidade dos dados que pretende descrever. Este último aspecto afeta diretamente a precisão da análise de validação (NASCIMENTO et al., 2020). Nesta pesquisa, de certa forma houve variabilidade nos dados observados, e isto fez com que ocorresse altos valores de erro percentual absoluto médio para a maioria dos modelos estudados, em especial os de dimensão única, desta forma os modelos I e II foram os que melhor se destacaram neste critério, com os menores valores em relação aos demais, sendo então os mais indicados para estimar Af (Tab. 5).

De acordo com os gráficos de dispersão, que relacionam valores OBS e EST, fica claro que os modelos III, IV e V (Fig. 6) subestimaram a área foliolar de açazeiro e, portanto, não podem ser indicados para a estimação desta variável.

Figura 6 - Relação entre os valores estimados e observados de área foliolar de mudas de açaizeiro (*Euterpe oleracea* Martius), cultivar BRS-Pará com idade de 13 meses, para a validação de todos os modelos testados. O conjunto de dados consistiu em folíolos de 50% da amostra para a construção de modelos. A) Modelo I; B) Modelo II; C) Modelo III; D) Modelo IV; E) Modelo V; e F) Modelo VI. A linha pontilhada é a 1:1.



Fonte: Autoria própria.

Levando em consideração o menor valor de AIC, critério que em último caso deve ser considerado para seleção do melhor modelo (AKAIKE, 1974; EMILIANO 2009) e também o ranqueamento entre os modelos, neste estudo foi possível observar que a melhor forma de estimar A_f é com base no produto do comprimento e largura do folíolo ($C \times L$) como variável independente (modelo II). Tais resultados corroboram com Sileshi (2014), que menciona que os modelos mais simples são aqueles que possuem menos parâmetros e preditores independentes, sem termos polinomiais. Este modelo, apesar de utilizar as duas variáveis apresenta alta eficiência. Isto indica que o mesmo pode ser utilizado como uma ferramenta auxiliar na tomada de decisões, principalmente no âmbito da pesquisa científica.

Predizer a Af de açazeiro, por meio do produto do comprimento e largura de folíolos pode estar diretamente relacionado com a morfologia destes folíolos, no que se refere à discrepância entre as duas variáveis. Assim a utilização destas em conjunto, ao invés de apenas uma pode fazer com que seja minimizada esta discrepância. Francisco et al. (2014) e Lavanhole et al. (2018), em seus trabalhos com bromélia-tanque (*Aechmea blanchetiana* Backer L. B. Sm.) e abacaxi (*Ananas comosus* Linnaeus), respectivamente, observaram resultados semelhantes aos desta pesquisa e associaram à discrepância na morfologia foliar.

É importante salientar que para a maioria das plantas, sua arquitetura reflete o efeito da seleção natural, agindo sobre a otimização da mudança de forma e função para se beneficiar de acordo com os recursos disponíveis, além disso estas medidas estão sujeitas à plasticidade morfológica em face às mudanças que ocorrem no ambiente (KING, 1990). Liu et al. (2017), ao estudarem a previsão da área foliar em espécies de folhas largas também observaram que o formato da folha pode influenciar nos erros que ocorrem no ajuste dos modelos e sugeriram que quanto mais simétrica a folha, melhor é a predição da área foliar.

Sabe-se que o uso de modelos precisos pode facilitar a obtenção da área foliar ou foliolar de forma simplificada, mesmo quando não há muitos recursos tecnológicos ou em condições limitadas (POMPELLI et al., 2012), além de permitirem o estudo de diversas variáveis, sem que haja variabilidade nos dados devido a destruição da planta causada pela coleta de folhas (análise destrutiva). No caso desta pesquisa, o modelo II poderá ser utilizado, com precisão, na fase de mudas (em viveiro).

Foi determinada a idade para a utilização do modelo com maior segurança devido o comportamento do desenvolvimento foliolar da espécie quando as plantas ainda são consideradas jovens. Mota et al. (2014), ao estudarem a palmeira macaúba (*Acrocomia aculeta*) afirmam que é mais adequado utilizar o modelo de acordo com a fase fenológica da planta, pois as dimensões dos folíolos provenientes de plantas jovens e adultas, praticamente, não se sobrepõem.

Os resultados deste estudo corroboram com os de Mota et al. (2014), que ao ajustarem modelos de regressão para estimar a área de folíolos de *Acrocomia aculeta*, selecionaram um modelo de potência composto pela combinação C x L. Macário et al. (2020), indicaram um modelo linear que relaciona o produto do comprimento e largura dos folíolos para prever a área de folíolos de *Moringa oleifera*.

Santos (2016), ao trabalharem com 14 espécies florestais verificaram que uma equação de modelo potencial, que utiliza o produto das dimensões comprimento e largura, foi a que

melhor estimou a área foliar das espécies. Nakamura et al. (2005), ao estudarem a área foliar da palmeira *M. sagu*, propuseram um modelo que utilizava como variável independente o produto entre o comprimento e a largura do folíolo. Antunes et al. (2008) e Schmidt et al. (2015), ao trabalharem com café também observaram que os melhores ajustes dos modelos testados foram quando utilizada a medida C x L. A área foliar de outras culturas perenes, dentre elas pimenta-do-reino (*Piper nigrum*; KANDIANNAN et al., 2002), videira (*Vitis labruscana*; WILLIAMS e MARTINSON, 2003), mangueira (*Mangifera indica*; LIMA et al., 2012), biribazeiro (*Rollinia deliciosa*; CABANEZ et al., 2014) e castanheira-do-Brasil (*Bertholletia excelsa* Bonpl.; BOUVIÉ et al., 2020) também foi estimada por meio de modelos que utilizaram o produto destas duas variáveis. Wang et al. (2019) afirmam que o produto de C e L é a variável mais indicada para prever a área foliar, porém estes autores citam que a qualidade dos modelos pode ser influenciada pela idade da planta e seu histórico de vida.

A maioria das pesquisas citadas acima utiliza modelos lineares para ajuste da relação entre a área foliar e C x L, conforme este estudo. Para Liu et al. (2017), um modelo linear se mostra adequado e apresenta simplicidade para descrever a área foliar com base em variáveis estruturais das folhas. Neste estudo, a melhor estimativa de área foliolar para a espécie *Euterpe oleracea*, cultivar BRS-Pará, pode ser obtida por meio da equação $\ln(A_f) = 0,3685 + 0,8165 \ln(CL)$ (1,01472) (Modelo II). O modelo selecionado, além de apresentar boa precisão, também pode estimar a área foliolar independentemente do tamanho dos folíolos, em plantas jovens da espécie. Desta forma, é uma ferramenta importante e não destrutiva para estimar o crescimento e desenvolvimento foliar de açazeiro.

2.4 Conclusão

Observou-se que a área de um folíolo de açazeiro pode ser estimada com precisão, por meio de equações que contêm as variáveis de comprimento e largura dos folíolos conjuntamente. Com isso, foi proposto o modelo II, pelo método de reamostragem Jackknife, modelo logarítmico linearizado que pode ser utilizado como uma ferramenta excelente para o estudo do desenvolvimento foliar da cultura do açazeiro (*Euterpe oleracea*), sem a necessidade de amostragem destrutiva, para plantas em fase de mudas.

2.5 Referências

AKAIKE, H. A new look at the statistical model identification. **IEEE Transactions on Automatic Control**, v. 19, n. 6, p. 716-723, 1974.

- ANDRADE, E. A.; HIGUCHI, N. Produtividade de quatro espécies arbóreas de Terra Firme da Amazônia Central. **Acta Amazônica**, v. 39, n. 1, p. 105-112, 2009.
- ANTUNES, W. C.; POMPELLI, M. F.; CARRETERO, D. M.; DAMATTA, F. M. Allometric models for non-destructive leaf area estimation in coffee (*Coffea arabica* and *Coffea canephora*). **Annals of Applied Biology**, n. 153, p. 33-40, 2008.
- AVALOS, G.; SYLVESTER, O. Allometric estimation of total leaf area in the neotropical palm *Euterpe oleracea* at La Selva, Costa Rica. **Trees**, v. 24, p. 969-974, 2010.
- BIANCO, S.; PITELLI, R. A.; CARVALHO, L. B. Estimativa da área foliar de *Cissampelos glaberrima* usando dimensões lineares do limbo foliar. **Planta Daninha**, v. 20, n. 3, p. 353-356, 2002.
- BORGHEZAN, M; GAVIOLI, O; PIT, F. A.; SILVA, A. L. S. Modelos matemáticos para a estimativa da área foliar de variedades de videira a campo (*Vitis vinifera* L.). **Ciência e Técnica Vitivinícola**, v.25, n.1, p.1-7, 2010.
- BOUVIÉ, L.; SILVA, A. C.; BORELLA, D. R.; SILVA, C. C.; PIZZATTO, M. Área do limbo foliar da castanheira-do-Brasil por medidas lineares. **Nativa**, v. 8, n. 3, p. 381-389, 2020.
- CABANEZ, P. A.; SILVA, S. F.; PEREIRA, L. R.; MONTEIRO, E. C. Estimativa da área foliar do biribazeiro através de modelos de regressão. **Revista de Ciências Agroambientais**, v. 12, n. 1, p. 51-55, 2014.
- CARVALHO, C. A. L.; DANTAS, A. C. V. L.; PEREIRA, F. A. C.; SOARES, A. C. F.; MELO FILHO, J. F.; OLIVEIRA, G. J. C. **Tópicos em ciências agrárias**. Cruz das Almas, BA: Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas, 2009. 296p. v. 1.
- CHILD, R. 1974. Coconuts (*Cocos nucifera* L.). 2nd. ed. London: Longman, 335 p.
- COELHO, G. L. N.; CARVALHO, L. M. T.; GOMIDE, L. R. Modelagem preditiva de distribuição de espécies pioneiras no Estado de Minas Gerais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, n. 3, p. 207-214, 2016.
- EMILIANO, Paulo César. **Fundamentos e aplicações dos critérios de informação: Akaike e Bayesiano**. 2009. Dissertação (Mestrado em Estatística e Experimentação Agropecuária) – Universidade Federal de Lavras, Minas Gerais, 92 p.
- FRANCISCO, J. P.; DIOTTO, A. V.; FOLEGATTI, M. V.; SILVA, L. D. B.; PIEDADE, S. M. S. Estimativa da área foliar do abacaxizeiro cv. Vitória por meio de relações alométricas. **Revista Brasileira Fruticultura**, v. 36, n. 2, p. 285-293, 2014.
- HARTLEY, C. W. S. 1977. The oil palm (*Elaeis guineensis* Jacq.), 2nd. ed. London: Logman, 806 p.
- HUFF, S.; RITCHIE, M.; TEMESGEN, H. Allometric equations for estimating aboveground biomass for common shrubs in northeastern California. **Forest Ecology and Management**, v. 398, p. 48-63, 2017.

KANDIANNAN, K.; KAILASSAM, C.; CHANDARAGIRI, K.; SANKARAN, N. Allometric model for leaf area estimation in black pepper (*Piper nigrum* L.). **Journal of Agronomy and Crop Science**, v. 188, p. 138–140, 2002.

KING, D. A. Allometry of saplings and understory trees of a Panamanian rainforest. **Funct. Ecol.**, v. 4, n. 1, p. 27–32, 1990.

KLAR, A. E.; VILLA NOVA, N. A.; MARCOS, Z. Z.; CERVellini, A. Determinação da umidade do solo pelo método das pesagens. **Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz**, v.23, p.16-30, 1966.

LAVANHOLE, D. F.; OLIVEIRA, P. S.; VITÓRIA, E. L.; AOYAMA. Estimativa de área foliar por meio de relações alométricas em *Aechmea blanchetiana* (Baker) L. B. SM sob distintas condições de luminosidade. **Ilheringia**, n. 73, v. 3, p. 363-373, 2018.

LEITE, H. G.; OLIVEIRA, F. H. T. Statistical procedure to test identity between analytical methods. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, v.33, p.7-8, 2002.

LIMA, R. T.; SOUZA, P. J. O. P.; RODRIGUES, J. C.; LIMA, M. J. A. Modelos para estimativa da área foliar da mangueira utilizando medidas lineares. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 34, n. 4, 2012.

LIU, Z.; ZHU, Y.; LI, F.; JIN, G. Non-destructively predicting leaf area, leaf mass and specific leaf area based on a linear mixed-effect model for broadleaf species. **Ecological Indicators**, v. 78, p. 340-350, 2017.

LOPES, C. M.; ANDRADE, I.; PEDROSO, V.; MARTINS, S. Modelos empíricos para estimativa da área foliar da videira na casta Jaen. **Ciência e Técnica Vitivinícola**, v. 19, n. 2, p. 61-75, 2004.

LUCENA, R. R. M.; BATISTA, T. M. V.; DOMBROSKI, J. L. D.; LOPES, W. A. R.; RODRIGUES, G. S. O. Medição de área foliar de aceroleira. **Revista Caatinga**, v. 24, p. 40 - 45, 2011.

MACÁRIO, A. P. S.; FERRAZ, R. L. S.; COSTA, P. S.; BRITO NETO, J. F.; MELO, A. S.; DANTAS NETO, J. Allometric models for estimating *Moringa oleifera* leaflets area. **Agricultural Sciences**, v. 44, n. 175, 2020.

MALDANER, I. C.; HELDWEIN, A. B.; LOOSE, L. H.; LUCAS, D. D. P.; GUSE, F. I.; BORTOLUZZI, M. P. Modelos de determinação não-destrutiva da área foliar em girassol. **Ciência Rural**, v. 39, n. 5, 2009.

MENEZES, E. M. S.; TORRES, A. T.; SRUR, A. U. S. Valor nutricional da polpa de açaí (*Euterpe oleracea* Mart.) liofilizada. **Acta Amazônica**, v.38, n.2, p. 311-316, 2008.

MEYER, H. A. The standard error of estimate of tree volume from logarithmic volume equation. **J. For.**, v. 36, 340–342, 1938.

MONDO, V. H. V.; CARVALHO, S. J. P.; LABONIA, V. D. S.; DOURADO NETO, D.; CICERO, S. M. Comparação de métodos para estimativa de área foliar em plantas de milho. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v. 8, n. 3, p. 233-246, 2009.

MOTA, C. S.; LEITE, H. G.; CANO, M. A. O. Equações para estimar a área foliar de folíolos de *Acrocomia aculeata*. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 34, n. 79, p. 217-224, 2014.

NASCIMENTO, R. G. M.; VANCLAY, J. K.; FIGUEIREDO FILHO, A.; MACHADO, S. A.; RUSCHEL, A. R.; HIRAMATSU, N. A.; FREITAS, L. J. M. The tree height estimated by non-power models on volumetric models provides reliable predictions of wood volume: The Amazon species height modelling issue. **Trees, Forests and People**, v. 2, 2020.

NAKAMURA, S.; NITTA, Y.; WATANABE, M.; GOTO, Y. Analysis of Leaflet Shape and Area for Improvement of Leaf Area Estimation Method for Sago Palm (*Metroxylon sagu* Rottb.). **Plant Production Science**, v. 8, n. 1, p. 27-31, 2005.

PEREIRA, L. R.; SILVA, S. F.; CABANEZ, P. A.; MONTEIRO, E. C.; SOUZA, J. M. Modelos alométricos para estimativa da área foliar do jameiro vermelho (*Syzygium malaccense*) pelo método não destrutivo. **Enciclopédia Biosfera**, v. 10, n. 18, p. 2239-2246, 2014.

POMPELLI, M. F.; ANTUNES, W. C.; FERREIRA, D. T. R. G.; CAVALCANTE, P. G. S.; WANDERLEY-FILHO, H. C. L.; ENDRES, L. Allometric models for non- destructive leaf area estimation of *Jatropha curcas*. **Biomass and Bioenergy**, v. 36, 77- 85, 2012.

QUEIROZ, J. E.; SILVA, G. H.; SOUZA NETO, A. G. Avaliação estatística da área foliar através de modelos de equações em duas espécies florestais. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v.8, n.1, p.146-153, 2013.

R CORE TEAM, 2016. R: A Language and Environment for Statistical Computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria [ISBN3-900051-07-0]. [http:// www.R-project.org](http://www.R-project.org)

RUDEK, A.; GARCIA, F. A. O.; PERES, F. S. B. Avaliação da qualidade de mudas de eucalipto pela mensuração da área foliar com o uso de imagens digitais. **Enciclopédia Biosfera**, v. 9, n. 17, p. 3775-3787, 2013.

SANTOS, José Nailson Barros. **Equações alométricas para estimativa de área foliar de espécies lenhosas de floresta ombrófila de terras baixas**. 2016. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) – Universidade Federal de Pernambuco, Pernambuco, 120 p.

SCARIOT, A. Weedy and secondary palm species in Central Amazonian Florest fragments. **Acta Botânica Brasílica**, v. 15, n. 2, p. 271-280, 2001.

SCHAUSS, A. G. Advances in the study of the health benefits and mechanisms of action of the pulp and seed of the Amazonian palm fruit, *Euterpe oleracea* Mart., known as “Açaí”. **Academic Press Oxford: Fruits, Vegetables, and Herbs**, p. 177-220, 2016.

SCHMILDT, E. R.; AMARAL, J. A. T; SANTOS, J. S. S.; SCHMILDT, O. Allometric model for estimating leaf area in clonal varieties of coffee (*Coffea canephora*). **Revista Ciência Agronômica**, v. 46, n. 4, p. 740-748, 2015.

SILESHI, G. W. A critical review of forest biomass estimation models, common mistakes and corrective measures. **Forest Ecology and Management**, v. 329, p. 237-254, 2014.

SILVA, S. F.; PEREIRA, L. R.; CABANEZ, P. A.; MENDONÇA, R. F.; AMARAL, J. A. T. Modelos alométricos para estimativa da área foliar de boldo pelo método não destrutivo. **Revista Agrarian**, v. 10, n. 37, p. 193-198, 2017.

SILVESTRE, W. V. D.; PINHEIRO, H. A.; SOUZA, R. O. R. M.; PALHETA, L. F. Morphological and physiological responses of açai seedlings subjected to diferente watering regimes. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 20, n. 4, p. 364-371, 2016.

SILVESTRE, W. V. D.; SILVA, P. A.; PALHETA, L. F.; OLIVEIRA NETO, C. F.; SOUZA, R. O. R. M.; FESTUCCI-BUSELLI, R. A.; PINHEIRO, H. A. Differential tolerance to water déficit in two açai (*Euterpe oleracea* Mart.) plant materials. **Acta Physiol Plant**, v. 39, n. 4, 2017.

SOARES, J. V.; ALMEIDA, A. C. Modelling the water balance and soil water fluxes in a fast growing *eucalypt* plantation in Brazil. **Journal of Hydrology**, v. 253, p. 130-147, 2001.

SOUZA, E. F.; ARAÚJO, M. C.; POSSE, R. P.; DETMANN, E.; SALASSIER, B.; BERBERT, A.; SANTOS, P. A. Estimating the total leaf area of the green dwarf coconut tree (*Cocos nucifera* L.). **Scientia Agrícola**, v. 62, n. 6, 597-600, 2005.

TONG, J. H.; JIANG, H. Y. Machine vision techniques for the evaluation of seedling quality based on leaf area. **Biosystems Engineering**, v. 115, n. 3, p. 369-379, 2013.

WANG, Y.; JIN, G.; SHI, B.; LIU, Z. Empirical models for measuring the leaf area and leaf mass across growing periods in broadleaf species with two life histories. **Ecological Indicators**, v. 102, p. 289-301, 2019.

WARD, P. J. Prediction intervals: Placing real bounds on regression-based allometric estimates of biomass. **Biometrical Journal**, v. 57, n. 4, p. 695-711, 2015.

WEST-EBERHARD, M. J. Developmental plasticity and evolution. Oxford University Press, USA, 2003.

WILLIAMS, L. III; MARTINSON, T. E. Nondestructive leaf area estimation of 'Niagara' and 'DeChaunac' grapevines. **Scientia Horticulturae**, v. 98, p. 493-498, 2003.