

# POTENCIAL ALELOPÁTICO DE EXTRATOS FOLIARES DE *Anacardium humile* (ANACARDIACEAE) SOB VARIAÇÕES DE INTENSIDADE LUMINOSA

## ***THE ALLELOPATHIC POTENTIAL OF FOLIAR EXTRACTS OF Anacardium humile (ANACARDIACEAE) LEAF EXTRACTS UNDER VARIATIONS IN LIGHT INTENSITY***

Giovanna Esperidião dos Santos Pereira, Percilia Margarete Moitinho Souza de Macêdo,<sup>3</sup>Rafael Ferreira dos Santos

Universidade de Brasília. rafaah.chanel@gmail.com

### **RESUMO**

Este estudo teve como objetivo avaliar o potencial alelopático de extratos foliares de *Anacardium humile* sob diferentes intensidades luminosas (folhas de sol e de sombra), por meio de bioensaios com coleóptilos de trigo (*Triticum aestivum*). Foram analisadas características morfológicas das folhas, concentração de pigmentos fotossintéticos e o efeito fitotóxico dos extratos em três concentrações (200, 400 e 800 ppm). Os resultados indicaram que folhas de sol apresentaram maior área, massa e concentração de pigmentos (clorofila *a*, clorofila *b* e carotenoides), enquanto folhas de sombra exibiram maior área foliar específica (AFE). Embora os bioensaios tenham revelado variações na resposta dos coleóptilos de acordo com a origem das folhas e a concentração dos extratos, não foram observados efeitos inibitórios significativos. Esses resultados sugerem que *A. humile* pode priorizar a alocação de recursos para o crescimento e desenvolvimento, em detrimento da produção de metabólitos secundários com potencial alelopático.

**PALAVRAS-CHAVE:** alelopatia, compostos aleloquímicos, fitotoxicidade, intensidade luminosa.

### **ABSTRACT**

This study aimed to evaluate the allelopathic potential of foliar extracts of *Anacardium humile* under different light intensities (sun and shade leaves), through bioassays using wheat coleoptiles (*Triticum aestivum*). Leaf morphological traits, photosynthetic pigment concentrations, and the phytotoxic effects of the extracts at three concentrations (200, 400, and 800 ppm) were analyzed. The results indicated that sun leaves exhibited greater area, biomass, and pigment concentrations (chlorophyll *a*, chlorophyll *b*, and carotenoids), while shade leaves showed a higher specific leaf area (SLA). Although the bioassays revealed variations in coleoptile responses depending on leaf origin and extract concentration, no significant inhibitory effects were observed. These findings suggest that *A. humile* may

prioritize resource allocation toward growth and development rather than the production of secondary metabolites with allelopathic potential.

**KEYWORDS:** allelopathy, allelochemical compounds, phytotoxicity, light intensity.

## INTRODUÇÃO

*Anacardium humile* (Anacardiaceae), conhecida popularmente como cajuí ou cajuzinho-do-cerrado, é uma planta nativa do Brasil, de hábito arbóreo, perene, com raízes muito longas, flores pequenas, cálice esverdeado e pétalas vermelhas com listra<sup>1</sup>. A espécie, amplamente distribuída em áreas de Cerrado, é utilizada na medicina popular por suas capacidades antiulcerogênica, antihelmíntica e antidiabética<sup>2,3,4,5</sup>. Contudo, apesar de seu uso medicinal vastamente reconhecido, ainda há uma lacuna significativa no conhecimento sobre os mecanismos bioquímicos que regem as interações da planta com o ambiente ao seu redor, especialmente no que tange ao seu potencial alelopático.

A alelopatia, definida como a liberação de compostos químicos pelas plantas que afetam o crescimento e desenvolvimento de outras espécies, tem sido identificada como um dos mecanismos naturais de competição<sup>6</sup>. Plantas com alta atividade alelopática podem influenciar positivamente ou negativamente a germinação e o crescimento de espécies vizinhas, impactando diretamente a estrutura e a dinâmica das comunidades vegetais<sup>7</sup>.

As substâncias de natureza alelopática, denominadas aleloquímicos, são originadas do metabolismo secundário das plantas<sup>8</sup> e podem ser sintetizadas em diversos órgãos, como raízes, folhas, flores e frutos, sendo comum sua maior concentração nas folhas. A liberação desses compostos no ambiente ocorre por distintos mecanismos, incluindo a volatilização, a exsudação radicular, a lixiviação e a decomposição de resíduos vegetais<sup>9</sup>.

Um fator relevante a ser considerado na produção e liberação dos aleloquímicos é o ambiente em que a planta se desenvolve, uma vez que condições externas podem influenciar diretamente a síntese e o acúmulo dessas substâncias. Entre esses fatores, destaca-se a intensidade luminosa. As plantas podem ser

categorizadas como de sol ou de sombra, conforme sua habilidade de se adaptar a variações na intensidade da luz<sup>10</sup>. Essa capacidade adaptativa está intimamente ligada ao genótipo específico de cada espécie<sup>10,11</sup>. Contudo, a configuração da copa arbórea gera microambientes distintos, o que resulta em variações nas condições de desenvolvimento das folhas<sup>12</sup>. Assim, é comum observar diferenças nas estruturas morfoanatômicas e no funcionamento fisiológico entre folhas situadas no topo e na base de uma mesma espécie<sup>13,14</sup>.

Nesse contexto, considerando que a luz pode influenciar a produção de compostos bioativos nas plantas e, consequentemente, modificar sua capacidade de interferir no desenvolvimento de outras espécies<sup>15</sup>, este trabalho teve como objetivo avaliar o potencial alelopático dos extratos foliares de *A. humile* sob variações de intensidade luminosa, comparando folhas de sol e de sombra, investigando seus efeitos sobre o crescimento de coleóptilos de trigo (*Triticum aestivum*).

## METODOLOGIA

Amostras foliares de um indivíduo de *A. humile* foram coletadas no Jardim Louise Ribeiro, situado no Instituto de Ciências Biológicas da Universidade de Brasília, Distrito Federal, Brasil. Para a análise, foram selecionadas três folhas expostas diretamente ao sol e três folhas que cresceram sob sombreamento, totalizando seis amostras. As folhas foram designadas como A, B e C para cada regime de luz. Para determinar a área foliar específica (AFE), discos foliares com um diâmetro que resulta em uma área conhecida de 4 cm<sup>2</sup> foram recortados utilizando um cortador circular. Em seguida, os discos foram pesados em uma balança analítica de alta precisão para registrar a massa individual de cada amostra. A AFE foi calculada pela divisão da massa de cada disco (em gramas) pela sua área (em cm<sup>2</sup>), possibilitando a análise da relação entre a massa foliar e a área.

Foram coletados cinco discos de cada uma das três folhas provenientes de áreas sombreadas e cinco discos das três folhas originárias de áreas expostas ao sol. Para a extração dos pigmentos fotossintéticos, os discos foram colocados em um

recipiente, ao qual foi adicionada uma pequena quantidade de bicarbonato de sódio para estabilização do pH, juntamente com 5 mL de álcool a 95%. As amostras foram maceradas por cinco minutos, visando a remoção completa dos pigmentos dos tecidos foliares. O extrato resultante foi filtrado através de um funil forrado com gaze, e posteriormente centrifugado por três minutos a 6000 rpm para a remoção de impurezas. Uma porção do filtrado foi transferida para cubetas descartáveis, que foram utilizadas para a análise espectrofotométrica.

Para a realização dos testes de fitotoxicidade, foram pesados 0,10 g de material foliar, provenientes das amostras coletadas em áreas expostas ao sol e em sombra. Esses materiais foram macerados individualmente por cinco minutos e, em seguida, suspensos em 12 mL de água destilada. Para complementar a solução, foram adicionados 0,24 g de sacarose. As soluções obtidas foram transferidas para tubos Falcon, que foram devidamente fechados e armazenados em um refrigerador por um período de três dias.

A absorbância dos extratos foi medida em espectrofotômetro nos comprimentos de onda de 470 nm (para carotenoides), 649 nm (para clorofila *a*) e 665 nm (para clorofila *b*). As definições foram feitas separadamente para folhas de sol e folhas de sombra. Foram adicionadas três gotas de Folin® para a mensuração da absorbância a 760 nm. Os valores de clorofila *a*, clorofila *b* e carotenoides foram determinados por meio das seguintes fórmulas:

$$Ca = 13,95 \times A665 - 6,88 \times A649 \text{ (\mu g/mL de extrato)}$$

$$Cb = 24,96 \times A649 - 7,32 \times A665 \text{ (\mu g/mL de extrato)}$$

$$\text{Carotenoides} = (1000 \times A470 - 2,05 \times Ca - 114,8 \times Cb) / 245 \text{ (\mu g/mL de extrato)}$$

Sementes de trigo foram germinadas em caixas Gerbox® (11 cm x 11 cm x 3,5 cm), utilizando papel de filtro Whatman de 124 mm umedecido com 15 mL de água destilada. As caixas foram devidamente vedadas com filme plástico de PVC transparente e mantidas em uma câmara de germinação a uma temperatura aproximada de 25°C por um período de 48 horas. Em tubos de ensaio, foram adicionados 2 mL do extrato preparado em três concentrações distintas: 800 ppm, 400 ppm e 200 ppm.

Para o extrato das folhas de sol, obteve-se um volume final de 8 mL, com a adição de 0,16 g de sacarose, enquanto para o extrato das folhas de sombra, o volume final foi de 8,5 mL, com 0,17 g de sacarose. Após a adição dos componentes, os extratos foram homogeneizados em um agitador vortex para garantir a completa dissolução da sacarose. O mesmo procedimento foi seguido para a preparação de uma solução controle, na qual a adição do extrato foi substituída por água destilada e sacarose.

Para a obtenção das diferentes concentrações dos extratos foliares, foram realizadas diluições sucessivas a partir da solução inicial de 800 ppm. A diluição de 400 ppm foi preparada transferindo-se 500 µL da solução de 800 ppm e adicionando-se 1,5 mL de água destilada. A diluição de 200 ppm foi obtida utilizando a solução de 400 ppm como base, na qual 500 µL foram diluídos em 1,5 mL de água destilada. Todas as soluções foram preparadas em duplicata para garantir a reproduzibilidade dos resultados.

Após o período de germinação, foram selecionados coleóptilos que apresentavam mínima curvatura. Os espécimes foram posicionados em uma guilhotina de Van der Wij, equipada com um filtro de papel previamente marcado a lápis para delimitação das áreas de corte. Para evitar a dessecação, o filtro foi mantido constantemente umedecido. Os coleóptilos foram seccionados em grupos de cinco, seguindo as marcações estabelecidas, garantindo um corte uniforme a aproximadamente 2 mm do ápice. Posteriormente, cada segmento foi padronizado com cerca de 5 mm de comprimento e transferido para uma placa de Petri contendo água destilada. Ao todo, foram obtidos 24 fragmentos, uma vez que o experimento foi conduzido em duplicata. Todo o procedimento foi realizado sob iluminação verde, que não interfere na resposta fotobiológica das plantas, simulando condições de escuro.

Os coleóptilos foram distribuídos nos tubos contendo os extratos nas três concentrações previamente estabelecidas, sendo inseridos cinco coleóptilos em cada tubo. Em seguida, os tubos foram devidamente selados e posicionados horizontalmente em um rotor motorizado, operando a uma rotação constante de 6

rpm. Para evitar a interferência da luz, os tubos foram envolvidos em papel alumínio e mantidos em incubação a uma temperatura controlada de aproximadamente 25°C por um período de 24 horas.

Após o período de incubação, o conteúdo dos tubos foi transferido para uma placa de Petri. Os coleóptilos foram cuidadosamente removidos com o auxílio de pinças, secos em papel absorvente e organizados em uma planilha numerada conforme o tratamento e a concentração correspondente. Em seguida, foram fotografados e submetidos à medição de seus comprimentos utilizando o software ImageJ®. A análise dos dados foi conduzida no Microsoft Excel®.

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

As folhas expostas à luz solar apresentaram maior área foliar e massa em comparação às folhas de sombra (Tabela 1). No entanto, a área foliar específica (AFE) foi superior nas folhas de sombra ( $57,14 \text{ cm}^2/\text{g}$ ) em relação às folhas de sol ( $40 \text{ cm}^2/\text{g}$ ). Esse resultado sugere uma estratégia adaptativa das folhas de sombra para maximizar a captação de luz, tornando-se mais finas e com maior área superficial por unidade de biomassa. Já a menor AFE das folhas de sol indica uma maior alocação de biomassa por unidade de área, possivelmente como mecanismo de proteção contra a radiação solar intensa.

Tabela 1. Relação entre área ( $\text{cm}^2$ ) e massa (g).

Condição de luz	Folha A		Folha B		Folha C	
	Área ( $\text{cm}^2$ )	Massa (g)	Área ( $\text{cm}^2$ )	Massa (g)	Área ( $\text{cm}^2$ )	Massa (g)
Sol	503,2	12,58	235,6	5,89	163,2	4,08
Sombra	342,85	6	110,28	1,93	128	2,24

Segundo Poorter e Garnier<sup>16</sup>, a área foliar específica (AFE) representa a relação entre a área foliar e a massa seca da folha. Esse parâmetro é importante do ponto de vista fisiológico, pois descreve a distribuição da biomassa foliar por unidade de área, evidenciando o equilíbrio entre a rápida produção de biomassa e a

eficiente conservação de nutrientes. Conforme observado, as folhas expostas à luz solar apresentaram maior biomassa total, enquanto as folhas de sombra mostraram valores menores para esses parâmetros, evidenciando diferentes padrões de crescimento associados à disponibilidade luminosa.

A composição de pigmentos fotossintéticos reforça essa distinção. As folhas de sol exibiram valores significativamente mais altos de absorção em todos os comprimentos de onda analisados (Tabela 2), o que indica uma maior concentração de pigmentos fotossintéticos nessas folhas nas condições de estudo.

A interação da radiação eletromagnética com uma grade de difração segue os princípios estabelecidos pela lei de Bragg<sup>17</sup>. Esse componente tem a função de dispersar a luz, direcionando comprimentos de onda distintos sobre a amostra. Com isso, é possível medir a absorbância em cada faixa do espectro, gerando um conjunto de dados que constitui o espectro de absorção.

Tabela 2. Absorbância das folhas de sol e sombra (nm).

Condição de luz	Comprimento de onda (nm)			
	470 nm	649 nm	665 nm	760 nm + Folin®
Sol	1,646	1,154	1,729	1,351
Sombra	0,641	0,587	0,607	0,650

A análise dos teores de clorofila e carotenoides (Tabela 3) confirma essa tendência: as folhas de sol apresentaram teores mais elevados de clorofila *a* (16,18 µg/mL), clorofila *b* (15,45 µg/mL) e carotenoides (4,501 µg/mL), enquanto as folhas de sombra registraram concentrações menores.

A concentração de clorofila e carotenoides nas folhas é um indicador do potencial fotossintético das plantas, pois esses pigmentos estão diretamente envolvidos na absorção e transferência de energia luminosa, influenciando o crescimento e a adaptação a diferentes ambientes. Plantas com maior teor de clorofila tendem a apresentar taxas fotossintéticas mais elevadas, uma vez que possuem maior capacidade de captar “quanta” por unidade de tempo<sup>18,19</sup>.

Tabela 3. Teores de clorofila *a*, *b* e carotenoides nas folhas de sol e sombra.

Condição de luz	Clorofila <i>a</i> µg/mL	Clorofila <i>b</i> µg/mL	Carotenoides µg/mL
Sol	16,18	15,45	4,501
Sombra	4,42	10,207	1,991

Os resultados obtidos para os teores de clorofila *a* e *b* não corroboram a hipótese de que plantas de sombra possuem maior concentração de clorofila por centro de reação, conforme descrito por Taiz e Zeiger<sup>20</sup>. Esse achado sugere que, no presente estudo, outros fatores podem ter influenciado a produção desses pigmentos.

A síntese da clorofila é condicionada por múltiplos fatores, resultando em variações na quantidade e na proporção relativa dos pigmentos de acordo com a espécie, as condições ambientais e a fase de desenvolvimento das folhas. De acordo com Lee<sup>21</sup>, estudos realizados evidenciaram que os teores de clorofila variam significativamente entre as espécies, assim como entre genótipos de uma mesma espécie, reforçando a complexidade dos mecanismos que regulam a produção desses compostos.

Por outro lado, as folhas expostas a alta radiação luminosa apresentaram maiores teores de carotenoides, o que está de acordo com as observações de Taiz e Zeiger<sup>20</sup>. Esses pigmentos desempenham um papel fundamental na proteção das plantas contra os danos causados pelo excesso de luz, auxiliando na dissipação do excesso de energia luminosa e minimizando os efeitos do estresse oxidativo<sup>20</sup>.

No bioensaio, os extratos foliares das plantas de sol e sombra não promoveram efeitos significativos na inibição do crescimento dos coleóptilos, uma vez que todas as duplicatas apresentaram comprimentos semelhantes aos do grupo controle (Tabela 4).

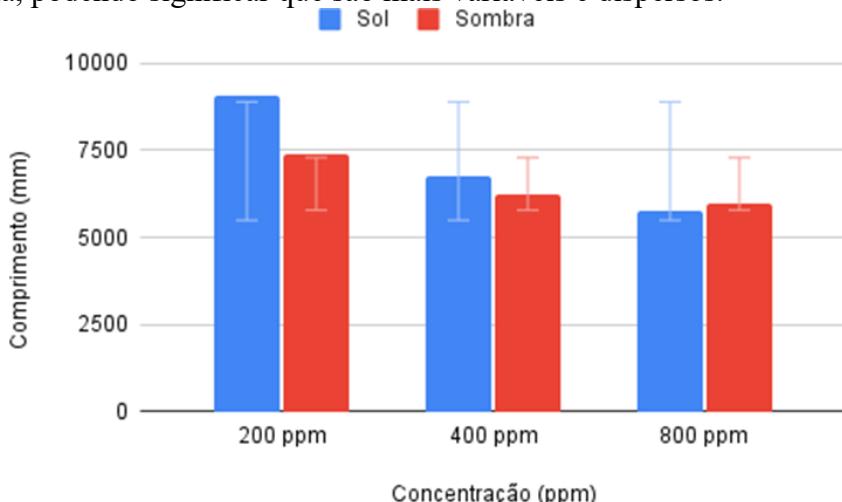
Tabela 4. Comparação do comprimento dos coleóptilos submetidos a diferentes concentrações dos extratos foliares de sol e sombra, incluindo os valores do grupo controle, composto apenas por água destilada e sacarose.

Extrato	Concentração (ppm)	R1*	R2*	R3*	R4*	R5*
Controle 1	-	8448	8073	7662	7845	8637
Controle 2	-	7484	7430	5517	4827	2202
Folhas de sol	800 ppm	7664,0	8122,00	3826,00	5119,00	4033,00
	400 ppm	9363,00	8545,00	3850,00	5952,00	6087,00
	200 ppm	11160	12590,00	6921,00	7425,00	7240,00
Folhas de sombra	800 ppm	11062,00	6921,00	8514,00	3428,00	0
	400 ppm	5592,00	4847,00	5952,00	7758,00	7012,00
	200 ppm	10105,00	5172,00	11934,00	7664,00	2126,00

Legenda: \*R1 a R5 se referem aos cinco coleóptilos utilizados em cada tubo e nomeados aqui como réplicas.

O maior crescimento registrado foi de 12.590,00 mm na réplica 2, sob a concentração de 200 ppm em folhas de sol. Caso houvesse sido observado um efeito inibitório no crescimento, esse resultado poderia indicar um maior desempenho dos coleóptilos em concentrações mais baixas do extrato. Por outro lado, na réplica 5, sob a concentração de 800 ppm em folhas de sol, não foi registrado crescimento, sugerindo uma possível variação nos efeitos do extrato em diferentes concentrações.

Figura 2. Comparativo do comprimento entre os coleóptilos nas diferentes concentrações de extrato. O desvio padrão alto indica que estes dados estão longe da média, podendo significar que são mais variáveis e dispersos.



Os resultados indicam que tanto as folhas de sombra quanto as folhas de sol de *A. humile* não apresentaram efeitos fitotóxicos, exibindo um crescimento semelhante ao do controle. Esse achado sugere que a espécie pode priorizar a alocação de recursos para o crescimento e desenvolvimento em vez de investir na produção de metabólitos secundários com atividade alelopática. Como ambos os processos demandam um alto custo energético, *A. humile* pode adotar uma estratégia adaptativa que favorece seu crescimento em detrimento da síntese de compostos aleloquímicos.

Essa hipótese é corroborada pelo estudo de Pereira *et al.*<sup>22</sup>, que avaliou o efeito do extrato de *Serjania lethalis*, uma liana comum em savanas e matas brasileiras. Nesse estudo, todas as concentrações do extrato inibiram significativamente o crescimento dos coleóptilos de trigo, efeito atribuído à presença de saponinas nas folhas da espécie. Esses compostos possuem propriedades surfactantes que desestabilizam a parede celular dos coleóptilos, aumentando sua toxicidade. Diferentemente de *S. lethalis*, cujos extractos demonstraram forte ação fitotóxica, *A. humile* não apresentou esse efeito, reforçando a ideia de que sua estratégia metabólica pode estar mais voltada para o crescimento do que para a produção de substâncias alelopáticas.

A investigação dos efeitos alelopáticos de espécies nativas do Cerrado é essencial para compreender melhor suas interações ecológicas e desenvolver estratégias voltadas à conservação da biodiversidade. Além disso, tais estudos podem fornecer subsídios para o uso biotecnológico de compostos naturais com potencial aplicação no manejo de espécies invasoras e na formulação de bioherbicidas.

## CONCLUSÕES

Os resultados indicam diferenças morfológicas e fisiológicas entre folhas de sol e de sombra, refletindo estratégias adaptativas à disponibilidade luminosa. As folhas de sol apresentaram menor área foliar específica (AFE) e maior alocação de

biomassa, possivelmente como proteção contra radiação intensa, enquanto as folhas de sombra exibiram maior AFE, favorecendo a captação de luz. A composição de pigmentos reforça essa adaptação, com maiores teores de clorofila e carotenoides nas folhas de sol, embora os teores de clorofila nas folhas sombreadas não tenham confirmado a expectativa de maior acúmulo desse pigmento por centro de reação.

Os ensaios de bioatividade com extratos foliares não evidenciaram efeitos inibitórios significativos sobre o crescimento dos coleóptilos, sugerindo que *A. humile* pode priorizar a alocação de recursos para crescimento e desenvolvimento, em detrimento da produção de metabólitos secundários com potencial alelopático. Esse achado reforça a complexidade das estratégias adaptativas de plantas nativas do Cerrado e destaca a importância de investigações futuras sobre os mecanismos envolvidos na regulação da síntese de metabólitos secundários em diferentes condições ambientais.

Estudos complementares sobre a fisiologia e ecologia de *A. humile* podem contribuir para um melhor entendimento das interações dessa espécie com seu ambiente, além de fornecer subsídios para sua conservação e possíveis aplicações biotecnológicas.

## REFERÊNCIAS

1. Flora e Funga do Brasil. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>>.
2. Luiz-Ferreira A, Cola-Miranda M, Barbastefano V, Hiruma-Lima CA, Vilegas W, Brito ARMS. Should *Anacardium humile* St. Hil be used as an antiulcer agent? A scientific approach to the traditional knowledge. Fitoterapia. 2008; 79(3): 207-209. <https://doi.org/10.1016/j.fitote.2007.11.006>.
3. Luiz-Ferreira A, Cola-Miranda M, Barbastefano V, Hiruma-Lima CA, Santos LC, Vilegas W, Brito ARMS. Antiulcerogenic activity of the aqueous fraction of *Anacardium humile* St. Hil (Anacardiaceae). Journal of Medicinal Plant Research. 2012; 6(40): 5337-5343. <http://dx.doi.org/10.5897/JMPR12.145>.

4. Nery PS, Nogueira FA, Martins ER, Duarte ER. Effects of *Anacardium humile* leaf extracts on the development of gastrointestinal nematode larvae of sheep. *Veterinary Parasitology*. 2010; 171(3): 361-364. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.03.043>.
5. Urzêda MA, Marcussi S, Pereira LLS, França SC, Pereira AMS, Pereira PS, Silva SL, Guimarães CLS, Calderon LA, Stábeli RG, Soares AM, Couto LB. Evaluation of the Hypoglycemic Properties of *Anacardium humile* Aqueous Extract. Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine. 2013. <https://doi.org/10.1155/2013/191080>.
6. Rice EL. *Allelopathy*. San Diego, Academic Press, 1984.
7. Fujii Y, Parvez SS, Parvez MM, Ohmae Y, Iida O. Screening of 239 medicinal plant species for allelopathic activity using the sandwich method. *Weed Biology and Management*. 2003; 3(4): 233-241. <https://doi.org/10.1046/j.1444-6162.2003.00111.x>.
8. Brito ICA, Santos DR. Alelopatia de espécies arbóreas da Caatinga na germinação e vigor de sementes de Feijão Macacar. *Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável*. 2012; 7(1): 129-140.
9. Borella J, Tur CM, Pastorini LH. Alelopatia de extratos aquosos de *Duranta repens* sobre a germinação e o crescimento inicial de *Lactuca sativa* e *Lycopersicum esculentum*. *Biotemas*. 2010; 23(2): 13-22. <https://doi.org/10.5007/2175-7925.2010v23n2p13>.
10. Boardmann NK. Comparative photosynthesis of sun and shade plants. *Annual Review of Plant Physiology*. 1977; 28: 355-377.
11. Rijkers T, Pons TL, Bongers F. The effect of tree height and light availability on photosynthetic leaf traits of four neotropical species differing in shade tolerance. *Ecological Society*. 2000; 14: 77-86. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2435.2000.00395.x>.
12. Holbrook NM, Lund CP. Photosynthesis in forest canopies. In: Lowman MD, Nadkarni NM (eds.). *Forest Canopies*, Academic Press, California, 1995.
13. Dale JE. How do leaves grow? *BioScience*. 1992; 42(6): 423-432. <https://doi.org/10.2307/1311861>.
14. Raven PH, Evert RF, Eichhorn SE. *Biología Vegetal*. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, 2001.

15. Atroch EMAC, Soares AM, Alvarenga AA, Castro EM. Crescimento, teor de clorofilas, distribuição de biomassa e características anatômicas de plantas jovens de *Bauhinia forficata* Link submetidas à diferentes condições de sombreamento. Ciência e Agrotecnologia. 2001; 25(4): 853-862.
16. Poorter H, Garnier E. Ecological significance of inherent variation in relative growth rate. Handbook of Functional Plant Ecology. New York, 1999.
17. Karplus M, Porter RN. Atoms and Molecules – An Introduction for Students of Physical Chemistry. The Benjamin, London, 1970.
18. Porra RJ, Thompson WA, Kriedemann PE. Determination of accurate extinction coefficients and simultaneous equations for assaying chlorophylls a and b extracted with four different solvents: verification of the concentration of chlorophyll standards by atomic absorption spectroscopy. Biochimica et Biophysica Acta (BBA) – Bioenergetics. 1989; 975(3): 384-394. [https://doi.org/10.1016/S0005-2728\(89\)80347-0](https://doi.org/10.1016/S0005-2728(89)80347-0).
19. Chapelle EW, Kim MS, McMurtrey III JE. Ratio analysis of reflectance spectra (RARS): An algorithm for the remote estimation of the concentration of chlorophyll A, chlorophyll B and carotenoids in soybean leaves. Remote Sensing of Environment. 1992; 39(3): 239-247. [https://doi.org/10.1016/0034-4257\(92\)90089-3](https://doi.org/10.1016/0034-4257(92)90089-3).
20. Taiz L, Zeiger E. Fisiologia Vegetal. Artmed, Porto Alegre, 2004.
21. Lee DW. Simulating forest shade to study the developmental ecology of tropical plants: juvenile growth in three vines in India. Journal of Tropical Ecology. 1988; 4(3): 281-292. <https://doi.org/10.1017/S0266467400002844>.
22. Pereira V, Canedo EM, Rodrigues Filho E, Santos AC, Grisi PU, Imatomi M, Anese S, Habermann E, Gualtieri SC. Potencial fitotóxico de folhas, raízes e caules de *Serjania lethalis* A. St.-Hil. Iheringia, Série Botânica. 2016; 71(1): 93-98.