

ANATOMÍA DE LOS ÓRGANOS VEGETATIVOS DE *Arachis pintoi* KRAPOV. & W.C. GREG. (FABACEAE)

Damelis Jáuregui¹ y María Zerpa-Zerpa²

¹Instituto de Botánica Agrícola, Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela. ²Facultad de Agronomía, Universidad de Oriente. jaureguid@gmail.com

COMPENDIO

Arachis pintoi Krapov. & W.C. Greg. es una de las especies forrajeras más promisorias para las regiones tropicales y subtropicales de América, constituyendo una opción para mejorar los sistemas ganaderos, ya que es una fuente de proteína para los animales; asimismo, se emplea como cobertura en la recuperación de suelos degradados, en cultivos perennes y como planta ornamental. El objetivo de este trabajo fue describir anatómicamente los órganos vegetativos con el fin de aportar información biológica de la especie, la cual puede ser útil para su manejo en cultivo. El material vegetal se recolectó en jardines de la ciudad de Maturín, estado Monagas, se fijó en FAA (formaldehído, ácido acético y etanol 70%), hasta su procesamiento mediante técnicas convencionales de microtecnia vegetal, para su estudio con microscopio óptico. Los resultados revelan la presencia de anillos de crecimiento en raíces y tallos en crecimiento secundario; abundante reserva de agua y almidón en raíces, tallos y hojas, que le confieren a las plantas una reserva hídrica y energética que puede ser usada ante condiciones desfavorables de desarrollo. Asimismo, en la hoja son evidentes algunos rasgos propios de heliófitas.

PALABRAS CLAVE

Arachis pintoi, estructura anatómica, Fabaceae, maní forrajero.

ANATOMY OF THE VEGETATIVE ORGANS OF *Arachis pintoii* KRAPOV. & W.C. GREG. (FABACEAE)

ABSTRACT

Arachis pintoii Krapov. & W.C. Greg. is one of the most promising forage species for the tropical and subtropical regions of the Americas, becoming an option to improve livestock systems, since it is a protein source for animals, to recover degraded soils, is used as ornamental groundcover, and to cover soil in perennial crops. The objective of this investigation was to describe anatomically the vegetative organs in order to provide biological information of the species, which can be useful for its management in cultivation. The vegetal material was collected in gardens of the city of Maturin, Monagas State, it was fixed in FAA (formaldehyde, acetic acid and ethanol 70%), until its processing by conventional techniques for its study with an optical microscope. The results revealed the presence of growth rings in roots and stems in secondary growth; abundant reserve of water and starch in roots, stems and leaves, which gives the plants water and energy reserves that can be used under adverse developmental conditions. Likewise, the leaf has heliophyte features.

KEY WORDS

Arachis pintoii, anatomical structure, Fabaceae, fodder peanut.

INTRODUCCIÓN

El género *Arachis* L., pertenece a Fabaceae (Judd *et al.* 2009), la tercera familia más grande de las angiospermas, la cual incluye alrededor de 730 géneros y 19.400 especies. Se encuentra ubicado en la subfamilia Papilionoideae, en la tribu Dalbergieae, subtribu Stylosanthinae (Lewis *et al.* 2005). *Arachis* es uno de los géneros más grandes de las Papilionoideae herbáceas, con 80 especies descritas oficialmente, las cuales se distribuyen en nueve secciones taxonómicas: *Arachis* Krapov. & W.C. Greg., *Caulorrhizae* Krapov. & W.C. Greg., *Erectoides* Krapov. & W.C. Greg., *Extranervosae* Krapov. & W.C. Greg., *Heteranthae* Krapov. & W.C. Greg., *Procumbentes* Krapov. & W.C. Greg., *Rhizomatosae* Krapov. & W.C. Greg., *Trirectoides* Krapov. & W.C. Greg. y *Triseminatae* Krapov. & W.C. Greg. (Valls y Simpson 2005, Moretzsohn *et al.* 2013).

Entre las especies forrajeras más utilizadas de *Arachis*, se encuentra *Arachis pintoi* Krapov. & W.C. Greg. (maní forrajero), la cual es una planta perenne, estolonífera, con una raíz principal fuerte, hojas alternas formadas por cuatro folíolos y con una alta producción de semillas, la cual ha sido ubicada en la sección *Caulorrhizae*. Es originaria de Bahía (Brasil), y se ha distribuido a muchas regiones del Neotrópico (Krapovickas y Gregory 1994). Es una buena fijadora de nitrógeno, se adapta bien a suelos ácidos de mediana fertilidad, con alto contenido de hierro y aluminio y pobres en fósforo y calcio (Argel y Pizarro 1992). Estas características la han convertido en una de las leguminosas forrajeras más promisorias para las regiones tropicales y subtropicales de América, siendo una opción para mejorar los sistemas ganaderos, en la recuperación de suelos degradados y como fuente importante de proteína metabolizable para los animales de altos requerimientos nutricionales (Bastiani y Pizarro 2005, Rojas-Bourrillon 2007). Además, es una especie que resiste el pastoreo por la presencia de estolones y se asocia bien con gramíneas de crecimiento agresivo (Dávila *et al.* 2004). Se utiliza como cobertura ornamental del suelo y en cultivos perennes de *Coffea arabica* L., *Musa* spp., *Citrus* spp. y *Elueis guinensis* L. en el trópico húmedo (Seijo y Laiva 2004).

A. pintoi ha sido descrita morfológicamente (Krapovickas y Gregory 1994, Carvalho da Costa 2012); no obstante, la estructura anatómica de sus órganos vegetativos no se conoce. Considerando la utilidad que representa este conocimiento para el manejo del cultivo y para la comprensión de su adaptabilidad ecológica, este trabajo tuvo como objetivo caracterizar anatómicamente sus raíces, tallos y hojas.

MATERIALES Y METODOS

El material vegetal fue recolectado de al menos cuatro individuos de *A. pintoi* que se encontraban creciendo como ornamental en jardines de la ciudad de Maturín, bajo exposición directa a la radiación solar. Dicha ciudad se encuentra ubicada a 63,5 msnm, el clima de la zona es seco tropical, con una precipitación anual promedio 1.219,6 mm, concentrada entre mayo y diciembre, y una temperatura promedio anual de 25,9°C (Gil *et al.* 2012).

Para muestrear las raíces, se excavaron los sistemas radicales y se muestrearon segmentos de aproximadamente 3-4 cm, unos, ubicados a 2-3 cm del cuello y otros, ubicados a 2 cm del ápice; dichos segmentos se lavaron con agua de chorro. En el caso del tallo, se tomaron trozos del segundo y sexto entrenudo, contados desde el ápice hacia abajo en tallos ortótropos y plagiótropos. Se seleccionaron hojas plenamente expuestas, tomando de cada una, un segmento de la porción

media del segundo folíolo y del pecíolo. Todas estas porciones se fijaron en FAA (formaldehído, ácido acético y etanol 70%), hasta su procesamiento. Se realizaron secciones transversales y longitudinales (tangenciales y radiales) en el caso de tallos y raíces y solo transversales en las hojas; dichas secciones se hicieron a mano alzada y se tiñeron con azul astra-safranina (9:1) (Kraus y Arduin 1997), se montaron en agua glicerina (1:1) y se sellaron con esmalte transparente para uñas, preparando así láminas semipermanentes (Purvis *et al.* 1966).

También se realizaron macerados parciales de trozos de la lámina foliar, a fin de separar las dos epidermis, para ello se sometió el material a la acción de hipoclorito de sodio comercial (5,25%) y a temperaturas de aproximadamente 60°C, por una hora; los trozos de epidermis obtenidos, se lavaron exhaustivamente con agua destilada, se limpiaron con un pincel, se tiñeron y montaron de forma semejante a lo señalado antes (Sandoval 2005).

Adicionalmente, para estudiar la composición citológica del xilema secundario de tallos y raíces, se realizó un macerado sumergiendo porciones pequeñas de dichos órganos en la solución de Jeffrey (Johansen 1940), las cuales fueron colocadas en la estufa (60°C) por una hora, trascurrido ese tiempo se lavaron con abundante agua destilada, para eliminar el resto de los reactivos, se tiñeron con safranina acuosa (1%) y se dejaron en el colorante más agua hasta el momento de preparar láminas temporales para su observación.

Se hicieron pruebas histoquímicas para detectar almidón, lignina, mucílago y taninos, para ello se siguieron los protocolos descritos por Johansen (1940). Las láminas se observaron en un microscopio óptico Globe y se fotografiaron con una cámara digital Evolution LC, acoplada a un microscopio óptico Nikon E200.

RESULTADOS

CARACTERIZACIÓN ANATÓMICA

Raíz

En la zona de muestreo, a dos centímetros del ápice, ya la raíz presentaba crecimiento secundario; pero se evidenció que era tetraarca (Figs. 1A y 1C). En esta zona, externamente, se distingue la peridermis, formada por hasta ocho estratos de súber de células rectangulares, por el felógeno y por tres a cuatro capas de felodermis, en las cuales hay gran cantidad de gránulos de almidón (Figs. 1A y 1B). Luego se distingue el floema secundario. Inmediatamente después es visible el cambium vascular, el cual produce gran cantidad de células hacia el xilema, pero con una organización muy característica, ya que los poros

xilemáticos parecen agruparse en cuatro zonas definidas de la sección, dichos grupos están separados por abundante parénquima y células esclerenquimáticas escasas (Fig. 1A). En el centro son evidentes células parenquimáticas.

En la sección próxima al cuello, se observó que el número de capas de la peridermis se mantiene relativamente constante o aumenta ligeramente (Fig. 1D). Luego de la peridermis es evidente el sistema vascular formado por un anillo estrecho de floema secundario, el cambium vascular y el xilema secundario. En el floema secundario llama la atención la forma de cuña invertida que adoptan las células del radio y la presencia de fibras intercaladas. Mientras que en el xilema secundario es evidente el amplio desarrollo de parénquima (Fig. 1E). Los poros son múltiples radiales (Fig. 1E). Parénquima paratraqueal difuso, en ocasiones aliforme, y apotraqueal difuso (Figs. 1F y 1G). Bandas marginales delgadas continuas definen anillos de crecimiento, se observaron hasta tres anillos de anchura variable (Fig. 1E). Radios 1(-4) células de ancho, éstas de paredes pectocelulósicas, dichos radios son producidos a diferentes niveles en la sección transversal (Figs. 1E y 1F). Hay alto contenido amiláceo en las células parenquimáticas de este órgano.

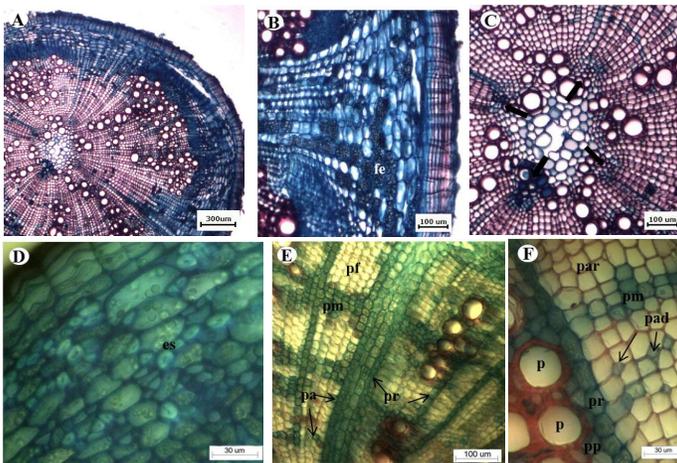


Fig. 1. Anatomía de la raíz de *Arachis pintoi*. A-C. Secciones transversales a 2 cm del ápice. A. Vista general. B. Detalle de la región externa, nótese súber y granos de almidón en felodermis y parénquima radial. C. Detalle de la zona central, nótese arcas xilemáticas indicadas con flechas. D-F. Secciones transversales en zona cercana al cuello. D. Región externa, nótese almidón en felodermis y esclerénquima. E. Región xilemática con abundante parénquima axial. F. Detalle mostrando parénquima apotraqueal difuso y marginal. es: esclerénquima.

fe: felodermis, s: súber, p: poro, pa: parénquima apotraqueal, pad: parénquima apotraqueal difuso, pm: parénquima marginal, pp: parénquima paratraqueal, pr: parénquima radial.

Tallo

En la zona de muestreo más cercana al ápice, se observó estructura intermedia (Fig. 2A), donde a pesar de conservar tejidos primarios, el cambium vascular se diferenció e inició su actividad meristemática. En sección transversal, se observó epidermis uniestratificada con células de paredes externas, incluida la cutícula, convexas y ligeramente engrosadas (Figs. 2A-2C); en ella son evidentes tricomas tectores multicelulares uniseriados con dos células cortas basales y una apical larga (Fig. 2D) de punta aguda; la cutícula es ornamentada. La región cortical está constituida por dos a tres capas de colénquima lagunar discontinuo (Figs. 2A-2C), le siguen ocho a 11 capas de clorénquima, con células relativamente uniformes en cuanto a tamaño y forma se refiere (Figs. 2A y 2B); en esta región son evidentes gránulos de almidón y estructuras secretoras de compuestos fenólicos. Hacia el interior, próximos a los haces vasculares son evidentes casquetes esclerenquimáticos, cuyas células están poco lignificadas (Fig. 2B). El sistema vascular se organiza en una eustela, con haces vasculares colaterales abiertos, los cuales se encuentran formando un anillo, debido a la actividad del cambium vascular, el cual en la zona interfascicular ha producido células principalmente hacia el interior, diferenciándose mayormente en células parenquimáticas; mientras que en la zona fascicular ha formado células conductoras xilemáticas y floemáticas (Figs. 2A, 2B y 2E). La región central está ocupada por células parenquimáticas, unas con abundante contenido amilífero y otras, con contenido oscuro, que dan respuesta positiva ante la prueba de taninos (Figs. 2A y 2E); las centrales colapsan, generando un tallo fistuloso (Fig. 2A).

Los entrenudos inferiores del tallo poseen crecimiento vascular secundario, pero mantienen la corteza primaria y el tejido protector. En el sistema vascular secundario, se evidencian casquetes de esclerenquima sobre el floema secundario y cristales prismáticos en las células parenquimáticas ubicadas en la periferia del casquete (Fig. 2H). La zona cambial separa el floema secundario del xilema secundario, el cual está formado por vasos de porosidad difusa, frecuentemente solitarios, en ocasiones múltiples radiales cortos (Figs. 2F y 2G). Platinas de perforación simple. Punteaduras areoladas. Fibras no septadas cortas con tendencia a la estratificación, de paredes delgadas (Fig. 2H) y fibras gelatinosas aisladas o en grupos pequeños (Fig. 2K). Parénquima paratraqueal escaso, vasicéntrico delgado y aliforme de ala corta, así como apotraqueal difuso presente (Fig. 2G). Bandas marginales delgadas, delimitan anillos de

crecimiento (Fig. 2F). Parénquima predominantemente fusiforme combinado con algunas series de 2 ó 3 células (Figs. 2H y 2J). Radios uniseriados, con algunos biseriados (Fig. 2H), homocelulares de células cuadradas o erectas (Fig. 2I). Cristales prismáticos formando series parenquimáticas cristalíferas (Fig. 2L). Contenido abundante de almidón en células parenquimáticas.

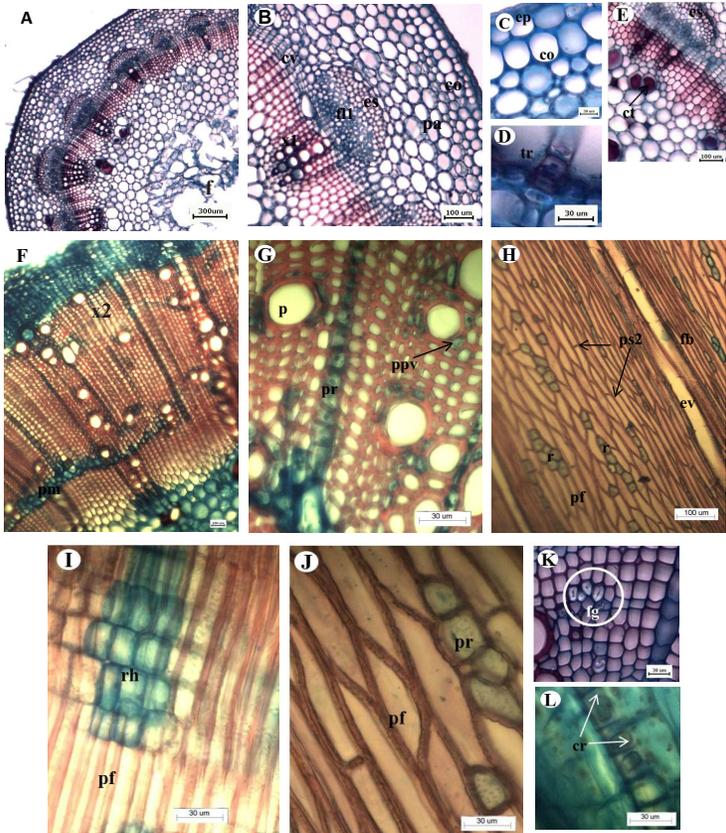


Fig. 2. Anatomía del tallo de *Arachis pintoi*. A-G, K. Secciones transversales. H-J, L. Secciones longitudinales. A. Vista general del tallo en estructura intermedia, nótese eustela y ruptura de la médula. B. Detalle de la anterior. C. Detalle de los tejidos externos. D. Detalle de base de un tricoma tector. E. Detalle de un haz vascular con casquete esclerenquimático externamente y células secretoras de taninos hacia el interior. F. Crecimiento secundario a nivel del tejido vascular, nótese anillos de crecimiento. G. Detalle de la anterior, poros solitarios. H. Parénquima fusiforme combinado con series de

dos células, radios 1(-2) células de ancho, elementos vasculares con placa de perforación simple y fibras. I. Radio homocelular. J. Detalle células parénquima fusiforme. K. Fibras gelatinosas aisladas y en grupo. L. Cristales formando serie. co: colénquima, cr: cristales, cv: cambium vascular, ct: células taníferas, ep: epidermis, es: esclerénquima, ev: elemento vascular, f: fistula, fb: fibras, fg: fibras gelatinosas, fl1: floema primario, pa: parénquima clorofiliano y reservante, pf: parénquima fusiforme, pm: parénquima marginal, pr: parénquima radial, ppv: parénquima paratraqueal vasicéntrico, ps2: serie de dos células, r: radio, rh: radio homocelular, x1: xilema primario, x2: xilema secundario.

Hoja

La lámina foliar del folíolo está revestida adaxial y abaxialmente por una epidermis uniestratificada, cuyas células en vista paradérmica tienen paredes anticlinales rectas, ocasionalmente levemente onduladas, delgadas (Figs. 3A y 3B); mientras que en sección transversal, la pared celular externa más cutícula es convexa y relativamente gruesa en las dos epidermis (Figs. 3D-3F). La hoja es anfiestomática con estomas paracíticos (Figs. 3A y 3B), ubicados al mismo nivel que el resto de las células epidérmicas. La pubescencia es muy escasa, los tricomas se localizan en la epidermis abaxial; distinguiéndose únicamente tectores multicelulares, uniseriados, formados por dos células basales, cortas e isodiamétricas y una célula apical alargada, con paredes gruesas (Fig. 3C). Cristales romboédricos fueron evidentes en la epidermis (Fig. 3A).

De acuerdo al arreglo del mesofilo, la hoja es bifacial y está formada por dos a tres capas de células largas y estrechas de parénquima en empalizada y por una o dos capas de parénquima esponjoso (Fig. 3D); esta región termina con un estrato de células voluminosas con alto contenido de mucílago y espacios intercelulares amplios, la cual se identificó como hipodermis abaxial (Figs. 3D, 3E y 3H). En el parénquima en empalizada son evidentes unas células alargadas con forma de embudo, sin cloroplastos, por lo que se distinguen rápidamente de las células cercanas (Fig. 3D); en ellas es evidente un compuesto oscuro que reaccionó positivamente ante la prueba de taninos.

El sistema vascular está constituido por haces conductores colaterales cerrados, rodeados por una vaina parenquimática con células de diferentes tamaños y de paredes celulares de grosor variable; dicha vaina se extiende hacia la epidermis adaxial (Fig. 3F). Algunos de los haces mayores presentan adicionalmente, grupos de células esclerenquimáticas próximas al floema. Los haces menores carecen de esclerénquima y de vaina parenquimática (Fig. 3G).

En la nervadura central (Fig. 3I), se distinguen la epidermis adaxial y la abaxial uniestratificadas con células de paredes periclinales externas, incluida la cutícula, ligeramente convexas y gruesas. Subepidérmicamente, se observa la irrupción de parénquima en empalizada en la superficie adaxial, separado en el centro por un grupo de hasta ocho células colenquimatosas. Hacia la epidermis abaxial, son evidentes tres a cuatro capas de células parenquimáticas redondeadas u ovaladas, de diferentes tamaños. El tejido vascular está constituido por un haz colateral cerrado en forma de arco, ubicado en el centro de esta estructura con células esclerenquimáticas hacia el lado abaxial; el resto de la región está ocupado por parénquima de reserva; las células parenquimáticas próximas al floema tienen cristales romboédricos.

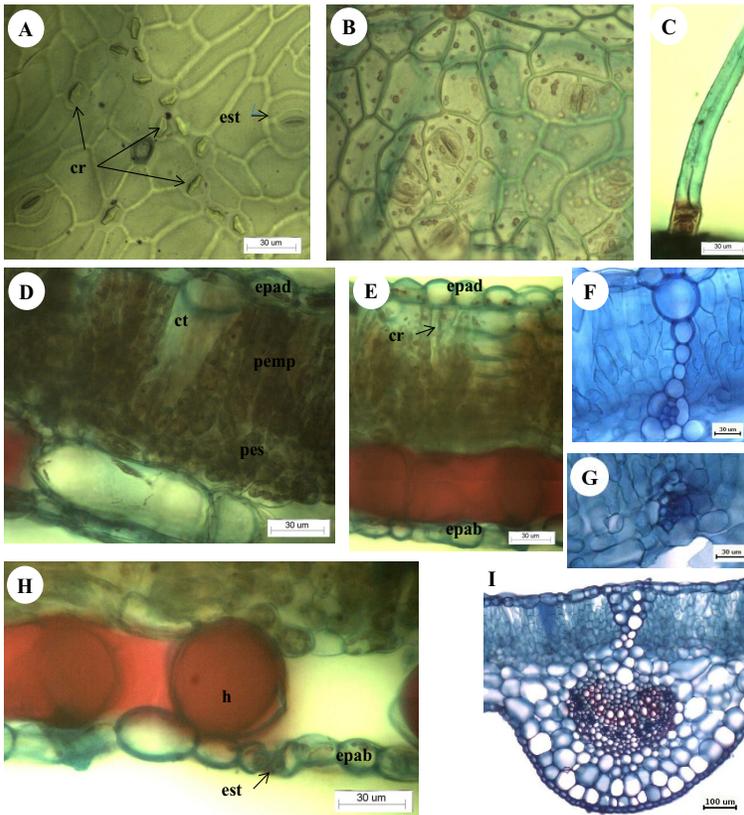


Fig. 3. Anatomía de la lámina foliar de *Arachis pintoi*. A. y B. Vistas paradérmicas de las epidermis adaxial y abaxial, respectivamente. C. Detalle de tricoma tector. D-I. Secciones transversales. D. Nótese mesofilo bifacial y

célula tanífera con forma de embudo. E. Detalle de la hipodermis y cristal en mesofilo. F. Vaina parenquimática y extensión hacia la epidermis adaxial. G. Haz pequeño no transcurrente. H. Detalle de epidermis abaxial con paredes externas convexas e hipodermis con espacio aerífero amplio, nótese estoma al mismo nivel que el resto de células epidérmicas. I. Nervadura central. cr: cristales, est: estoma, epab: epidermis abaxial, epad: epidermis adaxial, h: hipodermis, pemp: parénquima en empalizada, pesp: parénquima esponjoso.

El pecíolo tiene contorno circular hacia la superficie abaxial y cóncavo hacia la adaxial, definiendo a cada lado un saliente (Fig. 4A). Está revestido por una epidermis uniestratificada con paredes externas más cutícula gruesa y ornamentada (Figs. 4A y 4C); tricomas tectores, semejantes a los descritos en la lámina. Estomas evidentes (Fig. 4B). Subepidérmicamente, se diferencia uno o dos estratos de colénquima angular y de cuatro a cinco estratos de clorénquima hacia la superficie adaxial, en este caso, las células más externas tienden a ser alargadas y se disponen perpendiculares a la superficie (Figs. 4A y 4B); el resto de la estructura, exceptuando la zona ocupada por los haces conductores, está constituida por parénquima reservante (Figs. 4A y 4C) con algunas estructuras secretoras, de compuestos tánicos. El tejido vascular primario, se organiza en cinco haces, arreglados en arco, los ubicados en los extremos del arco están muy próximos a los salientes, cada haz está provisto de un casquete de fibras por encima del floema (Figs. 4A y 4C).

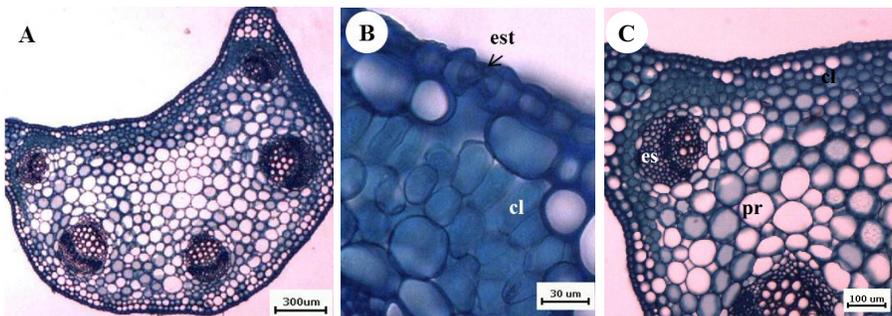


Fig. 4. Anatomía del pecíolo de *Arachis pintoi*. A-C. Secciones transversales. A. Vista general. B. Detalle de la porción externa, nótese células clorénquimáticas en empalizada. C. Detalle de saliente, nótese haz vascular. cl: clorénquima, es: esclerenquima, est: estoma, pr: parénquima de reserva.

DISCUSIÓN

En raíces en estructura primaria, el carácter al cual se hace más referencia desde el punto de vista taxonómico es al número de arcos xilemáticos, que en el caso de *A. pintoi* resultó tetrarca, lo cual coincide con lo señalado para *A. hypogaea* por Tajima *et al.* (2008). Sin embargo, a pesar de la importancia de la Fabaceae, no hay muchos reportes de la anatomía radical de sus especies; se pueden citar los trabajos realizados en: *Ceratonia siliqua* L. (Christodoulakis *et al.* 2002), *Pachyrhizus ahipa* (Wedd.) Parodi (Milanez y Moraes-Dallaqua 2003), *Centrosema venosum* Mart. *ex* Benth. (Jáuregui 2006) y más recientemente, el efectuado por Basconsuelo *et al.* (2011) en 20 especies de esta familia. Autores como Milanez y Moraes-Dallaqua (2003), y Basconsuelo *et al.* (2011) han observado variación inter e intraespecífica en esta característica. Fahn (1990) refiere que la mayoría de las leguminosas desarrollan raíces tetrarcas. Es notorio que el crecimiento secundario se inicia muy cercano a la zona apical de las raíces, por lo que es probable que la zona de absorción de agua y nutrientes esté en raíces de órdenes mayores.

En la zona proximal de las raíces, se observó crecimiento marcadamente secundario, siendo notoria la presencia de pocos poros rodeados por gran cantidad de parénquima y la escasez de fibras, lo cual genera porciones radicales de mayor diámetro, carnosas. Estos rasgos coinciden con los observados por Basconsuelo *et al.* (2011) en *Aeschynomene rudis* Benth.; sin embargo, también se asemeja a lo referido por las mismas autoras para *Stylosanthes hippocampoides* Mohlenbr. y *Stylosanthes montevidensis* Vogel var. *montevidensis* Vogel, ya que los radios son producidos a diferentes niveles en la sección transversal y el parénquima de los radios floemáticos adopta forma de embudo, con su lado más amplio, próximo a la peridermis. Es notorio que *Arachis* comparte rasgos con estas dos especies, las cuales están taxonómicamente muy próximas, ya que pertenecen a la misma tribu Aeschynomeneae (Lewis *et al.* 2005).

Porciones proximales carnosas fueron descritas en raíces de plantas herbáceas de *S. montevidensis* var. *montevidensis* y *Adesmia cordobensis* Burkart, lo cual fue asociado con un incremento del área parenquimática, especialmente el vinculado a los tejidos vasculares, indicando que hubo un aumento en el número de radios y en el grosor de los mismos (Krauss *et al.* 2003).

La presencia de gran cantidad de células parenquimáticas con abundante reserva amilácea, hace pensar en dichas raíces como estructuras suculentas reservantes, las cuales pueden brindar energía necesaria para el rebrote, luego de épocas

desfavorables de crecimiento o después del pisoteo por parte de animales. Raíces reservantes han sido descritas en otras leguminosas herbáceas o arbustivas, por ejemplo, especies de: *Stylosanthes* Sw. (Molina *et al.* 2002, Krauss *et al.* 2003), *Pachyrhizus* Rich. ex DC. (Milanez y Moraes-Dallaqua 2003) y *Macroptilium* (Benth.) Urb. (Montiel *et al.* 2012).

En las raíces de *A. pintoii*, merece especial atención la diferenciación de anillos de crecimiento, evidentes por la presencia de bandas delgadas de parénquima marginal. Desde los años 90 se han venido estudiando los anillos de crecimiento en raíces de hierbas perennes, lo cual constituye un campo novedoso de investigación en zonas templadas, ya que además de determinar la cronología de la planta, se piensa puede ayudar a explicar el comportamiento ecológico de las especies, por ejemplo determinar el desarrollo de una población (Jaelen-Herron *et al.* 2015). No se encontró literatura sobre este aspecto en especies de zonas tropicales, por lo que se hace necesario abordar su estudio e interpretar su utilidad en este grupo de plantas. En el caso del leño de arbustos y árboles tropicales, hay controversias, ya que se ha puesto en duda la existencia de anillos anuales; sin embargo, son muchas las especies de árboles tropicales que forman anillos anuales y que han sido empleadas con diferentes fines, por ejemplo, para reconstruir las condiciones medioambientales pasadas de un sitio (Giraldo-Jiménez 2011). Hasta no investigar este rasgo en hierbas perennes no se puede concluir sobre la utilidad de este carácter. Los anillos observados parecen corresponderse al tipo “c” propuesto por Schweingruber *et al.* (2011), ya que se expresan débilmente o solo son visibles en algunas zonas de la sección transversal.

La organización histológica del tallo joven es muy semejante a lo descrito en *A. hypogaea* por Yarbrough (1957). Este autor, menciona cuatro cambios que ocurren en la estructura de este órgano durante el crecimiento secundario: ruptura del parénquima medular, formación de tejidos vasculares secundarios por la activación del cambium vascular, colapso de células parenquimáticas de la corteza y diferenciación de la peridermis a partir de células externas de esta última. En *A. pintoii* se observaron solo los dos primeros, pero es probable que los entrenudos muestreados hayan sido diferentes.

En tallos en crecimiento secundario de la especie en estudio, resalta la abundancia de parénquima con gran acumulación de almidón, lo cual al igual que en la raíz, pudiese vincularse con la capacidad adaptativa de esta especie, ya que su presencia le asegura mayor sobrevivencia ante una condición de estrés. A nivel de este órgano, también es evidente el desarrollo de anillos de crecimiento,

delimitados también por bandas marginales de parénquima. Varios de los rasgos citados en la descripción del leño se señalan como evolucionados, pudiendo señalar: predominio de radios uniseriados y homocelulares, parénquima paratraqueal, series parenquimáticas con un número reducido de células y presencia de parénquima fusiforme, este último carácter se considera el más evolucionado (León y Espinoza de Pernía 1999).

La estructura anatómica de la hoja, de *A. pintoii*, de forma general, se corresponde con lo descrito para *Arachis* y en particular para *A. hypogaea*. Caracteres como tipo de estoma, de tricomas, organización histológica de la lámina foliar, nervadura central y pecíolo han sido referidos en descripciones de esta última especie (Reed 1924, Metcalfe y Chalk, 1950, Camacho 1990, Sankar *et al.* 2013).

Es de destacar que algunos de los rasgos anatómicos observados en la lámina foliar pueden ser favorables para facilitar la sobrevivencia de la especie ante condiciones ambientales particulares; especial atención merecen las células hipodérmicas con contenido mucilaginoso, las cuales pueden constituir un reservorio de agua. Se ha indicado que este tejido puede contribuir a evitar el colapso de la hoja cuando la transpiración de la planta es alta y la suplencia de agua es restringida (Roth 1992) o puede proveer de agua a las células fotosintéticas en momento de escasez; ya que la presión osmótica en estas últimas por lo general es mayor, lo que favorece la movilización (Fahn 1990).

Asimismo, las células con forma de embudo en el parénquima en empalizada, han sido señaladas en *A. hypogaea*; sin embargo, en esa especie se ha indicado que son células de la epidermis adaxial que se proyectan hacia el interior (Reed 1924). No obstante, en ambos casos constituyen células con acumulación de taninos. Los compuestos fenólicos, entre ellos los taninos, pueden actuar como barrera para la penetración excesiva de luz ultravioleta (280-320 nm) en estas plantas, tal como ha sido referido en *Andira legalis* (Vell) Toledo (Carvalho *et al.* 2009).

La presencia de varias capas de parénquima en empalizada y su arreglo compacto y la diferenciación de este tipo de tejido en la nervadura central del folíolo y en el pecíolo pueden ser respuesta a la radiación a la que estaban expuestas las hojas en la zona donde se recolectaron. Se ha indicado que una de las características más marcada de las hojas de heliófitas es el mayor número de capas en el parénquima en empalizada (Dickison 2000). Asimismo, la diferenciación de haces transcurrentes se ha relacionado con la protección de la estructura foliar, al impedir el colapso del mesofilo provocado por la pérdida

excesiva de agua debido probablemente a altas tasas transpiratorias, las cuales pueden ser consecuencia de la exposición de las hojas a alta radiación (Pyykkö 1966, Roth 1977).

Los taninos pueden actuar como mecanismo de protección de las plantas ante ataque de agentes bióticos, ya que resultan tóxicos o no son digeribles por microorganismos y herbívoros (Raven *et al.* 1992). De acuerdo a esto, pudiesen constituir un problema para el uso de la especie en la alimentación animal; no obstante, en *A. pintoii* se señalan niveles relativamente bajos de taninos condensados, los cuales podrían proteger la proteína del deterioro por microbios en el rumen (Lascano 1995). Recientemente se comprobó que los niveles de taninos en plantas de esta especie son aceptables y que no varían con la edad de las mismas (Paulino *et al.* 2012).

La ocurrencia de cristales prismáticos romboédricos probablemente de oxalato de calcio en las epidermis de la hoja y del tallo, y en las células parenquimáticas adyacentes a las fibras de los haces vasculares del peciolo y del tallo, puede ser un carácter fijado genéticamente, debido a que son comunes en los miembros de Fabaceae (Metcalf y Chalk 1950, Zindler-Krank 1987), y han sido referidos en *A. hypogaea* (Reed 1924, Yarbroogh 1957, Camacho 1990).

CONCLUSIONES

Los órganos vegetativos de *A. pintoii* muestran rasgos anatómicos que pueden favorecer la permanencia de la especie en ambientes con algunas condiciones limitantes como alta radiación solar, déficit de agua, sobrepastoreo, entre otras. A nivel de raíz y tallo, se observaron tejidos reservantes de agua y almidón, y en el caso de las hojas, la presencia de células mucilaginosas y con taninos, y además una alta proporción de parénquima clorofiliano en ambientes soleados.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Argel, P.J. and E.A. Pizarro. 1992. Germplasm case study: *Arachis pintoii*. In: Pastures for the tropical lowlands-CIAT's contribution. 57-76. CIAT. Cali, Colombia. 238 p.
- Basconsuelo, S., M. Grossoa, M.G. Molinab, R. Malpassia, T. Krausa, C. Biancoc. 2011. Comparative root anatomy of papilionoid legumes. *Flora* 206: 799-807.
- Bastiani, N. y E. Pizarro. 2005. Potencial forrajero del género *Arachis* en el trópico americano. IX Seminario Manejo y Utilización de Pastos

- y Forrajes en Sistemas de Producción Animal. UCLA, UPEL. San Cristóbal, Venezuela.
- Camacho, E.F. 1990. Estudios hispatológicos comparativos entre los cultivares Tarapoto, Red Star y Bolivia Pintado de maní (*Arachis hypogaea* L.) atacados por *Cercospora arachidicola* Hori. Trabajo de ascenso. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela. Maracay, Venezuela. 115 p.
- Carvalho, D., C. Barros and F. Scarano. 2009. *In situ* variation in leaf anatomy and morphology of *Andira legalis* (Leguminosae) in two neighbouring but contrasting light environments in a Brazilian sandy coastal plain. Acta Bot. Bras. 23:267-273.
- Carvalho da Costa. 2012. Biología floral de espécies do gênero *Arachis* L. (Fabaceae-Papilionoideae), com ênfase em aspectos da morfologia floral e na anatomia de ovários. Tese de Doutorado. Instituto de Ciências Biológicas, Universidade de Brasília. Brasília, Brasil. 235 p.
- Christodoulakis, N.S., J. Menti and B. Galatis. 2002. Structure and development of stomata on the primary root of *Ceratonia siliqua* L. Ann. Bot. 89: 23-29.
- Dávila, C., F. Castro y D. Urbano. 2004. Efecto de la presión de pastoreo y fertilización NPK en la producción de forraje de la asociación kikuyomaní forrajero en el estado Mérida. Zoot. Trop. 22:157-166.
- Fahn, A. 1990. Plant anatomy. Pergamon Press, Oxford, Great Britain. 588 p.
- Gil, J. A, G. Lozada, N. López, L. Márquez y G. Salazar. 2012. Evidencias de la variabilidad y cambios climáticos en Maturín, estado Monagas, Venezuela. Revista Científica UDO Agrícola 12: 389-399.
- Giraldo-Jiménez, J.A. 2011. Dendrocronología en el trópico: aplicaciones actuales y potenciales. Colombia Forestal 14: 97-111.
- Jaalen-Herron, J. 2015. The study of annual rings in *Lespedeza cuneata* in the tallgrass prairie of Oklahoma. Research Reports from Life Science Freshmen Research Scholars 1: 26-29.
- Jáuregui, D. 2011. Anatomía de los órganos vegetativos de *Centrosema venosum* Mart. ex. Benth. (Fabaceae). Rev. Fac. Agron. (UCV) 37: 129-136.

- Johansen, D. 1940. Plant microtechnique. McGraw-Hill, New York, USA. 525 p.
- Judd, W., C. Campbell, E. Kellogs, P. Stevens and M. J. Donoghue. 2008. Plant systematics: a phylogenetics approach. Second Edition. Sinauer Associates, Inc. Sunderland, USA. 576 p.
- Kaprovickas, A. y W. Gregory. 1994. Taxonomía del género *Arachis* (Leguminosae). Bonplandia 8: 1-186.
- Kraus, E. y M. Arduin. 1997. Manual básico de métodos en morfología vegetal. EDUR, Seropédica. Río de Janeiro, Brasil. 198 p.
- Krauss, T., C.A. Bianco and F. Weberling. 2003. Root system morphology of Fabaceae species from central Argentina. Wulfenia 10: 61-72.
- Lascano C.E. 1995. Valor nutritivo y producción animal de *Arachis* forrajero. In: Kerridge, E.C. y Hardy (Eds.). Biología y agronomía de especies forrajeras de *Arachis*. 109-121. CIAT. Cali, Colombia. 209 p.
- León, W. y N. Espinoza de Pernía. 1999. Parénquima radial disyuntivo y filogenia. Rev. Forest. Venez. 43: 137-146.
- Lewis, G.P. and B.D. Schrire. 2005. Leguminosae or Fabaceae? In: Lewis, G., B. Schrire, B. Mackinder and M. Lock. (Eds.). Legumes of the World. 1-2. Royal Botanic Gardens. Kew, UK. 577 p.
- Metcalf, C.R. and L. Chalk. 1950. Anatomy of the dicotyledons. Vol I. Clarendon Press. Oxford, Great Britain. 806 p.
- Milanez, C. e M. Moraes-Dallaqua. 2003. Ontogênese do sistema subterrâneo de *Pachyrhizus ahipa* (Wedd.) Parodi (Fabaceae). Revista Brasil. Bot. 26: 415-427.
- Molina, M., T.A. Kraus y C.A. Bianco. 2002. Forma de crecimiento y anatomía de la raíz de *Stylosanthes hippocampoides* y *S. montevidensis* var. *montevidensis*. Multequina 11: 39-49.
- Montiel, M., S.M. Pérez de Bianchi, A. Etcheverry, C. Camardelli, M. Alemán y T. Figueroa. 2012. Hábito de crecimiento y anatomía de la raíz en *Macroptilium erythroloma* y *Macroptilium bracteatum* (Fabaceae). Phytotaxa 81: 215-220.

- Moretzshon, M.C., E.G. Gouvea, P.W. Inglis, S.C. Leal-Bertioli, J.F. Valls and D.J. Bertioli. 2013. A study of the relationships of cultivated peanut (*Arachis hypogaea*) and its most closely related wild species using intron sequences and microsatellite markers. *Ann. Bot.* 111: 113-126.
- Paulino, V.T., M.S., Bueno e A.L, Abdalla. 2012. Composição química e compostos fenólicos em *Arachis pintoii* 'belmonte'. *Arch. Zootec.* 61: 611-614.
- Petitt, A.S. 1895. *Arachis hypogaea* L. *Mem. Torrey Bot. Club* 4: 275-296.
- Pyykkö, M. 1966. The leaf anatomy of east Patagonian xeromorphic plants. *Ann. Bot. Fenn.* 3: 453-662.
- Purvis, M. J., D.C. Collier and D. Walls. 1966. *Laboratory techniques in Botany*. Second edition. Butterworth Company Ltd. London, England. 439 p.
- Reed, E. 1924. Anatomy, embryology and ecology of *Arachis hypogaea*. *Bot. Gaz.* 78: 289-312.
- Rojas-Bourrillon, A. 2007. Ventajas y limitaciones para el uso del maní forrajero perenne (*Arachis pintoii*) en la ganadería tropical. XI Seminario Manejo y Utilización de Pastos y Forrajes en Sistemas de Producción Animal. UCLA, UPEL. Barquisimeto, Venezuela.
- Roth I. 1992. Leaf structure coastal vegetation and mangroves of Venezuela. G. Borntraeger Handbuch der Pflanzenanatomie, Germany, Berlin. 174 p.
- Sandoval, E. 2005. Técnicas aplicadas al estudio de la anatomía vegetal. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 278 p.
- Sankar, B., K. Karthishwaran and R. Somasundaram. 2013. Leaf anatomical changes in peanut plants in relation to drought stress with or without paclobutrazol and abscisic acid. *J. Phytol.* 5: 25-29.
- Schweingruber, F.H., A. Börner and D. Schulze. 2011. *Atlas of stem anatomy in herbs, shrubs and trees*. Springer. Berlin, Germany. 495 p.
- Seijo, J.G., Lavia, G.I. and Fernández, A. 2003. DAPI C banding in *Arachis* species (Leguminosae). IV Simposio de recursos genéticos para América Latina y el Caribe. UBA, UNMdP e INTA. Mar del Plata, Argentina.

- Tajima, R., J. Abe, O. Lee, S. Morita and A. Lux. 2008. Developmental changes in peanut root structure during root growth and root-structure modification by nodulation. *Ann. Bot.* 101: 491-499.
- Yarborough, J.A. 1957. *Arachis hypogaea*. The form and structure of the stem. *Am. J. Bot.* 44: 31-36.
- Zindler-Frank, E. 1987. Calcium oxalate crystals in legumes. *In*: Stirton, C.H. (Ed.). *Advances in legume systematics*. Part. 3. 279-316. Royal Botanic Gardens, Kew, England. 466 p.