****

**Respuesta ecofisiológica diaria y estacional de *Ficus benjamina* (L.) (Moraceae) a la luz y sombra**

Celia Robles-Murguíaa, M.P. Soto-Acevesa, S.G. De León-Santosa, A. Garrido-Sandovala, N.A. García-Navarroa, A.M. González-Lópeza

aCentro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, [celrobles@gmail.com](mailto:celrobles@gmail.com), [soto5070@gmail.com](mailto:soto5070@gmail.com), [silvia.gabriela@gmail.com](mailto:Silvia.gabriela@gmail.com), [ame.garrido@hotmail.com](mailto:ame.garrido@hotmail.com), [nanyb.ogn@hotmail.com](mailto:nanyb.ogn@hotmail.com), [angelagl\_92@hotmail.com](mailto:angelagl_92@hotmail.com)

**Resumen**

Se realizó un estudio ecofisiológico en la especie arbórea *Ficus benjamina* (L.), originaria de regiones tropicales y subtropicales del sur de Asia12, la cual se encuentra ampliamente distribuida en las áreas verdes de la Zona Metropolitana de Guadalajara3.El objetivo de la presente investigación es identificar las variables fisiológicas y estructurales que son significativas en la adaptación de *F. benjamina* en condiciones de luz y sombra, así como entre las estaciones secas (invierno y primavera). Las variables que resultaron significativamente diferentes, en la comparación entre estaciones, fueron el grosor de la cutícula, mesófilo, parénquima empalizada, parénquima esponjoso, el contenido relativo de agua y contenido de biomasa. En cambio, en la comparación entre hojas expuestas a la luz y hojas de sombra fueron grosor de parénquima esponjoso, densidad de estomas y tasa de fotosíntesis. De esta manera se puede concluir que la alta plasticidad fenotípica de esta especie se explica en su mayoría por cambios anatómicos progresivos los cuales fueron identificados con los datos obtenidos en la comparación entre estaciones; en cuanto a la comparación entre la condición de sol y sombra se observan cambios más rápidos orientados directamente a hacer eficiente metabolismo.

**Introducción**

*Ficus benjamina* es una especie arbórea ampliamente distribuida en las áreas verdes de la Zona Metropolitana de Guadalajara12. Es originaria de las regiones tropicales y subtropicales del sur de Asia3 y se cultiva como planta ornamental para decorar espacios interiores. La mayoría de los estudios sobre intercambio de gases en *F. benjamina* se han realizado en condiciones de baja irradiación11,12,14 y son escasos los estudios sobre las condiciones de campo en las que las plantas se exponen durante el día a fluctuaciones en la temperatura, irradiación, humedad relativa, precipitación pluvial y CO2 atmosférico14. Estudios preliminares han revelado que esta especie presenta una amplia plasticidad fisiológica a luz, por lo que es capaz de crecer en ambientes con baja y alta irradiación9,12. La plasticidad fenotípica foliar a la irradiación alta es considerada como una adaptación modificativa que se expresa en un mayor grosor de la hoja y contenido de biomasa, a diferencia de las hojas que crecen con baja irradiación, que desarrollan mesófilo con menor grosor y contenido de biomasa10. El objetivo de este trabajo es identificar las variables fisiológicas y estructurales que son significativas en la adaptación de *F. benjamina* en condiciones de luz y sombra, así como entre las estaciones secas (invierno y primavera).

**Metodología**

Este estudio se efectuó del 10 de enero a julio de 2013 en el jardín principal del Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias de la Universidad de Guadalajara, ubicado en Zapopan, Jalisco, a 20 ° 4’ LN, 103° 30’ LO y 1420 m de altitud. Seis árboles de 10 años de edad de *F. benjamina* fueron elegidos para realizar este estudio. Las tasas instantáneas de asimilación de CO2 se registraron cada 2 h en seis hojas maduras creciendo en luz y en seis de sombra, con un sistema portátil para medir fotosíntesis (LI-COR LI-6400®; Lincoln, NE, USA). Se registró el contenido de clorofila y el contenido relativo de agua, en 10 hojas. La clorofila de las hojas fue extraída con acetona fría (80 %, v:v). El homogeneizado se centrifugó con una centrífuga (Allegra 64 R®, Beckman Coulter, California, USA), a -4 °C a 12 000 g por 4 min. El sobrenadante se colectó en un tubo de ensayo frío. Al precipitado se le agregó 8 mL de acetona y se centrifugó. En una alícuota obtenida de la mezcla de los sobrenadantes se midió la absorbencia a 645 y 663 nm en un espectrofotómetro Lambda Bio 10® (Perkin Elmer, Norwalk, CT, USA), para determinar el contenido de clorofila (μg cm-2)3. El contenido relativo de agua (CRA) se determinó en cinco secciones de hoja (1 cm2 de diámetro) obtenidas de hojas maduras colectadas entre las 9:00 y 10:00 h, y colocadas por 4 h en agua destilada hasta saturación. Se determinó la masa fresca de éstas antes y después de saturación. Posteriormente las muestras se secaron en estufa a 80 °C por 72 h, hasta peso constante. El CRA se calculó con la fórmula1:

CRA = (masa fresca – masa seca)/(masa saturada – masa seca) X 1001

Hojas de árboles de *F. benjamina* creciendo en luz plena y en la sombra fueron colectadas para registrar diferencias plásticas anatómicas en respuesta a la variación en irradiación. Las mediciones realizadas fueron: densidad de estomas por área (mm-2), grosor de la cutícula, mesófilo y de los parénquimas de empalizada y esponjoso. Para la comparación de los tratamientos luz y sombra se aplicaron las pruebas t de Student y F de Fisher (α= 0.05); la comparación entre los tratamientos enero-febrero, marzo-abril y mayo, se realizó con un análisis de varianza (ANOVA) mediante el paquete Minitab 15®. Los promedios fueron separados con la prueba de Tukey.

**Resultados y discusión**

En la primera fecha de medición (enero) las hojas expuestas a luz plena mostraron mayor grosor de parénquima de empalizada y esponjoso, así como una mayor densidad estomática y tasa fotosintética neta (PN) sin embargo, no se observaron diferencias significativas en el grosor de la cutícula, mesófilo y CRA (Tabla 1). En los meses de marzo y abril solo se observaron diferencias significativas en las variables de grosor de cutícula, mesófilo, parénquima esponjoso, PN (Tabla 1) y contenido de clorofila, siendo todas estas mayores en condiciones de luz, exceptuando el contenido de clorofila, que fue mayor en hojas expuestas a la sombra (25 µg cm-2) a diferencia de las expuestas a la luz (15 µg cm-2). No se observaron diferencias significativas en el grosor de parénquima empalizada, CRA y en la densidad estomática. En el mes de mayo únicamente se observaron diferencias significativas en el grosor de cutícula y parénquima esponjoso siendo éstas mayores en condiciones de luz. Los resultados obtenidos en cuanto a contenido de clorofila concuerdan con los estudios de Dias *et al*.4 en donde el contenido de clorofila a y b fue mayor en hojas expuestas a la sombra, esto puede deberse a que en intensidades elevadas de irradiación las moléculas de clorofila están más expuestas a procesos fotoxidativos7. Labunskaya8 menciona que el mesófilo de las hojas puede alterarse en función de las condiciones de iluminación, presentando un mayor grosor en hojas expuestas a la luz, lo cual concuerda con los resultados obtenidos en marzo y abril. Regularmente las hojas que crecen bajo luz intensa presentan mayores tasas fotosintéticas1,4 y una mayor densidad estomática. Dias *et al*.4 menciona que la elevada tasa fotosintética que se genera en las hojas expuestas a intensas cantidades de luz está asociada a importantes adaptaciones morfológicas, especialmente al engrosamiento de la cutícula, el cual se observó en los datos obtenidos en los meses de marzo, abril y mayo, y de parénquima de empalizada. No se observaron diferencias significativas en el contenido de biomasa y el contenido relativo de agua. En la comparación de las tres estaciones se observó que las hojas expuestas a la luz y las expuestas a la sombra mostraron un menor grosor de cutícula en los meses de marzo y abril (3.5 µm y 2.5 µm, respectivamente), sin embargo, el grosor del mesófilo fue mayor en hojas expuestas a la luz (247.8 µm) en los meses de enero y febrero, también se observó que el grosor de parénquima empalizada fue mayor, tanto en hojas con luz como en sombra, en el mes de mayo (97.2 µm y 88.1 µm, respectivamente), mientras que parénquima esponjosa presentó un mayor grosor en los meses de enero y febrero (132.2 µm en luz y 95.1 µm en sombra). El CRA fue más alto en hojas expuestas a la luz en los meses de marzo y abril (81 %), Sinclair y Ludlow13 mencionan que el CRA es un determinante principal de la actividad metabólica y de la sobrevivencia foliar.

Tabla 1. Mediciones anatómicas y fisiológicas, realizadas, por condición: luz (L) y sombra (S); y por meses (enero-febrero, marzo-abril y mayo). La comparación de medias aritméticas y varianzas de los tratamientos luz y sombra se realizó mediante las prueba t de Student y F de Fisher, con un intervalo de confianza del 95 % (α=0.05). La comparación de las varianzas entre los meses se realizó mediante un ANOVA (α=0.05).

|  |  |  |  |
| --- | --- | --- | --- |
| Condición | Meses | | |
| enero-febrero marzo-abril mayo |  | |
| L S L S L S |  |  |
| 4.2AaZ  244.2Aa  132.2Aa  6.63Aa  89Aa  123Aa  Grosor de cutícula (µm)  Grosor de mesófilo (µm)  Grosor de parénquima esponjoso (µm)  Grosor de parénquima esponjoso (µm)  Densidad estomática (estomas mm-2)  PN (µmol m-2 S-1)  CRA (%)  Biomasa (g)  Variables  87.7Aa  228Aa | 3.6Ab  198Ab  93.6Ab  4.56Aa  88Ab  60Ab  4.5Aa  181.2Aa  95.1Ba  84.3Ab  242Aa  66.9Ba  198Ba  1.41Ba  87Aa  113Aa | 3.9Ac  198.9Ac  80.1Ac  2.35Aa  86Ac  110Ac  2.3Bb  165.5Ba  69.1Bb  1.89Ba  88Aa  87Ab  100.2Ac  220Aa  77.1Ab  216Aa | 2.5Bc  174.3Aa  68.7Bc  0.35Ba  84Aa  78Ac  88.1Ac  224Aa |

ZLetras mayúsculas diferentes entre los tratamientos luz y sombra dentro de un mismo mes indican diferencias significativas. Letras minúsculas diferentes entre tratamientos de diferentes meses indican diferencias significativas.

**Conclusión**

De esta manera se puede concluir que la alta plasticidad fenotípica de esta especie se explica en su mayoría por cambios anatómicos progresivos los cuales fueron identificados con los datos obtenidos en la comparación entre estaciones; en cuanto a la comparación entre los ambientes expuesto al sol y en sombra se trata de cambios más rápidos directamente orientados a ajustar el metabolismo.

**Bibliografía**

1. Abrams, D.M. 1994. Genotypic and phenotypic variation as stress adaptations in temperate tree species: a review of several case studies, Tree Physiology 14, 833-842 pp.
2. Bruinsma, I. 1961. A comment on the spectrophotometric determination of chlorophyll. Biochim. Biophys. Acta. 52: 576-578 pp.
3. Chávez, A. 2006. Descripción y comportamiento microclimático de especies arbóreas del Área Metropolitana de Guadalajara. Universidad de Guadalajara. México. 97 pp.
4. Dias, J., J. A. Pimenta, M. Medri-Maria., R. Torres-Boeger and C. Toledo de -Freitas. 2007. Physiological Aspects of Sun and Shade Leaves of *Lithraea* *molleoides* (Vell.) Engl. (Anacardiaceae). Brazilian Archives of Biology and Technology. 50 (1): 91-99 pp.
5. Givinish, T. 1988. Adaptation to sun and shade: a whole plant perspective. Plant Physiology. 15: 63-69 pp.
6. Kozlowski, T., P. Kramer y S, Pallardy. 1991. The physiological ecology of woody plants. San Diego, Academic Press. 657 pp.
7. Labunskaya, E.; Zhigalova, T. y Choob, V. 2007. Leaf Anatomy of the Mosaic *Ficus benjamina* cv. Starlight and Interaction of Source and Sink Chimera Components. Russian Journal of Developmental Biology. 38(6): 471-480 pp.
8. Lance C. J. y Guy, C. L. 1992. Changes in pigment levels, Rubisco and respiratory enzyme activity of *Ficus benjamina* during acclimation to low irradiance. Physiologia Plantarum. 86(4): 630–638 pp.
9. Larcher, W. 2003. Physiological Plant Ecology. Springer, New York. 513 pp.
10. Ottosen, C, O. 1990. Growth versus net photosynthesis in clones of Ficus benjamina. Hortscience. 25: 956-957 pp.
11. Scuderi, D., Giuffrida, F., Toscano, S. y Romano, D. 2012. Growth, Physiological Response, and Quality Characteristics of Weeping Fig in Response to Shading Levels and Climatic Conditions. HortSciencie. 47(11): 1586–1592 pp.
12. Sinclair, T.R. y Ludlow, M.M. 1985. Who taught plants thermodynamics? The unfulfilled potential of plant water potential. Aust. J. Plant Physiol. 33: 213-217 pp.
13. Zotz, G., and K. Winter. 1996. Diel patterns of CO2 exchange of rainforest canopy plants. In: Mulkey, S.S., R. L. Chazdom and A. P. Smith (eds). Tropical Forest Ecophysiology. Chapman and Hill, New-York: 89-113 pp.