



# UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES  
"ZARAGOZA"

MORFOLOGÍA Y BIOMASA DE PLÁNTULAS DE: *Prosopis laevigata* (Willd.) M.C.Johnst., *Acacia schaffneri* (S. Watson) F.J.Herm., *Mimosa biuncifera* Benth. y *Mimosa depauperata* Benth.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

B I Ó L O G A

P R E S E N T A :

RAQUEL BAEZ SANTOS



DIRECTORA DE TESIS: DRA. MA. SOCORRO OROZCO ALMANZA  
UNIDAD DE INVESTIGACIÓN EN ECOLOGÍA VEGETAL

MÉXICO, D. F. JUNIO,

2007

Investigación realizada con el financiamiento de la DGAPA (Proyecto PAPIIT IN-208205)



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

# Dedicatoria

*Para  
mi Madre y mi Padre,  
este Esfuerzo y Trabajo*

*Su hija que los ama:  
RAQUEL*

## *Agradecimientos*

*Gracias a mi Padre por sus palabras sabias que me han hecho fuerte; a mi Madre por darme la vida y su ejemplo de jamás desistir; a María del Carmen, Blanca Estela, Miguel Ángel y María Guadalupe, por ser mis amigos y confidentes; al pequeño Johann por darle alegría a mi vida.*

*A mis amigos Danae, Susana, Miriam, J. Arturo (por prestarme su compu), Viridiana, Salvador, Israel, Alma R., Carlos, Martha, Omar, Mariano (por los TIPS), Héctor M., Dulce K., Dulce M., Armando, Ulises, Héctor y a todos los que me faltaron por que de alguna*

*forma contribuyeron en la realización de este trabajo.*

*Agradezco a mis profesores: Dra. María Socorro Orozco Almanza, Dra. Esther Matiana García Amador y Dr. Arcadio Monroy Ata por guiarme en mi formación, por la revisión final del manuscrito y por todo el apoyo que me brindaron durante mi estancia en la Unidad de Investigación en Ecología Vegetal.*

*Agradezco A las profesoras: Biol. Balbina Vázquez Benítez y M. en C. Susana Luna Rosales por las sugerencias realizadas para mejorar este trabajo.*

*Al Biol. Roberto Ramos González por apoyarme con los análisis estadísticos.*

*A Y. Maribel Flores Estrada por asesorarme en la transformación de mi tesis a PDF.*

*También al Dr. Eloy Solano Camacho por la asesoría en la nominación correcta de las especies.*

## INDICE GENERAL

Dedicatoria .....	i
Agradecimientos.....	ii
ÍNDICE DE CUADROS.....	viii
ÍNDICE FIGURAS.....	ix
RESUMEN.....	1
I. INTRODUCCIÓN.....	3
II. ANTECEDENTES.....	6
2.1 Morfología de las plantas.....	6
2.1.1) Raíz .....	6
2.1.2) Tallo .....	6
2.1.2.1) Simetría del vástago.....	7
A) Simetría longitudinal .....	7
B) Simetría lateral.....	7
2.1.2.2) Patrones de ramificación.....	9
2.1.2.3) Tipos de vástago con crecimiento secundario.....	9
2.1.3) Hojas .....	10
2.1.3.1) Sucesión foliar en el vástago .....	12
2.1.3.2) Desarrollo foliar.....	13
2.1.3.3) Estructura del peciolo .....	14
2.1.4) Las estípulas .....	16
2.1.5) Yemas adventicias en las hojas.....	17
2.1.6) Senescencia y abscisión foliares.....	18
2.1.7) Flor .....	19
2.1.8) Fruto .....	20
2.1.8.1) Tipos de frutos.....	21
A) Frutos simples .....	21
B) Frutos agregados.....	21
C) Frutos múltiples .....	21
2.1.9) Semilla.....	21
2.1.10) Embriogénesis.....	23
2.1.10.1) Embriogénesis temprana .....	23
2.1.10.2) Diferenciación del embrión .....	24

2.1.10.3) Desarrollo del endospermo.....	24
2.1.10.4) Perispermo.....	25
2.10.5) Desarrollo de la cubierta seminal .....	25
2.10.5.1) Cubierta seminal .....	26
2.1.11) Germinación.....	27
2.1.11.1) Requerimientos para la germinación de la semilla .....	28
2.1.11.2) Tipos de germinación.....	29
2.1.12) Establecimiento plantular .....	29
2.1.13) Definición de plántula. ....	30
2.2 Características de las especies.....	31
2.2.1) <i>Acacia schaffneri</i> .....	31
2.2.2) <i>Prosopis laevigata</i> .....	31
2.2.3) <i>Mimosa biuncifera</i> .....	32
2.2.4) <i>Mimosa depauperata</i> .....	33
III. HIPÓTESIS .....	34
IV. OBJETIVOS.....	34
4.1 OBJETIVO GENERAL.....	34
4.2 OBJETIVOS PARTICULARES.....	34
V. MATERIAL Y MÉTODOS .....	35
5.1 Recolección de semillas.....	35
5.2 Características físicas de las semillas. ....	36
5.3 Peso de testa y embrión .....	36
5.4 Morfología de plántulas .....	36
5.5 Atributos de crecimiento.....	38
5.5.1 Biomasa .....	38
5.5.2 Altura.....	38
5.6 Tasa de Crecimiento Relativo .....	38
5.7 Contenido de clorofila en hojas.....	39
VI. RESULTADOS .....	40
6.1 Características físicas de las semillas .....	40
6.2 Largo, ancho y grosor de las semillas.....	41
6.3 Peso de semilla, testa y embrión .....	46
6.4 Morfología de plántulas.....	50
6.4.1 <i>Acacia schaffneri</i> .....	50



6.4.2 <i>Prosopis laevigata</i> .....	52
6.4.2 <i>Mimosa biuncifera</i> .....	53
6.4.2 <i>Mimosa depauperata</i> .....	55
6.5 Biomasa.....	56
6.5.1 <i>Acacia schaffneri</i> .....	56
6.5.2 <i>Prosopis laevigata</i> .....	57
6.5.3 <i>Mimosa biuncifera</i> .....	57
6.5.4 <i>Mimosa depauperata</i> .....	58
6.5.5 Biomasa tres meses después del establecimiento .....	59
6.6 Tasa de Crecimiento Relativo .....	60
6.7 Contenido de Clorofila a los tres meses después de la abscisión de los cotiledones .....	61
6.8 Razón raíz/vástago.....	62
VII. DISCUSIÓN .....	63
7.1 Características físicas de las semillas .....	63
7.2 Morfología de plántulas .....	66
7.3 Biomasa.....	74
7.4 Tasa de crecimiento relativo .....	75
7.5 Contenido de clorofila .....	77
7.6 Razón Raíz-Vástago .....	78
VIII. CONCLUSIÓN.....	79
IX. REFERENCIAS .....	81
ANEXOS .....	86
ANEXO 1 .....	87
ANEXO 2 .....	95
ANEXO 3 .....	100
ANEXO 4 .....	102

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1	Tipos de fruto.....	20
Cuadro 2	Características físicas de las semillas de las cuatro especies bajo estudio.....	40
Cuadro 3	Etapas del crecimiento de las plántulas de <i>Acacia schaffneri</i> .....	87
Cuadro 4	Características morfológicas de las plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> .....	95
Cuadro 5	Características morfológicas de las plántulas de <i>Mimosa biuncifera</i> .....	100
Cuadro 6	Características Morfológicas de las plántulas de <i>Mimosa depauperata</i> .....	102

## ÍNDICE FIGURAS

		Pág.
Figura 1	Tipos de margen en las hojas.....	12
Figura 2	Estructura de la semilla.....	22
Figura 3	Histogramas de frecuencias de: a) largo, b) ancho y c) grosor de las semillas de <i>Acacia schaffneri</i> .....	42
Figura 4	Histograma de frecuencias de: a) largo, b) ancho y c) grosor de las semillas de <i>Prosopis laevigata</i> .....	43
Figura 5	Histograma de frecuencias de: a) largo, b) ancho y c) grosor de las semillas de <i>Mimosa biuncifera</i> .....	44
Figura 6	Histograma de frecuencias de: a) largo, b) ancho y c) grosor de las semillas <i>Mimosa depauperata</i> .....	45
Figura 7	Histograma de frecuencias de: A) el peso de las semillas completas, B) peso de la testa y C) peso del embrión de <i>Acacia schaffneri</i> .....	46
Figura 8	Histograma de frecuencias de: A) el peso de las semillas completas, B) peso de la testa y C) peso del embrión de <i>Prosopis laevigata</i> .....	47
Figura 9	Histograma de frecuencias de: A) el peso de las semillas completas, B) peso de la testa y C) peso del embrión de <i>Mimosa biuncifera</i> .....	48
Figura 10	Histograma de frecuencias de: A) el peso de las semillas completas, B) peso de la testa y C) peso del embrión de <i>Mimosa depauperata</i> .....	49
Figura 11	Etapas del desarrollo de plántulas de <i>Acacia schaffneri</i> : I) emergencia de cotiledones; II) emergencia de protófilas; III) aparición de pronomófilas hasta el establecimiento y IV) Abcisión de los cotiledones.....	51
Figura 12	Etapas del desarrollo de las plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> : I) emergencia de cotiledones; II) emergencia de protófila; III) emergencia de pronomófilas y IV) abscisión de los cotiledones.....	53
Figura 13	Etapas del desarrollo de las plántulas de <i>Mimosa biuncifera</i> : I) emergencia de cotiledones; II) emergencia de protófila; III) emergencia de pronomófilas; IV) abscisión de los cotiledones.....	54
Figura 14	Etapas del desarrollo de las plántulas de <i>Mimosa depauperata</i> : I) emergencia de cotiledones; II) emergencia de protófila; III) emergencia de pronomófilas; IV) abscisión de los cotiledones.....	55
Figura 15	Biomasa de plántulas <i>Acacia schaffneri</i> , por etapas del desarrollo.....	56
Figura 16	Biomasa de plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> , por etapas del desarrollo.....	57
Figura 17	Biomasa de plántulas de <i>Mimosa biuncifera</i> , por etapas del desarrollo.....	58
Figura 18	Biomasa de plántulas de <i>Mimosa depauperata</i> , por etapas del desarrollo.....	59
Figura 19	Biomasa después de tres meses del establecimiento de las plántulas de las cuatro	

	especies de leguminosas.....	60
Figura 20	Tasa de Crecimiento Relativo (TCR) durante la fase plantular para las cuatro especies bajo estudio: I) emergencia de protófila; II) emergencia de protófila-emergencia de primer pronómófila; III) emergencia de primer pronómófila-abscisión de los cotiledones IV) abscisión de cotiledones-tres meses después del establecimiento.....	61
Figura 21	Contenido de clorofila en cada una de las especies .....	62
Figura 22	Razón raíz/vástago durante las diferentes etapas del desarrollo plantular.....	62

## RESUMEN

La fase plantular es la etapa más crítica del ciclo de vida de las plantas ya que durante esta etapa se encuentran expuestas a factores abióticos (sequía) y bióticos como la herbivoría y la depredación, que provocan altas tasas de mortalidad. Los estudios de morfología plantular pueden ser utilizados en la evaluación de la regeneración natural y la dinámica de plántulas; sin embargo durante la fase plantular los caracteres morfológicos son difícilmente identificables. Las plántulas de algunas especies de la familia leguminosae presentan características morfológicas similares, lo cual hace difícil su identificación en campo. El objetivo de este trabajo fue determinar los caracteres morfológicos distintivos de cuatro especies de leguminosas nativas de la zona semiseca del Estado de Hidalgo. Las semillas de *Prosopis laevigata*, *Mimosa biuncifera* y *Mimosa depauperata* se recolectaron en dos matorrales xerófilos de la zona semiseca del Estado de Hidalgo y las semillas de *Acacia schaffneri* fueron donadas por el Instituto Potosino de Investigación Científica y Tecnológica de San Luís Potosí. Se evaluaron las características físicas de las semillas tales como: largo; grosor; ancho; peso de semilla; peso de testa y peso del embrión. La morfología de las plántulas se determinó durante cuatro fases del desarrollo (I: emergencia de cotiledones; II: aparición de protófila (s); III: emergencia de pronomófilas y IV: establecimiento (abscisión de los cotiledones)). En la descripción morfológica se evaluó: tipo y tamaño de cotiledones; tipo y tamaño de hojas; número, forma y tamaño de folíolos; longitud del pecíolo; longitud de hipocótilo y epicótilo; color y lignificación del tallo; número, forma, tamaño y disposición de los aguijones y tamaño y disposición de las estípulas. Se evaluaron atributos del crecimiento (tasa de crecimiento relativo, razón raíz/vástago, contenido de clorofila y biomasa). Las semillas de las cuatro especies presentaron diferencias en relación a su longitud, grosor, peso de la testa y del embrión. Las semillas de *Prosopis laevigata* y *Acacia schaffneri* fueron las de mayor tamaño y peso; el grosor de la testa fue mayor y similar en tres de las especies, a excepción de *Mimosa biuncifera*. Las cuatro especies presentaron gran variabilidad en el tamaño de la semilla, el tamaño intermedio fue el más abundante. Las plántulas de las cuatro especies presentaron características morfológicas distintivas, como: tamaño de los cotiledones; número de protófilas; número de pronomófilas en la fase de establecimiento; número y forma de los folíolos y forma y disposición de los aguijones. En general para las cuatro especies, la tasa de crecimiento relativo (TCR) fue más alta (ca. 60-90%) durante la

primera etapa del desarrollo plantular (emergencia de los cotiledones); así mismo *Prosopis laevigata* presentó la mayor TCR en relación a las otras especies. La razón raíz/vástago (r/v) durante la etapa plantular no presentó diferencias por especie y el vástago fue el que determinó los valores. La biomasa de las plántulas fue mayor para *Acacia shaffneri* y *Prosopis laevigata* y menor para las especies de género *Mimosa*. El contenido de clorofila en las hojas, fue mayor para *Mimosa depauperata* y menor para *Prosopis laevigata*, *Acacia schaffneri* y *Mimosa biuncifera*. En relación a la morfología, las cuatro especies presentan características distintivas tanto a nivel de semilla como de plántula, estas características permiten su identificación directamente en campo y constituyen una herramienta indispensable en los estudios de reclutamiento y dinámica de plántulas.

## I. INTRODUCCIÓN

La fase plantular representa la etapa más crítica del ciclo de vida de las plantas (Polhill *et al.*, 1981; López *et al.*, 1998), ya que es el estadio intermedio entre la etapa adulta y la semilla. Durante esta etapa la plántula es muy vulnerable al efecto de los factores bióticos (herbivoría y depredación) y abióticos (luz, temperatura y humedad) que pueden provocar un desequilibrio en su crecimiento (Terradas, 2001). La pérdida de los órganos de almacenamiento (cotiledones) ya sea por depredación o desecación, podría propiciar altas tasas de mortalidad en las plántulas, teniendo como consecuencia directa la disminución de poblaciones de individuos adultos en las comunidades vegetales (Equihua y Benítez, 1985).

El estudio de la etapa plantular permite conocer las estrategias reproductivas de las especies; por lo que su identificación a nivel de especie es necesaria para entender el mecanismo de reclutamiento poblacional (Grime, 1989). La importancia del conocimiento de los estadios tempranos del ciclo de vida de las especies vegetales es fundamental en diversas áreas de la Biología, tales como, Ecología, Agronomía y Taxonomía, entre otras. En el campo de la Ecología, las plántulas constituyen el potencial de perpetuación de las especies, como base material para su establecimiento. En este sentido el conocimiento de la morfología de plántulas, de su composición específica y de la dinámica de sus poblaciones revela aspectos importantes de las perspectivas ecológicas de las comunidades vegetales.

En Agronomía, la identificación de especies en el estadio plantular, puede favorecer la erradicación de malas hierbas o la selección de plántulas útiles (Polhill *et al.*, 1981). Por otro lado la evaluación de los atributos de crecimiento en la etapa plantular, tales como: altura, tasa de crecimiento relativo (TCR) y biomasa, puede determinar el grado de adaptación de la plántula (especie) a un sitio en particular. En el campo taxonómico el estudio de la morfología de las plántulas permite identificar características diagnósticas para la realización de determinaciones tempranas y precisas (Parra, 1984).

Actualmente, se han realizado muy pocos estudios con respecto a la morfología de plántulas. Generalmente se han estudiado las etapas de semilla o de individuos adultos. Una de las familias botánicas en donde se ha despertado el interés por estudiar la morfología de plántulas, es la familia Leguminosae, una de las más abundantes en las zonas áridas y semiáridas de México. Estudiar la morfología de sus plántulas, representa

la base para la realización de proyectos enfocados a la regeneración y conservación de sitios naturales; de la misma forma permite conocer los mecanismos de reclutamiento, regeneración y permanencia de las poblaciones.

La familia Leguminosae tiene una gran importancia en las zonas semiáridas de México, en donde sus especies llegan a ser elementos dominantes de los ecosistemas (Camargo-Ricalde *et al.*, 2002; Orozco, 2003); aún bajo condiciones de deterioro. Conocer su potencial de regeneración en estos sitios, implica evaluar tasas de reclutamiento, lo cual sólo es posible con la identificación de las especies a nivel plantular en campo.

A pesar de su importancia los trabajos sobre plántulas son muy escasos para las leguminosas en general. Por ejemplo de Vogel (1980; citado en Duke y Polhill, 1981), clasifica las plántulas de leguminosas de acuerdo al tipo de su germinación; Duke y Polhill. (1981), hicieron una distinción basada en la forma de los cotiledones dando como resultado la separación en tribus debido a que existen similitudes entre las leguminosas; Polhill *et al.*, (1981), las clasifican en función de la emergencia o número de los cotiledones (epígea o hipógea); Parra (1984), describió la morfología externa de *Calliandra gracilis* Renvoize, *Mimosa albida* Humb. y Bompl. ex Willd., *Mimosa arenosa* (Willd.) Poir., *Mimosa camporum* Benth. y *Mimosa tenuiflora* Benth.; Orozco (2003), realizó un estudio de la morfología de plántulas para cuatro especies del género *Mimosa*: *Mimosa depauperata* Benth., *Mimosa lacerata* Rose, *M. similis* Britton & Rose y *M. texana* (A.Gray) Small., var. *texana*.

Dada la importancia del estudio de la morfología de plántulas, el presente trabajo tiene como objetivo determinar la morfología externa de plántulas, las características distintivas de las semillas y el crecimiento de cuatro especies de leguminosas, *Acacia schaffneri* (S. Watson) F. J. Herm., *Prosopis laevigata* (Willd.) M.C.Johnst., *Mimosa biuncifera* Benth., y *Mimosa depauperata* Benth., las cuales son dominantes y codominantes en las zona semiárida del Valle del Mezquital, Hidalgo; con el fin de establecer características distintivas que permitan su identificación en campo y de la misma forma, contribuir al conocimiento taxonómico del estadio plantular de las cuatro especies bajo estudio. Para el cumplimiento de este objetivo se plantearon las siguientes preguntas:

- ¿Existen características morfológicas distintivas en las semillas y plántulas de las especies bajo estudio?
- ¿Las diferencias morfológicas de cada especie permiten identificarlas en campo?



- ¿Las cuatro especies bajo estudio presentan diferencias en sus atributos del crecimiento, como: biomasa, altura y tasa de crecimiento relativo (TCR)?

## **II. ANTECEDENTES**

### **2.1 Morfología de las plantas**

#### **2.1.1) Raíz**

La raíz es el órgano característico subterráneo de las angiospermas y de la mayoría de las plantas vasculares. Crece en dirección hacia la gravedad. Por tanto se dice que es geotrópica positiva. Es subcilíndrica, angostándose hacia la punta. El meristemo apical de una raíz está cubierto por un tejido protector, la cofia. Las dos principales funciones de la raíz típica son: 1) anclaje y 2) absorción de agua y minerales del suelo. Una tercera función es el almacenamiento de alimentos (aunque no de todas las raíces). Una cuarta función de la raíz, es la síntesis de diversos compuestos orgánicos nitrogenados antes de ser translocados al tallo (Cronquist, 1977; Pérez y Ceja, 2006).

#### **2.1.2) Tallo**

El vástago constituye el sistema aéreo de la planta. Está formado por el tallo y las hojas, a los que luego se suman los órganos reproductivos. Algunos morfólogos mantienen un punto de vista menos tradicional y consideran que el tallo está compuesto por fitómeros o metámeros. Un metámero comprende un entrenudo, nudo, hojas (si hay más de una por nudo), yema (s) axilar (es) de la hoja u hojas y raíces si éstas están presentes. El metámero puede considerarse un conjunto de órganos en la morfología clásica o una opción conceptual en la cual se elimina la barrera que separa tallo-nudo-hoja. El vástago deriva de la actividad de los meristemos apicales en el extremo distal de los ejes. En el embrión, el vástago está representado por la plúmula. Esta se considera la primera yema y está formada por el tallo (epicótilo), una o más hojas rudimentarias (primordios foliares), primordios de yemas laterales (axilares) y un meristemo apical terminal. Cuando el embrión reactiva su crecimiento durante la germinación de la semilla, se desarrollan hojas nuevas en los flancos del meristemo apical y el eje se alarga y diferencia en nudos y entrenudos. Gradualmente, los primordios de las yemas laterales se forman en las axilas de las hojas en desarrollo y, más tarde, sigue una secuencia de crecimiento y diferenciación más o menos similar a la de la yema terminal (primera yema o meristemo apical). Este patrón se repite muchas veces, dando lugar a la formación y desarrollo del vástago (Flores-Vindas, 1999; Raven *et al.*, 2003)

Las dos funciones principales asociadas con los tallos son: conducción y soporte. El tejido vascular (xilema y floema) efectúa la primera; el soporte lo realizan elementos

celulares de pared secundaria, como fibras, traqueidas y miembros de los vasos. El xilema moviliza agua y minerales desde la raíz hasta las hojas; las sustancias sintetizadas en las hojas son transportadas, vía floema, hasta los sitios de utilización, como hojas de desarrollo, tallos, raíces, flores, semillas y frutos. Mucho material de reserva se almacena en el parénquima de las raíces, semillas, frutos y algunos tallos. Durante la fase reproductiva, en el tallo se originan flores o inflorescencias laterales y terminales. Si estos órganos se originan en meristemas de yemas laterales, ocupan posiciones axilares; si se originan en la yema terminal (meristemo apical), el crecimiento del tallo es determinado y puede ser continuado solo por una yema lateral, que produce un vástago simpodial. Cuando el meristemo apical (terminal) crece durante varios años, el vástago es simpodial; en estas especies, las flores ocupan posiciones laterales. El tallo puede ser vertical u ortotrópico, aunque en algunos casos es decumbente horizontal o plagiotrópico (Flores-Vindas, 1999).

#### **2.1.2.1) Simetría del vástago**

##### **A) Simetría longitudinal**

No todas las partes del vástago se desarrollan por igual. Si las partes apicales son favorecidas a la formación de yemas axilares, se habla de acrotonía; si por el contrario, las partes o ramas basales se desarrollan más, se presenta la basitonía. En algunos casos, la parte media del vástago es la más desarrollada y se dice que hay mesotomía. En general, los árboles muestran acrotomía y los arbustos basitonía; éstos forman un tronco muy corto llamado xilopodio. En algunos árboles como *Pinus*, las yemas basales (proximales) mueren sucesivamente. Los forestales denominan a este fenómeno “purificación de las ramas”. El hábito verticilado de *Araucaria* se debe al hecho de que solos las ramas superiores de un brote anual son las que se desarrollan (Flores-Vindas, 1999; Raven *et al.*, 2003)

##### **B) Simetría lateral**

Los vástagos erectos con simetría radial, filotaxia espiral o decusada, ramificación tridimensional, eje geotrópicamente negativo y a menudo sin flores, reciben el nombre de vástagos ortotrópicos. Un segundo tipo lo constituyen los vástagos plagiotrópicos, que son más o menos horizontales y de simetría dorsoventral; las hojas son dísticas o secundariamente ordenadas en un plano. La ramificación es bidimensional y el eje diageotrópico; con frecuencia tienen flores. Si la parte superior del tallo es favorecida, hay epitomía; si por el contrario, es la parte inferior la que se desarrolla más, tenemos el

fenómeno de hipotonía. Tanto la epitonía como la hipotonía pueden influir en la formación de las hojas y en la ramificación. En las coníferas, pueden favorecer ambas partes del tallo; este fenómeno se llama anfitonía (Flores-Vindas, 1999; Raven *et al.*, 2003).

En los trópicos es frecuente encontrar divergencia entre los vástagos o ramas laterales de un mismo árbol o arbusto. El eje erecto de *Coffea arabica* tiene pares de hojas decusadas, se ramifican en forma continua y usualmente carece de flores; los vástagos (o ramas) laterales se ramifican poco o carecen de ramificación y son dorsoventrales, ya que sus pares de hojas se orientan en un solo plano; estas ramas tienen numerosas cimas de flores axilares. *Coffea* es entonces, un buen ejemplo de dimorfismo del vástago. En *Theobroma cacao* los vástagos erectos tienen hojas distribuidas helicoidalmente, mientras que las hojas dísticas; la secuencia de producción de estos dos tipos de vástago es muy precisa. El tronco de un árbol es, en general, un vástago ortotrópico, monopodial con un crecimiento indefinido. Su extensión puede ser rítmica o continua. En algunos casos, un tronco grande se forma mediante el desarrollo longitudinal de una sucesión de vástagos parcialmente plagiotrópicos. En estos árboles hay mecanismos para hacer un rápido reemplazo del vástago líder, si éste se pierde por algún motivo; por ejemplo, lo sustituye una rama existente o un meristemo latente. En otras especies, el vástago central es de crecimiento determinado (*Hura creptians*, *Ochroma pyramidale*, *Theobroma cacao*).

Las ramas pueden ser ortotrópicas, aunque en su fase inicial sean oblicuas. En la base (extremo apical) puede observarse alguna orientación foliar secundaria, pero la rama crece verticalmente, lo antes posible. La plagiotropía se evidencia solo cuando la orientación dorsoventral secundaria de las hojas es pronunciada, y va acompañada de una discreta anisofilia; el mismo eje asume una posición cercana a la horizontal. Las hojas dorsales permanecen más pequeñas y las laterales y ventrales se alargan.

En otras especies la plagiotropía se manifiesta desde la inserción de la rama y no es reversible y es más pronunciada cuando va unida a un cambio en el patrón filotáxico; los tallos ortotrópicos conservan la filotaxia espiral o decusada, mientras que los plagiotrópicos muestran hojas dísticas. Este tipo de simetría es frecuente en algunos taxa de Myristicaceae (Flores-Vndas, 1999).

### **2.1.2.2) Patrones de ramificación (Harris y Wolf, 1997; Flores-Vindas, 1999)**

La dicotomía o ramificación isótoma resulta de la división del ápice del vástago en dos ápices gemelos. Cada ápice continúa su crecimiento individual por cierto tiempo y luego, se dicotomiza de nuevo. Las sucesivas dicotomías pueden efectuarse formando ángulos de más o menos 90°, una respecto a otra; esto da como resultado un sistema cruciforme. *Manihot esculenta* tiene este tipo de ramificación cuando se produce por estaca. Algunos cultivares muestran tricotomía. En otros casos, las dicotomías sucesivas ocurren en un mismo plano y forman un patrón de ramificación semejante a un abanico. Este tipo de ramificación recibe el nombre de dicotomía flabelada.

El patrón de ramificación es monopodial cuando hay un vástago o tronco principal y las ramas o vástagos laterales se desarrollan de ramas axilares situadas a alguna distancia del ápice; en algunos casos, las ramas son reducidas o no existen (tipo excurrente). *Caraca papaya* es un vástago sin ramas, en el que el eje o tallo termina con un grupo de largas hojas; por el contrario; *Trema micrantha* tiene un vástago central con ramas laterales continuas o pequeñas. En *Pinus*, el vástago principal mantiene las ramas distales, mientras que las proximales se caen.

Los sistemas de ramificación dicotómicos y monopodiales pueden modificarse en mayor o menor grado, mediante desarrollo desigual de las ramas sucesivas. Por ejemplo, las ramas gemelas que se originan por dicotomía de un tallo, pueden desarrollarse en diferente grado; una crece con fuerza y sobre pasa a la otra, dejándola como un tallo corto y en apariencia lateral. Si este patrón de ramificación desigual o anisótoma se repite en forma consistente, da origen a un vástago pseudomonopódico o simpodial. La plántula de *Hymenaea courbaril* exhibe una ramificación simpodial muy evidente; *Acacia*, *Melia* y *Terminalia* también presentan este tipo de ramificación.

### **2.1.2.3) Tipos de vástago con crecimiento secundario (Gifford y Foster, 1996).**

Son muchas las dicotiledóneas herbáceas que tienen crecimiento secundario. Algunas de ellas mantienen la epidermis durante mucho tiempo; no obstante en muchas especies anuales es rápidamente sustituida por la peridermis y con cuatro a seis capas de felema sustituye a la epidermis en pocos meses. La peridermis suele ser de origen subepidérmico, aunque en ciertas taxa se forma a partir de la epidermis.

La corteza consta de un número variable de capas; aquellas cercanas a la periferia suelen tener cloroplastos. En la mayoría de las especies, se observa colénquima. Usualmente los haces caulinos, separados por zonas interfasiculares de dimensiones diferentes forman un anillo al iniciarse el crecimiento secundario. La médula suele permanecer parenquimática.

En *Medicago sativa* se origina algún tejido vascular secundario en la base del tallo, pero el cambium interfasicular produce una pequeña cantidad de floema hacia el exterior y una gran cantidad de células de esclerénquima hacia el interior. Este tipo de crecimiento secundario caracteriza a muchas Fabaceae herbáceas.

Algunas dicotiledóneas herbáceas tiene haces bicolaterales; este fenómeno es común en *Brugmasia suaveolens*, *Lycopersicon esculentum*, *Nicotiana tabacum* y *Solanum tuberosum*. También se presenta en *Cucurbita pepo*, *Sechium edule* y *S. tabaco*, con tallos trepadores los dos últimos y rastreros la primera.

### **2.1.3) Hojas** (Flores-Vindas, 1999; Raven *et al.*, 2003)

Las hojas son los órganos laterales que se originan en sucesión en el meristemo apical (MA) del tallo. Las relaciones entre el tallo y la hoja son muy estrechas como postula la teoría del metámero o fitómero y en la naturaleza existen formas que comparten características de desarrollo, como ocurre con los zarcillos y las hojas de algunas Meliaceae.

La hoja es, en general, un órgano de crecimiento determinado y simetría dorsoventral; muy variable en estructura y función, aunque suele mostrar especialización como órgano fotosintético. Su estructura posee propiedades ópticas que determinan el comportamiento de la luz en su interior y la eficiencia con que ésta es almacenada y utilizada.

El término genérico que se utiliza para nominar todos los tipos de hoja de una planta es el de filoma. Las hojas pueden clasificarse en micrófilas y macrófilas o megáfilas. Filogenéticamente, una macrófila es un sistema de ramas modificado de acuerdo con la teoría de los telomas, mientras que la micrófila es una enación o emergencia del tallo. Dentro de este concepto clásico, la macrófila (megafila) está asociada con una laguna foliar en el sistema vascular del tallo, mientras que la micr+ofila carece de ella. No

obstante, la reinterpretación del sistema vascular de las plantas vasculares superiores, permitió establecer en forma clara, que estas plantas carecen de lagunas foliares en el sistema vascular del caule. Dentro de este contexto, el término megafila sería aplicable solo a los pteridófitas.

La hoja típica de muchas plantas consta de una lámina o limbo, un pie o peciolo y base foliar. En algunas hojas el peciolo esta ausente, es vestigial o es extremadamente corto, y se dice que la hoja es sésil. Las hojas de la mayoría de las dicotiledóneas tienen una vena central o vena media, continua con el haz (haces) del peciolo y los haces vasculares, que forman una red en la lámina. En muchos géneros, se desarrollan en la base foliar dos apéndices laterales o estípulas. Las hojas pueden ser simples o compuestas; si la hoja es simple, la lámina no se divide en unidades menores; si es compuesta, se divide en pinnas y foliolos, como es el caso de las especies de la familia Leguminosae.

La lámina foliar difiere en tamaño, forma, textura, tipo de margen y otras características. En tamaño varían pequeñas escamas (*Allocasuarina certicillata*, *Cupressus luisitanica*), a hojas inmensas como las de *Gunnera insignis*; en forma se encuentran todas las gradaciones, desde hojas lineales (Poaceae, Cyperaceae) hasta hojas casi circulares (*Hydrocotyle*). Existen muchas intermedias, tanto en la forma de la lámina como en la del ápice y la base. El borde o margen de la hoja también puede variar mucho. En algunas plantas como *Coffea arabica*, *Cordia collococa*, *Musa* sp., *Oryza sativa* y *Persea americana* el margen foliar es entero; en otras como *Artocarpus altilis*, *Carica papaya*, *Gossypium hirsutum* y *Sechium edule*, el margen es irregular y puede ser dentado, serrado o crenado (Fig.1).

Cuando la hoja es compuesta, los foliolos o pinnas pueden originarse en un punto central como *Bombacopsis qiunata*, *Ceiba pentandra*, *Herrania purpurea* y *Tabebuina rosea*; entonces se dice que las hojas son palmado compuestas. Si los foliolos se originan en pares a lo largo del raquis, como en *Melicoccus bijugatus*, *Samanea saman*, *Simarouba glauca* y *Spondias pupurea*, la hoja se denomina pinnado compuesta. Según la disposición, se distinguen hojas con pinnas dispuestas en pares, sin pinna terminal (hojas paripinnadas), como es el caso de las especies de leguminosas bajo estudio y otras, con un foliolo terminal que se denominan hojas imparipinnadas. El foliolo puede ser sésil o tener un pie o peciolulo. En la base del peciolo o peciolulo puede haber un

engrosamiento denominado pulvino; esta estructura es típica de las leguminosas. Los ejes secundarios de una hoja compuesta que se originan en el raquis se llaman raquillas.

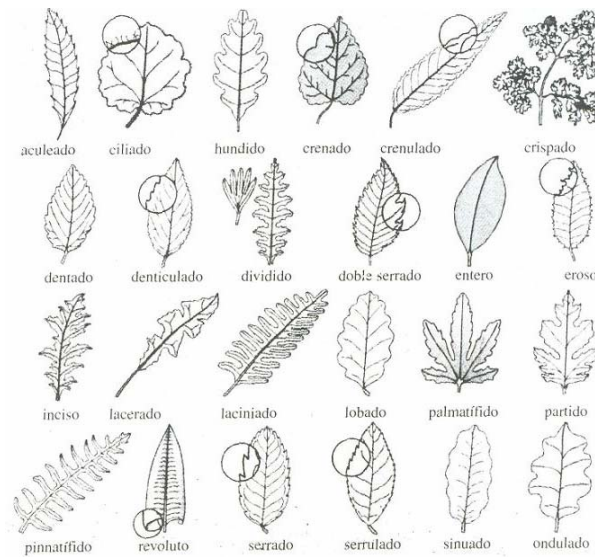


Figura 1. Tipos de margen de las hojas  
(Flores-.Vindas, 1999).

### 2.1.3.1) Sucesión foliar en el vástago (Gifford y Foster, 1996; Flores-Vidas, 1999).

Durante el crecimiento longitudinal del vástago, la morfología externa de la hoja varía con frecuencia. Los cotiledones son las hojas embrionales o primeras hojas de la planta. La condición más común es la dicotilia (dos cotiledones), presente en las dicotiledóneas y algunas gimnospermas. La policotilia (3 o más cotiledones), la sincotilia (gamocotilia o cotiledones parcial o totalmente fusionados), la esquizocotilia (división de los cotiledones), la pseudomonocotilia (falsa monocotilia debida a fusión cotiledonar), la monocotilia (un cotiledón) y la anisocotilia (cotiledones de diferente tamaño) representan modificaciones de las dicotiledoneas comunes. Las monocotiledóneas suelen tener un cotiledón y el escutelo es el cotiledón de las gramíneas según diversos investigadores.

Las hojas correspondientes al estado juvenil de la planta, reciben el nombre de protofilas para distinguirlas de aquéllas típicas de la planta adulta, que son las metafilas, nomofilas o tropofilas. Las tropofilas son usualmente de morfología más simple que las metafilas, como se observa en muchas leguminosas y en la plántula pueden llamarse catafilas (del griego *cataphyllum*=hojas bajas o inferiores) o enfilas. También se encuentran en tallos subterráneos y yemas invernantes. Son formas reducidas y usualmente carecen de clorofila. El conjunto de catafilas escamosas típicas de las yemas



invernantes, se denomina férula. Su función es la protección de la yema y el almacenamiento de sustancias de reserva. Las brácteas y bracteolas escamosas que acompañan a las flores y cuya función aparente es de protección, reciben el nombre de hipsofilas. A veces las hipsofilas son conspicuas, vistosas, y tienen atractivos colores como en *Bougainvillea* o *Euphorbia pulcherrima*. En estos casos la o las flores son conspicuas. Las eofilas son las primeras hojas verdes de la plántula que muestran una lamina foliar.

Las metafilas son las hojas típicas de la planta adulta y usualmente son morfológicamente diferentes de las protofilas. En algunas especies la lámina foliar no se desarrolla y puede formar espinas o zarcillos. Las hojas que carecen de lámina presentan el raquis de la pinna, el peciolo y (o) la base foliar en forma de lámina, reciben el nombre de folidos; por ejemplo: *Acacia heterophylla* y *A. mangium*, muestran una transición foliar de hoja a filodo. Las hojas pueden ser estipuladas o exestipuladas. Las estípulas pueden estar unidas a la base de la hoja (adnatas), o bien, pueden ser apéndices libres. El suministro vascular de las estípulas deriva de las trazas foliares que ingresan a la base de la hoja.

Las primeras hojas de una rama lateral, se llaman profilas; en las monocotiledóneas hay una profila por nudo, en las dicotiledóneas hay dos. En general las profilas ocupan una posición decusada respecto a la hoja tectriz, en cuya axila se produce el brote. Las profilas son, casi siempre, hojas reducidas; algunas forman concrecencias, como en los involucros florales de Fagaceae, en donde se transforman en envolturas especiales de los frutos llamadas cúpulas o glandes.

Cuando la forma de la hoja cambia en una misma planta durante su ontogenia, se dice que la planta tiene desarrollo heteroplástico; si por el contrario, la forma de la hoja permanece uniforme, se dice que el desarrollo es homoblástico.

#### **2.1.3.2) Desarrollo foliar (Flores-Vindas, 1999).**

Es evidente que la formación de primordios foliares es una actividad mayor del meristemo apical y que su origen en éste, implica una importante interacción de desarrollo. Mientras el vástago se caracteriza por un crecimiento indeterminado y esta característica es retenida por las ramas, la hoja suele ser un órgano de crecimiento determinado; no obstante, ciertos miembros de Meliaceae (*Chisochenton*, *Guarea*), son excepciones a esa regla. Las hojas pinnadas de esos taxa contienen, en el extremo distal

del raquis, una yema que da origen a nuevas pinnas en forma periódica; mientras esto sucede, las pinnas basales entran en un período de abscisión y se desprenden del raquis. Con el tiempo, el raquis de la hoja engruesa y produce tejido vascular secundario. El periodo de vida de estas hojas varía desde 2 a 3 en *Guarea guidonia*; en *G. rhopalocarpa*, pueden vivir de 7 a 11 años. El programa de desarrollo de la hoja está regulado genéticamente y puede dividirse en tres etapas: formación de la protuberancia foliar, formación del eje de la hoja y formación de la lámina foliar

A pesar de sus diferencias morfológicas, las hojas muestran simples variaciones en el patrón básico de desarrollo. Las hojas de lámina angosta tienen crecimiento marginal moderado; las hojas compuestas tienen un crecimiento marginal dividido y localizado en centros, a partir de los cuales se desarrollan los folíolos. Los estadios de desarrollo de un foliolo son similares a los de una hoja simple.

En las hojas compuestas de las dicotiledóneas, los folíolos laterales se forman siguiendo patrones variables durante su temprana ontogenia. Se reconocen tres secuencias generales de desarrollo en la iniciación de los folíolos: basípeta, acrópeta y divergente. La formación basípeta parece ser la más común.

### **2.1.3.3) Estructura del peciolo ( Raven *et al.*, 2003).**

La epidermis del peciolo es continua con la del tallo; el parénquima es clorofílico y el tejido de sostén está compuesto de colénquima, esclerénquima o ambos. Los haces vasculares pueden ser colaterales, bicolaterales o concéntricos. El floema está acompañado, en numerosas especies, por grupos de fibras. La disposición de los tejidos vasculares en el peciolo difiere en las distintas plantas; en sección transversal, pueden aparecer en forma de media luna (*Nerium*, *Nicotiana*), de anillo continuo o discontinuo (*Quercus* sp., *Ricinus communis*), o como un anillo con haces adicionales externos e internos (*Pelargonium*, *Robinia*, *Vitis*). En las monocotiledóneas se ven haces dispersos. Si existe un haz colateral en el peciolo, el floema se encuentra en la cara adaxial; si los haces se disponen en un anillo, el floema es externo al xilema en la periferia del anillo.

En las leguminosas (*Albiza niopoides*, *Cojoba arborea*, *Glycine max*, *Hymenolobium mesoamericanum*, *Phaseolus vulgaris*, *Pseudosamanea guachapele*, *Samanea saman*) y otras plantas tropicales, los peciolos y peciolulos tienen expansiones basales llamadas pulvinos y pulvínulos respectivamente. Estas estructuras están involucradas en el movimiento de hojas y folíolos durante el día y la noche, que recibe el nombre de

nictinastia. La nictinastia consta de un oscilador que genera el ritmo periódico durante las 24 horas, una ruta de señalamiento y un complejo de procesos reguladores en las células (Flores-Vindas, 1999).

En la mayor parte de los casos de nictinastia, las superficies foliares son horizontales y reciben el sol durante del día, pero se cierran en forma vertical, cuando el sol se esconde. El pliegue foliar puede ser hacia arriba o hacia abajo, de acuerdo con la especie. Se supone, con frecuencia, que la función de la nictinastia es permitir a las plantas la captura de la luz durante el día y reducir la pérdida de calor o evitar la absorción de la luz de la luna durante la noche, ya que si ésta última es muy intensa, podría interferir con la inducción floral de plantas del día corto.

En el pulvino o pulvínulo, el tejido vascular está concentrado en un plano horizontal, en ángulo recto con la dirección del movimiento y está rodeado por una amplia corteza de parénquima. Las células corticales más externas, a los lados adaxial y abaxial del pulvínulo, difieren de las otras células corticales y tienen numerosas vacuolas. Estas células especializadas reciben el nombre de células motoras, ya que muestran etapas de expansión y contracción alternas.

El movimiento foliar depende de la turgencia relativa de las células motoras a ambos lados del pulvínulo. En *Cassia grandis*, *Pseudosamanea guachapel*, *Samanea saman*, cuyos foliolos cuelgan hacia abajo por la noche, el movimiento matutino, hacia arriba, de los foliolos se debe al aumento en turgencia de las células motoras ventrales y a un decrecimiento en las dorsales (axiales); el movimiento de los foliolos, hacia abajo, involucra movimientos opuestos.

La luz (secuencia de períodos alternates de luz y oscuridad) controla el movimiento, pero en condiciones experimentales, las hojas de *Pseudosamanea* continúan abriéndose y cerrándose durante varios días si se mantienen en luz u oscuridad constantes. Más aún, si las plantas de *Pseudosamanea* crecen en fotoperíodos de 16 horas, los foliolos se abren rápidamente al ser transferidos de la oscuridad a la luz. Comienzan a cerrarse después de 12 horas y están cerrados por completo antes de que oscurezca. Las hojas permanecen cerradas durante un período oscuro de 8 horas y se abren sin iluminación si el período oscuro se extiende por dos o tres horas más. El movimiento es, entonces, afectado por luz, pero también depende de un ritmo endógeno.

Igual que en los estomas, los movimientos son acompañados por flujos de iones  $K^+$  hacia adentro y hacia fuera de las células motoras. La concentración de  $K^+$  en el pulvínulo de *Pseudosamanea* es alrededor de 0.5 M y el  $K^+$  es el único catión presente en concentración suficientemente alta para que su movimiento ejerza un efecto osmótico significativo. Las curvas para movimientos de folíolos y el flujo de  $K^+$  en células motoras ventrales son casi paralelos cuando los folíolos se extienden; por el contrario, la curva del flujo de  $K^+$  en las células motoras dorsales es inversa al de las ventrales.

El hecho de que las células dorsales estén turgentes cuando las ventrales están flácidas y viceversa, sugiere que los iones  $K^+$  salen de las células que se contraen hacia las que se expanden. Sin embargo, la medición experimental del flujo de  $K^+$  durante el cierre de los folíolos, revela que el ingreso de  $K^+$  a las células dorsales en expansión se completa antes de que la salida de iones  $K^+$  haya concluido en las células ventrales. Esto implica diferentes ritmos de intercambio de iones  $K^+$  y una reserva común que parece localizada en la región central del pulvínulo. La luz blanca no es necesaria para el flujo de iones  $K^+$  hacia las células ventrales motoras, pero sí para el flujo de  $K^+$  fuera de las células dorsales.

Hay considerable evidencia de que el fitocromo está colocado en las membranas de las células motoras ventrales, en los sitios de movimiento de iones  $K^+$  o adyacentes a ellos. El movimiento a través de la membrana involucra la utilización de Adenosín trifosfato (ATP). Se ha propuesto que el fitocromo influye en el movimiento activando la bomba de  $K^+$  presente en la membrana. La fase del rimo puede ser modificado por la luz blanca o azul que influencia la membrana. La presencia de luz blanca mantendrá bajo el  $K^+$  en las células motoras dorsales y en el reservorio del pulvínulo. Cuando los folíolos son transferidos de la luz blanca a la oscuridad, las membranas de todas las células se hacen permeables, lo cual permite a los iones  $K^+$  difundirse del reservorio hacia las células dorsales.

#### **2.1.4) Las estípulas (Flores-Vindas, 1999; Harris y Wolf, 1997).**

Las estípulas representan excrecencias marginales de la base foliar. Su desarrollo precede, casi siempre, al de la lámina de la hoja. La mayoría de las estípulas son pequeñas y escamosas pero algunas adoptan la forma de hojas verdaderas, se modifican en espinas (*Acacia collin* y *Robinia pseudocacia*), o forman glándulas. Las estípulas

son, por lo general, laterales (*Fagus*, *Quercus*); no obstante, en las poligonáceas (*Coccoloba*, *Polygonum*, *Rumex*, etc.), las estípulas forman una ócrea por concrescencias congénitas. Esta ócrea es un carácter familiar.

En muchas plantas, las estípulas están aparentemente fusionadas con la base foliar y reciben el nombre de estípulas adnatas. Las estípulas interpeciolares pueden presentarse en plantas con filotaxia opuesta o verticilada como en las Rubiaceae (*Cinchona calisaya*, *Coffea arabica*, *Hamelia patens*, *Psychotria ipecacuanha*, *Radiana aculeata*); éstas se inician por concrescencia de dos estípulas laterales que pertenecen a dos hojas contiguas. Las estípulas deciduas dejan cicatrices en el tallo a cada lado de la hoja.

### **2.1.5) Yemas adventicias en las hojas (Flores-Vindas, 1999; Raven *et al.*, 2003).**

La formación de yemas adventicias está genéticamente regulada. Las yemas adventicias pueden formarse en diferentes órganos de la planta (raíces, nudos, entrenudos, hojas). Bajo el nombre de yemas adventicias en las hojas se comprende una serie de neoformaciones que funcionan como órganos de propagación. Las yemas pueden iniciarse en los márgenes, la lámina o el peciolo. Es frecuente en muchos helechos (*Blechnum*, *Trichomanes*); en *Asplenium*, el ápice foliar se inclina hacia el suelo con el fin de que la yema pueda enraizar y formar una nueva planta sin separarse de la planta madre. Un fenómeno parecido ocurre en las “hojas caminantes” de *Asplenium trichomanes*; las yemas se originan cerca del ápice foliar y producen una nueva planta.

En las dicotiledóneas pueden formarse yemas adventicias foliares en la lámina (*Nymphaena*, *Tolmiea menziesi*) y en los márgenes (*Kalanchoe pinnata*, *K. tubiflora* y *K. daigremontiana*). *Kalanchoe pinnata* tiene el margen foliar crenado con yemas latentes en las depresiones. Otras especies de *Kalanchoe* desarrollan yemas epífilas en condiciones de día largo. El alargamiento de las yemas epífilas parece tener necesidades hormonales diferentes a los niveles de reguladores que las liberan de su latencia; éste puede ser estimulado por el ácido gliberélico e inhibido por el ácido indolacético y la Kinetina. Algunos informes indican que condiciones de alta humedad, o ausencia de luz, pueden propiciar cambios físicos o químicos dentro de las hojas, que inducen la formación de yemas epífilas.

Un ejemplo interesante son las hojas de *Malaxis parthonii*. La naturaleza del mecanismo de propagación vegetativa de esta orquídea es muy peculiar, ya que la

mayoría de las hojas poseen embriones foliares en el extremo distal. El examen anatómico de esas estructuras revela que no son bulbos ni yemas, sino verdaderos embriones rodeados por una cubierta protectora. El embrión no tiene tejido vascular, pero existe un tejido de transfusión en la base de éste, que se extiende hasta el mesófilo de la hoja. El desprendimiento de los embriones no se realiza mediante un proceso de abscisión, sino que es facilitado por la muerte de la hoja. Los embriones foliares desarrollan asociaciones micorrízicas tan pronto se establecen en el suelo.

En *Gustavia superba* los cotiledones removidos de las plántulas son capaces de regenerar tallos y raíces. Las hojas de las *Begonia* ornamentales se utilizan para reproducir las especies en un invernadero. Usualmente las nuevas plantas se originan del parénquima vascular, en el punto de unión lámina foliar-pecíolo y sobre las venas primarias, secundarias y menores.

#### **2.1.6) Senescencia y abscisión foliares (Ridge, 2002).**

La manifestación más obvia de senescencia foliar es el cambio de las hojas en los árboles caducifolios durante el otoño de las zonas templadas y la estación seca de los trópicos. La senescencia puede ser definida como el complejo de eventos catabólicos que llevan a la muerte de una célula, órgano u organismo. Muchas plantas (particularmente anuales y bianuales) florecen una vez durante su ciclo de vida y luego fenecen y mueren. En las plantas, la senescencia es parte de un programa de desarrollo heredado. La situación es menos clara en plantas perennes, en especial las maderables, en las cuales la muerte debida a enfermedad o factores como inundación, sequía, viento y deficiencia mineral, hace difícil establecer el inicio de la senescencia en todo el organismo.

El programa de abscisión está bien organizado y regulado. El tiempo de la caída de una hoja en una especie decidua ocurre en una estación específica y la ubicación celular en que tiene lugar está predeterminada. La senescencia de la hoja se caracteriza por el amarillamiento y salida de aminoácidos de la lámina foliar, la disminución en el contenido de proteínas y la pérdida de agua. La formación de una zona de abscisión en el pecíolo es anterior a la caída de las hojas. Hay dos capas discernibles en esa zona: una capa de separación (o abscisión) y una capa protectora que previene de la desecación y el ingreso de patógenos. La citólisis de la capa de separación puede involucrar disolución de la lámina media de ésta y las paredes celulares. Anterior a la citólisis, es la

obliteración de los elementos conductores (formación de tilosas en el xilema y de calosa en el floema) que atraviesan la zona y formación de una capa protectora de células suberizadas o lignificadas, proximal respecto a la capa de separación (adyacente al tallo). En las especies arbóreas, la capa protectora o cicatriz, puede ser reemplazada por la peridermis.

La señal que promueve la abscisión es el gas etileno que puede ser producido por los tejidos adyacentes a la zona de separación, estar presente en la atmósfera externa como consecuencia de la contaminación ambiental o ser sintetizado por microorganismos o plantas vecinas. Si el etileno puede visualizarse como un acelerador de la abscisión, la auxina (AIA) puede considerarse como el retardador y el balance entre ambos, es uno de los mayores determinantes en la regulación de la abscisión. El etileno regula el tiempo en que se produce la abscisión, pero no es claro si induce la separación celular o es solo un acelerador del proceso. Además del etileno y la auxina hay otros factores que afectan la abscisión. Las poliamidas pueden actuar indirectamente sobre la síntesis de etileno. El ácido abscísico (ABA) tiene un efecto estimulador en algunos casos; el ozono, la luz ultravioleta y las variaciones estacionales también afectan la abscisión. La inducción de la abscisión es seguida por una fase de retardamiento anterior al debilitamiento de la zona. Durante la fase de separación, la fuerza de tensión de la zona de abscisión decrece como resultado de la lisis de las láminas medias. La enzima 1-4 glucan-hidrolasa (celulasa) y la poligalacturonasa están involucradas en este proceso. La celulasa es sintetizada para el proceso, pero la poligalacturonasa puede ser activada durante él. El  $\text{Ca}^{+2}$  también participa en la abscisión, ya que es removido de las paredes en separación. El etileno acelera la fase de separación, pero el efecto es dependiente de un aumento en la tasa de síntesis proteica. Este regulador también aumenta la actividad de dos hidrolasas de la pared y estimula su secreción dentro de ellas. La fractura final depende del desarrollo de fuerzas mecánicas que separen las células y rompan los electos traqueales.

### **2.1.7) Flor (Flores\_Vindas, 1999; Gifford y Foster, 1996)**

La flor es un brote de crecimiento limitado portador de esporofitos, la estructura más distintiva es el carpelo. El carpelo contiene los óvulos, que después de la fecundación se transforman en semillas. Las flores pueden estar reunidas en varios tipos de agrupaciones llamadas inflorescencias, como es el caso de las especies de los géneros

*Acacia* y *Mimosa* de la familia Leguminosae. El pie de una inflorescencia o de una flor solitaria recibe el nombre de pedúnculo. El pie de cada flor individual de una inflorescencia recibe el nombre de pedicelo. El receptáculo es la parte del pedúnculo a la que están unidas las piezas florales. Como cualquier otro brote, el receptáculo tiene nudos y entrenudos. En la flor los entrenudos son muy cortos y, consiguientemente, los nudos están muy próximos entre sí.

La flor clásica consta de pedicelo, receptáculo floral (tálamo o toro), cáliz (conjunto de sépalos), corola (conjunto de pétalos), androceo (conjunto de estambres) y gineceo (conjunto de carpelos). El androceo y el gineceo constituyen los órganos fértiles; el cáliz y la corola constituyen las estructuras vegetativas, estériles.

Los estambres (que en conjunto forman el androceo) son microsporófilos. Los cuales están formados por un fino pie, o un filamento, sobre el que se forma una antera bilobulada que contiene cuatro microsporangios (o sacos polínicos). Los carpelos (que en conjunto forman el gineceo) son megasporófilos plegados longitudinalmente de forma que en su interior contienen uno o más carpelos. A menudo el carpelo recibe el nombre de pistilo. En la mayoría de las flores el carpelo se diferencia en una parte inferior, el ovario que contiene los óvulos, y en una parte superior, el estigma receptor de polen (Raven, et al., 2003).

#### **2.1.8) Fruto**

El fruto es la estructura que contiene la semilla y se origina por modificación en el desarrollo del gineceo de una flor. Por lo general, este desarrollo es simultáneo con la marchitez y la abscisión del perianto y los estambres. Después de la polinización, muchas flores cierran sus corolas o sufren un rápido colapso de los pétalos y otras partes florales.

El tipo de fruto, tiene valor taxonómico pues permite reconocer a ciertas familias; por ejemplo la vaina en las Leguminosae (Flores-Vindas, 1999). En el caso de las especies estudiadas, dos de ellas presentan vainas dehiscentes (*Mimosa depauperata* y *Mimosa biuncifera*) y las otras dos especies vainas indehiscentes (*Prosopis laevigata* y *Acacia schaffneri*).



### 2.1.8.1) Tipos de frutos

#### A) Frutos simples

Con base en la textura del pericarpo, los frutos simples se dividen en: frutos secos (dehiscentes o indehiscentes) y frutos carnosos (Cuadro 1).

Cuadro 1. Tipos de fruto		
Simples	<i>Secos indehiscentes</i>	Aquenio, balausta, balano o calibium, cápsula indehiscente, cariósipide o grano, cipsela, nuez, sámara, utrículo, cámara
	<i>Secos dehiscentes</i>	Cápsula, Cápsula acrocida, circuncisa o pixidio, loculicida, poricida, septicida
		Folículo, legumbre o vaina, lomento, silicua, esquizocarpo
	<i>Carnosos</i>	Pomo, baya, drupa, hesperidio, pepónide, pireno o pirénide, anfisarco
Agregados	<i>Aquenacetum, baccacetum o erario, drupacetum, foliacetum, samaracetum</i>	
Múltiples	<i>Bibacca, sorosis, sinoco</i>	

#### B) Frutos agregados

Son aquellos frutos formados por los carpelos de un gineceo apocárpico, que maduran como una unidad sobre un receptáculo común y otras estructuras accesorias. Los frutos agregados se clasifican en los siguientes tipos: 1) *Aquenacetum*: agregado de aquenios; 2) *Baccacetum o erario*: agregado de bayas; 3) *Drupacetum*: agregado de drupillas; 4) *Foliacetum*: agregado de folículos; 5) *Samaracetum*: agregado de sámaras.

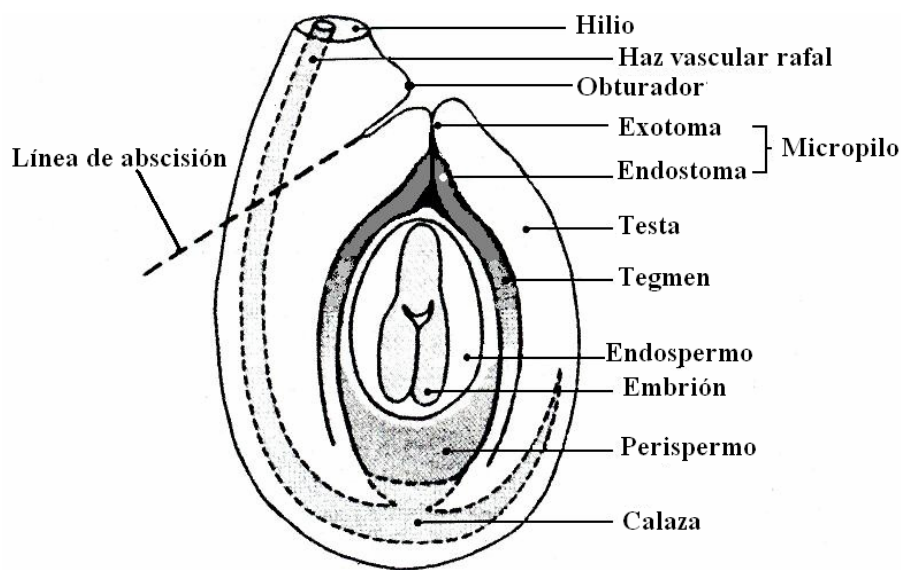
#### C) Frutos múltiples

Son los frutos que derivan de los gineceos de las flores de una inflorescencia. Se encuentran sobre un eje común y usualmente son coalescentes. Los tipos más comunes son: 1) *Bibacca*: baya doble fusionada. 2) *Sorosis*: frutos sobre un eje que usualmente coalescen; derivan de los ovarios de varias flores. 3) *Sinoco*: sincarpo con aquenios en la pared interna de un receptáculo hueco (Fores-Vindas, 1999).

### 2.1.9) Semilla

Es el sitio de parcial desarrollo de del nuevo esporofito y el lazo entre generaciones sucesivas. Es además, la estructura que permite supervivencia y dispersión en diferente condiciones ambientales (Flores-Vindas, 1999). La semilla es el ovulo maduro (Lack y Evans, 2006).

La semilla típica consiste de cubierta seminal, derivada de tejido maternal (producto de uno o ambos tegumentos del rudimento seminal), perispermo (remanente de la nucela), endospermo, derivado de la segunda fertilización y generalmente triploide (tejido resultante de la fusión entre una célula espermática y los núcleos polares de la célula central del saco embrionario) y embrión (resultado de la fertilización de la célula huevo o oosfera por una célula espermática) (Fig. 2) ( Lack y Evans , 2006; Flores-Vindas, 1999). El grado en que esos componentes continúan su desarrollo, conduce a algunas de las diferencias estructurales fundamentales entre los diversos tipos de semillas.



**Figura 2. Estructura de la semilla**

En el desarrollo de la semilla pueden identificarse tres fases desde un punto de vista funcional: 1) Divisiones celulares que forman los tejidos vegetativos en la cubierta seminal, el endospermo y el embrión (embriogénesis temprana). Esta etapa se caracteriza por un aumento rápido en peso fresco. 2) Acumulación de sustancias de reserva, que garantiza el éxito de la descendencia como unidad independiente. La semilla registra un aumento en peso seco. 3) Drástica reducción de la actividad metabólica que conduce a la latencia metabólica, acompañada de la desecación de la semilla, llamada secado de maduración. Numerosos estudios sugieren que este período de deshidratación cumple una función importante en el cambio de actividades del programa de desarrollo de la semilla (en especial el embrión) al programa de desarrollo germinación-plántula.

Los reguladores de crecimiento presentes en los tejidos de las semillas en desarrollo (AIA [ácido indolacético], GAs [giberelinas], ABA [ácido abscísico]) están involucrados en varios procesos:

- a) Desarrollo de la semilla (crecimiento [división y alargamiento celulares] y diferenciación), incluida la supresión de éste anterior a la germinación
- b) Acumulación de reservas nutritivas
- c) Desarrollo de los tejidos extraseminales
- d) Diversos efectos fisiológicos sobre tejidos y órganos del fruto en desarrollo.

Las Gas biológicamente activas muestran concentraciones altas durante el crecimiento del embrión y el endospermo. El ABA desempeña una función primordial en el desarrollo y la maduración de las semillas, aunque está más asociado con la reducción del crecimiento del embrión que con su promoción; en muchos casos está presente en la embriogénesis normal pero no en la germinación y extensión longitudinal del eje embrional. La germinabilidad está, entonces, asociada con la concentración de ABA. El regulador parece también influir en la deposición de proteínas y otras reservas; en muchas especies, el contenido más alto de ABA es coincidente con la tasa más alta de síntesis de reservas. También induce la expresión de deshidrinas, que son proteínas que se acumulan durante las últimas etapas de maduración de la semilla (embriogénesis tardía) (Flores-Vindas, 1999).

### **2.1.10) Embriogénesis**

Los dos procesos fundamentales del desarrollo del embrión son: el establecimiento de una organización espacial precisa de las células derivadas del cigoto (patrón de formación) (con tres niveles: a) patrón de organización, b) patrón de acumulación de proteínas, c) patrón de expresión genética) y la generación de diversidad celular dentro del embrión en desarrollo (citodiferenciación).

**2.1.10.1) Embriogénesis temprana.** El cigoto es un sistema unicelular que mediante una secuencia programada de eventos (patrón de embriogénesis) da origen a un embrión multicelular con órganos diferenciados y que contiene todas las potencialidades de la planta adulta. Después de la fertilización, la célula cigótica se polariza y las organelas se reorganizan alrededor del núcleo. El cigoto puede reducir su tamaño antes de dividirse. Durante la mitosis simétrica, el cigoto polarizado da origen a dos células hijas, con elementos citoplasmáticos diferencialmente distribuidos. En la mayoría de las

angiospermas, el cigoto se divide transversalmente dando origen a una célula calazal o apical (ca) y una basal (cb); en algunos casos, la división celular u oblicua.

Las células derivadas de la célula calazal contribuyen a formar la mayor parte del proembrión y el embrión (usualmente la plúmula y los cotiledones); la célula basal y sus derivadas comúnmente forman el hipocótilo y el suspensor. Las variaciones en la orientación de la placa celular y posterior pared celular en el proembrión bicelular constituyen la base para la clasificación de los tipos embrionales. La separación de tipos, se basa en el destino de la célula apical del proembrión, durante la segunda división y subsiguientes, así como la contribución de la célula basal a los distintos órganos del embrión.

**2.1.10.2) Diferenciación del embrión.** El crecimiento tridimensional del embrión se inicia con la formación de paredes verticales en las derivadas de la célula terminal del proembrión. Luego, mediante divisiones en varios planos, alcanza una forma globular.

Durante la embriogénesis temprana, las etapas de cuadrante y octante, y hasta la formación del proembrión globular, hay similitud en el linaje y configuración de las células en ambos grupos. Las diferencias fundamentales se originan durante la diferenciación del proembrión globular. La organización del ápice del vástago sigue patrones morfogenéticos completamente diferentes; en las dicotiledóneas, las células axilares que forman la epífisis tienen una tasa de crecimiento menor a las células circumaxiales. Las dos células opuestas al cuarteto terminal engendran el par de cotiledones.

Las diferencias estructurales en la etapa acorazonada del embrión son notables. Las células del procambium y del meristemo fundamental son más vacuoladas que las de la protodermis, pero la densidad de los ribosomas es similar en todas las regiones. Los plastidios de la protodermis y el meristemo fundamental muestran diferenciación de lamelas, mientras que en las células procambiales permanecen sin diferenciar.

En etapas ontogenéticas subsiguientes, el hipocótilo y los cotiledones se alargan; se organizan también el meristemo apical del epicotilo y el meristemo radical (Flores -Vindas, 1999).

### **2.1.10.3) Desarrollo del endospermo.**

El producto de la fusión de un núcleo espermático con los núcleos de la célula central constituye el primer núcleo endospermico, que se encuentra en la célula endospermática

primaria. La primera división del núcleo triploide de esa célula da origen a dos núcleos que abandonan la posición central: uno migra hacia el cigoto y el otro hacia el extremo calazal: las migraciones involucran al núcleo y algún citoplasma asociado: El núcleo cercano al cigoto permanece muy asociado a éste. Esas migraciones simétricas definen ciertos campos de desarrollo. Luego, mediante una serie de mitosis sucesivas se forma el endospermo. Como en el saco embrional tipo *Polygonum* los núcleos participantes en la triple fusión son haploide, el endospermo que se forma es  $3n$ . El endospermo de los sacos embrionales tipo *Allium* y *Adoxa* también es triploide. En el tipo *Oenothera* es diploide y en los otros tipos poliploides.

El endospermo es responsable del crecimiento y germinación del embrión. El endospermo tiene una presencia cromosómica materna y paterna definida. Es factible producir plántulas de embriones haploides, diloides, diploide, triploides y poliploides sin fertilizar (apomíctimas), pero no desarrollar semillas cuyo endospermo tiene un contenido cromosómico aberrante. El resultado es una semilla aberrante que finalmente aborta.

#### **2.1.10.4) Perispermo**

Es un término genérico para los tejidos de almacenamiento de origen nucelar. En la mayoría de las semillas desaparece temprano.

#### **2.10.5) Desarrollo de la cubierta seminal**

La cubierta seminal se inicia cuando se fertiliza el rudimento seminal. Deriva de los tejidos tegumentarios y del tejido calazal y del rafe; así, cuando la capa externa del tegumento externo se diferencia como una capa de protección mecánica (exotesta), la capa externa del rafe y la calaza sufren una diferenciación equivalente. Lo mismo sucede con la formación de la endotesta en la capa interna del tegumento externo. En semillas muy pequeñas, las células de los tegumentos casi no se dividen mitóticamente después de la fertilización, por lo que la cubierta seminal se forma mediante alargamiento y diferenciación de las células tegumentarias. Las semillas grandes suelen tener cubiertas seminales más complicadas, aunque existen excepciones. Las cubiertas seminales complejas son el resultado de divisiones anti- y perclinales en los tegumentos. Cuando las divisiones perclinales son predominantes, el tegumento es de tipo multiplicativo; si predominan las divisiones anticlinales, el tegumento es de tipo no

multiplicativo. Con frecuencia, los tegumentos multiplicativos dan origen a cubiertas seminales con muchas capas. Las divisiones perclinales pueden ser difusas o estar localizadas en el tegumento externo. Sin embargo, en algunas familias esta capa celular se divide repetidas veces y contribuye a la formación de una sarcotesta.

La presencia de capas medias multiplicativas en el tegumento externo es muy común y éstas pueden formar aerénquima. La capa interna del tegumento externo se divide casi siempre en forma anticlinal. En la mayoría de las especies, el tegumento interno permanece delgado, poco especializado y pronto se colapsa o es absorbido; en casos excepcionales, se forman capas medias multiplicativas que originan aerénquima, pero se desintegran durante la maduración de la semilla (Flores-Vindas, 1999).

#### **2.10.5.1) Cubierta seminal**

En las semillas bitegmáticas la cubierta seminal consta de la testa (proveniente del tegumento externo) y tegmen (proveniente del tegumento interno). Cada tegumento tiene su propia abertura; en el tegumento se llama exostoma y en el interno endostoma. El exostoma y el endostoma forman el micropilo. Las semillas unitégmicas tienen solo una abertura (micropilo) y la cubierta seminal se llama testa. En la cubierta seminal se localiza la cicatriz funicular o hilo, que indica el punto en que el funículo y la semilla se separan. Esa zona tiene diferente estructura. Cerca de la zona hilar es frecuente encontrar una costura longitudinal formada por tejido funicular unido a los tegumentos de la semilla denominada rafe; ésta se forma como resultado de una curvatura aproximada de 80°, que tiene lugar durante la ontogenia de los rudimento seminales anátropodos. El crecimiento diferencial del funículo produce externamente un puente o una costura de sobre el cual sigue su curso la traza vascular que suple al rudimento seminal. En algunas semillas se forma, en el extremo proximal del rudimento seminal, una masa de tejido debido a la extensión del funículo y los tegumentos de la zona calazal. Como consecuencia, en la semilla madura se observa un hilo muy rodeado por una extensión de cubierta seminal. Con frecuencia, el micropilo que comprendido dentro del hilo (Flores-Vindas, 1999).

#### **Relación entre estructura de la semilla y comportamiento en almacenamiento**

Las semillas pierden agua durante el secado de maduración y por tanto adquieren tolerancia a la desecación. Las semillas sin secado de maduración mantienen un contenido de humedad muy alto y no experimentan reducción del metabolismo celular y son sensibles a la pérdida de agua ya las temperaturas bajas. La tolerancia a la

deseccación que muestran las semillas en su ambiente natural, o la carencia de tolerancia, también se manifiesta cuando ellas son almacenadas.

Roberts definió dos tipos de semilla, con fundamento en su sensibilidad a la desecación en condiciones de almacenaje: ortodoxas (con secado de maduración) y recalcitrantes (sin secado de maduración).

La tolerancia a la desecación de las semillas ortodoxas está asociada con cambios como disminución de la respiración, aumento de algunos carbohidratos y oligosacáridos, y acumulación de deshidratinas (o proteínas LEA). Durante la germinación esas semillas pierden esa tolerancia con frecuencia, varias horas después de la profusión de la radícula. La deshidratación en esta etapa produce un daño irreversible, en que la peroxidación de los lípidos y radicales libres reempeña una función importante.

Un 60 a 70% de las semillas tropicales son recalcitrantes. Las semillas recalcitrantes no toleran ni sobreviven a la desecación. Mueren cuando el potencial de agua alcanza niveles similares a los de la marchitez permanente en muchos tejidos en crecimiento. La deshidratación de los tejidos no tolerantes (recalcitrantes) provoca el deterioro de las membranas (plasmalema, mitocondrias), desnaturalización de las proteínas, reducción de la tasa respiratoria y nivel de ATP. Los procesos oxidativos y los radicales libres están involucrados en el deterioro celular y molecular. Las semillas muestran una gran resistencia a la rehidratación y la pérdida de integridad celular conduce a la pérdida de viabilidad. La sensibilidad a la disminución de temperatura se debe al elevado contenido de agua. El agua de enlazada parece ser un componente crucial en la tolerancia a la desecación. En las semillas ortodoxas toda el agua está enlazada (Flores-Vindas, 1999).

### **2.1 .11) Germinación**

La germinación es el proceso que desencadena la rehidratación de la semilla y el inicio de la expansión de la radícula. El desarrollo de la semilla y la germinación son etapas fisiológicas muy distintas del ciclo de vida de la planta. El metabolismo durante el desarrollo de la semilla es fundamentalmente anabólico y está caracterizado por la síntesis masiva y depósito de sustancias de la reserva de los tejidos de almacenamiento y la deshidratación de los tejidos; la germinación se caracteriza por la movilización de los tejidos de reserva y cambios cualitativos y cuantitativos de las enzimas catabólicas, en particular, en los órganos de almacenamiento (Ridge, 2002).

El proceso de germinación involucra la transición de las células de un estado deshidratado y baja actividad metabólica a un estado hidratado y de intensa actividad metabólica. El agua es absorbida de manera trifásica por muchas semillas: a), imbibición, b), germinación *sensu stricto* y c), desarrollo del embrión. La imbibición corresponde a la rápida absorción de agua que conduce a un incremento paulatino de la actividad respiratoria. Germinación *sensu stricto*, constituye la verdadera fase de la germinación. Es el proceso de activación del embrión, sin cambio morfológico aparente. El desarrollo del embrión comienza con el inicio del desarrollo de la radícula y un cambio significativo de la fisiología del embrión. La germinación *sensu stricto* es la fase crucial de la germinación porque el desarrollo de la plántula depende de ella. En la mayoría de los casos, la semilla germina solo si la respiración y producción de Adenosin Trifosfato (ATP) son adecuadas, lo que requiere oxígeno (Fenner y Thompson, 2005).

La germinación culmina con el desarrollo de la radícula, básicamente alargamiento celular y su protusión en los tejidos adyacentes. En las semillas recalcitrantes con embriones pequeños y rudimentarios o grandes con radícula rudimentaria (reducida a un grupo de células meristemáticas), el desarrollo de la semilla implica división celular y alargamiento (Flores-Vindas, 1999).

#### **2.1.11.1) Requerimientos para la germinación de la semilla (Hartmann *et al.*, 2002)**

Normalmente el crecimiento del embrión se detiene mientras la semilla madura se dispersa. La reanudación del crecimiento del embrión, o germinación de la semilla, depende de muchos factores, tanto externos como internos. Entre los externos o ambientales, hay tres factores especialmente importantes: el agua, el oxígeno y la temperatura. Además, las semillas pequeñas necesitan exposición lumínica para germinar

La mayoría de las semillas son extremadamente secas, normalmente sólo contienen de un 5-10% de su peso total en agua. Así pues, la germinación no es posible hasta que la semilla absorba el agua necesaria para sus actividades metabólicas. Cuando la semilla embebe agua se hincha, y en su interior alcanza una presión considerable. Entonces se activan las enzimas que ya están presentes en la semilla, y se sintetizan algunas nuevas para la digestión y la utilización de las reservas alimenticias que se habían acumulado en las células de la semilla durante el periodo de formación del embrión. Las mismas



células que antes habían sintetizado enormes cantidades de productos de reserva ahora realizan el proceso metabólico contrario. El embrión empieza el crecimiento y la división de las células siguiendo un patrón característico de cada especie. El crecimiento posterior necesita de un aporte continuo de agua y de nutrientes (Raven *et al.*, 2003).

Durante las primeras fases de germinación, la respiración puede ser completamente anaerobia, pero tan pronto como se rompe la cubierta seminal del embrión empieza a respirar aeróbicamente y, por lo tanto, necesita oxígeno. Si el suelo está saturado de agua, la cantidad de agua utilizable por la semilla puede ser insuficiente para que se produzca la respiración aerobia, entonces la semilla no podrá germinar.

Aunque muchas semillas germinan en una amplia gama de temperaturas, normalmente no germinan por debajo o por encima del intervalo de temperaturas características de cada especie. En los factores internos se tienen: la impermeabilidad de la cubierta seminal al agua y algunas veces al oxígeno. Otro factor es la inmadurez fisiológica del embrión. Por tanto algunas semillas sufren cambios enzimáticos y bioquímicos los cuales son inducidos por cambios de temperatura. Algunas semillas tienen que pasar por el intestino de aves o mamíferos para poder germinar, otras semillas tienen que romperse mecánicamente, o ser liberadas por el calor del fuego (Raven *et al.*, 2003).

#### **2.1.11.2) Tipos de germinación**

Existen dos tipos de germinación: epigeo e hipógeo. En la germinación epigea, los cotiledones y el nudo cotiledonar se encuentran a una distancia variable sobre el nivel del suelo, debido al desarrollo del hipocótilo. En la germinación hipógea, los cotiledones y el nudo cotiledonar permanecen sobre el nivel del suelo, parcial o totalmente enterrados. El hipocótilo es muy pequeño, vestigial o está ausente. En muchos casos los cotiledones permanecen dentro de la semilla. Este tipo de germinación es común en el bosque tropical y con frecuencia, coincide con semillas grandes y recalcitrantes (Flores-Vindas, 1999).

#### **2.1.12) Establecimiento plantular**

Durante la germinación y el posterior desarrollo de la plántula, los nutrientes almacenados en los cotiledones se digieren y se transportan a las partes de la joven plántula que están creciendo. Gradualmente los cotiledones disminuyen de tamaño, se

debilitan, se marchitan y eventualmente caen. Entonces la plántula ya se ha establecido; esto es, ya no dependerá más de las reservas de los cotiledones para su nutrición. La plántula se ha convertido en un organismo autótrofo fotosintetizador (Flores-Vindas, 1999; Fenner y Thompson, 2005).

La germinación y el establecimiento de la plántula representan dos de las fases más críticas en el ciclo de vida de las plantas. Del número de semillas en el suelo sólo una fracción de ellas germina; la población de las plantas establecidas depende de la cantidad de semillas dispersadas y de la frecuencia de aparición de sitios adecuados para el establecimiento, donde la semilla encuentra las condiciones necesarias para romper el letargo, y los recursos suficientes para completar el proceso de la germinación. Igualmente, en este sitio deben estar ausentes los competidores, depredadores y constituyentes tóxicos del suelo. Visto así, el número de plántulas en el suelo es una función de la cantidad de sitios adecuados ofrecidos por el ambiente. En el proceso de germinación el embrión adquiere independencia de los tejidos maternos. Por esta razón las características estructurales y funcionales de las semillas juegan un papel substancial en la supervivencia de los individuos y determinan en gran parte el éxito o fracaso de las especies en un hábitat particular, una de estas características es el tamaño de la semilla (Granados y López, 2001). El tamaño de las semillas, tiene importantes repercusiones en la dispersión, germinación y establecimiento de las plántulas. Un tamaño grande involucra menor producción de semillas y por tanto, una menor probabilidad de germinación y supervivencia, debido a que el embrión es de mayor vigor, y sus plántulas tienen mayor capacidad para soportar condiciones adversas. Por otra parte, las semillas pequeñas presentan plántulas más sensibles a condiciones adversas y menor capacidad de establecimiento. No obstante, como se producen en mayor cantidad, aumentan las probabilidades de que al menos algunas encuentren un sitio adecuado para poder germinar. Además, la semilla pequeña presenta mayor capacidad de dispersión, menor tiempo de desarrollo y generalmente es más longeva (Granados y López, 2001).

### **2.1.13) Definición de plántula.**

El término plántula no ha sido bien definido y su conceptualización varía de un autor a otro, pero puede definirse como el estadio más joven del nuevo esporofito, desde la protusión de la radícula hasta la total liberación de las estructuras protectoras, la abscisión de los cotiledones y el alcance de una altura de 50 cm. Las diferencias que se

encuentran en las plántulas de diversas especies y la continuidad entre los programas de desarrollo de la semilla-germinación-desarrollo de la plántula existente en las semillas sin secado de maduración, hace difícil establecer los límites del término (Flores-Vindas, 1999).

## **2.2 Características de las especies**

### **2.2.1) *Acacia schaffneri* (S. Watson) F.J.Herm.**

**Nombre común:** Huizache, huizache chino.

#### **Descripción botánica**

Árbol de copa plana de 2-4 m de alto, ramificaciones rígidas, densamente extendidas y pilosas en algunas partes (cáliz y corola esparcidamente pubescentes); ramas con flores de 4-2 mm de grueso, presencia de estípulas subuladas, espinas de 2-8 mm de largo; hojas de 2-4 cm de largo; pinnas 2-5 pares; raquis con el nectario en forma de copa ubicado entre el par de pinnas inferiores o entre el par de pinas terminales; folíolos ca. de 10-20 pares, oblongo-lineares, obtusos, 1.5-3 mm de largo, 1 mm de ancho o menos, glabro por encima; flores amarillo brillantes, sésiles en cabezuelas 0.7-1 cm de diámetro, solitarias o en pares, pedúnculos de 1-1.5 cm de largo, con una corta espuela axilar en las ramas viejas; cáliz campanulado, 1-1.5 mm de largo, con dientes agudos pequeños pilosos; corola tubular ca. 2 mm de largo; estambres inconspicuos; frutos ligeramente pilosos, 8-12 cm de largo, 1-1.5 cm de ancho comprimidos, a menudo curvados y a menudo constreñidos entre las semillas, con un ápice romo, sésiles o inconspicuamente pediceladas, semillas de color café oscuro. Florece de Marzo a Mayo.

Distribución geográfica: Se distribuye ampliamente desde el oeste de Texas hasta Durango, Tamaulipas, Hidalgo y Colima, en Oaxaca: Municipio de Hidalgo; Municipiode San Pedro Huamelula. Distrito Tehuantepec, Distrito Tlacolula (Calderón de Rzedowski y Rzedowski, 2001). Se encuentra en matorrales xerófilos, selvas medianas y selvas bajas caducifolias entre el nivel del mar y los 2350 y 2400 msnm.

### **2.2.2) *Prosopis laevigata* (Willd.) M.C.Johnst.**

**Nombre común:** En México es conocido como Mezquite; Algarrobo en Argentina y Chile y Bayahonda en Haití.

### **Descripción botánica**

Árbol o arbusto perenne de 10 a 15 m de altura; tronco de corteza oscura o negruzca : ramas flexibles formando una capa esférica o deprimida: los tallos y ramas más delgadas; espinas abundantes axilares o terminales siempre en pares; hojas compuestas, bipinnadas con 12 a 15 pares de folíolos (oblongos o lineares), de 15 a 10 mm de largo, más o menos persistentes, pero caducos en invierno; flores amarillo verdosas, agrupadas en inflorescencias en espigas, sumamente pequeñas, florecen de Junio a Agosto; el fruto en vaina, de color amarilla-violacea, alargada, recta o arqueada y en algunos casos en forma de espiral, indehiscentes, de 10 a 30 cm de longitud, aplanadas o cilíndricas en la madurez; 12 a 20 semillas, oblongas o aplastadas, duras de color café claro u oscuro.

Distribución geográfica: Tiene una distribución muy amplia comúnmente en lugares áridos y semiáridos en la parte baja del país. En la parte del Altiplano se distinguen tres regiones fisiográficas de distribución las cuales son: Altiplano Septentrional, Altiplano Central y Altiplano Meridional.

Esta especie forma parte del Bosque Espinoso, donde es dominante formando el mezquital.

El género *Prosopis* se localiza en condiciones climáticas diversas, que van desde los climas calientes hasta los templados y de los semihúmedos hasta los muy secos; se distribuye en una temperatura media anual de 20 a 29 ° C, y una precipitación media anual de 350 a 1,200 mm. Se le encuentra desde el nivel del mar hasta los 2,200 m de altitud, preferentemente en planicies y llanuras; prospera en suelos arenosos así como en los arcillosos-arenosos, pueden tolerar un alto contenido de sales o mal drenaje (Calderón de Rzendowski y J. Rzendowski, 2001).

### **Uso:**

Es considerado un recurso muy importante por los usos que se le da tales como: forraje, para fabricación de bebidas fermentadas, harinas, de la corteza se extraen maderas para duela, madera aserrada parquet, mangos de herramientas, leña carbón, gomas y taninos además de uso medicinal como vomitivo y purgante, la resina se emplea para la curación de desintería o algunas infecciones en los ojos

### **2.2.3) *Mimosa biuncifera* Benth.**

**Nombre común:** Gatuño en Zacatecas, Durango, Chihuahua; uña de gato en Chihuahua; xaxní en Querétaro.

### **Descripción botánica**

Arbusto de 60 cm a 2 m de alto; ramas pubescentes y con espinas curvas de base ancha, con estipula; hojas compuestas de 4 a 10 pares de folíolos, las hojas grandes de 2 a 5 cm de largo, con peciolo corto, de margen entero, base obtusa, con pelitos; flores axilares en cabezuela, de 1 a 2 cm de largo, de color blanco rosado; fruto en vaina, linear, curva, recta, lisa o pubescentes, de 2 a 3.5 cm de largo, por 3 a 4 mm de ancho, margen con espinas o sin ellas; semillas comprimidas, obovadas, de 4 mm de largo, por 2 mm de ancho, de color café (Calderón de Rzendowski y J. Rzendowski, 2001). Florece de Junio a Agosto.

Distribución geográfica: Se distribuye desde Chihuahua a San Luis Potosí, Querétaro, Edo. México, Durango, Guanajuato; se encuentra presente en matorral crasicaule o en terrenos abandonados (Referencia).

### **Usos:**

Entre sus principales usos podemos encontrar: madera para leña mientras que las flores son mielíferas (Arreguín *et al.*, 1997).

### **2.2.4) *Mimosa depauperata* Benth.**

**Nombre común:** uña de gato en Querétaro.

### **Descripción botánica**

Arbusto de 30 cm a 1 m de alto; ramas con espinas curvas, debajo de los nudos, pubescentes; hojas compuestas por dos pares de folíolos pequeños; las hojas con peciolo de 3 a 8 mm de largo, pubescentes, borde liso, base redondeada, pubescentes; flores en cabezuela, de 2 a 10 mm de largo, de color blanco azulado, pubescentes; estambres 10; fruto en vaina, linear o curva, de 3 a 4 cm de largo, por 4 a 6 mm de ancho, de color café-amarillento, de 2 a 3 mm de diámetro, de color café oscuro, casi negro. Florece de Junio a Septiembre.

Distribución geográfica: Se encuentra distribuida en Querétaro, Hidalgo, Estado de México y Oaxaca. Presente en matorral crasicaule o microfilo con gobernadora (*Larrea tridentata*).

### **Usos:**

Se usa como madera para leña (Arreguín *et al.*, 1997).

Cabe aclarar que todas las especies pertenecen a la subfamilia *Mimosoideae*.

### **III. HIPÓTESIS**

Si las cuatro especies de leguminosas en etapa adulta, presentan características distintivas en su morfología externa y tamaño, que permite diferenciarlas taxonómicamente; se espera durante su etapa plantular, también identificar diferencias morfológicas a nivel de especie que permitan su identificación en campo.

El período de establecimiento plantular, así como los atributos de crecimiento, tales como: altura, tasa de crecimiento relativo, biomasa, razón raíz /vástago y contenido de clorofila presentarán diferencias entre las diferentes etapas del desarrollo plantular como una respuesta al uso diferencial de reservas contenidas en los cotiledones.

## **IV. OBJETIVOS**

### **4.1 OBJETIVO GENERAL**

Determinar las características morfológicas y atributos de crecimiento de plántulas de *Prosopis laevigata* (Willd.) M.C.Johnst., *Acacia schaffneri* (S. Watson) F.J.Herm., *Mimosa biuncifera* Benth. y *Mimosa depauperata* Benth.

### **4.2 OBJETIVOS PARTICULARES**

- Evaluar las características físicas de las semillas de las especies bajo estudio (largo, grosor, ancho, peso de la semilla, de la testa y del embrión).
- Caracterizar la morfología de las plántulas de las cuatro especies desde la etapa de emergencia de los cotiledones hasta la etapa de establecimiento plantular.
- Evaluar durante la etapa plantular de las cuatro especies, los atributos de crecimiento: altura, biomasa, tasa de crecimiento relativo y contenido de clorofila.

## V. MATERIAL Y MÉTODOS

El estudio se llevó a cabo en la Unidad de Investigación en Ecología Vegetal, en el invernadero del Campus II de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM.

La identificación de las especies se realizó con ayuda de la Dra. Rosaura Grether González del Laboratorio de Sistemática Vegetal de la UAM Iztapalapa; así como con apoyo del Fascículo Mimosoideae, Leguminosae. “La Flora del Bajío y Regiones adyacentes” (Grether *et al*; en prensa).

Se determinaron cuatro fases para la observación de la morfología de las plántulas las cuales fueron: I) emergencia de cotiledones; II) aparición de protofila (s); III) emergencia de pronomofilas y IV) establecimiento (abscisión de los cotiledones).

### 5.1 Recolección de semillas

Las semillas de tres de las especies (*Mimosa depauperata*, *Mimosa biuncifera* y *Prosopis laevigata*) se recolectaron en matorrales xerófilos del Valle del Mezquital, Hidalgo, en los meses de Septiembre-Octubre (época de dispersión) directamente de los arbustos en pie.

*Mimosa depauperata*, *Mimosa biuncifera* y *Prosopis laevigata*, se recolectaron en la localidad “El Rincón”, Municipio El arenal (20° 16' 16" N y 98° 54' 46" W), en una ladera con exposición sureste, altitud 2054 m. Vegetación Matorral Alto Espinoso.

*Mimosa depauperata*, se recolectó en la localidad de Bingu, en el Municipio El Cardonal (20° 36' 50" N y 99° 06' 03" W) en una ladera con exposición noreste, altitud 2056 m. Vegetación Matorral Rosetófilo.

*Acacia schaffneri*. Las semillas de esta especie, fueron donadas por el Instituto Potosino de Investigación Científica y Tecnológica y fueron recolectadas en el Parque Tangamanga en San Luís Potosí, México.



## **5.2 Características físicas de las semillas.**

Se tomaron cuatro lotes de 25 semillas cada uno por especie. En cada semilla se midieron los siguientes parámetros: largo, ancho y grosor (Orozco-Almanza *et al.*, 2003). Las mediciones se hicieron con ayuda de un vernier y tomando el micrópilo de la semilla como punto de referencia.

Por otro lado se cuantificó el peso de las semillas, para esto, se tomaron cuatro lotes de 25 semillas para cada. Cada una de las semillas se peso en una balanza analítica con una exactitud  $\pm 0.1$ mg.

Los datos obtenidos se analizaron estadísticamente con una ANDEVA completamente al azar con 25 repeticiones. Las medias se compararon por Tukey (Devore, 2004).

## **5.3 Peso de testa y embrión**

Se seleccionaron 20 semillas por especie y se pesaron una por una, en una balanza analítica ( $\pm 0.1$  mg), posteriormente se escarificaron mecánicamente con bisturí, realizando una muesca en uno de los extremos laterales al eje del embrión (cotiledón). Las semillas previamente desinfectadas con detergente comercial (Orozco-Almanza *et al.*; 2003), se sembraron en cajas Petri de 9 cm de diámetro con 40 ml de agar bacteriológico al 0.8 % como sustrato. Posteriormente se colocaron en una cámara de crecimiento Labline Biotronette para su germinación a una temperatura de 30 °C, cuando la radícula emergida del embrión alcanzó una longitud de 1mm (Bewley y Black, 1994), se cosecharon las plántulas, para pesar el embrión y la testa por separado. Los datos obtenidos se analizaron estadísticamente al azar con una ANDEVA completamente al azar. Las medias se compraron por Tukey (Devore, 2004).

## **5.4 Morfología de plántulas**

Previo a la siembra, se realizaron pruebas de germinación en cajas Petri con 40 ml de agar bacteriológico al 0.8 % como sustrato. Debido a la impermeabilidad de la testa (Parra, 1984; Orozco, 2003) las semillas se escarificaron mecánicamente con bisturí, realizando una muesca en uno de los extremos laterales al eje del embrión (cotiledón). Las semillas se colocaron en una cámara de germinación (Labline Biotronette) a una temperatura de 30 °C, sin luz.

Una vez que las plántulas alcanzaron una altura de 5 cm, se transplantaron dos por maceta, las cuales fueron tubos de PVC de 7 cm de ancho por 30 cm de largo. El

sustrato fue tierra negra y agrolita en una proporción de 3: 1 respectivamente (estas plántulas también se utilizaron para la evaluación de los atributos de crecimiento).

Las plántulas se transplantaron de tal manera que los cotiledones quedaran por encima del suelo. En total se utilizaron 100 macetas las cuales se colocaron en bloques en una mesa del invernadero y se identificaron mediante etiquetas. Posteriormente se procedió a evaluar la morfología.

Inicialmente, se colocaron 80 plántulas por especie y diariamente se observaba la aparición de una nueva hoja para describir en ese momento las características morfológicas.

Se aplicó riego diariamente, para mantener el sustrato a capacidad de campo. Para observar la morfología durante los diferentes estadios (aparición de la protófila y de cada una de las pronomofilas), antes de la culminación de la fase de plántula (abscisión de los cotiledones) (Orozco, 2003), se realizaron recolectas periódicas de individuos.

Para la preparación de ejemplares de herbario, las plántulas de las especies se introdujeron en un baño de agua caliente, previo al montaje (Parra, 1984), debido a que las especies presentan hojas sensitivas y con la luz y el tacto se cierran inmediatamente. Se tomaron fotografías y se escanearon las plántulas, cada vez que aparecía una nueva hoja.

Se registró la morfología para cada especie durante las diferentes etapas del crecimiento plantular, tomando cada una de ellas como se indica a continuación: I) emergencia de cotiledones; II) aparición de protófila (s); III) emergencia de pronomófilas y IV) abscisión de los cotiledones. Durante cada una de las etapas, se cosecharon tres plántulas por especie para hacer una descripción detallada de la morfología externa, como: forma, tamaño y número de cotiledones; número de hojas, número de folíolos en cada hoja; aparición de aguijones; longitud del hipocótilo y lignificación del mismo; longitud del epicótilo; longitud de la radícula y número de raíces secundarias, para ello se usaron los términos utilizados por Orozco (2003). Tanto el registro como la descripción de las plántulas se realizaron hasta el periodo de establecimiento es decir; cuando se presentó la abscisión de los cotiledones.

Se realizaron trasplantes remediadores entre las diferentes etapas con el fin de compensar las pérdidas de individuos por mortandad o como consecuencia de no haber detectado el cambio a otra etapa.

## **5.5 Atributos de crecimiento**

Se evaluaron: biomasa, razón r/v, altura, tasa de crecimiento relativo y contenido de clorofila en las plántulas de cada especie y en relación a cada etapa plantular.

### **5.5.1 Biomasa**

Se calculó la biomasa de la raíz y del vástago de cuatro individuos por especie, para cada etapa del desarrollo plantular: I) emergencia de cotiledones; II) aparición de protófila (s); III) emergencia de pronomófilas y IV) establecimiento (abscisión de los cotiledones) y después de tres meses de haberse presentado este último. Para esto, al término de cada etapa se cosecharon las plántulas y se pesó en húmedo y por separado el vástago y la parte radical. Posteriormente, cada una de estas estructuras se secaron en una estufa a 50 °C durante 24 hrs y después se pesaron. La biomasa se calculó por diferencia entre el peso húmedo y seco (Leiva y Fernández-Alés, 1998; Pizo *et al.*, 2006).

### **5.5.2 Altura**

Se consideró desde la base del tallo de la plántula hasta la última hoja. Las mediciones se realizaron con un vernier.

## **5.6 Tasa de Crecimiento Relativo**

La Tasa de crecimiento relativo se realizó de acuerdo a Hunt (1989):

$$\text{TCR} = \frac{\text{Log de la altura final} - \text{Log de la altura inicial}}{t_2 - t_1}$$

TCR= Tasa de Crecimiento Relativo

t = tiempo de duración de cada etapa plantular

### **5.7 Contenido de clorofila en hojas**

El contenido de clorofila, se evaluó después de tres meses de presentarse la abscisión de los cotiledones. Se midió el contenido de clorofila en 15 hojas maduras por individuo y por especie, distribuidas a lo largo del tallo. Se evaluaron seis individuos por especie. Se utilizó para las determinaciones un clorofilómetro (Minolta, SPAD-502).

### **Análisis Estadístico**

Los resultados de las variables del crecimiento evaluadas durante el desarrollo plantular se analizaron en un ANDEVA completamente al azar con 4-6 repeticiones, dependiendo de la variable analizada. Las medias se compararon por Tukey (Devore *et al.*, 2002).

## VI. RESULTADOS

### 6.1 Características físicas de las semillas

Los tamaños de semilla más pequeños se registraron en las dos especies del género *Mimosa* y los tamaños más grandes en *Prosopis laevigata* y *Acacia schaffneri*.

Las semillas con mayor largo, ancho y grosor fueron las de *Prosopis laevigata* y las de menores valores fueron las de las dos especies del género *Mimosa* (Cuadro 1).

Las semillas más pesadas fueron las de *Acacia schaffneri* y *Prosopis laevigata*. *A. schaffneri* y *P. laevigata*, presentaron las semillas con la testa más pesada ( $p < 0.05$ ) y las dos especies del género *Mimosa* la menos pesada; el mismo comportamiento se presentó para el peso del embrión (Cuadro 1).

Cuadro 1. Características físicas de las semillas de las cuatro especies bajo estudio.				
Especie	<i>Acacia schaffneri</i>	<i>Prosopis laevigata</i>	<i>Mimosa biuncifera</i>	<i>Mimosa depauperata</i>
Tratamiento	$\xi$ -ds	$\xi$ - ds	$\xi$ - ds	$\xi$ - ds
Largo (cm) n=100	0.6285 ± 0.062 <b>a</b>	0.6615 ± 0.076 <b>a</b>	0.4267 ± 0.0543 <b>b</b>	0.2355 ± 0.0439 <b>c</b>
Ancho (cm) n=100	0.4925 ± 0.0538 <b>a</b>	0.4730 ± 0.0634 <b>a</b>	0.238 ± 0.0415 <b>b</b>	0.237 ± 0.0405 <b>b</b>
Grosor (cm) n=100	0.3375 ± 0.0519 <b>a</b>	0.2331 ± 0.0427 <b>b</b>	0.1115 ± 0.0244 <b>c</b>	0.1955 ± 0.0594 <b>b</b>
Peso de la Semilla (g) n=25	0.2154 ± 0.0472 <b>a</b>	0.1063 ± 0.0203 <b>b</b>	0.0271 ± 0.0041 <b>c</b>	0.0334 ± 0.0063 <b>c</b>
Peso de la Testa (g) n=25	0.0927 ± 0.0218 <b>a</b>	0.0401 ± 0.0088 <b>a</b>	0.0102 ± 0.0019 <b>b</b>	0.0124 ± 0.0027 <b>b</b>
Peso del Embrión (g) n=25	0.1226 ± 0.0326 <b>a</b>	0.0661 ± 0.0191 <b>b</b>	0.0168 ± 0.0036 <b>c</b>	0.0210 ± 0.0061 <b>c</b>

## 6.2 Largo, ancho y grosor de las semillas.

Al analizar los histogramas de frecuencia, en relación a las variables de tamaño se observó lo siguiente: *Acacia schaffneri* presentó cinco tamaños de semilla, donde el tamaño intermedio fue el más abundante (Fig. 3); así mismo los valores intermedios de peso de semilla, testa y embrión fueron los mejor representados (Fig. 7).

*Prosopis laevigata* presentó seis tamaños de semilla en relación al largo (Fig. 4a). El peso de la semilla y de la testa fueron más frecuentes en relación a los valores intermedios, sin embargo, los pesos más pequeños del embrión fueron los más frecuentes (Fig. 8c).

*Mimosa biuncifera* presentó seis tamaños de semilla donde el largo más frecuente fue el intermedio (Fig. 5a); no así el peso de la semilla (incluyendo testa y embrión) en donde el valor más frecuente fue el menor (Fig. 9). De aquí las semillas más grandes en cuanto a su largo presentaron un menor peso así como embriones también menos pesados, en este caso el peso total de la semilla puede estar determinado por el peso de la testa.

*Mimosa depauperata* presentó tres tamaños de semilla donde los valores más frecuentes de largo, peso de semilla y embrión fueron los más pequeños (Figs. 6a, 10a y 10c).

Los valores más frecuentes en cuanto a las variables medidas en las semillas para las cuatro especies, fueron: para *Prosopis laevigata*: largo, 0.67cm; ancho, 0.51cm y grosor, 0.21cm (Fig. 8). Para *Acacia schaffneri*, el largo, 0.59cm; ancho, 0.47cm y el grosor, 0.27 cm (Fig. 7); para *Mimosa biuncifera* el largo, 0.39 cm, el ancho 0.21cm y el grosor de 0.11 cm (Fig. 9). Para *Mimosa depauperata* el largo de semilla fue de 0.21cm; grosor, 0.20 y ancho, 0.21cm. Estas tres medidas para esta especie, fueron similares debido a que la semilla presentó una forma esférica (Figura 10).

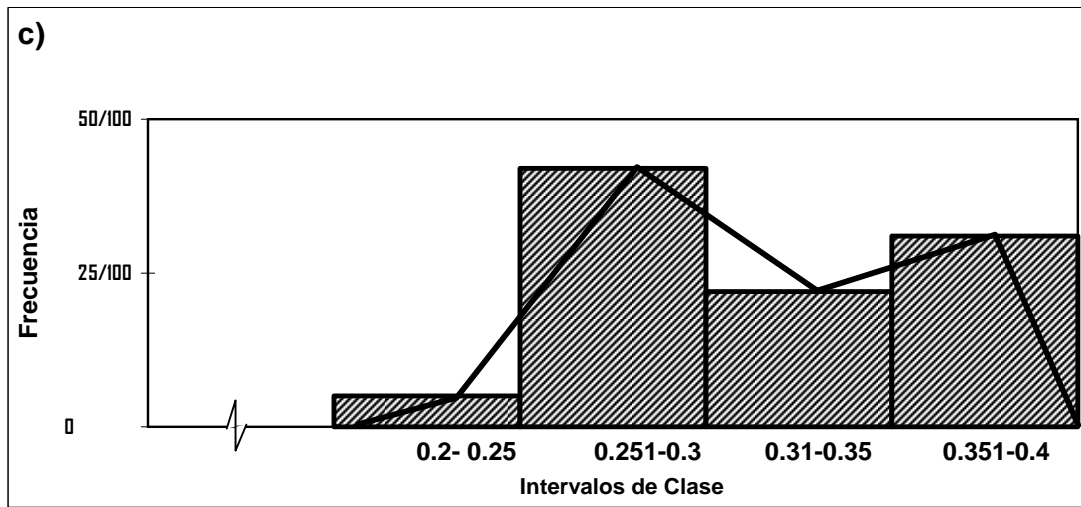
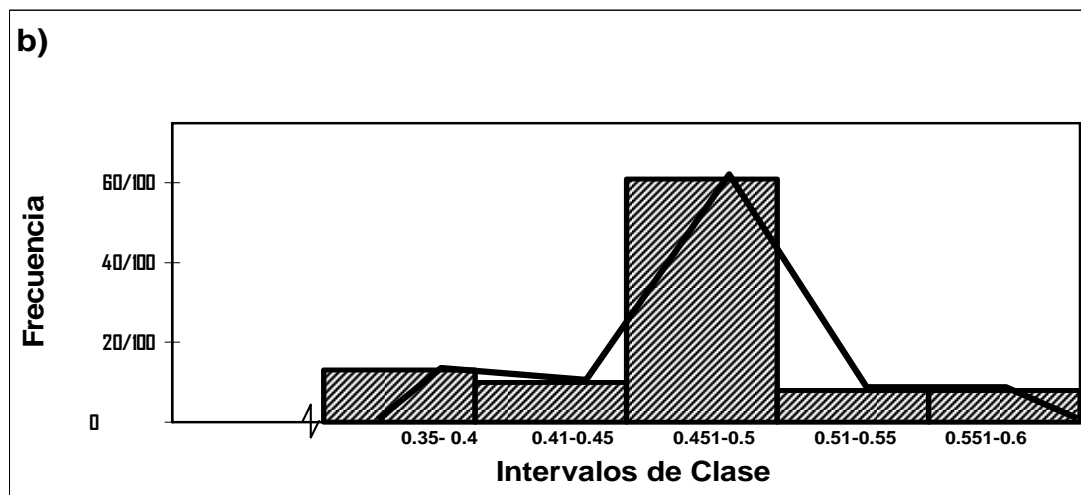
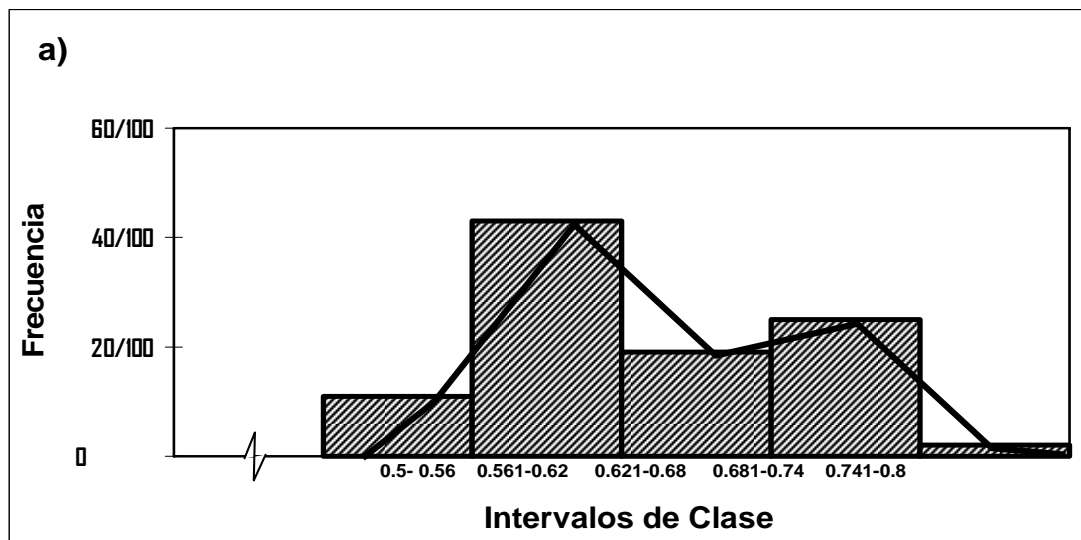


Figura 3. Histogramas de frecuencias de: a) largo, b) ancho y c) grosor de las semillas de *Acacia schaffneri*.

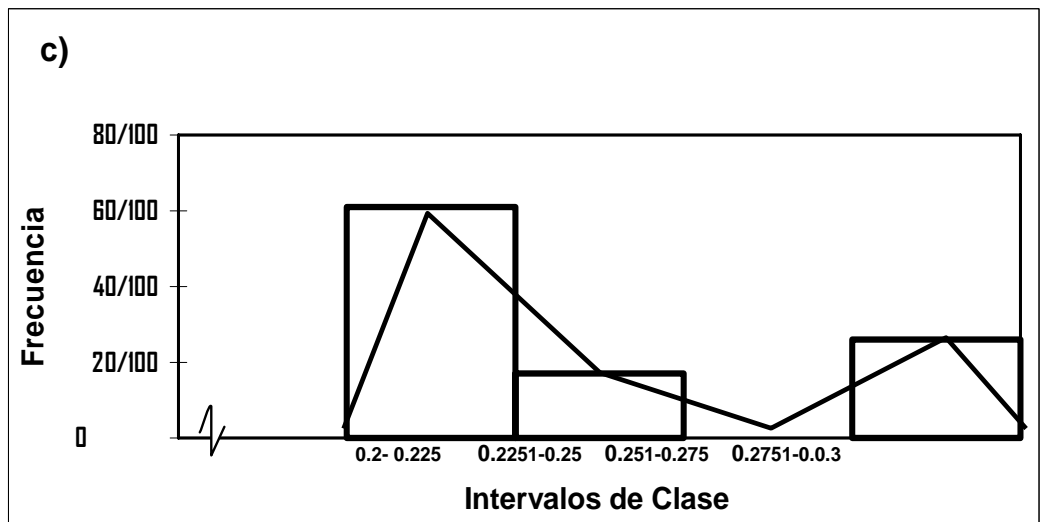
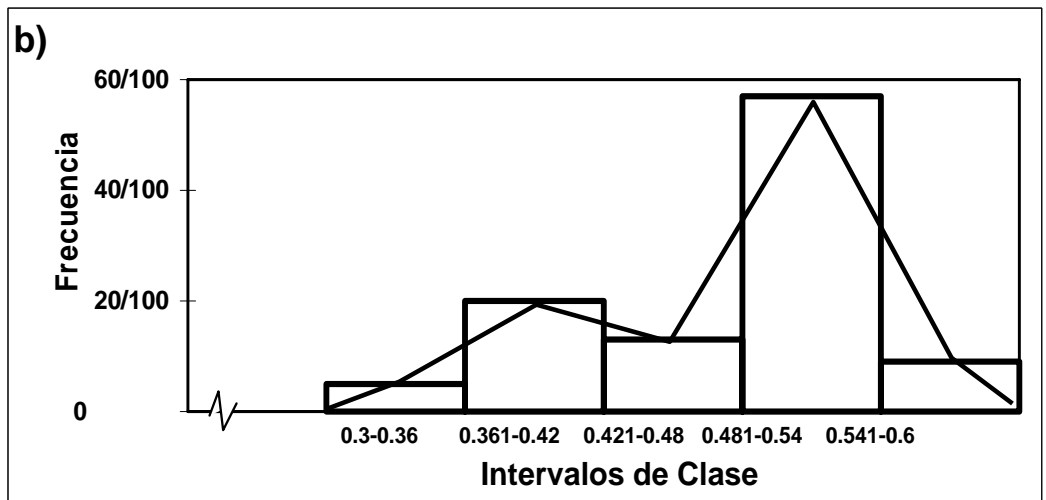
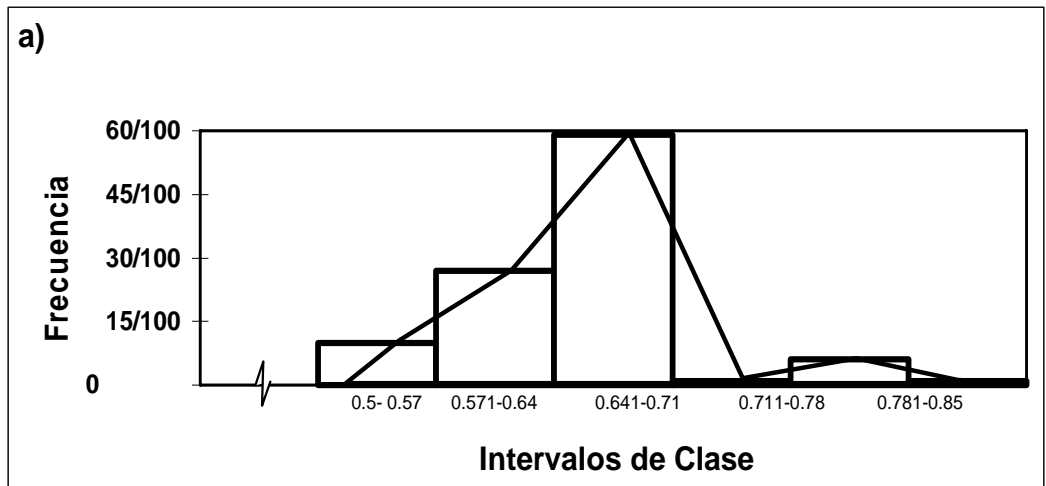


Figura 4. Histogramas de frecuencias de: a) largo, b) ancho y c) grosor de *Prosopis laevigata*.



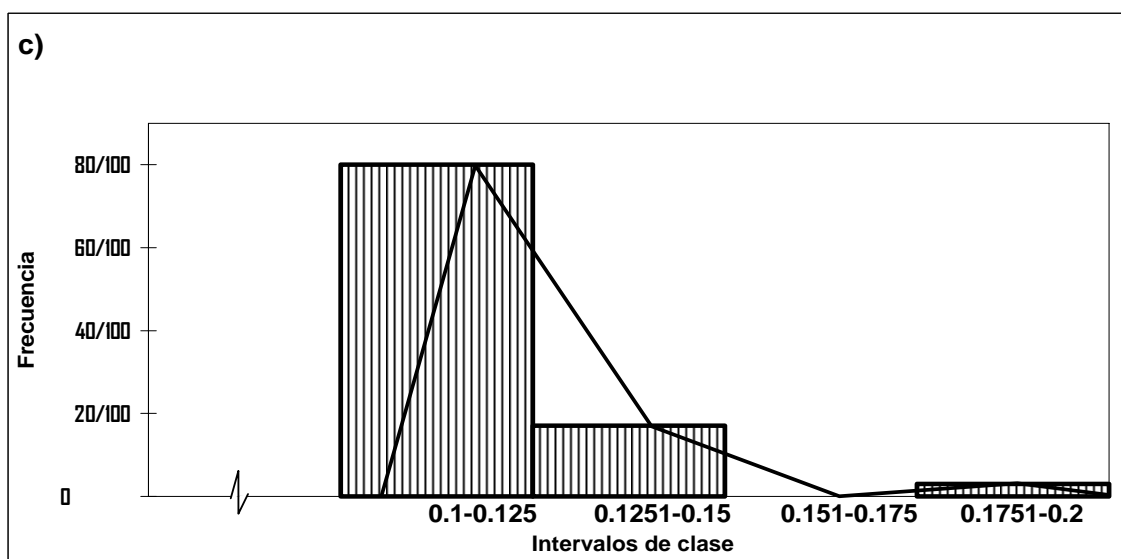
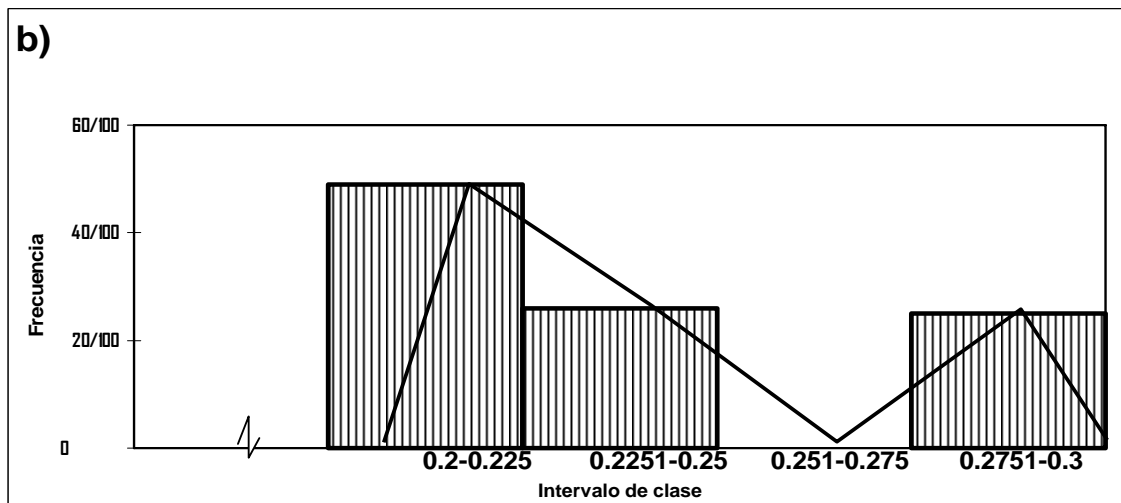
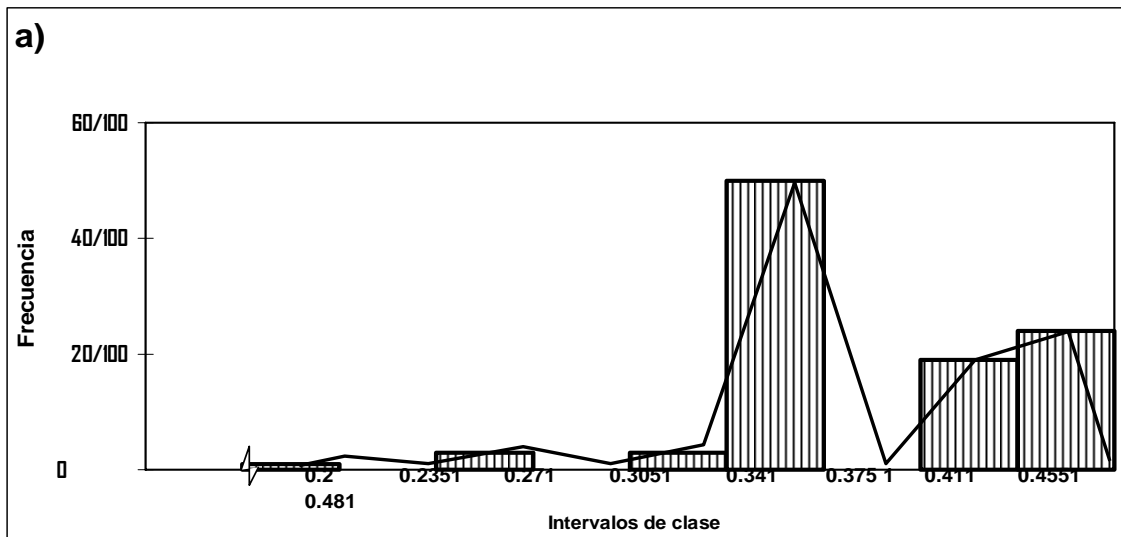


Figura 5. Histogramas de frecuencia de: a) largo, b) ancho y c) grosor de las semillas de *Mimosa biuncifera*.

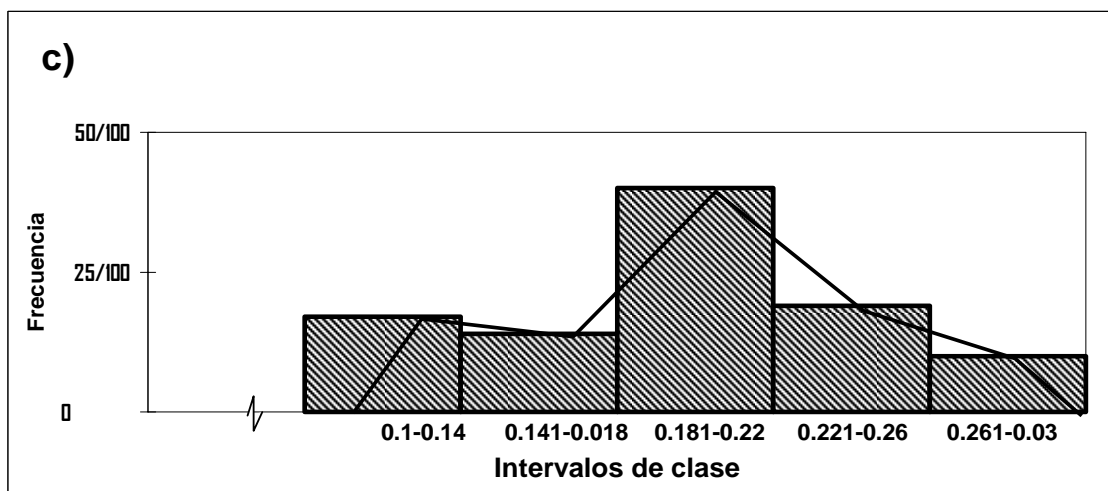
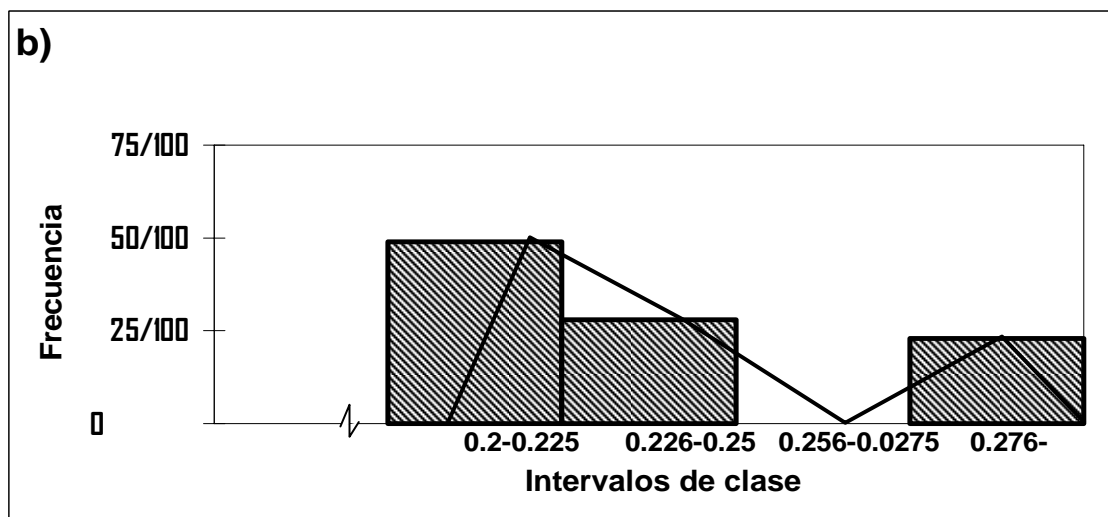
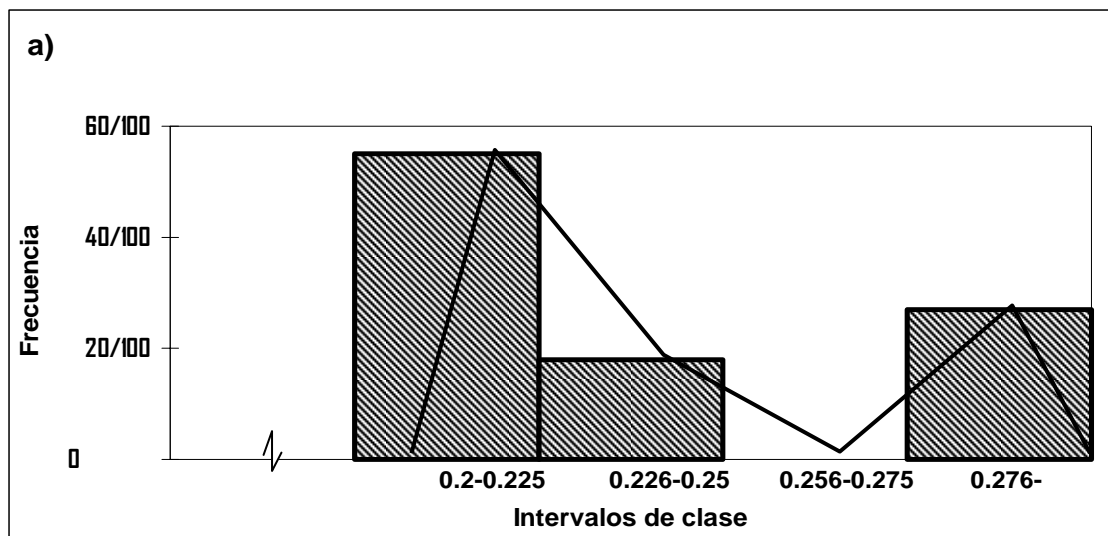
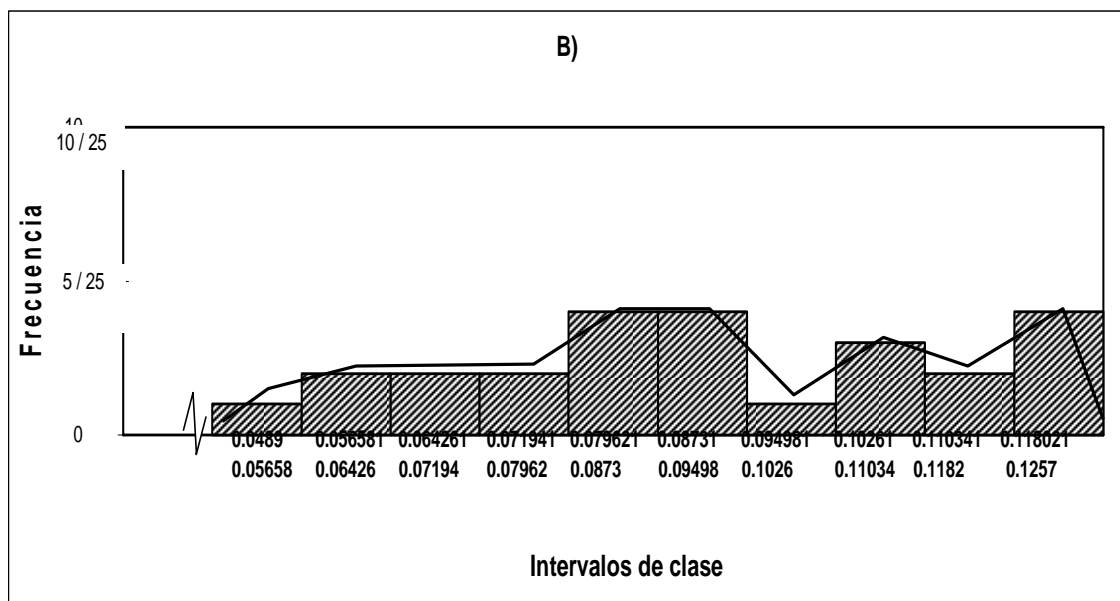
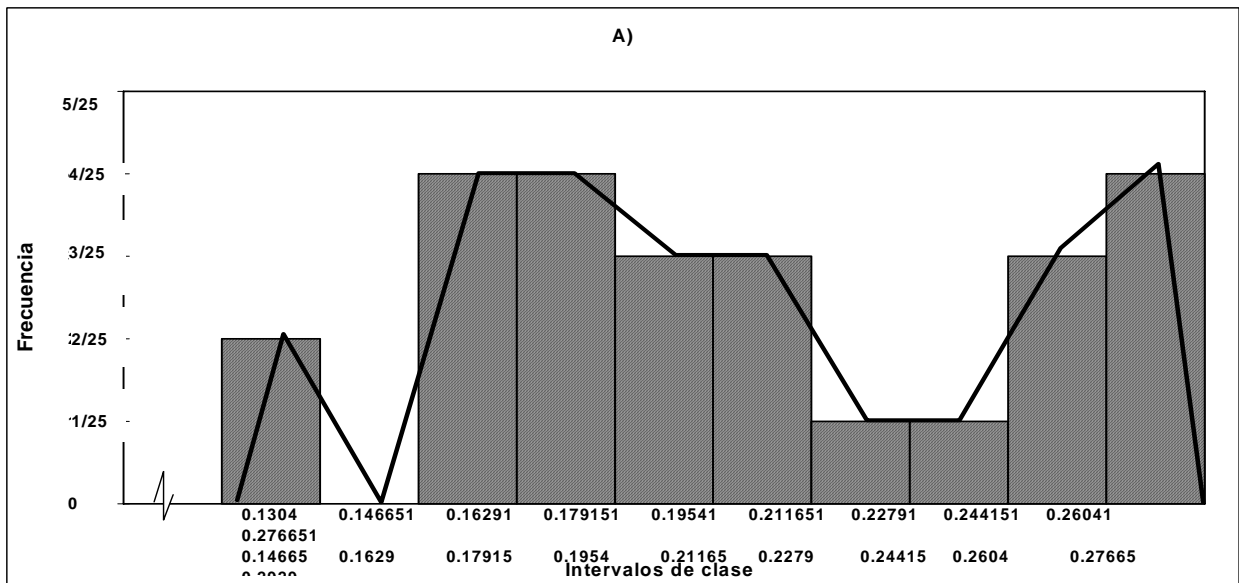


Figura 6. Histogramas de frecuencia de: a) largo, b) ancho y c) grosor de las semillas de *Mimosa depauperata*.

### 6.3 Peso de semilla, testa y embrión

En relación a los valores de peso de semilla, testa y embrión más frecuentes para cada especie, se tiene lo siguiente: Para *Prosopis laevigata* el peso de semilla fue entre 0.11 - 0.12 g; el peso de testa de 0.036 g y del embrión de 0.46 g (Figuras 14-16). Para *Acacia schaffneri* el peso de semilla entre 0.18 - 0.28 g; peso de testa de 0.08 - 0.12 g y el del embrión de 0.11 g (Figuras 17-19). Para *Mimosa biuncifera* el peso de la semilla fue de 0.025 g; el peso de la testa de 0.009 g y el peso del embrión de 0.01 g (Figuras 20-22). Para *Mimosa depauperata* el peso de semilla fue de 0.035 g; el de la testa de 0.014 g y del embrión de 0.018 g (Figuras 23-25).



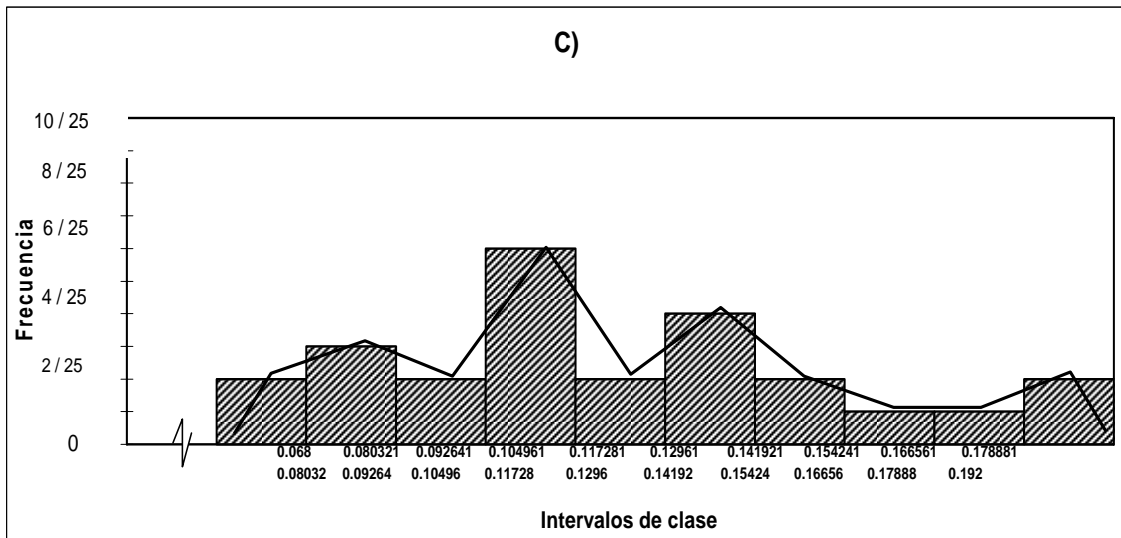
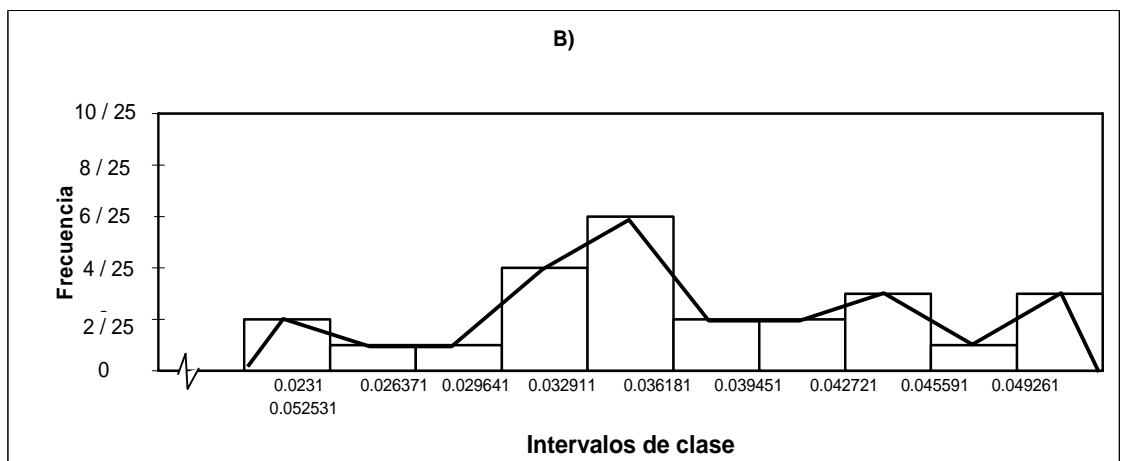
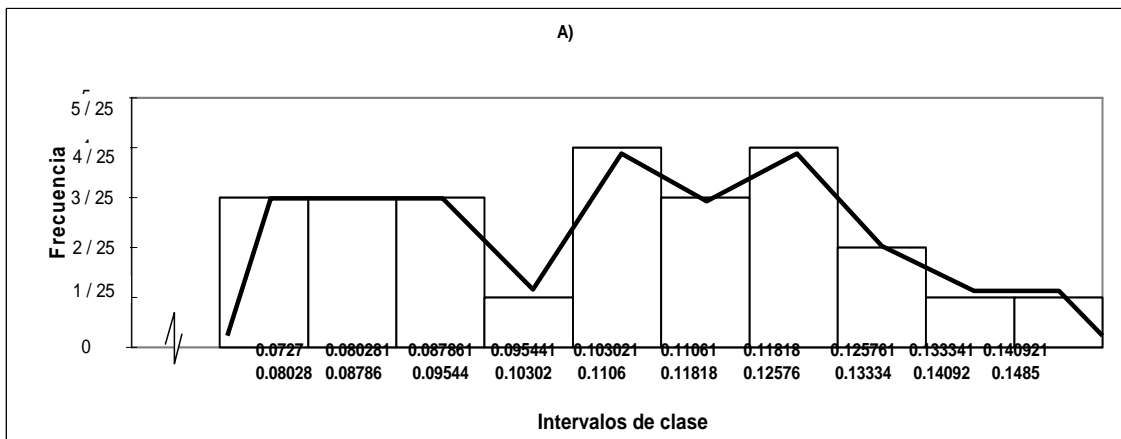


Figura 7. Histogramas de frecuencias de: A) peso de las semillas, B) peso de la testa y C) peso del embrión de *Acacia schaffneri*



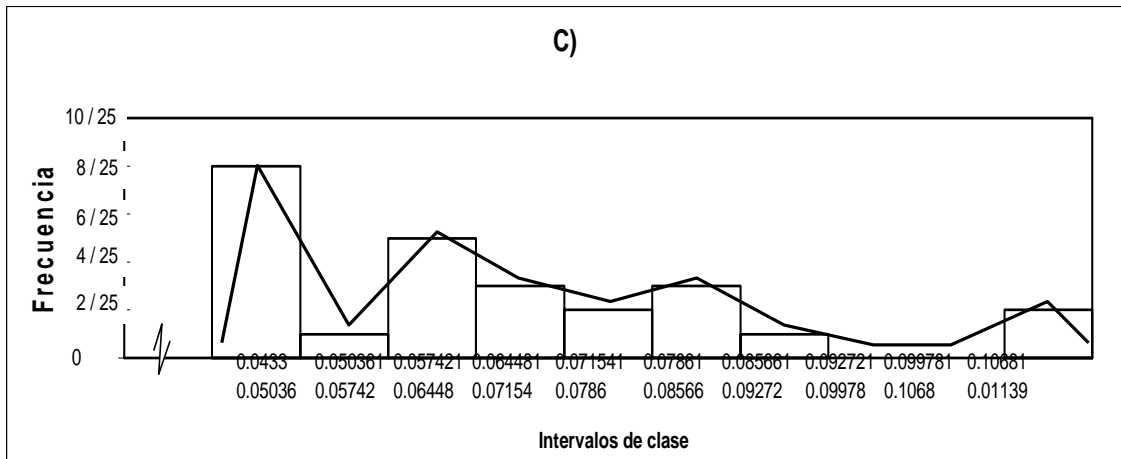
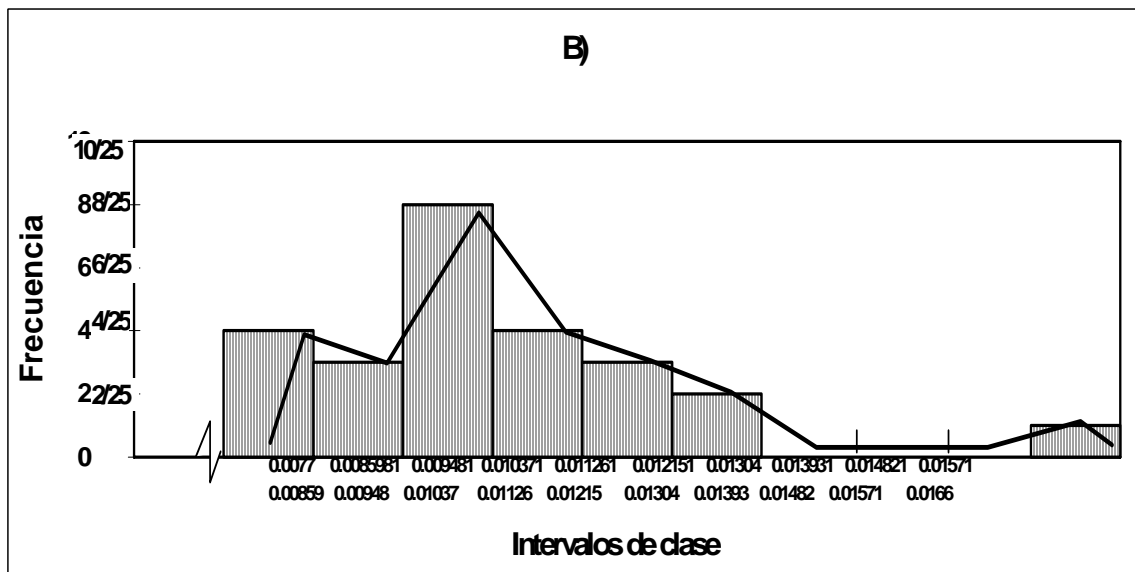
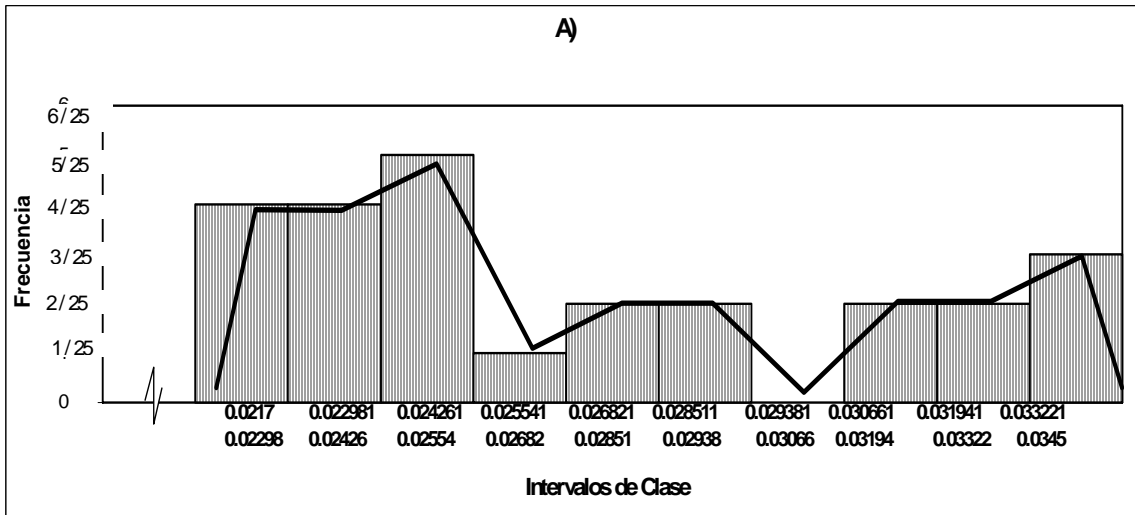


Figura 8. Histogramas de frecuencias de: A) peso de semilla, B) peso de la testa y C) peso del embrión de *Prosopis laevigata*.



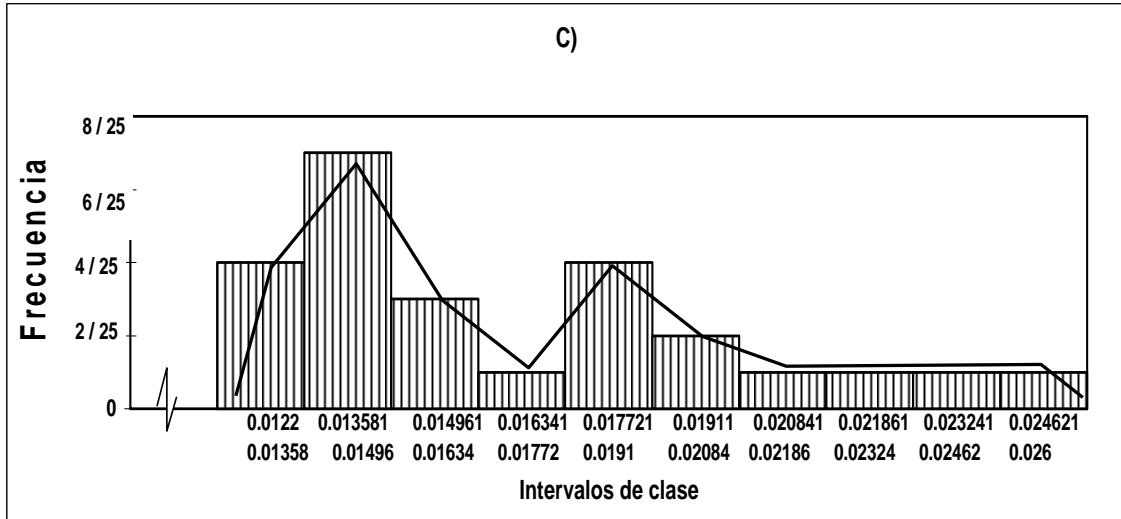
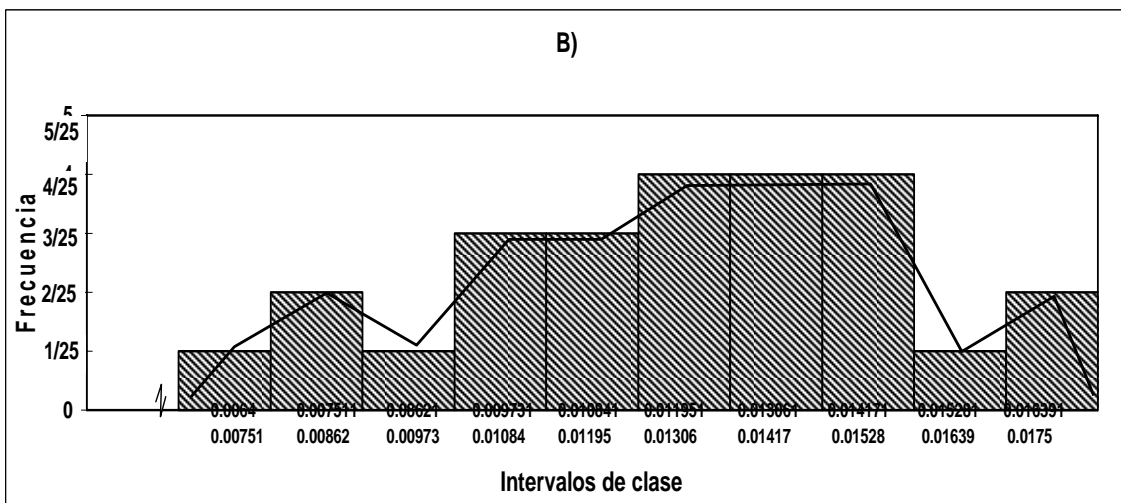
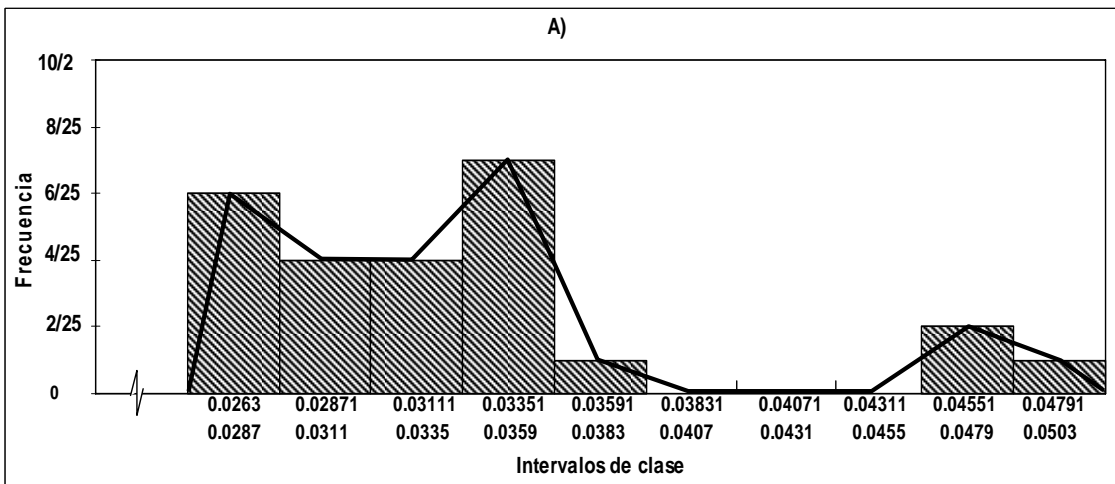


Figura 9. Histogramas de frecuencias de: A) peso de las semillas completas; B) peso de la testa y C) peso del embrión de *Mimosa biuncifera*.



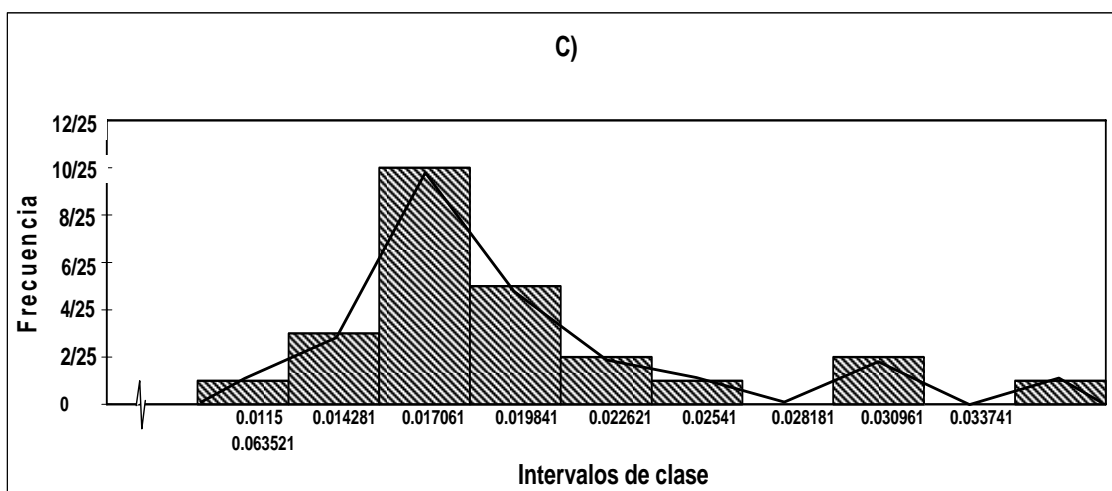


Figura 10. Histogramas de frecuencias de: A) peso de las semillas completas, B) peso de la testa y C) peso del embrión de las semillas de *Mimosa depauperata*.

## 6.4 Morfología de plántulas

### 6.4.1 *Acacia schaffneri*

Dentro de las características morfológicas de la fase plantular de *Acacia schaffneri*, se encontró que en la primer etapa evaluada (emergencia de cotiledones), el sistema radical es axonomorfo, recto, de color blanco, con un muy fuerte olor a mercaptano, ensanchado en su base; presenta de 7- 59 raíces secundarias que aparecen después de la tercera etapa con una longitud de 2- 6.4 cm; el hipócotilo es recto, herbáceo, verde-rojizo, pubescente, cilíndrico sigmoideo hacia su base; el epicótilo es herbáceo y verde; las plántulas presentan un par de cotiledones de 8.4 mm de ancho por 10 mm de largo, muy carnosos, opuestos, oblongos, orbiculares, con margen liso, verdes, base cordada (Fig. 11).

Las plántulas en la segunda etapa (emergencia de protofilas) presentan un par de protofilas paripinnadas, opuestas, alternas a los cotiledones; 7-8 pares de folíolos. En la tercer etapa (aparición de pronomofilas) las pronomófilas son bipinnadas, paripinnadas; tienen de cinco a trece pares de folíolos, un raquis de 2-5 mm de longitud; un par de estípulas rectas de 1-2 mm de longitud en la base de cada pecíolo. La ramificación de las pronomófilas es simpódica. La cuarta etapa (abscisión de los cotiledones) se

presentó en un 50 % de las plántulas con la aparición de la novena pronomofila a los 46 días después de la siembra; el otro 50% perdieron los cotiledones paulativamente, algunas plántulas alcanzaron la absición hasta catorce pronomófilas en 56 días (Fig. 11).

Con la aparición de la sexta pronomófila aparecieron primordios foliares de un 1mm de longitud en la base de algunas hojas (70% de las plántulas). Las particularidades de la morfología de las diferentes estructuras plantulares se presenta en el anexo 1 (Cuadro 3).



**Figura 11. Etapas del desarrollo de plántulas de *Acacia schaffneri*: I emergencia de cotiledones; II) emergencia de protófilas, III) aparición de pronomófilas hasta el establecimiento y IV) Abscisión de los cotiledones.**



#### **6.4.2 *Prosopis laevigata*.**

La etapa plantular de *Prosopis laevigata* presentó las siguientes características: en la etapa I las plántulas presentaron un sistema radical axonomorfo, recto, blanco, con olor a mercaptano, ensanchado en la base; los cotiledones son carnosos, opuestos, oblongos, orbiculares, con margen liso, verdes, base subcordada de 9.7 mm de ancho, 12.1 mm de largo; las raíces secundarias de 7- 59 de 2- 6.4 cm de longitud se presentan durante la tercer etapa; el epicótilo es herbáceo de color verde; el hipocótilo es herbáceo, cilíndrico, sigmoideo hacia la base, de color verde; en la segunda etapa presenta una protofila paripinnada, alterna a los cotiledones con 8-10 pares de foliolos; en la III etapa se presentan las pronomófilas estas son bipinnadas y paripinnadas, tienen de 5-13 pares de foliolos, un raquis de 2-5 mm de longitud un par de estipulas rectas de 1(2) mm de longitud en la base de cada pecíolo, con la aparición de la segunda pronomófila a los quince días se notan un par de agujones endurecidos de 3 mm de longitud. La ramificación de las pronomófilas en forma de zig-zag (Fig. 12).

Durante la IV etapa se presentó la abscisión de cotiledones, la lignificación del tallo, la plántula presenta de 7-10 pronomófilas y se presenta entre 29-45 días (Fig.28). Después de la abscisión cotiledonar en un 2.5 % de las plántulas los foliolos de las pinnas que se encuentran cercanas a la base del hipocótilo se empiezan a dividir para formar nuevas pinas. Las particularidades de la morfología de las diferentes estructuras durante la etapa plantular se presentan en el anexo 2 (Cuadro 4).



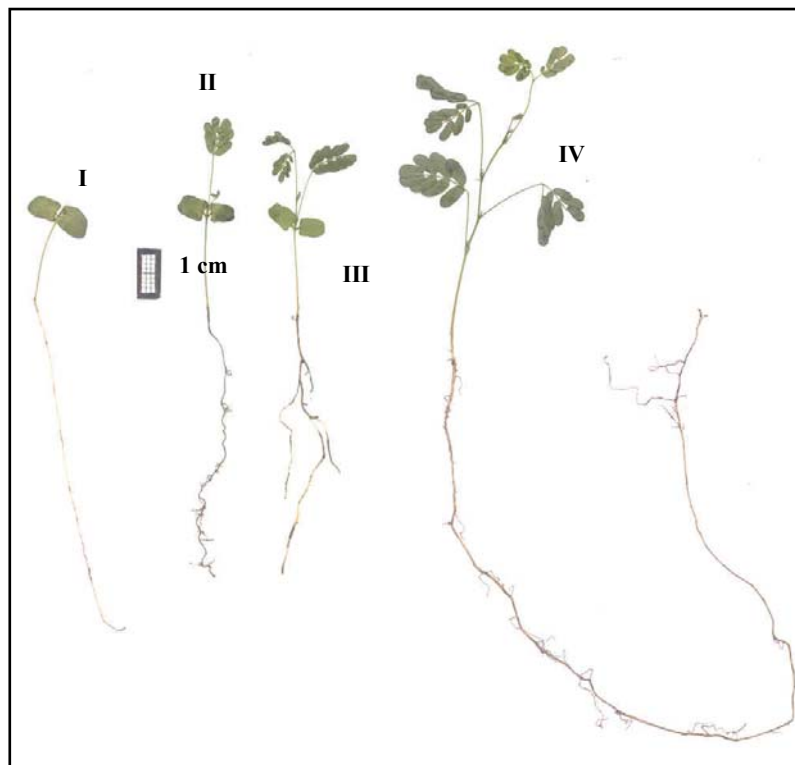
Figura 12. Etapas del desarrollo de plántulas de *Prosopis laevigata*: I aparición de los cotiledones; II emergencia de la protofila; III emergencia de las pronótomofilas hasta el establecimiento; IV abscisión de los cotiledones.

#### 6.4.2 *Mimosa biuncifera*.

En la morfología plantular de *Mimosa biuncifera* se presentaron las siguientes características : Etapa I: sistema radical axonomorfo, con cuello sigmoideal, recto, blanco, con olor a mercaptano, ensanchado hacia la base, las raíces secundarias se presentan en la segunda etapa; hipocótilo ensanchado hacia la base, herbáceo, cilíndrico, verde, el cual se empieza a lignificar cuando se encuentra en la etapa de abscisión de los cotiledones; epicótilo verde, herbáceo y cilíndrico; dos cotiledones verdes (incluso tres ; sólo un 2% de la población los presentaron), carnosos, margen liso, base cordada, 5.6

mm de ancho, 7 mm de largo; en la etapa II se presentan la primer hoja (protófila) pinnada y paripinnada, con 4-5 pares de foliolos verdes, oblongos, de 1-1.2 cm de ancho y 1-1.1 cm de largo; en la etapa III aparece una pronomófila la cual es bipinnada y paripinnada; 4(5) pares de foliolos, verdes, oblongos, con nervadura central, un par de estípulas rectas de 1 mm de longitud en la base de cada pecíolo; en la IV etapa correspondiente a la abscisión de los cotiledones entre los 29 y 30 días se evidencian tres agujones, rojizos, semiduros, curvos en la base del pecíolo, la abscisión empieza a presentarse cuando la plántula tiene la segunda y tercer pronomófila (Fig. 13).

Las particularidades de de la morfología plantular de las diferentes estructuras de esta especie se presentan en el anexo 3 (Cuadro 5).

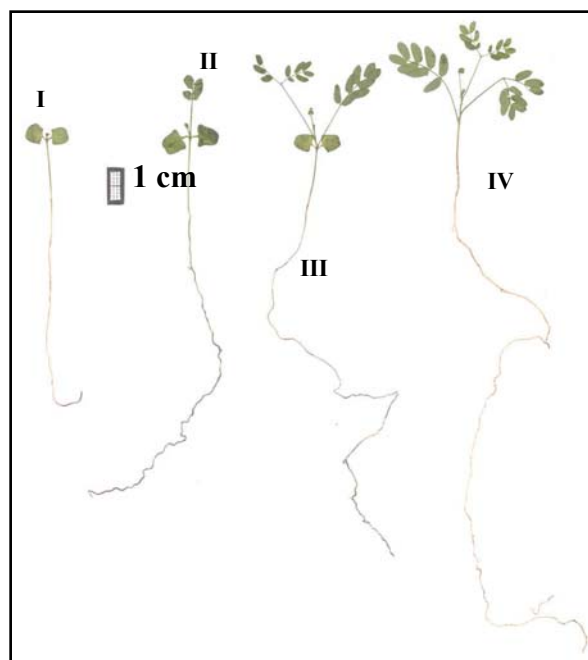


**Figura 13. Etapas del desarrollo de las plántulas de *Mimosa biuncifera*: I aparición de los cotiledones; II emergencia de la protófila; III emergencia de las pronomófilas; IV abscisión de los cotiledones.**

#### 6.4.2 *Mimosa depauperata*

La morfología de las plántulas de *Mimosa depauperata* en una primer etapa presentó: un sistema radical axonomorfo, recto, blanco, con olor a mercaptano, ensanchado en la base, con raíces secundarias que aparecen a partir de la protófila (primer hoja); hipocotilo ensanchado en la base, recto, cilíndrico, verde y herbáceo el cual se empieza a lignificar junto con la aparición de la cuarta pronomófila; epicotilo verde, herbáceo, con poca pubescencia de color rojizo, presenta estipulas filiformes en la base durante la aparición de la protófila; dos cotiledones, carnosos, orbiculares, base ligeramente subcordada, borde liso, herbáceo, verde de 6 mm de ancho, 6.6 mm de largo; en una segunda etapa presenta una protófila paripinnada de 0.7-1.2 cm de ancho x 0.6-1.5 cm de largo; con 2-5 pares de folíolos, ovales; en la etapa III las pronomófilas son bipinnadas y paripinnadas, con ramificación divaricada; pecíolo largo en comparación con las otras especies alcanza una longitud de 3-12 mm, con dos estipulas en la base, transparentes y lineares; con dos o cinco pares de folíolos, verdes, ovales, con nervadura central; tres aguijones, herbáceos, de dos a cuatro mm de longitud que aparecen a partir de la primer hoja, sin embargo estos se endurecen durante la cuarta etapa (30 días); en la IV etapa se presenta la abscisión de los cotiledones, la lignificación del tallo y la plántula presenta de dos a cuatro pronomófilas (Fig. 14).

Las particularidades de la morfología de las diferentes estructuras de la etapa plantular de esta especie se presentan en el anexo 4 (Cuadro 6).



**Figura 14.** Etapas del desarrollo de las plántulas de *Mimosa depauperata*: I aparición de los cotiledones; II emergencia de la protófila; III emergencia de las pronomófilas; IV abscisión de los cotiledones.

## 6.5 Biomasa

En general, para las cuatro especies estudiadas, la biomasa tanto del vástago como de la raíz presentó diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) entre ellas; así como entre las diferentes etapas de las plántulas, desde la aparición de los cotiledones hasta el momento del establecimiento.

### 6.5.1 *Acacia schaffneri*

Las plántulas de *A. schaffneri* presentaron una biomasa de vástago que osciló entre 0.15-0.38 g, entre las diferentes etapas del desarrollo plantular; resultando los valores más bajos e iguales entre sí en las etapas II, III y IV ( $F = 3.71$ ;  $p \leq 0.05$ ), el valor más alto, se obtuvo al final de la etapa III. La biomasa se incrementó en este punto en *ca.* 50% en relación a la etapa 1 (Fig. 15).

La biomasa de la raíz, osciló entre 0.06-0.32 g. Las etapas I-y al inicio de la III presentaron los valores más bajos significativamente ( $F = 12.81$ ;  $p \leq 0.05$ ); la etapa III en general presentó valores intermedios y al final de la etapa III y principios de la cuatro (fase de establecimiento), la biomasa de la raíz se incrementó significativamente *ca.* 81% en relación a la etapa 1. En general, el vástago presentó una biomasa *ca.* dos veces mayor que la de la raíz; sin embargo estadísticamente sólo se presentaron diferencias significativas en la etapa II (aparición de la protófila) y fase intermedia de la etapa III (aparición de pronomófilas). En la etapa del establecimiento (abscisión de cotiledones) la biomasa de la raíz de las plántulas casi igualó la biomasa del vástago (Fig. 15).

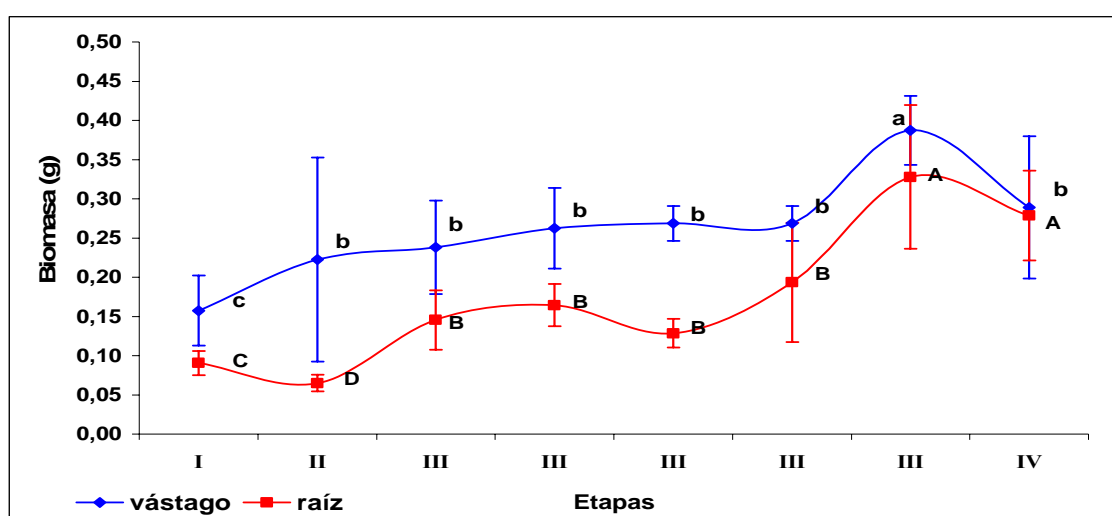


Figura 15. Biomasa de *Acacia schaffneri* por etapas del desarrollo

I) emergencia de los cotiledones, II) aparición de la protófila, III) aparición de pronomófilas; IV) abscisión de los cotiledones.

Letras minúsculas representan diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) de biomasa de vástago entre las diferentes etapas del desarrollo plantular. Letras mayúsculas representan diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) de biomasa de raíz entre las diferentes etapas del desarrollo plantular.

### 6.5.2 *Prosopis laevigata*.

La biomasa del vástago osciló entre 0.11-0.27g. Los valores menores significativamente ( $F=6.28$ ;  $p \leq 0.05$ ) se presentaron en las etapas I y II; los valores intermedios en la etapa III y el mayor valor en la etapa IV. La biomasa de la raíz presentó el mismo comportamiento que el vástago (Fig. 16).

En esta especie la biomasa del vástago, fue mayor que la biomasa de la raíz durante todas las etapas de la plántula: I (emergencia de cotiledones); II (aparición de protófila) y III (aparición de pronómofilas). Solamente en la etapa de establecimiento, la biomasa de vástago y de raíz, se igualó (Fig. 16).

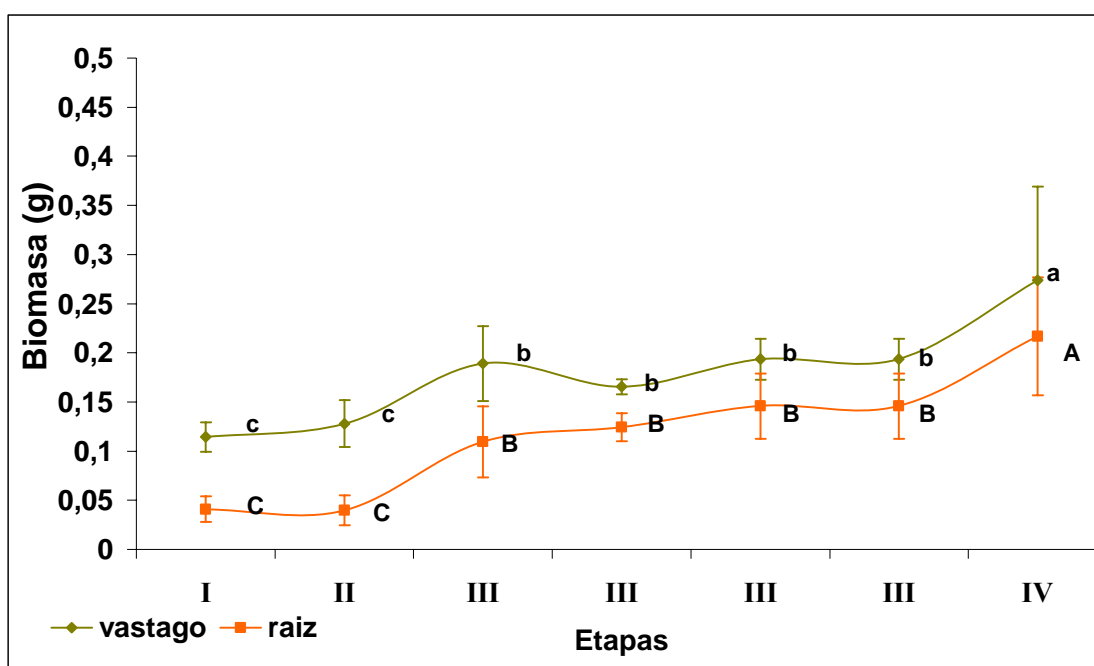


Figura 16. Biomasa de plántulas de *Prosopis laevigata*, por etapas del desarrollo

I) emergencia de los cotiledones, II) aparición de la protófila, III) aparición de pronómofilas; IV) abscisión de los cotiledones.

Letras minúsculas representan diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) de biomasa de vástago entre las diferentes etapas del desarrollo plantular. Letras mayúsculas representan diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) de biomasa de raíz entre las diferentes etapas del desarrollo plantular.

### 6.5.3 *Mimosa biuncifera*.

Para esta especie, tanto la biomasa del vástago como la de la raíz presentaron los mismos valores, a excepción de la etapa IV donde la biomasa de la raíz se incrementó significativamente ( $F= 9.8$ ;  $p \leq 0.05$ ) en relación a la del vástago (Fig. 17)

La biomasa del vástago osciló entre 0.02-0.06g; los valores menores ( $F=21.76$ ;  $p\leq 0.05$ ) se presentaron en las etapas I y II y los más altos en las etapas III y IV (Fig. 17). La biomasa de la raíz presentó valores entre 0.01-0.07g, los mayores valores ( $F=9.81$ ;  $p\leq 0.05$ ) también se presentaron al final de la etapa III y IV (Fig. 17).

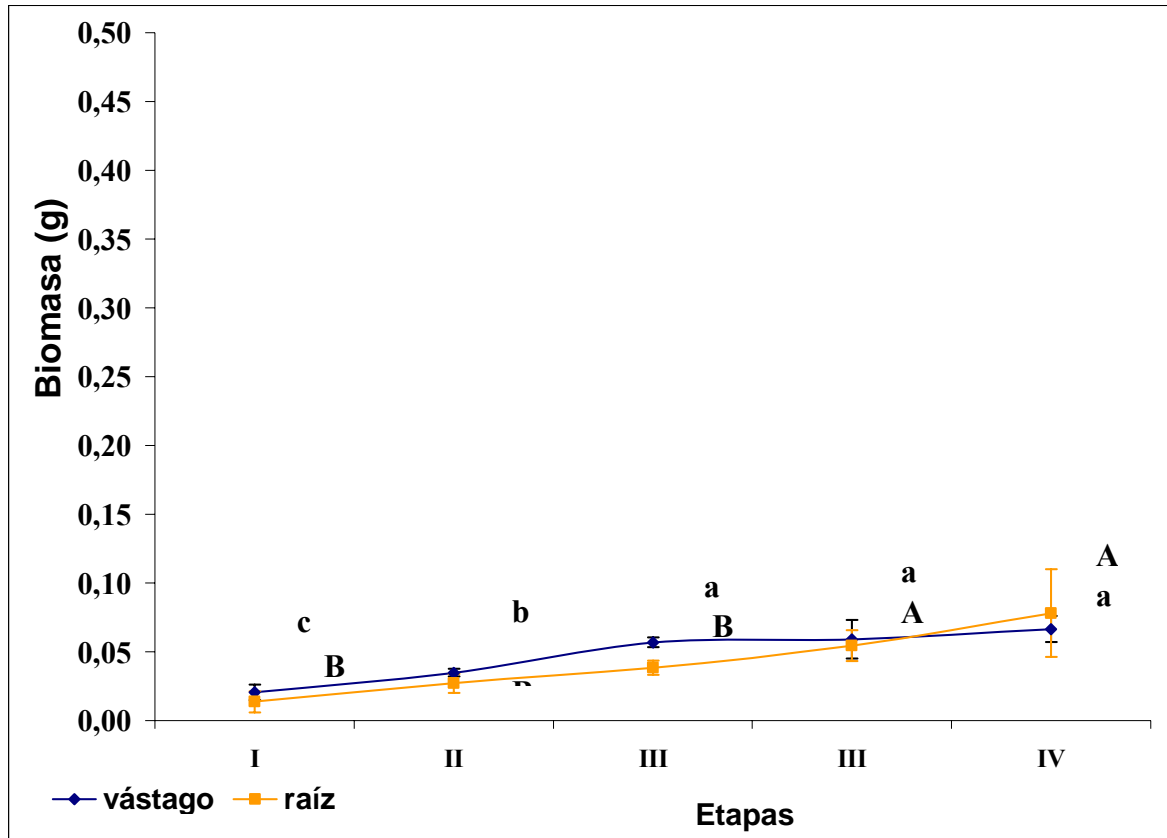


Figura 17. Biomasa de plántulas de *Mimosa biuncifera*, por etapas del desarrollo

I) emergencia de los cotiledones, II) aparición de la protófila, III) aparición de pronómofilas; IV) abscisión de los cotiledones.

Letras minúsculas representan diferencias significativas ( $p\leq 0.05$ ) de biomasa de vástago entre las diferentes etapas del desarrollo plantular. Letras mayúsculas representan diferencias significativas ( $p\leq 0.05$ ) de biomasa de raíz entre las diferentes etapas del desarrollo plantular.

#### 6.5.4 *Mimosa depauperata*.

La biomasa del vástago y de la raíz también presentaron valores muy similares, como en el caso de *M. biuncifera*, donde las diferencias estadísticas no fueron significativas (Fig. 18).

La biomasa del vástago osciló entre 0.04-0.12g, los valores menores ( $F=5.55$ ;  $p\leq 0.05$ ) se presentaron en las etapas I, II, III y el valor más alto al momento del establecimiento (IV) donde la biomasa se incrementó en *ca.* 67%, en relación a la etapa I (Fig. 18).

La biomasa de la raíz osciló entre 0.032-0.13g, los valores ( $F=9.36$ ;  $p\leq 0.05$ ) se presentaron en las etapas I, II, III y el valor más alto al momento del establecimiento (IV) donde la biomasa se incrementó en *ca.* 75% (Fig. 18).

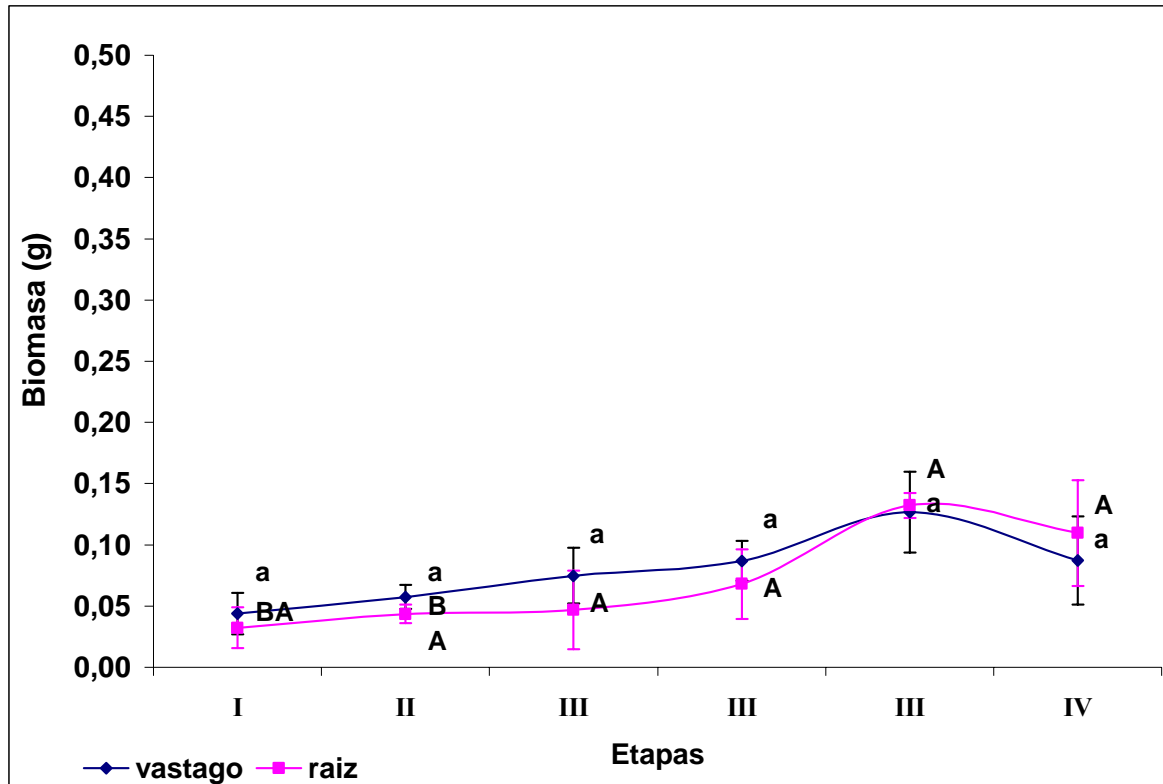


Figura 18. Biomasa de *Mimosa depauperata*, por etapas del desarrollo

I) emergencia de los cotiledones, II) aparición de la protófila, III) aparición de la pronómofila, IV) abscisión de los cotiledones.

Letras minúsculas representan diferencias significativas ( $p\leq 0.05$ ) de biomasa de vástago entre las diferentes etapas del desarrollo plantular. Letras mayúsculas representan diferencias significativas ( $p\leq 0.05$ ) de biomasa de raíz entre las diferentes etapas del desarrollo plantular.

### 6.5.5 Biomasa tres meses después del establecimiento

La biomasa alcanzada, por las plántulas de las cuatro especies, tres meses después de la abscisión de los cotiledones, presentó valores semejantes para el vástago y la raíz, para tres de las especies: *Mimosa biuncifera*, *M. depauperata* y *Acacia schaffneri*.

*Prosopis laevigata* fue la única especie donde la raíz presentó mayor biomasa que el vástago (1.51 g) ( $F=4.14$ ;  $p\leq 0.05$ ) 1.51 g (Fig. 19) y *Acacia schaffneri* fue la especie donde la raíz fue mayor que el vástago (2.19) ( $F=4.65$ ;  $p\leq 0.05$ ) (Fig. 19).



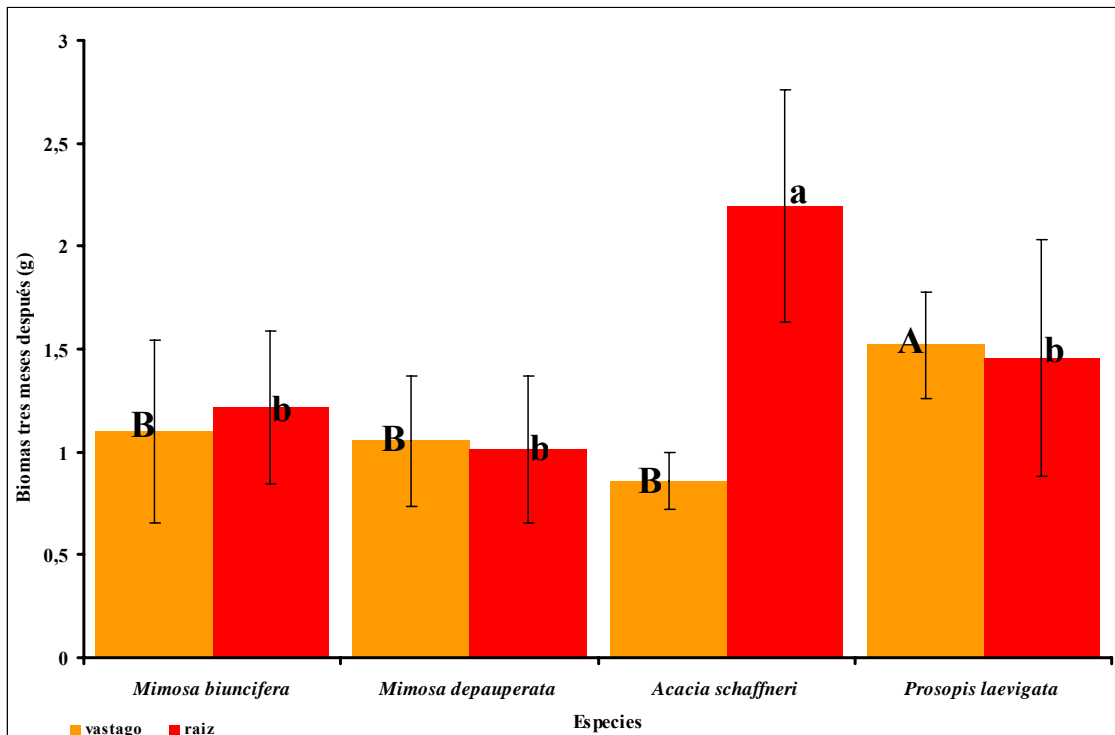


Figura 19. Biomasa después de tres meses del establecimiento de las plántulas de cuatro leguminosas. Letras mayúsculas representan diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) de biomasa de vástago entre las especies. Letras minúsculas representan diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) de biomasa de raíz entre las especies.

## 6.6 Tasa de Crecimiento Relativo

La Tasa de Crecimiento Relativo (TCR) para las plántulas de tres de las especies en estudio (*Mimosa biuncifera*, *Mimosa depauperata* y *Acacia schaffneri*), presentaron la misma tendencia, una TCR alta durante la primer etapa (emergencia de cotiledones) y un decremento significativo ( $F=24.2$ ,  $F=46.01$  y  $F=45.5$ ;  $p \leq 0.05$ , respectivamente) conforme avanzaron las etapas del desarrollo, hasta obtenerse el valor más bajo en la etapa del establecimiento (abscisión de los cotiledones). El decremento en la etapa IV, que representa el fin de la etapa plantular, en relación a la etapa I, que representa el inicio, fue *ca.* 82% (Fig. 20).

Para *Prosopis laevigata* se presentó una tendencia diferente, donde la curva del crecimiento plantular, es en forma de campana, donde la TCR al inicio del desarrollo, fue pequeña, hasta alcanzar un punto máximo en la etapa II y disminuir significativamente ( $F=4.96$ ;  $p \leq 0.05$ ) en las etapas III y IV que representan las fases intermedias y finales del desarrollo de la plántula (Fig. 20).

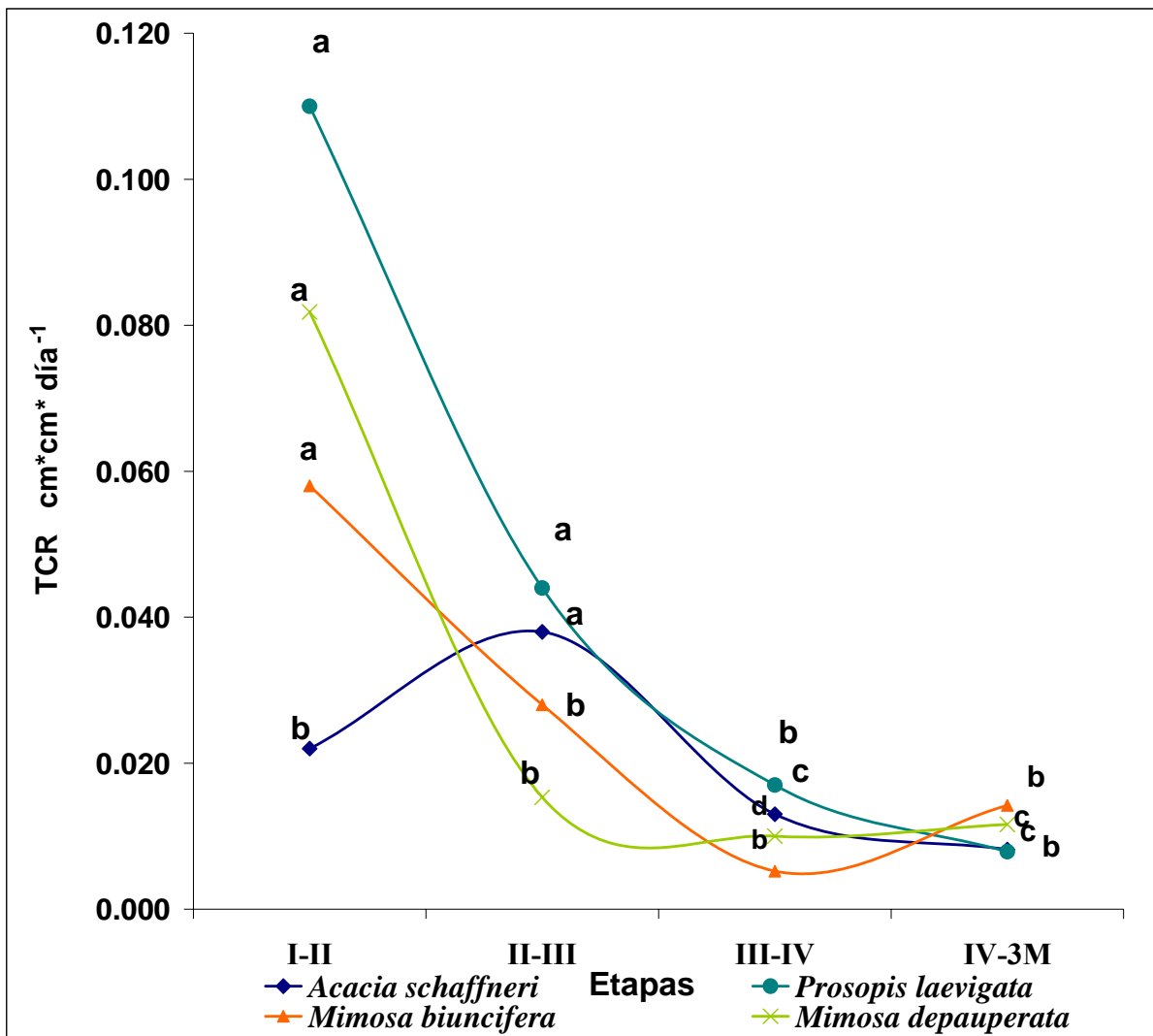


Figura 20. Tasa de Crecimiento Relativo (TCR) durante la fase plantular para las cuatro especies bajo estudio: I) emergencia de protófila; II) emergencia de protófila-emergencia de primer pronómofila; III) emergencia de primer pronómofila-abscisión de los cotiledones IV) abscisión de cotiledones-tres meses después del establecimiento.

Las letras minúsculas representan diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) entre las diferentes etapas de cada especie.

### 6.7 Contenido de Clorofila a los tres meses después de la abscisión de los cotiledones

El mayor contenido de clorofila lo presentó *Mimosa depauperata* con 13.51 unidades SPAD ( $F=3.74$ ;  $P < 0.05$ ) y el menor *Acacia schaffneri* con 9.43 unidades SPAD, mientras que *Mimosa biuncifera* y *Prosopis laevigata* presentaron valores similares (10.45 y 10.98 unidades respectivamente) (Fig. 21).

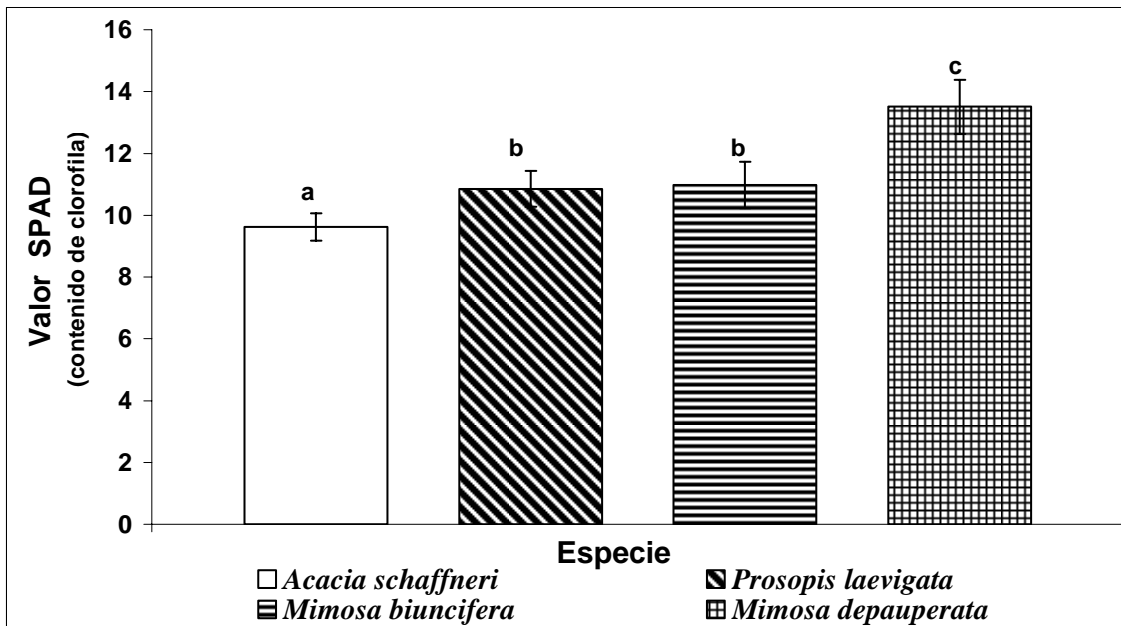


Figura 21. Contenido de clorofila en cada una de las especies bajo estudio. Las letras minúsculas representan diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) entre las especies.

### 6.8 Razón raíz/vástago

La r/v (razón raíz/vástago), se incrementó en la etapa de establecimiento de las plántulas y fue similar para las cuatro especies. Solamente en la etapa II (aparición de protofila), *A. schaffneri* y *P. laevigata*, presentaron una r/v menor significativamente que las otras dos especies del género *Mimosa* (Fig. 22).

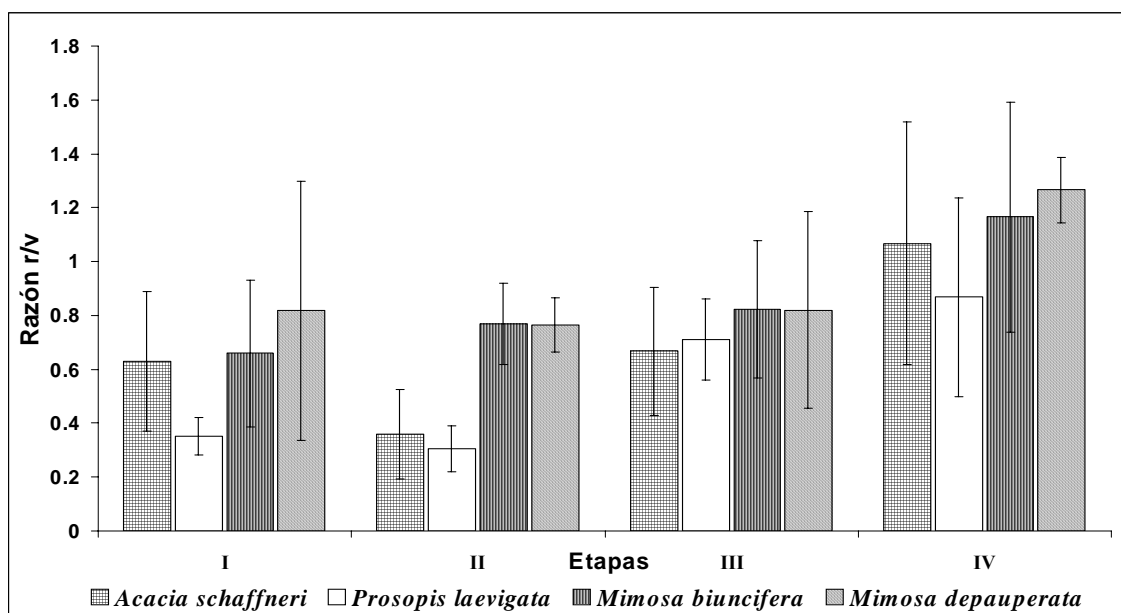


Figura 38. Razón raíz/ vástago durante las diferentes etapas del desarrollo plantular.

## VII. DISCUSIÓN

### 7.1 Características físicas de las semillas

Las cuatro especies de leguminosas presentan semillas con testas duras impermeables al agua y a los gases (Camargo-Ricalde, 1997; Vilela y Ravetta, 2001; Orozco-Almanza *et al.*, 2003; Duval *et al.*, 2005; Pugnaire *et al.*, 2005) cuyo tamaño presenta variabilidad dependiendo de la especie.

Los tamaños de semilla para las cuatro especies, oscilan desde tamaños pequeños a tamaños con mayores dimensiones, se presentaron entre 3 y 6 tamaños por especie. *Mimosa depauperata* presentó la menor variabilidad y *Prosopis laevigata* y *M. biuncifera* la mayor. Esta variabilidad de tamaños está determinada por varios factores: 1) diferencias genéticas; 2) posición de la semilla en la planta madre; 3) diferencias en el tiempo de fertilización y 4) variación ambiental (Gurevitch, 2002). El ambiente en el cual una planta madre se desarrolla, puede afectar no solamente a su fenotipo, sino también a sus descendientes a través de las siguientes generaciones (Stratton, 1989; Wulff *et al.*, 1999). A este tipo de influencia ambiental ejercida sobre la planta madre y transmitida a sus descendientes se le conoce como efecto maternal (Valencia-Díaz y Montaña, 2005). Entre las influencias maternas que pueden afectar la calidad de la semilla, están: las condiciones ambientales que están presentes antes de la formación del embrión y de la dispersión (Roach y Wulff, 1987).

El tamaño de semilla es una característica muy importante en las historias de vida de muchas plantas (Harper, 1977) y es generalmente proporcional a la cantidad de reservas alimenticias que podrían ser destinadas al embrión (Westoby *et al.*, 1992; Lloret *et al.*, 1999).

En general, las semillas grandes tienen mejor funcionalidad que las semillas pequeñas, especialmente bajo condiciones competitivas (Moles y Westoby, 2004). Esta funcionalidad se ve reflejada en mejores porcentajes de germinación, altos porcentajes de emergencia; incremento en el crecimiento de la plántula; reducción de la mortalidad; incremento de la razón raíz/vástago así como de la fecundidad (Valencia-Díaz y Montaña, 2005). Algunas de estas consignas se relacionan directamente con nuestras observaciones, donde las plántulas de *Prosopis laevigata* y *Acacia schaffneri* con el

mayor tamaño de semilla, presentaron una supervivencia del 80% en los lotes estudiados; mientras que las dos especies de *Mimosa* presentaron una tasa de supervivencia más baja ca. 60%, los datos no se presentan en este trabajo, la observación fue personal y evaluada de manera cualitativa en el momento de tener que remplazar un mayor número de individuos de éstas dos especies durante el estudio de morfología de plántulas.

Por otro lado, Pizo *et al.* (2006), consignan que tamaños grandes de semillas en *Euterpe edulis* producen plántulas vigorosas y esto afecta directamente la biomasa total de las plántulas tanto del tallo como de la raíz, en este estudio se observó que efectivamente el mayor tamaño de las semillas de *Acacia schaffneri* y *Prosopis laevigata*, produjeron plántulas con mayores biomásas de vástago y de raíz en relación a las dos especies del género *Mimosa*, cuyas semillas son más pequeñas.

La variabilidad en el tamaño de semilla, también está relacionada directamente con algunas estrategias ecológicas de las plantas para colonizar y permanecer en determinados sitios. Gurevitch *et al.* (2002) mencionan, que las plantas que producen semillas grandes, son características de áreas abiertas tales como los desiertos y las dunas costeras. Esto no se observó en este trabajo, donde las cuatro especies se establecen igualmente en áreas abiertas independientemente del tamaño de sus semillas; sin embargo, se observó una relación entre el peso de las semillas, el peso de la testa y del embrión, los cuales fueron mayores para *A. schaffneri*. *Prosopis laevigata* presentó sólo el 50% de éste peso y las dos especies de *Mimosa* ca. 10-20%, este mayor tamaño del embrión y grosor de la testa podría proveer mejores aptitudes para la competencia. Por otro lado, Gurevitch *et al.* (2002), mencionan que las semillas con una gran cantidad de endospermo de algunas especies perennes de zonas áridas, producen rápidamente raíces que se entierran a mayor profundidad en el suelo, incrementando su supervivencia

Valencia-Díaz y Montaña (2005), mencionan que la variabilidad de las semillas en plantas individuales o en poblaciones, también es una respuesta a las condiciones ambientales prevalecientes durante el año. Para las plantas con flores de las zonas áridas por ejemplo, en *Flourenzia cernua*, se observó que la variabilidad de temperatura y precipitación presente entre años, hacen que el ambiente sea totalmente impredecible, en el cual la escasez de agua y las bajas temperaturas pueden afectar la calidad y el

tamaño de las semillas; así, las temperaturas bajas y las altas precipitaciones favorecen el desarrollo de semillas con mayor tamaño. Aunque en este trabajo estos aspectos no fueron evaluados, la variabilidad de semillas podría responder a este efecto el cual sería muy interesante cuantificar.

Comparando los tamaños de semilla de las dos especies del género *Mimosa*, con los reportados por otros autores, Orozco-Almanza *et al.* (2003) para *Mimosa depauperata*, *Mimosa similis*, *Mimosa lacerata* y *Mimosa. texana* var *texana*) en la Cuenca del Río Extorax, Querétaro, encontró que el tamaño promedio (largo) de las semillas de *M. depauperata* estudiada en este trabajo (Procedencia Valle del Mezquital, Hidalgo) fue menor a la reportada por estos autores (2.3 mm vs 3.4 mm), estas diferencias se deben posiblemente al efecto directo de las precipitaciones y temperaturas que prevalecen en el año en los diferentes sitios, lo cual está relacionado con lo que menciona Valencia-Díaz y Montaña (2005). *M. biuncifera* presentó valores promedio de 4.2 mm, lo cual esta dentro del intervalo reportado por Corona (2005), quien reporta tamaños de semillas con mayor parecido a las dos especies de *Mimosa* bajo estudio, estas similitudes se deben posiblemente a que tienen la misma procedencia (Valle del Mezquital, Hidalgo). Con respecto a los tamaños de semilla para *Prosopis laevigata* y *Acacia schaffneri* no se ha encontrado en la literatura estudios de caso.

Valencia-Díaz y Montaña (2005), mencionan que las especies que se desarrollan en zonas donde las condiciones climáticas son más estables o predecibles, no presentan tanta variabilidad en el tamaño de sus semillas y generalmente muestran un tamaño óptimo, pero por encima o debajo de este tamaño, el éxito de establecimiento disminuye.

*Mimosa biuncifera* presentó la mayor variabilidad en cuanto al tamaño de sus semillas, lo cual podría representar una ventaja para su establecimiento en campo. Stefan *et al.* (1999); Ekta y Singh (2000); Granados y López (2001); Coomes y Grubb (2003); mencionan que las especies que presentan un gran número de semillas pequeñas, tienen mayores ventajas de colonización; ya que los tamaños pequeños de semilla le permiten a la especie dispersarse ampliamente y los tamaños intermedios y grandes le permiten competir exitosamente. Arzola (2006), menciona que *M. biuncifera* es una especie que se distribuye ampliamente en campo, se localiza tanto en pies y cimas de laderas, así

como en suelos poco profundos con cierto grado de deterioro, lo cual indica un gran potencial de colonización y establecimiento.

*Mimosa depauperata* presentó la menor la variabilidad en cuanto al tamaño de semilla, predominando significativamente los tamaños más pequeños, favoreciendo principalmente el proceso de la dispersión más que el establecimiento. Arzola (2006), menciona que esta especie sólo se localiza en planicies y en las partes bajas e intermedias de las laderas.

*Prosopis laevigata* y *Acacia schaffneri* presentaron una variabilidad de tamaños de semilla intermedia en relación a las dos especies del género *Mimosa*, posiblemente su estrategia es favorecer más la competencia que la dispersión. Arzola (2006), menciona que *P. laevigata* se localiza tanto en las partes bajas como intermedias de laderas, pero en suelos profundos y ricos en materia orgánica, bajo su dosel se establece una gran densidad de plántulas de su misma y otras especies, lo cual genera una gran intensidad de competencia. *A. schaffneri* se localiza de manera más abundante en las planicies ó laderas con muy poca pendiente; bajo su dosel también se establece una gran diversidad de especies (Durán, 2006); por lo que la predominancia de tamaños de semilla intermedios puede estar relacionada con la competencia más que con la dispersión.

## **7.2 Morfología de plántulas**

Las plántulas de las cuatro especies presentan características que permiten su identificación desde etapas tempranas del desarrollo.

La definición de etapa plantular en este trabajo, establece el límite superior del estadio plantular como aquel momento en el cual se presenta la abscisión de los cotiledones; ésto es cuando las plántulas se han establecido; es decir cuando ya no dependen más de las reservas de los cotiledones para su nutrición. La plántula se ha convertido en un organismo autótrofo fotosintetizador (McKell, 1989; Flores- Vindas, 1999; Fenner y Thompson, 2005).

Fenner y Tompson (2005), mencionan que una plántula podría ser definida como una planta joven que está lentamente utilizando sus reservas de carbono y minerales de la semilla (aunque no necesariamente sea dependiente de ellas). Una de las principales dificultades para definir el punto de transición de plántula a juvenil es el hecho de que la

transferencia en el uso de recursos internos a externos es gradual y difícilmente se puede observar el punto que marca el límite. El mejor método para definir el punto final de la fase plantular podría ser la identificación de un punto cambiante en el crecimiento temprano de la plántula. Hunt *et al.* (1993) mostró que el cambio diario en la tasa de crecimiento relativo de plántulas recién germinadas de *Holcus lanatus* sigue una curva en forma de campana y que el pico de la TCR (Tasa de crecimiento máxima) provee un evento identificable en el crecimiento plantular que podría ser utilizado para definir el final de la etapa plantular. Hanley *et al.* (2004), mencionan que el pico en la curva de la TCR coincide con el término de la dependencia de nutrimentos de los cotiledones y el consumo de las reservas de las semillas, de aquí que en este trabajo se haya considerado el momento de abscisión de los cotiledones como un indicador del paso de plántula a juvenil; sin embargo, más adelante en el apartado de TCR se discutirá la consigna de Hunt.

Las cuatro especies, al alcanzar el período de establecimiento, presentan aguijones y lignificación del tallo.

Las plántulas de las cuatro especies bajo estudio están formadas por la raíz (radícula en el embrión), hipocótilo, dos o varios cotiledones (hojas embriónicas), el epicótilo, las hojas que se origina en los nudos del epicótilo y la plúmula que es el vástago embrional y que se localiza sobre el nudo cotiledonar.

Una característica similar para las cuatro especies es la germinación epígea (cotiledones que emergen por encima del suelo) y la morfología de plántulas fanerocotilar (cotiledones fuera de la cavidad seminal) presente en varias especies de la familia *Leguminosae* (Duke y Polhill, 1981; Flores-Vindas, 1999).

Flores-Vindas (1999), menciona que las plántulas de un mismo género presentan el mismo tipo de estructura; en otras palabras si las especies de un género forman un grupo natural, las plántulas deben tener una estructura similar. Géneros morfológicamente relacionados con un mismo tipo de plántula, pueden ser un mismo género. Esta premisa es válida para muchos géneros de *Leguminosae* y otras familias.

Las plantas con germinación epígea, como las estudiadas en este trabajo, expanden sus cotiledones una vez emergidos, los cuales pueden ganar peso (al menos temporalmente) y fotosintetizar gracias a la asimilación de carbono y a la acumulación de minerales



absorbidos por las raíces. Esta absorción de minerales por los cotiledones durante el establecimiento hace difícil definir la terminación de la etapa plantular, como ya se mencionó anteriormente, en términos de transferir de una fracción fija (cotiledones), los minerales almacenados, al embrión emergido de las especies epígeas (Thompson y Fenner, 2005); sin embargo, las plantas con germinación epígea y cotiledones fotosintetizadores, tienen ventajas sobre las plantas con germinación hipógea ó semi-hipógea, ya que pueden obtener nutrimentos a través de la fotosíntesis y la absorción radicular, lo cual se puede reflejar en un mayor éxito en el establecimiento bajo condiciones extremosas de agua, luz, temperatura y nutrimentos del suelo que están presentes en las zonas secas semisecas donde se desarrollan.

Es importante mencionar que de acuerdo a Thompson y Fenner (2005), el tamaño de la semilla está relacionado con el tipo de germinación. Las semillas pequeñas presentan germinación epigea y son más dependientes de los recursos externos que las semillas grandes, su prioridad por lo tanto es fotosintetizar lo más pronto posible, esto les permite desarrollar rápidamente raíces que puedan tener acceso a las capas del suelo donde están disponibles los recursos minerales. Las cuatro especies bajo estudio presentan diferencias en los tamaños de semilla; sin embargo las cuatro son consideradas como productoras de semillas pequeñas, si son comparadas con las semillas de los ecosistemas tropicales (Ejemplo *Cocos nucifera*), de aquí que de acuerdo a su tamaño, presenten germinación epígea.

### **Raíz**

Las cuatro especies presentan una morfología similar en la raíz; el sistema radical es axonomorfo, ocurriendo muy poca variación en cuanto a su desarrollo y ramificación entre las especies, no se presentó nodulación. En las cuatro especies la raíz es de color blanco, con olor a mercaptano, (cabe señalar que en *Acacia schaffneri* el olor es más fuerte que en las otras tres especies) en donde se forman raíces secundarias, el cuello de la raíz es más ancho que la base del hipocótilo y más estrecho en la base de ésta raíz. Estos resultados coinciden por los reportados por Parra (1984) para : *Mimosa albida*, *M. camporum*, *M. tenuiflora* y *Calliandra gracilis*. La morfología de la raíz a nivel plantular en este trabajo fue similar para las cuatro especies de leguminosas estudiadas.

### **Hipocótilo**

Para las cuatro especies se presentó la misma morfología para el hipocótilo. El hipocótilo es la parte del eje de la plántula que se extiende del cuello de la raíz al nudo cotiledonar. El cuello de la raíz para las cuatro especies es conspicuo, estriado, cilíndrico, glabro, recto, sigmoidal hacia la base. En las primeras etapas del desarrollo es herbáceo y verde claro y en la fase de establecimiento es leñoso y café claro.

Morfológicamente el hipocótilo es la zona de transición entre la raíz y el epicótilo. En el caso de las cuatro especies bajo estudio con germinación epígea (plántulas fanerocotilares), el hipocótilo está bien desarrollado, lo cual coincide por lo reportado por Flores-Vindas (1999).

### **Epicótilo**

El epicótilo es la parte del eje de la plántula y es distal a los cotiledones. Para las cuatro especies el epicótilo presentó características similares es inconspicuo y del mismo color (verde claro).

### **Cotiledones**

El cotiledón que prevalece presenta un plano de simetría en sentido longitudinal, oblongo, entero y de base cordada, similares resultados presentan Smith (1981), Mensbruge (1966) y Parra (1984) para algunas leguminosas.

Según Smith (1981) los cotiledones proporcionan características que pueden ser utilizadas para la identificación de plántulas; así mismo tiene un valor potencial en la elucidación entre las relaciones filogenéticas y taxonómicas.

La morfología de los cotiledones presentó una forma similar para tres de las especies (*Prosopis laevigata*, *Mimosa biuncifera* y *Acacia schaffneri*) las características de estos son: peciolados, oblongos, orbiculares, con base cordada, de margen liso, carnosos, opuestos y verdes por ambos lados, de acuerdo a Flores-Vindas (1999) las características de estos cotiledones sugieren una función fotosintetizadora y almacenadora. López *et al.* (1998) encontró características semejantes en la morfología de los cotiledones para algunas especies de los siguientes géneros de la familia Leguminosae: *Genista*, *Retama*, *Spartium*, *Equinospartum*, *Ulex*, *Cytisus*, *Adenocarpus*, *Argyrolobiu* y *Lupinus*. En el caso de *Mimosa depauperata* todas las características anteriormente descritas presentan similitudes; solamente la base de los cotiledones es ligeramente subcordada y el pecíolo es casi dos veces más largo.

Las cuatro especies presentan diferencias en el número de cotiledones. En *A. schaffneri* y *Mimosa depauperata* pueden ser de 2-3, aunque el número de tres sólo se presentó en un 2 % de la población; mientras que en *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera* el número de cotiledones siempre fue de dos.

de Vogel (1980; citado en Duke & Polhill, 1981) propone una clasificación de plantas basada en la combinación de caracteres que expresan la forma de desarrollo, reconoce 16 tipos y varios subtipos para las plántulas de algunas leguminosas de Malasia dentro de los cuales el tipo *Macaranga* (germinación faneroépigea con cotiledones foliares) y el tipo *Sloanea* (germinación faneroépigea con cotiledones carnosos, almacenadores) presentan características similares a las presentadas por las especies bajo estudio. El mismo autor reporta que los dos tipos de plántulas *Macaranga* y *Sloanea* son los más comunes en las dicotiledones leñosas; así mismo las plántulas faneroépigeas con cotiledones foliares que se desarrollan en semillas pequeñas (tipo *Macaranga*) predominan en las regiones abiertas y en los trópicos.

En cuanto al tamaño de los cotiledones, *Prosopis laevigata* presentó el tamaño más grande (9.7 mm de ancho x 12.1 mm de largo); seguido por *Acacia schaffneri* (8.4 mm de ancho x 10 mm de largo) los cuales también son los más gruesos en comparación con las otras tres especies. *Mimosa biuncifera* (5.6 mm de ancho, 7 mm de largo) y *Mimosa depauperata* (6 mm de ancho, 6.6 mm de largo) presentaron los cotiledones más pequeños.

### **Sucesión foliar**

En las Mimosoideae estudiadas, existe en las hojas juveniles una distinción en cuanto a la composición del limbo foliar, la primera hoja de formarse después de los cotiledones tiene el limbo foliar simplemente dividido (hoja pinnada) que es la misma citada por Duke, Polhill *et al.* (1981) Robbertse (1971) y Van Der Schijff y Vassilczenko según Vogel (1980) (Citados en Parra, 1984); luego se presenta la aparición de un grupo de hojas en las cuales el limbo foliar es doblemente dividido (hoja pinnada), que, dependiendo de la especie con que se esté trabajando puede ocurrir variación en el número de pinnas presentes, para luego aparecer el primer nomófilo. Esta diversidad foliar ha sido señalada por Burger (1972), Duke y Polhill *et al.* (1981) y Robbertse y VanDer Schijff (1971), (citados en Parra, 1984). Como se observa, ocurre una tendencia a un aumento en el número de folíolos y foliolulos y que cada uno de esos tipos podrá caracterizar un estadio particular presentan en la hoja, igual anotación hace Duke,

Mensbbruge y Robbertse y Van Der Schijff. Es obvio que se observan dos tipos de hojas (después de los cotiledones y antes que los nomófilos) y que da uno de esos tipos podría caracterizar un estadio particular de la plántula. Basándonos en esta división del limbo foliar proponemos denominar a la primera hoja después de los cotiledones como *Protófilo (s)* (del gr. phyllon: hoja, con el prefijo protos, primero, el primero de todos), entendiéndose por éstos al eófilo (s) siguiente a los cotiledones de composición y forma diferentes de unas posibles hojas juveniles o fase adulta. Tratándose de eófilos bipinnados, el primer o primeros eófilos después de los cotiledones, de composición simplemente pinnada y la morfología de las hojas que aparecen entre ese protófilo y la primera hoja verdadera (nomófilo) a las cuales Parra (1984) propone denominar *Pronomófilo (s)* (del gr. pro, delante, anteriormente), eófilo (s) que se anticipa o que surge antes de los nomófilos. Tratándose de especies con eófilos bipinnados, aquellos ubicados entre el protófilo (s) y los nomófilos, diferenciándose de estos últimos principalmente por menor número de pinnas. Los eófilos en general son alternos como lo señalan Burger (1972), Duke (1965), Polhill (1981) y Mensbbruge (1966) (citados en Parra, 1984). Las semillas de las especies estudiadas presentan latencia física impuesta por testas duras impermeables al agua y a los gases, por lo cual se escarificaron e imbibieron lográndose un buen porcentaje de germinación (80-100%), igual resultado obtienen Mayer y Poljakoff (1963), citados en Parra (1984). Sin embargo, Mensbbruge (1966) (citado en Parra, 1984), habla de que el proceso de germinación para las especies del género *Mimosa* ocurre de 4 - 9 días después de la siembra. En nuestro caso las semillas no germinaron o germinaron en un porcentaje muy bajo, si no eran escarificadas y germinaron en un período de 3-5 días *Mimosa biuncifera* y *M. depauperata*, 5-6 días *Prosopis laevigata* y 2-7 días *Acacia shaffnerii*. Por otra parte la germinación es fanerocotilar en las especies estudiadas. Además la primera estructura en emerger es la radícula.

### **Protófilas**

De acuerdo a ésta característica morfológica las plántulas de las cuatro especies bajo estudio se pueden dividir en dos tipos:

1. Plántulas de una protófila (*Prosopis laevigata* y las dos especies del género *Mimosa*) y
2. Plántulas con dos protófilas (*Acacia schaffnerii*).

Dentro de las plántulas que presentan una protófila, un carácter que permite diferenciarlas es el número de foliíolos que presentan las hojas. *Prosopis laevigata* y *Acacia schaffneri* presentaron un mayor número de foliolos (8-10 y 7-8 respectivamente) y *Mimosa biuncifera* y *Mimosa depauperata* el menor (4-5 y 2-5 respectivamente). Orozco-Almanza *et al.* (2003) reporta para *Mimosa depauperata* características similares en plántulas procedentes de individuos que crecen en la zona semiseca del estado de Querétaro.

### **Pronomófilas**

Se considera pronomófilas a todas las hojas que emergen después de la primer hoja (protófila) hasta el establecimiento de la plántula (abscisión de los cotiledones). En las cuatro especies bajo estudio las pronomófilas son bipinnadas y paripinnadas, pecioladas (en *Mimosa depauperata* el pecíolo es visiblemente más largo), alternas y opuestas; al igual que en la protófila, las pronomófilas varían en el número de foliolos que presentan, es mayor en *Prosopis laevigata* y *Acacia schaffneri* (5-13) y menor en *Mimosa biuncifera* (4-5) y *Mimosa depauperata* (2-3). Otra característica distintiva de los foliíolos es la forma, en *Mimosa depauperata* son cortos y ovals y en *P. laevigata*, *Acacia schaffneri* y *M. biuncifera* son largos y oblongos. De igual forma el tipo de ramificación de las hojas de acuerdo con las definiciones de Fon Quer (1979) es distinto, en *Mimosa depauperata* es divaricada, en *Acacia schaffneri* es simpódica y tanto en *Prosopis laevigata* como en *Mimosa biuncifera* presentan una forma intermedia entre la divaricada y la simpódica (zig-zag).

En cuanto a la duración de las hojas cotiledonares, caen tempranamente en la mayoría de las especies estudiadas, (24-38 días), pero no sin antes haberse desarrollado por lo menos los primeros pronomófilos, pudiéndose considerar entonces la plántula como "establecida". Iguales resultados reportan Burkart (1952), Compton (1912), Duke (1965), Mensbbruge (1966), Polhill *et al.* (1981) y Gate según Whyte *et al.* (1955) citados en Parra 1984.

En relación a la duración de los protófilos y pronomófilos son persistentes en la fase plantular, aunque hay casos donde ocurre abscisión de la protófila como en *Prosopis laevigata*. Los eófilos en general son alternos, lo que concuerda con Burger (1972), Lubbock (1951) y Mensbbruge (1966), citados en Parra (1984). Metcalfe y Chalk

(1950), citado en Parra (1984) reportan movimientos sensitivos de las hojas para ciertos miembros de la familia; esto ocurre en algunas especies. De igual manera en todas las especies estudiadas hay cambios de orientación de los folíolos y de las hojas en mayor o menor grado dependiendo de la intensidad lumínica, esto se debe a la presencia de pulvinulos y pulvinululos; el citado fenómeno coincide con lo reportado por Burkart. En las plántulas en las que los pronomófilos están presentes, las pinnas están dispuestas en pares opuestos y cada par generalmente presenta igual número de foliolulos. Sin embargo, a veces ocurre diferente número de foliolulos en un par determinado.

### **Estructuras adicionales**

Las cuatro especies bajo estudio presentan dos estipulas pequeñas, filiformes, herbáceas, en la base del pecíolo; aguijones infraestipulares que se encuentran en los nudos de cada hoja, por debajo del pecíolo. En el caso de las dos especies del género *Mimosa*, éstas presentaron tres aguijones a partir de la segunda pronomófila (tercer hoja), son curvos, semiduros, verde claro, con forme las plántulas se acercan al establecimiento se lignifican y adquieren un color pardo a rojizo esto coincide con lo reportado por Parra (1984), para algunas especies de la subfamilia Mimosoideae y para lo reportado para *Mimosa depauperata*, *Mimosa similis*, *Mimosa texana* var *texana* y *Mimosa lacerata* por Orozco (2003). Mientras que en *Acacia schaffneri* y *Prosopis laevigata* presentan dos aguijones de forma linear, semiduros y verdes de cinco milímetros de longitud que también se van lignificando con forme las plántulas alcanzan el establecimiento.

### **Otras características morfológicas distintivas.**

Una característica distintiva entre las cuatro especies y que se puede notar a simple vista es la coloración del tallo que presentan las plántulas. En *Mimosa depauperata* es de color verde claro en *Acacia schaffneri* el tallo es de color rojo oscuro y *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera* color verde intenso.

Existen otras características morfológicas distintivas muy particulares, por ejemplo: en *Acacia schaffneri* emergen primordios foliares entre los 32 y 35 días después de la siembra (séptima pronomófila) justamente en los nudos donde se localizan la tercer-octava hoja, los cuales se desarrollan a lo largo de la fase plantular; también presenta pubescencia en el tallo como lo reportado por López *et al.* (1998) para algunas especies

de los géneros: *Retama*, *Spartium*, *Ulex*, *Adenoacrpus* y *Argyrolobium* de la familia Leguminosae.

### **Establecimiento plantular**

El tiempo en el que *Acacia schaffneri* alcanzó el establecimiento fue de 38 días con una altura de 11.25 cm; en *Prosopis laevigata* el periodo de establecimiento fue de 32 días con una altura de 11.8 cm y fue la más grande de cuatro especies; en *Mimosa biuncifera* y *Mimosa depauperata* fue de 24 días y alcanzaron una altura de 6.25 y 6.22 cm respectivamente.

Para las especies del género *Mimosa* se cuenta con antecedentes que permiten su comparación. Orozco (2003) y Camargo-Ricalde (1997), encontraron características morfológicas semejantes para *Mimosa depauperata*, *Mimosa similis*, *Mimosa lacerata*, *Mimosa texana* var. *texana* y *Mimosa tenuiflora*.

### **7.3 Biomasa.**

Las plántulas de las dos especies del género *Mimosa* presentaron una menor biomasa en comparación con *Prosopis laevigata* y *Acacia schaffneri*, tanto durante la fase de establecimiento como tres meses después; esto se relacionó con el tamaño de semilla, pues las dos especies del género *Mimosa* presentaron un menor tamaño de semilla; sin embargo es importante mencionar que las diferencias encontradas son inherentes a las especies.

Las cuatro especies presentan alturas semejantes; sin embargo las plántulas del género *Mimosa* presentan tallos ahilados y delgados en comparación con *Acacia schaffneri* y *Prosopis laevigata*, cuyos tallos presentan un mayor diámetro lo cual esta relacionado con el incremento de la biomasa. Para las cuatro especies la tendencia en la acumulación de biomasa fue similar, antes del establecimiento las plántulas reasignaron los recursos principalmente para el incremento de biomasa en el vástago debido a la necesidad de producir tejido fotosintético en el menor tiempo posible hasta alcanzar la fase de establecimiento; así mismo ésta podría ser una estrategia para superar los daños provocados por la herbívoría e incrementar la supervivencia durante la etapa plantular (Leiva y Fernández-Alés, 1998).

La biomasa de las plantas de las cuatro especies estudiadas presentaron una tendencia similar después de tres meses de su establecimiento. La biomasa de la raíz y del vástago no presentaron diferencias, a excepción de *Acacia schaffneri* donde la biomasa del tallo *ca.* del doble de la raíz. Gurevicht *et al.* (2002) menciona que la biomasa es una estimación de la productividad primaria neta así como de la tasa de fijación de carbono y que las especies con mayores valores en estos atributos podrían ser las más productivas. Por otra parte Vilela y Ravetta (2001) mencionan que después de la germinación el destino de las plántulas depende de varios factores ambientales así como de las respuestas fisiológicas algunos de los mecanismos que podrían incrementar la supervivencia de las plántulas bajo condiciones de estrés podrían ser los cambios en la reasignación de biomasa (por ejemplo razón vástago:raíz) disparada por cambios en la relación carbono-nitrógeno. El grado de ajuste de esos mecanismos varía entre especies y es un aspecto crítico de las estrategias de supervivencia. De acuerdo a la teoría de la optimización la disponibilidad de cada recurso individual es capaz de influir el crecimiento de la planta, promoviendo el desarrollo de aquellos órganos que están involucrados en la adquisición de cualquier recurso limitante del crecimiento, esta tendencia no fue observada a nivel plantular en las especies bajo estudio posiblemente esto se presente en la fase adulta.

#### **7.4 Tasa de crecimiento relativo.**

De acuerdo a los resultados, las plántulas de las especies bajo estudio presentaron dos tendencias diferentes, en sus tasas de crecimiento relativo:

1) *Acacia schaffneri*, *Mimosa depauperata* y *M. biuncifera*, presentaron altas tasas de crecimiento (TCR) al inicio del desarrollo plantular y un decremento conforme fueron avanzando las etapas entre el 63-92 %.

2) *Prosopis laevigata* presentó un gráfico en forma de campana donde la TCR fue baja al principio del desarrollo plantular, y posteriormente se incrementó hasta llegar a un punto máximo, lo cual coincidió con la etapa II del desarrollo y , decreció posteriormente hasta un 85% en las etapas III y IV del establecimiento.

Thompson y Fenner (2005), mencionan que la TCR máxima después de la germinación generalmente ocurre en un punto donde la plántula ha alcanzado un múltiplo del peso del embrión y que este punto se relaciona con el momento en que las plántulas se



establecen o ya no dependen de las reservas de los cotiledones o del endospermo para crecer y desarrollarse. Hunt *et al.* (1993), mostraron que el cambio diario en la TCR de plántulas recién germinadas de *Holcus lanatus* sigue una curva de campana y que si este patrón se repite de manera general en varias especies, podría sugerir que el punto pico en el que se alcanza la TCR máxima podría representar un punto de transición y podría utilizarse como un criterio para definir el final de la fase del establecimiento plantular. Hanley *et al.* (2004), menciona que el pico de la TCR coincide con el término de la dependencia de reservas en los cotiledones o del endospermo de las semillas. Es importante mencionar que solamente *Prosopis laevigata*, presentó un comportamiento de su gráfico en forma de campana; sin embargo, el punto máximo de la TCR coincidió con la etapa II del desarrollo plantular, lo cual es equivalente a la aparición de la pronomófilas, cuando las plántulas todavía retienen a los cotiledones y estos están completamente verdes. En nuestro trabajo tomamos el criterio de Mckell (1989) y Flores-Vindas (2001), donde el establecimiento se considera al momento de tirar los cotiledones; sin embargo la propuesta de Hunt se dirige más que por la senescencia de los cotiledones por la fase de transición en la curva de campana, lo cual significaría que es el momento en que las plántulas utilizan lo necesario de los cotiledones y gracias a la presencia de sus hojas, pueden fotosintetizar, así, el crecimiento se vuelve más lento, entonces el establecimiento para *P. laevigata* comenzaría en una fase intermedia entre la fase II y III del desarrollo plantular.

Es importante mencionar que esta interpretación no podría darse en el caso de las dos especies del género *Mimosa* y *Acacia schaffneri*, donde las curvas de la TCR no son de campana. Estas especies presentan gráficos con una tendencia ligeramente lineal donde el comportamiento entre las dos variables estudiadas es inversamente proporcional, es decir con el avance de las etapas del desarrollo, la TCR disminuye, en este caso la identificación de la fase de establecimiento de acuerdo a Hunt es más difícil. En este caso parece que la tendencia es crecer rápidamente después de la germinación, emerger y, una vez desarrolladas las pronomófilas, disminuir su crecimiento, hasta la senescencia y la abscisión de los cotiledones. Con esto, se confirma que establecer un criterio universal para establecer la fase de establecimiento, variará dependiendo de las especies y para esto es necesario evaluar el contenido de nutrimentos en cotiledones y endospermo durante la fase plantular.

Por otro lado, Jurado *et al.* (2006) mencionan que la supervivencia de plántulas de especies de zonas áridas y semiáridas es muy baja en relación a las condiciones

ambientales, el riesgo de mortalidad es alto comparado con otros ambientes, las plántulas al inicio de su desarrollo necesitan tasas de crecimiento altas que les permitan alcanzar la fase de establecimiento en el menor tiempo posible; posteriormente las tasas de crecimiento relativo son bajas debido a que las plántulas han alcanzado la fase que les permite una mayor supervivencia debido al incremento en su capacidad fotosintética (Gurevitch *et al.*, 2002). Esto se relaciona únicamente con el comportamiento de *Prosopis laevigata* pero no para las otras tres especies.

Es importante mencionar que *Prosopis laevigata* presentó el valor más alto de TCR, *Acacia shaffneri* presentó valores intermedios y las dos especies del género *Mimosa* presentaron los valores más pequeños, esto puede estar relacionado con el tamaño final de los individuos adultos, además de la tasa de área foliar, lo cual es necesario evaluar para llegar a una conclusión definitiva.

Fenner y Thompson (2005), mencionan, que una de las tendencias bien observadas en los estudios de plántulas es la relación negativa entre el tamaño de semilla y la TCR máxima. Normalmente, la relación es lineal cuando se grafica contra el logaritmo del peso de la semilla (o el embrión). La TCR es determinada principalmente por el área foliar por unidad de masa de la planta (LAR) y por el área foliar específica (SLA) al menos durante las primeras etapas del desarrollo y bajo condiciones de luz adecuadas. Esto es, especies con semillas grandes tienen hojas que son pequeñas en área, en relación al peso de la planta completa (baja área foliar) o en relación al peso foliar. La TCR no está determinada por la tasa fotosintética del tejido foliar; más bien está determinada por las características morfológicas más que por las fisiológicas de las plántulas. En este trabajo, las dos especies del género *Mimosa*, con tamaños de semilla más pequeños, presentaron tasas de crecimiento altas sólo al inicio del desarrollo plantular, en relación a *Prosopis laevigata* y *Acacia schaffneri* que tienen semillas de mayor tamaño y sus tasas de crecimiento fueron más bajas en ese punto; posteriormente, la tendencia se invirtió posiblemente como una respuesta a la mayor área foliar alcanzada por estas dos especies, cuyas hojas son de mayor tamaño que las de las especies del Género *Mimosa*.

## **7.5 Contenido de clorofila**

El contenido de clorofila presentó valores similares para *Prosopis laevigata*, *Acacia schaffneri* y *Mimosa biuncifera*, los cuales fueron menores (9-11 SPAD) a los presentados por *Mimosa depauperata* (13 SPAD). Azcón-Bieto y Talon (2000) mencionan que la fotosíntesis en plantas superiores tiene lugar en las hojas. La luz solar es una radiación que se dispersa en toda la atmósfera terrestre; para aprovecharla al máximo, es necesario exponer la mayor cantidad posible de tejido a los fotones incidentes de ahí la gran superficie foliar que suelen tener los vegetales. Las hojas son también por esta razón, generalmente planas, como pequeños paneles solares que se pueden orientar a los rayos solares para tratar de absorber de modo óptimo toda la luz que necesitan. Además las plantas habitualmente tiene muchas hojas pequeñas para lograr otras ventajas funcionales: a) distintas hojas pueden tomar distintas orientaciones, adaptándose a la incidencia luminosa que cambia a lo largo del día con el movimiento del sol y b) la disipación térmica en un elemento sometido a radiación solar es mucho más eficaz si es pequeño y tiene, proporcionalmente una gran superficie en contacto con el aire. En el caso de las especies bajo estudio el contenido de clorofila en las hojas estuvo relacionado con la morfología y el tamaño de éstas, *Mimosa depauperata* presenta hojas compuestas con dos pinnas con folíolos ovales, las cuales son más grandes que las de las otras especies donde estas características son menores, la mayor superficie expuesta de las hojas de *Mimosa depauperata* facilita una mayor captación de radiación solar. Las otras tres especies (*Mimosa biuncifera*, *Prosopis laevigata* y *Acacia schaffneri*) presentan hojas compuestas también con dos pinnas con folíolos oblongos los cuales presentan una menor superficie de exposición a los rayos solares lo cual se vio reflejado en los contenidos similares de clorofila en las hojas.

## **7.6 Razón Raíz-Vástago**

La razón raíz vástago ( $r/v$ ), no presentó diferencias en las diferentes etapas del desarrollo plantular, solamente se detectó una diferencia durante la etapa II, en el caso de *Acacia schaffneri* y *Prosopis laevigata* donde la  $r/v$  resultó significativamente menor; sin embargo, en las fases III y IV fueron similares a las de las otras especies. La tendencia general para las cuatro especies, fue una mayor biomasa del vástago que de la raíz.

Thompson y Fenner (2005), mencionan que la  $r/v$  variará dependiendo de las condiciones de luz y disponibilidad de agua y de nutrimentos en el suelo y que las especies con

semillas de mayor tamaño presentan bajas razones de  $r/v$  comparadas con las semillas de menor tamaño, lo cual está relacionado directamente con las tasas de crecimiento. Estas respuestas en la plasticidad fenotípica podrían representar una estrategia que maximiza la supervivencia donde las presiones de selección son variables e impredecibles. En este trabajo no se detectaron estas tendencias; sin embargo sería interesante observar que pasa con la  $r/v$  durante la época seca y húmeda del año, así como en matorrales con diferentes condiciones edáficas.

## VIII. CONCLUSIÓN

Las cuatro especies de leguminosas presentan características morfológicas distintivas tanto a nivel de semilla como de plántula. Las características de las plántulas que permiten la identificación directamente en campo durante esta etapa del desarrollo son: el tamaño y forma de los cotiledones, el número de protófilas y la forma de los folíolos de las pinnas.

En plántulas de *Prosopis laevigata* y *Mimosa biuncifera*, que ya no presentan cotiledones, en donde la forma de los folíolos y de las pinnas es muy parecida, un carácter distintivo en campo es la forma de los aguijones. En *Prosopis laevigata* son lineares, opuestos y pareados y en *Mimosa biuncifera* son curvos, opuestos y generalmente se presentan en grupos de tres.

Las especies con mayor talla (*Prosopis laevigata* y *Acacia schaffneri*) presentan mayores tamaños de semilla; sin embargo los histogramas de frecuencia reflejaron que en las cuatro especies se presenta una gran variabilidad de tamaño de semilla y que los intermedios son los predominantes. Estos tamaños de semilla reflejan que la estrategia prioritaria es la dispersión

Las cuatro especies, presentaron durante la fase plantular, una mayor biomasa del vástago como una estrategia de producir tejido fotosintético en el menor tiempo posible hasta alcanzar la fase de establecimiento; así mismo como una estrategia para superar los daños provocados por la herbívoría e incrementar la supervivencia durante la etapa plantular.

El contenido de clorofila en las hojas de las cuatro especies también presentó tendencias diferentes, *Mimosa depauperata* presentó un mayor contenido de clorofila en sus hojas como una respuesta de la morfología y a la mayor superficie de exposición foliar a la radiación solar. Las otras tres especies presentaron valores más bajos debido a que sus hojas son de menor tamaño.

La tasa de crecimiento relativo presentó comportamientos diferentes, donde *Prosopis laevigata* presenta una curva de campana, donde el inicio de la fase plantular presentó un crecimiento bajo; en *Mimosa biuncifera*, *Mimosa depauperata* y *Acacia schaffneri* se

presentan gráficos lineales donde la TCR es alta al inicio, lo que complica identificar el punto de establecimiento plantular.

La r/v reflejó un mayor peso del vástago que de la raíz en las cuatro especies durante la fase plantular pero no detectó diferencias entre las etapas del desarrollo.

La identificación de especies a nivel plantular es un procedimiento viable en el caso de las cuatro especies bajo estudio y una herramienta indispensable en los estudios de reclutamiento y dinámica de plántulas.

## IX. REFERENCIAS

1. **Arreguín S. M. L., L. G. Cabrera, N. R. Fernández, L. C. Orozco, C. B. Rodríguez y B. M. Yépez.** 1997. Introducción a la flora del Estado de Querétaro. Publicado por El Consejo de Ciencia y Tecnología del Estado de Querétaro del Instituto Politécnico Nacional (CONCYTECQ) y La Universidad Autónoma de Chapingo. México. 361 pp.
2. **Arzola G. C.** 2006. Reserva de semillas en el suelo de *Prosopis laevigata* (Willd.) M. en C. Johnst. Y *Mimosa biuncifera* Benth.; en tres matorrales xerófilos del Valle del Mezquital, Estado de Hidalgo.
3. **Azcón-Bieto J. y Talon M.** 2000. Fundamentos de Fisiología Vegetal. McGraw-Hill. España. 522 pp.
4. **Baker H.G.** 1972. Seed mass in relation to environmental conditions in California. *Ecology*: 53: 997-1010.
5. **Bewley J. D. y M. Black, M.** 1994. Seeds: Physiology of Development and Germination. New York: Plenum Press. 445 pp.
6. **Brummitt R.K. y C.E. Powel.** 2001. Autor of Plant Names. Royal Botanic Gardens, Kew. 732 pp.
7. **Burkart A.** 1952. Las leguminosas argentines silvestres y cultivadas. 2ª edición. Buenos Aires, Acme Agency.
8. **Burger D.** 1972. Seedlings of some tropical trees and shrubs mainly of Soud East Asia. Center for Agricultural Publishing and Documentation. Wageningen.
9. **Calderón de Rzedowski, G y J. Rzedowski.** 2001. Flora fanerogámica del Valle de México. 2ª Edición. Instituto de Ecología. Control Regional del Bajío. Patzcuaro, Michoacán. 1406 pp.
10. **Camargo-Ricalde.** 1997. Aspectos de la Biología del “Tepescohuite”, *Mimosa tenuiflora* (Leguminosae), en México. Tesis Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México, México. 112 pp.
11. **Camargo-Ricalde S.L., D. Schivcharn y R. Grether.** 2002. Community structure of endemic *Mimosa* species and environmental heterogeneity in semi-arid Mexican Valley. *Journal of Vegetation Science*, 13: 697-704 pp.

12. **Coomes D. A. y Grubb P. J.** 2003. Colonization, tolerance, competition and seed-size variation within functional groups. *TRENDS in Ecology and Evolution*, 18:6, 283-291.
13. **Corona R. A.** 2005. Dinámica de la reserva de semillas del suelo de *Mimosa depauperata* Benth. y *Mimosa biuncifera* Benth. en dos matorrales xerófilos de el Valle del Mezquital, Estado de Hidalgo. Servicio Social, México. 63 pp.
14. **Cronquist A.** 1997. Introducción a la botánica. 29 Edición. Compañía editorial continental, S. A. México. 848 pp.
15. **Devore J. L.** 2004. Probabilidad y estadística para ingeniería y ciencias. 5ª Edición. México. 762 pp.
16. **Duke J.A.** 1969. On tropical tree seedlings. Seed, seedlings systems and and systematics. *Ann. Missouri Bot. Gard* 56(2); 125-165.
17. **Duke J. A. y Polhill R. M.** 1981. Seedlings of leguminosae. *Advances in Legume Systematics*. In (ed) R.M. Polhill & P.H.Raven. 941-949 pp.
18. **Duval B. D., Jackson E, y Whyford W. G.** 2005. Mesquite (*Prosopis glandulosa*) germination and survival in black-grama (*Bouteloua eriopoda*) grassland: relations between microsite and heteromyid rodent (*Dipodomys* spp.) impact. *Journal of Arid Environments*, 62:4-541-554.
19. **Ekta K. y Singh J. S.** 2000. Influence of Seed Size on Seedlings Qrowth of *Albizia procera* Under Different Soil Water Levels. *Annals of Botany*, 86:6, 1185-1192.
20. **Equihua Z.M. y G. Benítez B.** 1985. Dinámica de las comunidades ecológicas. 1ª Reimpresión. Trillas. México. 120 pp.
21. **Fenner M. y Thompson K.** 2005. The ecology of seeds. Cambridge University Press. United Kingdom. 250 pp.
22. **Flores-Vindas E. M.** 1999. La planta: estructura y función. LUR, Costa Rica. Vol. II: 369-884.
23. **Font Quer P.** 1979. Diccionario de botánica. Editorial Labor, S. A. España. 1244 pp.
24. **Gifford. E.M. y Foster A.S.** 1996. Morphology and evolution of vascular plants. Third edition. W.H. Freeman and Company University of California, Berkeley. United Status of America. 626 pp.
25. **Granados S. D. y López R.G.F.** 2001. Ecología de Poblaciones Vegetales. Universidad Autónoma Chapingo. México. 143 pp.



26. **Gretther G.R., Camargo-Ricalde S. L. y Martínez-Bernal A.** 1996. Especies del género *Mimosa* (Leguminosae) presentes en México. Boletín de la Sociedad Botánica de México, 58: 149-152.
27. **Grether G.R., Martínez-Bernal A., Camargo-Ricalde S.L.** *Mimosa* Fascículo Mimosoideae, Legumisae. Flora del Bajío y Regiones Adyacentes, in press.
28. **Grime J.** 1989. Estrategias de adaptación de las plantas y procesos que controlan la vegetación. Editorial Limusa, S.A. de C.V. México. 291 pp.
29. **Gurevitch J., Scheiner S. y Fox G.** 2002. The Ecology of Plants. Sinauer Associates, Inc., Publisher. 523 pp.
30. **Hanley M.E., Fenner M. Whibley H. y Darvill B.** 2004. Early plant growth: identifying the end point of the seedling phase. *New Phytologist*, 163: 61-66.
31. **Harris J.G. y Woolf. H. M.** 1997. Plant Identification Terminology. Fifth printing. Spring Lake Publishing. Spring Lake, Utah. 197 pp.
32. **Harper J. L.** 1977. Population Biology of Plants. Academic Press London. 892 pp.
33. **Hickey M. and King C.** 2000. The Cambridge Illustrated Glossary of Botanical Terms. Cambridge University Press. United Kingdom. 208pp.
34. **Hunt R.** 1989. Basic Growth Analysis. Plant growth analysis for beggiers. Chapman and Hall, Great Britain 112 pp.
35. **Hunt R., Neal A.M., Laffarga J.** 1993. Mean relative growth rate. In *Methods in Comparative Plant Ecology: A Laboratory Manual*, ed. G.A. Hendry & J.P. Grime, London: Chapman & Hall. 98-102 pp.
36. **Jurado E., García J., Flores J. y Estrada E.** 2006. Leguminous seedling establishment in Tamaulipas thornscrub of northeastern Mexico, 221:133-139.
37. **Lack A. y Evans D.** 2005. *Plant biology*. 2<sup>a</sup>. Ed. Taylor & Francis Group. 352 pp.
38. **Leiva M. y Fernández-Alés R.** 1998. Variability in seedling water status during drought within a *Quercus ilex* subsp. *Ballota* population, and its relation to seedling morphology, *Forest Ecology and Management*, 111:147-156.
39. **Lloret F.C., Casanovas C., Peñuelas J.** 1999. Seedling survival of Mediterranean shrubland species in relation to root: shoot ratio, seed size and water and nitrogen use. *Functional Ecology* 13, 210–216.

40. **López J., Devesa J., Ruiz T. y Ortega-Olivencia.** 1998. Seedling Morphology in Genisteae (Fabaceae) from Southwest Spain. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 127: 229-250.
41. **Mayer A.M. y Poljakoff Ayber A.** 1963. *The germination of seed.* New York, Pergamon Press.
42. **McKell C.** 1989. *The biology and utilization of shrubs.* Academic Press, New York. 656 pp.
43. **Moles A.T., Westoby M.** 2004. What do seedlings die from and what are the implications for evolution of seed size? *Oikos* 106, 193–199.
44. **Orozco A M. S.** 2003. *Ecología funcional de cuatro especies del Genero Mimosa (leguminosa) en la cuenca del Río Estórax, En el Estado de Querétaro, México.* Tesis de Doctorado, Universidad Autónoma Metropolitana, México. 247 pp.
45. **Orozco-Almanza, León-García, Grether R. y García-Moya.** 2003. Germination of four species of the Genus *Mimosa* (leguminosae) in a semi-arid zone of Central Mexico. *Journal of Arid Environments*, 55: 75-92.
46. **Parra P.** 1984. Estudio de la morfología externa de Plántulas de *Cillandra gracilis*, *Mimosa albida*, *Mimosa arenosa*, *Mimosa camporun*, *Mimosa tenuiflora*. *Revista Facultad de Agronomía (Macaray)*, XIII (1-4): 31-350
47. **Pérez O.C. de la P. y Ceja R.J.** 2006. *Atlas de Anatomía Vegetal.* Universidad Autónoma Metropolitana, Iztapalapa. AGT Editor. México. 113 pp.
48. **Pizo M.A., Vond Allmen Ch. y Morellato L.C.P.** 2006. Seed size variation in the palm *Euterpe eudulis* and effects of seed predators on germination and seedling survival. *Acta oecologica*, 29:311-315.
49. **Polhill R.M. Tribu 4. Dalbergieae, In Polhill R.M y P.H. Raven.** Eds. *Advances in legume systematics* 1:234.1981.
50. **Polhill R.M.** 1981. Evolution and systematics of the legumisae. *In Polhill R.M y P.H. Raven.* Eds *Advances in legume systematics* 1:19-20.
51. **Polhill R. M., P. H. Raven y C. H. Stirton.** 1981. Evolution and Systematics of the Leguminosae. In: Polhill, R.M., P.H. Raven y (Eds.) *Advances in Legume Systematics.* Part 1: 1-26. Royal Botanic Gardens, Kew.
52. **Pugnaire F.I., Luque M.T., Armas C. y Gutiérrez L.** 2005. Colonization processes in semi-arid Mediterranean old-fields. *Journal of Arid Environments*, 65: 591-603.

53. **Raven P. H., Evert R. F. y Eichhorn S. E.** 2003. Biology of plants. Six edition. W.H. Freeman and Company. Worth Publishers. New York. 944 pp.
54. **Ridge I.** 2002. Plants. Oxford University Press. United Kingdom. 345 pp.
55. **Roach D.A., Wulff R.D.** 1987. Maternal effects in plants. Annual Review of Ecology and Systematics 18, 209–235.
56. **Robbertse P.J. y Van Der Schijff H.P.** 1971. The genus *Acacia* Miller in South Africa - 5 (with special reference to seedlings structure as taxonomic characteristic). Mitl Bot. Staatssamml. Muchen. 10:170-177.
57. **Smith D. L.** 1981. Cotyledons of the Leguminosae. In Polhil R. M. & Raven P. H. (Eds.). Advances in Legume Systematics, Part 1:927-940.
58. **Stefan A. H., Meijden E. y Metz J.** 1999. Evolutionary Dynamics of Seed Size and Seedling Competitive Ability. Theoretical Population Biology, 55, 324-343.
59. **Stratton D.A.** 1989. Competition prolongs expression of maternal effects in seedlings of *Erigeron annuus* (Asteraceae). American Journal of Botany 76, 1646–1653.
60. **Terradas J.** 2001. Ecología de la vegetación. Omega. España. 703 pp.
61. **Valencia-Díaz S. y Montaña C.** 2005. Temporal variability in the maternal environment and its effect on seed size and seed quality in *Flourensia cernua* DC. (Asteraceae). Journal of arid environments, 63: 686-695.
62. **Vilela A. E. y D. A. Ravetta.** 2001. The effect of seed scarification and soil-media on germination, growth, storage, and survival of seedlings of five species of *Prosopis* L. (Mimosaceae), Juornal Of Arid Enviroments, 48:171-184.
63. **Vogel E.F. DE.** 1980. Seedlings of dicotyledons. Center for Agricultural Publishing and Documentation. Wageningen. Netherlands. 417 pp.
64. **Westoby M., Jurado, E., Leishman M.** 1992. Comparative evolutionary ecology of seed size. TREE 7, 368–372.
65. **Wulff R.D., Causin H.F., Benitez O. y Bacalini P.A.** 1999. Intraespecific variability and maternal effects in the response to nutrient addition in *Chenopodium album*. Canadian Journal of Botany 77, 1150–1158.
66. **Zar J.H.** 1996. Biostatistical.
67. **Brummitt R.K. y C.E. Powel.** 2001. Autor of Plant Names. Royal Botanic Gardens, Kew. 732 pp.

# ANEXOS

## ANEXO 1

**Cuadro 3. Etapas del crecimiento de las plántulas de *Acacia schaffneri*.**

Etapa del Crecimiento	Sistema Radical longitud (cm.)	Hipócotilo longitud (cm.)	Epicotilo longitud (mm.)	Cotiledones Número Ancho x Largo (cm.)	Protófila	1er. Pronomofila	Edad de la plántula (días)
<b>I</b>	1 Recto, blanco, axonomorfo, con muy fuerte olor a mercaptano.	4-5 Recto, herbáceo, verde-rojizo, pubescente.	2 Herbáceo, verde.	2 0.4(0.9) -0.6(1) Muy carnosos, orbiculares, opuestos, borde liso blongos, verdes.			1-4
<b>II</b>	1.2- 1.9 Recta, Blanca, axonomorfa, Con muy fuerte olor a mercaptano.	- 7	2	Persisten	Dos de pinnas, paripinnadas y opuestas, alternas a los cotiledones; 7 (8) pares de foliolos de 1 mm de ancho x 2 de largo, oblongos, verdes, venación central; raquis, 5 mm. de longitud; un par de estípulas en la base de cada pecíolo.		9-10
<b>III</b>	1.1-2.5	6- 7	2	Persisten		Hoja biparipinnada, opuesta y alterna a las primeras hojas; 5 (6) pares de foliolos de de 0.5 mm. de ancho x 2 de largo, verdes, oblongos, venación central; raquis de 3 – 5 mm. de longitud 2 estípulas en la base del pecíolo.	10

**Continuación del cuadro 3**

Etapa del Crecimiento	Sistema radical longitud (cm.)	Hipocotilo longitud (cm.)	Epicotilo longitud (mm.)	Cotiledones Número Ancho x Largo (cm.)	2 <sup>a</sup> . Pronomofila	3 <sup>er</sup> . Pronomofila	Edad de la plántula (días)
<b>III</b>	7.1 - 12.8 Blanca, recta, muy fuerte olor a mercaptano axonomorfa, con 18 (20) raíces adventicias de 2 -54 mm. de longitud.	31-41 Recto, herbáceo, rojizo.	2 Verde, Herbáceo.	Persisten y Presentan las mismas características	Un par pinnas, paripinnadas de 4 (6) mm. de ancho x ; raquis, 3(5) mm. de longitud; 9 (10) pares de foliolos de 1 mm. de ancho x 2 mm. de largo; un par de estipulas que empiezan a endurecerse. Esta hoja es alterna a la anterior.		14

<p style="text-align: center;"><b>III</b></p>	<p style="text-align: center;">8.6 – 14.3</p> <p>Blanca, recta, fuerte olor a mercaptano axonomorfa, 7(35) raíces adventicias de 2–64 mm. de longitud.</p>	<p style="text-align: center;">32 -38</p> <p>Recto, herbáceo, rojizo, pubescente.</p>	<p style="text-align: center;">2</p>	<p style="text-align: center;">Persisten</p>		<p>Un par de pinnas, paripinnadas, de 4 mm. de ancho x 9 mm. de largo; 9 (13) pares de foliolos de 0.5(1) mm. de ancho x 3(4) mm. de largo, verdes, oblongos; raquis de 2(5) mm. de longitud; Esta hoja es alterna a la anterior.</p>	<p style="text-align: center;">16</p>
---	--	---	--------------------------------------	--	--	---	---------------------------------------

Continuación, cuadro 3.

Etapa del Crecimiento	Sistema Radical longitud (cm.)	Hipocotilo longitud (cm.)	Epicotilo longitud (mm.)	Cotiledones Número Ancho x Largo (cm.)	4ª. Pronomofila	5ª. Pronomofila	Edad de la plántula (días)
III	13 – 14.5 con 35(37) raíces adventicias de 3–18 mm. de longitud.	32-38 Recto, herbáceo, rojizo, pubescente.	2	Persisten	Un par de pinnas, paripinnadas; 5 pares de folíolos de 0.5x2 mm., oblongos, verdes; raquis 3-5 mm. longitud; Esta hoja es alterna a la anterior.		20
III	11.5-16.1 Con 16(38) Raíces adventicias de 2-20 mm. de longitud.	Persiste y presenta las mismas características	2			Un par pinnas, paripinnadas; 4 (7) pares de folíolos de 1 mm. de ancho x 3 mm. de largo, oblongos, verdes; raquis, 5 mm. de longitud ; en esta etapa las estipulas se empiezan a endurecer. La hoja es alterna a la anterior.	24



Continuación, cuadro 3.							
Etapa del Crecimiento	Sistema radical longitud (cm.)	Hipocotilo longitud (mm.)	Epicotilo longitud (mm.)	Cotiledones Número Ancho x Largo (cm.)	6ª. Pronomofila	7ª. Pronomofila	Edad de la plántula (días)
III	10.6 – 19.6 9(38) raíces adventicias de 2–24 mm. de longitud.	32-38 Recto, herbáceo, rojizo, pubescente.	4-5	Persisten	Un par de pinnas, paripinnadas; 9 (10) pares de folíolos de 1 mm. de ancho x 3(5) mm. de largo, oblongos, verdes, venación central; raquis de 2- 5 mm. de longitud. Esta hoja es alterna y opuesta a la anterior.		29
III	14.2 – 23.5 con 24(57) raíces adventicias de 3–24 mm. de longitud	32-38 Recto, herbáceo, rojizo, pubescente.	4-5	Persisten		Un par de pinnas, paripinnadas; 5(10) pares de folíolos de 0.5 mm. de ancho x 2(4) mm. de largo, verdes, oblongos ; raquis 3-5 mm. longitud. Esta hoja es alterna y opuesta a la anterior.	32

**Continuación del cuadro 3.**

Etapa del Crecimiento	Sistema radical longitud (cm.)	Hipocotilo longitud (cm.)	Epicotilo longitud (mm.)	Cotiledones Número Ancho x Largo (cm.)	8ª. Pronomofila	9ª. Pronomofila	Edad de la plántula (días)
<b>III</b>	10.3-25 Con 20(51) raíces adventicias de 2- 26 mm de longitud.	32 - 38 Recto, herbáceo, rojizo, pubescente	2	4-5	Un par pinnas, paripinnadas; raquis, 5 mm de longitud con 4 (7) pares de foliolos; las estipulas se empiezan a endurecer. Esta hoja es alterna a la anterior.		35
<b>III</b>	11.7- 26.8 32(57) raíces adventicias de 2-25 mm. de longitud.	32 -38 Presenta las mismas características que en la hoja anterior	2	4 -5 Persisten		Un par de pinnas, paripinnada; raquis de 2- 5 mm de longitud. Esta hoja es alterna a la anterior.	38

Continuación del cuadro 3.							
Etapa del Crecimiento	Sistema radical longitud (cm.)	Hipocotilo longitud (cm.)	Epicotilo longitud (mm.)	Cotiledones Número Ancho x Largo (cm.)	10ª. Pronomofila	11ª. Pronomofila	Edad de la plántula (días)
<b>III</b>	13.6 – 27.4 con 25(59) raíces adventicias de 3–28 mm. de longitud	32 -38 Recto, herbáceo, rojizo, pubescente.	2	Persisten con las mismas características	Un par de pinnas, paripinnadas; raquis 3-5mm longitud; 5 pares de foliolos de 0.5x2 mm. Esta hoja es alterna a la anterior		43
<b>III</b>	Presentas las mismas características	Presenta las mismas características que en la hoja anterior	2	Persisten		Un par pinnas, paripinnadas; raquis, 5 mm de longitud con 4 (7) pares de foliolos; las estipulas se empiezan a endurecer. Esta hoja es alterna a la anterior.	45

Continuación del cuadro 3.							
Etapa del Crecimiento	Sistema radical longitud (cm.)	Hipocotilo longitud (cm.)	Epicotilo longitud (cm.)	Cotiledones Número Ancho x Largo (cm.)	12ª. Pronomofila	13ª. Pronomofila	Edad de la plántula (días)
III	13.6 – 29.1 24(53) raíces adventicias de 2–34 mm. de longitud.	32 -38	4-5	persisten 4-5	Un par de pinnas, paripinnada; raquis de 2- 5 mm de longitud. Esta hoja es alterna a la anterior.		49
III	130 – 145 con 35(37) raíces adventicias de 3–29 mm. de longitud.	33- 42	4 -5	Persisten		Un par de pinnas, paripinnadas; raquis 3-5mm longitud; 5 pares de foliolos de 0.5 de ancho x 2 de largo mm. Esta hoja es alterna a la anterior.	51

**Continuación del cuadro 3.**

<b>Etapa del Crecimiento</b>	<b>Sistema Radical</b> longitud (cm.)	<b>Hipocotilo</b> longitud (cm.)	<b>Epicotilo</b> longitud (mm.)	<b>Cotiledones</b> Número Ancho x Largo (cm.)	<b>Abscisión</b> 14 <sup>a</sup> a 15 <sup>a</sup> . Pronomofila	<b>Edad de la plántula</b> (días)
<b>IV</b>	148 – 154 con 37(39) raíces adventicias de 5–35mm. de longitud.	33-45	4-5	Abcisión	Un par de pinnas, paripinnadas; raquis 3-5mm longitud; 7 (10) pares de foliolos de 0.5 de ancho x 2 de largo mm. Esta hoja es alterna a la anterior.	54-58

## **ANEXO 2**

**Cuadro 4. Características morfológicas de las plántulas de *Prosopis laevigata*.**

<b>Etapas del Crecimiento</b>	<b>Sistema Radical longitud (cm.)</b>	<b>Hipocotilo longitud (cm.)</b>	<b>Epicotilo longitud (mm.)</b>	<b>Cotiledones Número Ancho x Largo (cm.)</b>	<b>Protófila</b>	<b>1er. Pronomofila</b>	<b>Edad de la plántula (días)</b>
<b>I</b>	2.4 - 4 Recta, blanca, axonomorfa, ensanchada hacia la base, con olor a mecaptano.	4-6 Recto, herbáceo, cilíndrico, estriado, sigmoidal en la base.	2 - 3 Herbáceo, verde, herbáceo.	2 0.8(0.9) -1(1.3) Opuestos, carnosos, oblongos, orbiculares, borde liso, nervadura central, verdes.			2 - 4
<b>II</b>	3.6-16 con 10(20) raíces adventicias de 2-50 mm. de longitud.	4.7-5.2 Recto, herbáceo, cilíndrico, estriado, sigmoidal en la base.	2-3 Recto, herbáceo, verde.	Persisten presentan las mismas características.	Una par de pinnas, paripinnadas, de 10(11) ancho por 16(19) mm de largo; raquis 9(1.3) mm de longitud; 8(10) pares de folíolos de 2 mm de ancho x 5(6) mm de largo, verdes, oblongos; raquis 4-5 mm. longitud.		5
<b>III</b>	3.8 - 8 Blanca, axonomorfa, con 15 (29) raíces adventicias de 2 -10 mm. de longitud. Olor a mercaptano.	25-31 Conserva las mismas características.		2 3 -5 Persisten		Hoja biparaipinnada de, 10(11) ancho por 16(19) mm de largo; 4(7) pares de folíolos De 1 mm. de ancho x 4 mm de longitud, oblongos, verdes; raquis de 1.5 -2 cm de longitud. Tallo inclinado aproximadamente 45°, esta hoja es opuesta a la primer hoja.	8 -12

**Continuación del cuadro 4.**

<b>Etapa del Crecimiento</b>	Sistema Radical longitud (cm.)	Hipocotilo longitud (cm.)	Epicotilo longitud (mm.)	Cotiledones Número Ancho x Largo (cm.)	2 <sup>a</sup> . Pronomofila	3 <sup>er</sup> . Pronomofila	Edad de la plántula (días)
<b>III</b>	132 – 214 Blanca, axonomorfa, con 2 (5) raíces adventicias 2-40 mm. de longitud, con olor a mercaptano	2.4 – 3.1 Recto, herbáceo, cilíndrico, estriado, sigmoidal en la base.	3 Herbáceo, verde.	Persisten con las mismas características	Un par de pinnas, paripinnadas de 5(8) mm. ancho x 10(13) mm. de largo; 7 (9) foliolos de 1 mm. ancho x 2(4) mm de largo; raquis 2( 3) mm. de longitud; estipulas herbáceas, verdes, de 2 mm. de longitud. Esta hoja es alterna y opuesta a la 2 <sup>a</sup> . hoja. Tallo inclinado en la misma proporción hacia el lado opuesto.		12
<b>III</b>	50 – 70 con 12 (16) raíces adventicias de 6-132 mm. de longitud.	40 -43 Presenta las mismas características	5 Herbáceo, verde.	Persisten con las mismas características	Un par de pinnas, paripinnadas, de 6 mm. de ancho y 10 mm. de longitud; 8(10) pares de foliolos de 1 x 3 mm; raquis, 3 mm de longitud; estipulas herbáceas, verdes, de 2 mm. de largo. Tallo inclinado al lado opuesto en la misma proporción. Hoja alterna y opuesta con respecto a la hoja anterior.		19



**Continuación del cuadro 4.**

<b>Etapa del crecimiento</b>	<b>Sistema Radical</b> longitud (cm)	<b>Hipocótilo</b> longitud (cm)	<b>Epicótilo</b> longitud (cm)	<b>Cotiledones</b> Número Acho x Largo	<b>4<sup>a</sup></b> Pronomófila	<b>5<sup>a</sup></b> Pronomófila	<b>Edad</b> de la plántula (días)
<b>III</b>	18.7-19 Blanca, olor a mercaptano, axonomorfa, con 35(43) raíces adventicias de 6- 13.2 cm de longitud.	2.1 – 3.1 Recto, herbáceo, cilíndrico, estriado, sigmoidal en la base.	2	Persisten además presentan las mismas características	Un par de pinnas paripinnadas, de 5 mm de ancho x 10 mm de largo; con 8(10) pares de foliolos de 1.5 mm de ancho x 5 mm de largo; raquis de 1.7-2.1 cm de longitud. Esta hoja emerge del lado opuesto en que emergió la hoja anterior.		21
<b>III</b>		Presenta las mismas características	2	Persisten	Un par de pinnas, paripinnadas, de 11 mm de largo x 7 mm de ancho; 8(10) pares de folios de 1(2) mm de ancho x 3(4) mm de largo; raquis de 1(2) cm de largo. La posición de la hoja es alterna y opuesta a la hoja anterior.		25

Continuación del cuadro 4.							
Etapa del crecimiento	Sistema Radical longitud (cm)	Hipocótilo longitud (cm)	Epicótilo longitud (cm)	Cotiledones Número Ancho x Largo	6 <sup>a</sup> Pronomófila	7 <sup>a</sup> pronomófila	Edad de la plántula (días)
III	Blanca, axonomorfa, y con olor a mercaptano.	Recto, herbáceo, cilíndrico, verde, estriado.	3(4)	persisten	Un par de pinnas, paripinnadas, de 6 mm de ancho x 9 mm de largo; 8(10) pares de folíolos de 1(2) mm de ancho x 3/4 mm de largo; raquis de 12 (20) mm de longitud. Esta hoja es alterna y opuesta a la anterior.		29
IIII	Blanca, axonomorfa, con olor a mercaptano.	Recto, cilíndrico, verde, herbáceo, se empieza a lignificar.	3(4)	persiten		Un par de pinnas, paripinnadas, de 7(9) mm de ancho x 11(15) mm de largo; de 8(13) pares de folíolos de 1 mm de ancho x 3(4) mm de largo; raquis de 15 (20) mm de longitud. Esta hoja es alterna y opuesta a la hoja anterior.	32

**Continuación del cuadro 4.**

<b>Etapa del Crecimiento</b>	<b>Sistema Radical longitud (cm.)</b>	<b>Hipocotilo longitud (cm.)</b>	<b>Epicotilo longitud (mm.)</b>	<b>Cotiledones Número Ancho x Largo (cm.)</b>	<b>8ª. Pronomofila</b>	<b>Abscisión de los cotiledones 9ª y 10ª Pronomofilas</b>	<b>Edad de la plántula (días)</b>
<b>III</b>	13 – 30.9  Blanca, axonomorfa, con 46(116) adventicias de 0.1-22.4 cm de longitud. El olor a mercaptano es más tenue que en etapas anteriores	23 – 36  Verde, recto, cilindrico, continua lignificandose	3  Herbáceo, verde, recto.	Persisten aunque la mayoría es de color amarillo.	Un par de pinnas, paripinnadas, de 7(11) mm ancho x 11(22) mm. largo; 11(15) pares de foliolos de 1 (2) mm de ancho x 3(5) mm de largo; raquis de 13(23) mm. de longitud. Tallo inclinado hacia el lado opuesto, en la misma proporción; además la hoja es alterna y opuesta a la hoja anterior.		40
<b>IV</b>		Presenta las mismas características		Abscisión pero en pocas plántulas persisten, aunque son senescentes.		Un par de pinnas, paripinnadas, de 7(11) mm ancho x 11(20) mm. largo; 10(15) pares de foliolos de 1 (2) mm de ancho x 3(5) mm de largo; raquis de 10(19) mm. de longitud. Tallo inclinado hacia el lado opuesto; hoja es alterna y opuesta a la hoja anterior.	45

**Cuadro 5. Características morfológicas de las plántulas de *Mimosa biuncifera*.**

**ANEXO 3**

Etapas del crecimiento	Sistema radical longitud (cm.)	Hipocotilo longitud (cm.)	Epicotilo longitud (mm.)	Cotiledones Número Ancho x Largo (cm.)	Protófila	1 <sup>er</sup> . Pronomófila	Edad De la Plántula (días)
<b>I</b>	5.2 -7.5 Recta, blanca, sigmoidal en la base, con olor a mercaptano.	1.5 -2 Herbáceo, verde, ensanchado hacia la base, cilíndrico	1 – 2 Herbáceo, verde, cilíndrico	2 0.5(0.6)-0.6(0.8) Margen liso, base auricular, carnosos y verdes.			4
<b>II</b>	42 -127 Raíz blanca de 8(23) raíces adventicias de 0.2-3.1 cm. de largo.	14 -19	2	Presentan las mismas características.	Una pinna, paripinnada, de 10(12) mm de ancho por 10(11) mm de largo; raquis 5 (7) mm de longitud; 4 pares de folíolos de 2(3) mm de ancho x 5(6) mm de largo, verdes, oblongos; estipulas filiformes en el margen y pecíolo.		9
<b>III</b>	38-72 Raíz blanca de 4(37) raíces adventicias de 0.2-3.6 cm. de largo.	8 -6	2	Presentan las mismas características.		Dos pinnas, paripinnadas de 4(8) mm de ancho por 7(10) mm de largo; raquis 2 (5) mm de longitud; 3 (4) pares de folíolos de 1(2) mm de ancho x 2(4) mm de largo, verdes, oblongos, nervadura central.	16

Continuación del cuadro 5.							
Etapas del crecimiento	Sistema radical longitud (cm.)	Hipocotilo Longitud (cm.)	Epicotilo Longitud (mm.)	Cotiledones Número Ancho x Largo (cm.)	2ª. Pronomofila	Abscisión de los cotiledones 3ª y 4ª. Pronomófila	Edad De la Plántula (días)
<b>III</b>	134-165 Blanca, recta axonomorfa, con 34(58) raíces adventicias de 1-37 mm. de longitud. de color blanco.	2-3 Recto verde, herbáceo, cilíndrico.	2-3	Senescentes en la mayoría de la plántulas	1 par de pinnas, paripinadas, de 6(8) mm. de ancho x 7(9) mm. de largo; raquis 4 (5) mm. de longitud; 4(5) pares de foliolos, oblongos, verdes, nervadura central de 1(2) mm. ancho x 3(4) mm. de longitud; tres agujones transparentes, semiduros, curvos de 1 mm. de longitud en la base del pecíolo.		24
<b>IV</b>	14 -22.4 Raíz blanca de 30 (50) raíces Adventicias de 2-25 mm de Longitud.	15 -18 Se empieza a endurecer	3	—		Un par de pinnas, paripinnadas de 8 mm de ancho x 10 mm. largo; raquis verde, 5(6) mm de longitud; 4 pares de foliolos de 2 mm de ancho x 4 mm de largo, verdes, oblongos ; tres agujones de 3 mm. de longitud, en la base del pecíolo, curvos, verde claro. Desde la 2ª. hoja empiezan a haber abscisión de los cotiledones aunque en menor proporción la mayoría cae en la 4ª. hoja.	26 - 29

## ANEXO 4

**Cuadro 6. Características Morfológicas de las plántulas de *Mimosa depauperata*.**

<b>Etapas del crecimiento</b>	Sistema radical	Hipócotilo	Epicótilo	Cotiledones	1er. Protófila	Edad de las plántulas (días)
	Longitud (cm.)	Longitud (cm.)	Longitud (mm.)	Número Ancho x Largo (cm.)	Pronomófila	
<b>I</b>	4.1-8.2 Blanca, recta, axonomorfa, ensanchada al principio, con olor a mercaptano.	1.3 -2.2 Recto, verde, herbáceo, ensanchado hacia la base.	1 Herbaceo, verde, con pubescencia rojiza.	2 5(7) – 6(8) Carnoso, orbicular, base ligeramenete auricular, borde liso, herbáceo, verde.		4
<b>II</b>	9.6-14 con 6 (14) raíces adventicias de 1-2 mm. de longitud.	1.3-2.2 Presenta las mismas características.	1-2 c/ estipulas filiformes en la base.	Presenta las mismas características.	Un par de pinnas, paripinnadas, de 0.7 (1.2) cm. de ancho x 0.6 (1.5) cm. de largo; caquis verde, de 4(12) mm. de longitud; 3(5) pares de foliolos de 2(3) mm. de ancho x 3(6) mm. de largo, verdes, ovales, margen liso.	9

	15.1 -20.1						1 par de pinnas, paripinadas De 0.8(1.2) cm. de ancho x 0.9(1.4) cm. de largo; caquis verde de 5(7) mm. de largo; 2(3) pares de foliolos 2(3) mm. de ancho x 4(6) de largo, margen liso, ovales, verdes; agujones herbáceos y un par de estipulas lineares de 1 mm. de longitud, ambos en la base del pecíolo.	16
<b>III</b>	de 10 (20) raíces adventicias de 0.1 -1.5 cm. de longitud.	Presenta las mismas caracteres- tías.	c/ estipulas filiformes en la base.	Presenta las mismas características.				

	17.2-24.2	1 -2	3-4				Un par de pinnas, paripinnadas de 0.6 (0.8) cm de ancho x 0.7 (0.9) cm largo; raquis verde, 5 mm de longitud; 3 pares de foliolos, margen liso, ovales, verdes, de 2 mm de ancho x 3 (4) mm de largo pecíolo; 3	
<b>Continuación del cuadro 6</b>	Con 16 (32) raíces	Verde, se empieza a lignificar						29
Etapas del crecimiento	Sistema de raíces de 0.2 -1.9 cm. de longitud (cm.)	Hipocotilo Longitud (cm.)	Epicotilo Longitud (mm.)	Cotilédones Número Ancho x Largo (cm.)	2 <sup>a</sup> . Pronomofila	3 <sup>er</sup> . Pronomofila	agujones curvos, herbáceos en la base del pecíolo de cada pinna de 2(3) mm de largo; un par de estipulas herbáceas transparentes de 3 mm de longitud; hay abscisión desde la 3 <sup>er</sup> . hoja aunque en la mayoría la abscisión se presenta en la 5 <sup>a</sup> . hoja	Edad De la Plántula (días)
<b>III</b>	94-157 con 9(26) raíces adventicias de 2 -12 mm. de longitud	1 -2 verde, herbáceo cilíndrico.	2 Verde, herbáceo.	Verdes-amarillentos	Una par pinnas paripinnadas, de 0.8 (1.2) cm de ancho x 1 (1.5) cm largo; raquis verde, 3(8) mm de longitud; 2 (3) pares de foliolos de 2 mm de ancho x 4 (6) mm de largo, margen liso, ovales, verdes; pecíolo de 4 mm. de longitud; tres agujones, herbeceos, semiduros, de 3 mm. de longitud.			24
<b>III</b>		Verde cilíndrico, recto, herbáceo.	Verde, herbáceo.	Amarillos y secos		Mismas características de la hoja anterior.		26-27