



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES IZTACALA

“Biología de *Tillandsia recurvata* L. (Bromeliaceae) y su importancia en aplicaciones prácticas y ecológicas.”

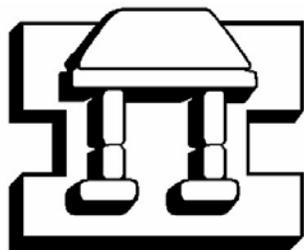
T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

B I O L O G O

P R E S E N T A:

LUIS ENRIQUE PÁEZ GERARDO



IZTACALA

DIRECTORA DE TESIS: M en C. MA. ELENA HUIDOBRO SALAS

LOS REYES IZTACALA

2005



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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.

Dedicatorias

A mis padres:

Eva y Manuel

Por el esfuerzo, paciencia y dedicación que siempre han tenido para conmigo, su ejemplo fue el camino que me llevó a una de las metas que ahora cumpla.

A mis hermanos

Maricela e Israel

Por hacer cada instante de mi vida inolvidable y maravilloso, gracias por su inmenso apoyo en esos momentos arduos y placenteros.

A mis abuelitos

*Herminia Godoy Muñoz
Juan Gerardo Ramírez*

*Emma González Castro†
Abraham Páez Castañeda*

Con admiración y respeto, por que gracias a su ejemplo aprendí a luchar en la vida.

A toda mi familia por su apoyo incondicional en todo momento, por que sin ustedes no podría estar en donde me encuentro.

Agradecimientos

A mis directores de tesis M en C. Maria Elena Huidobro y Dr. Ernesto Aguirre León por compartir con migo su conocimiento, amistad y dedicar parte de su vida a mi formación académica y personal, ya que muchos maestros enseñan clases de ciencias pero muy pocos comparten la experiencia de la vida, por lo cual admiro y los considero parte de mi familia, gracias, mi deuda con ustedes es enorme.

A mis sinodales Dr. Ernesto Aguirre León, M en C. Ma. Elena Huidobro Salas, Dra. Silvia Aguilar Rodríguez, M en C. Josefina Vásquez Medrano y la Bióloga Ma. Edith López Villafranco por confiar en mi, por su atención y paciencia que tuvieron para con migo, así como las observaciones que tuvieron para este trabajo, pues siempre fueron muy acertadas.

Al CFNVESTAV Zacatenco así como a la M en C. Lourdes Rojas por el apoyo brindado en los estudios de microscopia electrónica de barrido.

Al M en C. Antonio Cisneros por el apoyo en la revisión de los análisis estadísticos.

A la Bióloga Margarita Moreno por la valiosa ayuda en los estudios bromatológicos.

Al Biologo. Carmelo Benítez Flores por la facilitación del criostato y por ser una de las primeras personas que me motivaron a la superación, al llegar a esta escuela.

Este trabajo fue realizado con la ayuda parcial del proyecto PAPCA 2004 De la FES-Iztacala UNAM.

Al P de B. Gustavo Labrada por el apoyo desmedido en la digitalización de imágenes.

Magali Ahtziri Santillán Ramírez (Maicito) estas líneas son parte de la promesa que algún día nos fijamos, gracias por ser una de las personas que siempre han estado en todo momento para apoyarme, no tengo las palabras para agradecerte todas esas experiencias tan hermosas que pasamos juntos a lo largo de la carrera. Eres una persona excepcional.

A mi segunda familia: Adriana, Aida, Alejandro, Alfonso, Angélica; A. M. E.; Beatriz, Corina, Edaena, Esther, Gustavo, Ime, Ivonne, José Luis, Juan Manuel, Juan Pablo, Lizeth, Lucia; Maritza, Mitzy, Raquel, Selene, Tere, Yaz y a todos aquellos que se me pasan en este instante, por esos momentos inolvidables que pase con ustedes a lo largo de la carrera. Gracias por su amistad, confianza y apoyo para la realización de este trabajo.

*Cuando todos
Se decían entre sí
No se puede
Se hizo*

1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. Aspectos Biológicos de <i>Tillandsia recurvata</i>.....	2
2.1 Taxonomía y Distribución en México.....	2
2.2 Fisiología.....	2
2.3 Fitoquímica.....	2
2.4 Genética.....	3
2.5 Usos.....	3
3. ANTECEDENTES.....	4
4. OBJETIVO GENERAL.....	7
4.1 Objetivos Particulares.....	7
5. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO.....	8
5.1 Ubicación.....	8
5.2 Extensión.....	8
5.3 Relieve.....	8
5.4 Geología.....	8
5.5 Edafología.....	9
5.6 Climatología.....	9
5.7 Tipo de Vegetación.....	9
5.8 Importancia histórica.....	10
5.9 Decreto como Área Protegida.....	10
6. DESCRIPCIÓN DE LA ESPECIE EN ESTUDIO.....	12
6.1 <i>Tillandsia recurvata</i> L. (Bromeliaceae).....	12
6.2 <i>Cercidium praecox</i> Ruiz y Pavón (forofito).....	13
7. MATERIAL Y MÉTODO.....	14
8. RESULTADOS.....	19
9. DISCUSIÓN.....	46
10. CONCLUSIONES.....	53
11. BIBLIOGRAFIA.....	54
12. APÉNDICES.....	66

RESUMEN

El presente estudio se enfocó en la especie *Tillandsia recurvata* (Bromeliaceae) y su interacción con el forofito *Cercidium praecox*, en la zona semiárida del Valle de Zapotitlán Salinas, Puebla.

En condiciones de estabilidad del ecosistema, *T. recurvata* es una epífita más entre un grupo de tillandsias que cubren su ciclo de vida sobre árboles y arbustos del matorral xerófilo; pero en diferentes condiciones de deterioro ambiental *T. recurvata* es la única epífita capaz de cubrir gran parte de las ramificaciones de los árboles y arbustos. Para entender el éxito reproductivo de esta epífita y su relación con el forofito se evaluaron la producción de semilla, las características morfoestructurales, y la composición de reservas, así como la germinación *in vitro* en diferentes condiciones nutricionales; los procesos de adaptación de la epífita se evaluaron a través de la morfología de las láminas foliares; la interacción epífita-forofito se valoró mediante la densidad de la epífita sobre el forofito y el estudio morfoanatómico de corteza con fin de conocer el impacto de la alta densidad observada de la epífita.

Las plantas que se encuentran en ambientes con más deterioro presentan tamaños reducidos y un mayor número de escamas foliares que les permiten adaptarse a mayor exposición solar y menor humedad ambiental incrementando la producción de semillas y diferencialmente sus reservas, estas son capaces de germinar en condiciones mínimas de humedad adhiriéndose fácilmente, a través de su estructura tricomatosa, a la corteza de *C. praecox*. En esas condiciones, la corteza del forofito presenta un súber de reacción que por sí mismo no es un síntoma grave, pero la alta densidad de la epífita afecta su crecimiento y determina un proceso llamado parasitismo estructural.

Algunos aspectos fenológicos de las dos especies parecen estar bien sincronizados, por ejemplo, mientras la epífita fructifica y dispersa sus semillas el forofito pierde el follaje permitiendo con esto el establecimiento de las mismas. Las características de la asociación de la epífita con *C. praecox*, combinadas con deterioro ambiental, apoyan la propuesta de que *T. recurvata* puede ser un indicador de perturbación ambiental confiable.

1. INTRODUCCIÓN

La especie *Tillandsia recurvata* L; es un organismo conocido popularmente como musgo bola, clavel del aire, gallitos, heno enano, heno chino, paixtle, entre otros; tradicionalmente se ha usado como planta medicinal, alimenticia y forrajera (SEMARNAT¹, 2002; Huidobro, 1988). Mucha gente piensa que se trata de una planta parásita que “chupa la savia” al huésped produciendo su muerte lenta y prematura (SEMARNAT¹, 2002).

Se piensa que el desmesurado incremento de las poblaciones de *Tillandsia recurvata*, afecta el desarrollo de los hospederos, ya que las plantas se convierten en competidores de factores como la luz y agua entre otras, provocando una tasa de crecimiento lenta, además de ocasionar problemas sanitarios, nutricionales y de sobrepeso en las ramas que las sostienen (Montaña *et al.*, 1997; Benzing, 1990).

Tillandsia recurvata, presenta una amplia distribución latitudinal y altitudinal en América, abarcando desde el sureste de los Estados Unidos de América (EUA) hasta el sur de Argentina y desde el nivel del mar hasta los 2700 metros de altitud. Muestra gran tolerancia a los cambios ambientales y de vegetación, su adaptabilidad pareciera no tener límites (Aguilera, 1970; Smith y Downs, 1977). Esta especie está asociada a diversos tipos de vegetación como el bosque tropical caducifolio y principalmente al matorral xerófilo (Rzedowski, 1978); así como en la asociación denominada Tetechera por (Valiente-Banuet *et al.*, 2000), con elementos como *Neobuxbaumia tetetzo*, *Bursera aelogilum*, *Mimosa luisiana* y *Cercidium praecox*.

Ecológicamente la especie en estudio pertenece al grupo de tillandsias grises del Tipo IV, según Benzing (1980) y Pittendrigh (1948). Son plantas atmosféricas (epifitas extremas) con desarrollo de un sistema de escamas foliares absorbentes, esta especie carece de tanque de almacenamiento de agua, pero sus tricomas especializados realizan la absorción de humedad y la protección de la planta a la radiación solar, las raíces son fibrosas y funcionan solamente para asegurar la fijación al sustrato. Se considera que especies de este tipo desligaron su relación nutritiva con el suelo y las raíces perdieron su función de absorción para dejar ésta a los tricomas foliares absorbentes (Benzing 1982, 1990).



2. Aspectos Biológicos de *Tillandsia recurvata*

2.1 Taxonomía y Distribución en México.

Smith y Downs (1977) mencionan que existen diversos nombres taxonómicos de *Tillandsia recurvata*, los cuales se mantienen como sinónimos (Apéndice 2). Rzedowski (1978) la señala como la única fanerógama de hábito epífita abundante en las zonas áridas de México. Hietz y Hietz-Seifert (1994), refieren que *T. recurvata* se localiza en pisos altitudes entre 250 y 2700 en donde la especie evita la humedad. Por otra parte, Tenorio (1997) apunta que *T. recurvata* es una epífita característica de comunidades con baja precipitación como el matorral espinoso y la selva baja situada entre los estados de Puebla y Oaxaca, estableciéndose con carácter invasor sobre cactáceas columnares y leguminosas arbóreas.

2.2 Fisiología.

Estos organismos exhiben en su mayoría fotosíntesis tipo CAM (Smith *et al.*, 1986; García-Suárez *et al.*, 2003).

Benzing (1980) realizó estudios sobre el intercambio gaseoso que llevan a cabo las especies *T. recurvata* y *T. usneoides*, demostrando su capacidad para absorber CO² ante las oportunidades de humedad ambiental nocturna, ligada al mecanismo fotosintético MAC y que han hecho ver al aparato estomático de estas plantas como un sensor de humedad muy preciso; este mismo autor (1990) y Stanford (1990) suman a esta eficiencia el papel absorbente de nutrientes a través de los numerosos tricomas que revisten la superficie foliar. Hietz y Hietz-Seifert (1994) mencionó que es una especie de hábito atmosférico extremo, que se distribuye en bosques secos y moderadamente húmedos, y que no crece en bosques mesófilos de montaña, además de ser limitado su desarrollo por las bajas temperaturas. Stanford (1990), señaló que *T. recurvata*, tiene una especial adaptación a los periodos prolongados de escasez de agua.

2.3 Fitoquímica.

Cabrera y Seldes (1995) en estudios realizados sobre *T. recurvata*, encontraron dos nuevos cicloalcanos triterpenos con un inusual grupo funcional, estos son: hidroperóxido, 25 hidroperoxicicloalcano -23- en -tres (Beta)-ol y 24 hidroperoxicicloalcano -25- en 3 (Beta)-ol. Asimismo, se ha detectado la presencia de alcaloides, curaminas, taninos, flavonoides,

esteroles/terpenos y saponinas. En los últimos 5 años Herrera y Vega 2004 han venido desarrollando trabajos de carácter fitoquímico de *Tillandsia recurvata* y de uno de sus forofitos (*Cercidium praecox*) (com. pers.)

2.4 Genética.

Benzing en 1978, encontró que el número cromosómico de las bromeliáceas es elevado y se debe a que la familia es poliploide. Soltis *et al.* (1987) efectuaron un estudio de la variación genética en tillandsias, encontrando pocos valores de variación entre la especie *Tillandsia ionantha* y *T. recurvata*, lo cual puede ser explicado por que las epifitas extremas están sujetas a un incremento de autogamia. Posteriormente Krees *et al.* (1990) encontraron que las variaciones genéticas de las especies de bromeliáceas dependen de las influencias fisiológicas, las cuales reflejan la variabilidad genotípica y fenotípica de las plantas y la relación evolutiva que hay entre ellas.

2.5 Usos.

Los usos conocidos para *T. recurvata* son diversos, los hay medicinales (actividad antibacteriana: Espinosa *et al.* (2003), Huidobro (1988), Argueta. (1994); SEMARNAT (2002^{1,2}); Herrera (2003); alimenticios ya que las hojas tiernas se emplean en la elaboración de ensaladas (Spencer 1981; Huidobro 1988); artesanales, en donde la planta completa se emplea en la fabricación de coronas y adornos navideños, así como arreglos florales (SEMARNAT 2002^{1,2}). Durante los recorridos realizados en las zonas de estudio se observó ser utilizada como forraje en las inmediaciones de Zapotitlán Salinas Puebla para el ganado caprino y adornos navideños en la central de abastos del Distrito Federal. Jiménez *et al.*(2002) La ocupan en el mejoramiento de suelos elaborando una mezcla de plantas quemadas y molidas con materia orgánica, esta mezcla puede ser comparada con las compostas comerciales, Sunshine Num. 3 m².

3. ANTECEDENTES

No existen antecedentes definidos con el enfoque general de este estudio, pero algunos trabajos pueden ser considerados como antecedentes parciales por lo que respecta a la relación de esta



tillandsia con otros organismos. Luna (2001), registró que las hojas de *T. recurvata* son utilizadas como refugio por insectos durante los meses de poca humedad. Brighigna *et al.* (1997) estudiaron la actividad fijadora de nitrógeno efectuada por bacterias localizadas en las hojas de esta *Tillandsia*. Posteriormente Puente y Bashan (1994), encontraron que *Pseudomonas stutzeri*, una bacteria fijadora de nitrógeno presente en las hojas, es un simbiote importante que forma una asociación positiva con la planta. Olarde y Aguilera (1998), realizaron un estudio de productividad en un bosque espinoso y encontraron que la productividad de *Tillandsia recurvata* iguala e incluso supera la productividad del estrato herbáceo.

Anaya (2002), señala que la especie produce semillas muy pequeñas, fusiformes que poseen pelos sedosos blancos, que favorecen su fijación a distintas superficies. Estos pelos son observados bajo microscopía electrónica por Benzing (1982) llamándolos “coma hairs” y los considera benéficos para la fijación a los hospederos. Stanford (1990) señaló que *T. recurvata*, tiene una especial adaptación a los periodos prolongados de escasez de agua.

Smith y Downs (1977) han realizado algunos estudios relacionados con la anatomía de la hoja, en su monografía de la Flora Neotrópica. Schwartz (1986), describe y compara la anatomía vascular del tallo de *Tillandsia usneoides* y *T. recurvata*. Loeschen (1993) describe algunos aspectos anatómicos generales de hojas de *T. recurvata*, relacionándolos con el metabolismo ácido de crasuláceas (MAC) y la eficiencia de la fotosíntesis.

En relación con diferentes forofitos sobre los que crece *Tillandsia recurvata* y considerando los patrones de distribución espacial de semillas, plántulas y adultos de esta especie, se ha registrado que *Cercidium praecox* junto con *Prosopis laevigata* son sus soportes mas frecuentes en el Valle de Zapotitlán Salinas Puebla (Castro *et al.*, 2001). Datos como estos motivaron a analizar y entender las razones de su éxito reproductivo, entre ellos tenemos el de Montaña *et al.* (1997) quienes efectuaron un estudio en el Valle de Zapotitlán sobre la afección que causa *Tillandsia recurvata* sobre *Cercidium praecox* y al cual denominaron como parasitismo de tipo estructural, evidenciado por la afectación causada por la epifita en la producción de brotes nuevos, arquitectura, crecimiento y reproducción del forofito.

En relación a la preferencia que *T. recurvata* tiene por un forofito Samaniego (2002), en terrenos contiguos a los del presente estudio, evaluó el establecimiento de *Tillandsia recurvata*: en ramas lisas y rugosas de *Prosopis laevigata*, encontrando que no existen diferencia en el establecimiento, pero existe una gran mortandad de individuos de la epifita en el estadio de plántula.

Si bien existen pocos trabajos que apoyen a la validación de su uso como especie bioindicadora de deterioro ambiental, *T. recurvata* ha sido utilizada para detectar la acumulación de metales pesados que son liberados al medio ambiente por la industria; por ejemplo, Pignota *et al.* (2002) realizaron un estudio en el valle industrial de Cauca Colombia y concluyó que esta especie es un indicador excelente de contaminación.

A pesar de que *Tillandsia recurvata* es una de las bromeliáceas más estudiadas en cuanto a distribución y rasgos ecológicos, la información sobre muchos aspectos de su biología se desconocen y la que existe es fragmentaria y dispersa. Las variaciones sobre sus características morfológicas en los diferentes ambientes y el grado de perturbación a la que se ve sometida la especie permiten utilizarla en la interpretación del grado de deterioro ambiental en áreas en donde ésta crece.

La acelerada degradación ambiental causada por factores naturales y factores inducidos por la creciente actividad humana, afectan la diversidad y abundancia de especies vegetales en los ecosistemas, por lo que recientemente se ha buscado utilizar algunas especies vegetales como indicadores ambientales, biomonitores e indicadores de diversidad. En la actualidad se ha observado que el grado de perturbación y contaminación ambiental puede ser medido o interpretado por diversos organismos a los que se les ha denominado bioindicadores o indicadores ambientales, estos deben cumplir con ciertas características, entre ellas: la de poseer capacidad de acumular elementos químicos con posibilidad de ser medidos, o simplemente almacenar diferencias relacionadas con la intensidad de la exposición a un factor ambiental, permitir una evaluación continua, tamaño de muestra amplio, cobertura geográfica amplia, acceder a datos de fácil interpretación, poseer una tendencia no destructiva (al momento de la



evaluación), ser ecológicamente significativos, acceder a la realización de una base de datos histórica, ser sujetos de estudio de bajo costo; además, tener la característica de ser fácilmente identificados. *T. recurvata* es una especie presente en diferentes comunidades vegetales de México y parece reunir varios de los atributos mencionados, estos mismos, han sido buscados en otra especies como *T. usneoides* (Wittig, 1993; Nimis, 1990; Sim-Sim *et al.*, 2000 y Melodie 1998); sin embargo el carácter de *Tillandsia recurvata* como biomonitor no ha podido ser respaldado debido a la falta de estudios ecológicos suficientes que apoyen su propuesta.

Ante esta perspectiva se planteó el desarrollo del presente estudio, en una zona semiárida de México, con la finalidad de comprender aspectos sobre la biología y la ecología de *Tillandsia recurvata*, así como su relación con el forofito *C. praecox*.

4. OBJETIVO GENERAL

Describir respuestas morfoanatómicas y funcionales de la relación entre *Tillandsia recurvata* y *Cercidium praecox* en diferentes ambientes de la zona semiárida del Valle de Zapotitlán Salinas, Puebla, en un ciclo fenológico anual.

4.1 Objetivos Particulares

- Caracterizar la morfología de semillas y láminas foliares de individuos de *Tillandsia recurvata* de dos ambientes climáticos diferentes.
- Evaluar la cantidad de azúcares totales, lípidos y proteínas en semillas y láminas foliares de individuos provenientes de dos diferentes ambientes.
- Evaluar la germinación *in vitro* de semillas de individuos de esta especie provenientes de dichos ambientes.
- Estimar la densidad de *Tillandsia recurvata* sobre el forofito *Cercidium praecox* de ambientes con diferentes grados de perturbación.
- Describir las características anatómicas de la corteza del forofito *Cercidium praecox* en relación con el establecimiento y densidad de la epífita
- Describir la fenología de la epífita y el forofito dentro de un ciclo anual.

5. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO:

5.1 Ubicación.

El Valle de Zapotitlán de las Salinas pertenece a la región fisiográfica Tehuacán- Cuicatlán localizado en la porción occidental del Valle de Tehuacán-Cuicatlán. Ubicado entre los estados de Puebla y Oaxaca a los 97°24'50'' latitud y los 18°27'30'' longitud; a una altitud de 1678 m, siendo Tehuacán su cabecera regional.

5.2 Extensión.

El Valle de Zapotitlán comprende una superficie aproximada de 123,619.602 hectáreas.

5.3 Relieve.

Posee un relieve irregular en múltiples formas como cerros, declives, cantiles, lomeríos, barrancas y terrazas aluviales que tienen la posición más baja en cuanto a altitud, por lo que su topografía es muy variable. Pertenece a la Sierra Madre Oriental, que en esta porción del país se conoce como Sierra de Zongolica.

5.4 Geología.

El Valle adquirió la mayor parte de sus rasgos estructurales gracias a diversos procesos tectónicos, destacándose la existencia de dos periodos de plegamientos, ocurriendo el primero a fines del Paleozoico y el segundo a fines del Cretácico que quizá es el más importante ya que le dio su actual forma. En esta región afloran rocas continentales paleozoicas, representadas en la Formación Matzitzzi que contiene una variada flora del Pensilvánico, existiendo además rocas del Jurasico y Cretácico correspondientes a la formación Zapotitlán, Agua del Cordero, Agua de Burro, San Juan Raya, Miahuatepec y Cipiapa. La formación Zapotitlán es la de mayor presencia, siendo una secuencia alternante de areniscas, lutitas y margas, descansando discordantemente sobre las formaciones Mapache, Agua de Burro y del Cordero (García, 2001).

5.5 Edafología.

El tipo de suelo es somero pedregoso calcáreo y halomórfico con diferentes estados de alcalinidad (Aguilera, 1970; García, 1988). En un inicio los suelos de estas regiones fueron fondos marinos que finalmente se secaron dando paso a regiones semiáridas quedando la evidencia fósil como referencia de este cambio.

5.6 Climatología.

El clima de la región corresponde a BSo hw" (i') que es seco semicálido con una temperatura media anual de 21° C, una precipitación media anual de 400 a 500 mm en sus porciones central y oeste. Está determinado principalmente por los patrones generales de circulación de la atmósfera, como son la predominancia de vientos del este (Alisios) durante el verano, con lluvias de tipo monzón y vientos del oeste durante el invierno, en ocasiones, durante la época invernal los vientos polares (Nortes) provocan precipitaciones en las partes más altas de las montañas. La aridez de la región se debe al fenómeno de sombra orográfica provocada por la Sierra Madre Oriental, que en esta porción del país se conoce como Sierra de Zongolica.

5.7 Tipo de Vegetación.

El tipo de vegetación dominante es el matorral xerófilo aunque en la parte sur del valle el principal tipo de vegetación es la Selva Baja Caducifolia. Esta vegetación esta caracterizada por la alta variedad y riqueza de elementos endémicos de valioso rango taxonómico en la flora actual (Rzedowski, 1962; Dávila *et al.* 1993) se produjeron desde épocas remotas, gracias a la diversidad geológica. Esta región caracterizada por clima seco, pero algo aislada de la gran faja continua de zonas áridas del Altiplano. es llamada Provincia del Valle de Tehuacán-Cuicatlán se encuentra en un área del sureste del Estado de Puebla y porción adyacente del estado de Oaxaca, así como una superficie reducida del Estado de Veracruz, Su flora sobretodo en las partes más calientes presenta ciertas relaciones con la de la Provincia de la Depresión del Balsas, cuenta con una alta diversidad vegetal (Rzedowski, 1978), representada por 189 familias, 922 géneros y cerca de 2800 especies, número equivalente al 1% de la flora mundial, además de poseer un alto grado de endemismos (Smith,1965; Dávila *et al.* 1993). Destacan especies como *Prosopis leavigata* y *Cercidium praecox* que son los arbustos más frecuentes dentro de esta zona.

La elevada diversidad de especies que es posible encontrar en el Valle de Tehuacán – Cuicatlán, es de fundamental importancia ya que la heterogeneidad se hace presente principalmente como producto de grandes transformaciones ocurridas a finales del Cuaternario,(Glaciaciones) (Burnet, 1967; Osorio *et al.*, 1996; Pérez *et al.*, 1997).

5.8 Importancia histórica

Es conocido que en el Valle de Tehuacán se encontraron los primeros hallazgos de la agricultura, por lo que puede ser considerado como la cuna mas importante de la civilización mesoamericana, en esta zona fueron descubiertos los restos de una secuencia progresiva del proceso de civilización, encontrando a las semillas mas antiguas de amaranto (5200-3400 a. C.) al igual que hallazgos correspondientes a la domesticación del maíz, lo que nos da una comprensión de la relación entre el desarrollo de la agricultura y la evolución de la civilización (Setién, 1998).

5.9 Decreto como Área Protegida

La zona se declaró Área Natural Protegida por decreto del gobierno del Estado de Puebla, el 12 diciembre de 1995. Posteriormente el 18 de junio de 1997 se modificó la declaración y pasó a ser zona sujeta a conservación ecológica con una superficie de 193,913.270 hectáreas. El 18 de septiembre de 1998 a través de la SEMARNAT-INE se declaró como Área Natural Protegida con el carácter de Reserva de la Biósfera (Arellano, 2002).

En la zona de Zapotitlán Salinas, Puebla, la familia *Bromeliaceae* esta representada por diversos géneros. El género *Tillandsia* como en otras localidades es el más diverso de la familia, con especies epífitas y rupícolas, encontrando a las especies *Tillandsia circinnatoides*, *Tillandsia makoyana*, *Tillandsia* aff. *macdougallii*, *Tillandsia dasyliiriifolia*, *Tillandsia califanii* y *Tillandsia recurvata*, esta última es muy abundante e incluso la única en las zonas con un grado de deterioro evidente. Estos organismos exhiben en su mayoría fotosíntesis tipo CAM (Smith *et al.*, 1986; García-Suárez *et al.*, 2003).

Valle de Zapotitlán-Salinas, Tehuacán, Puebla.

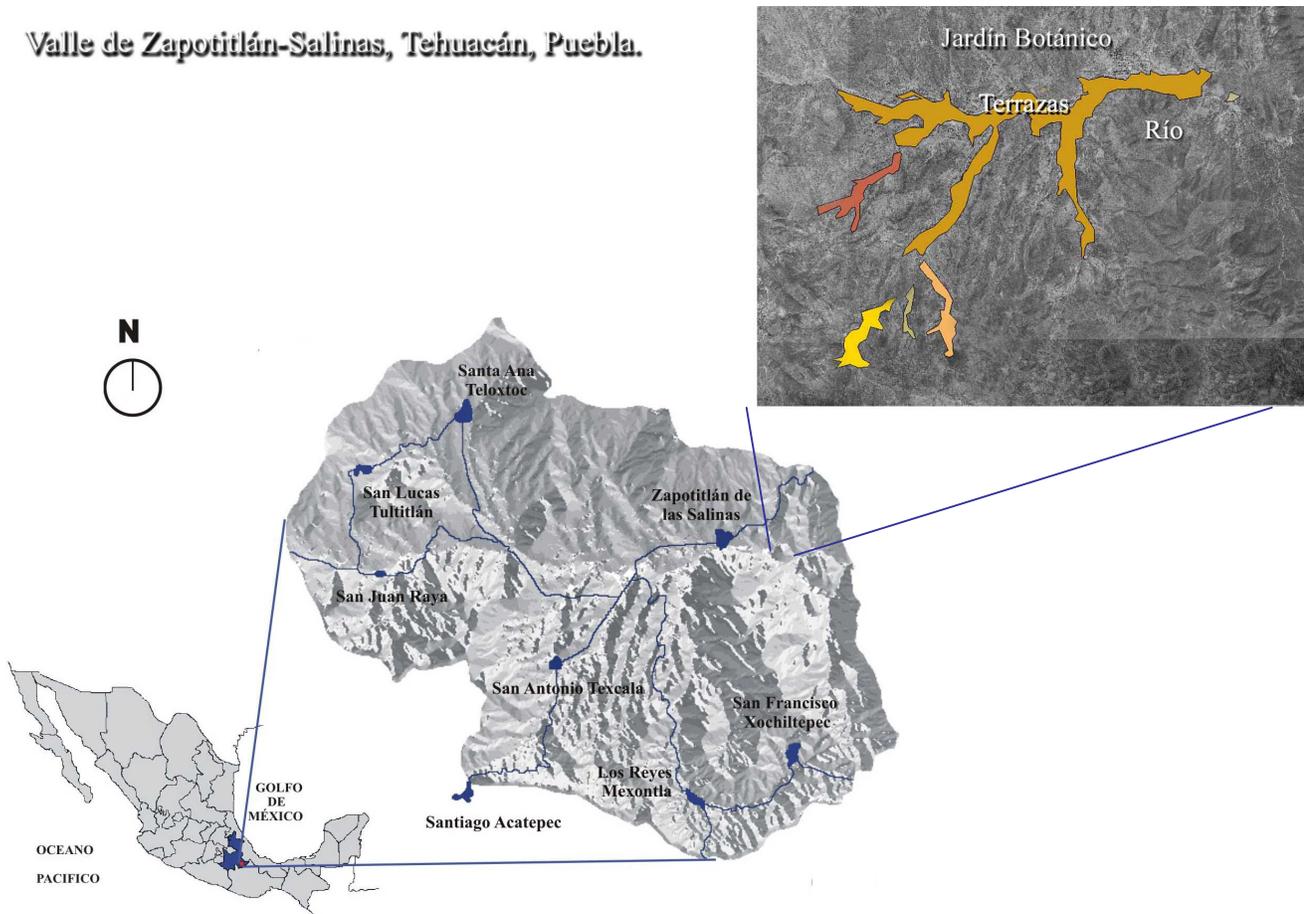


Figura 1. Ubicación geográfica de Zapotitlán de las Salinas, Puebla. Resaltando la ubicación de cada sitio de estudio.

6. DESCRIPCIÓN DE LA ESPECIE EN ESTUDIO

6.1 *Tillandsia recurvata* L. (Bromeliaceae).

Muchos autores han descrito diversas formas taxonómicas de la especie, pero autores como Smith y Downs (1977) las consideran inválidas y sólo las mantienen como sinónimos (Apéndice 2). Es una planta caulescente, de 4 a 15 cm de alto, las hojas presentan acomodo dístico de 5 a 10 cm de largo, con vainas elíptico ovadas, láminas recurvadas, lineares, cilíndricas de 0.5 a 2 mm de diámetro, cubiertas con escamas, cinereas; escapo terminal de hasta 13 cm de largo por 0.5 mm de diámetro; inflorescencia casi siempre con 1 a 2, brácteas florales similares a las del escapo pero más pequeñas, y casi del mismo largo que los sépalos, flores erectas, sépalos lanceolados, de 4 a 9 mm de largo, membranáceos, con 3 o más nervaduras prominentes, generalmente glabro, pétalos angostos de 1 cm de largo, de color lila, estambres insertos más largos que el pistilo, cápsulas cilíndricas delgadas hasta de 3 cm de largo y que terminan en un pico corto (Rzedowski, 1990)(Fig. 2).

Esta especie tiene una amplia distribución dentro del territorio nacional, abarcando en su mayoría todos de los estados, a excepción de Baja California Sur donde no ha sido reportada.



Figura 2. Planta adulta de *Tillandsia recurvata*, sobre *Cercidium praecox*, con restos de las flores

Dentro de los arbustos colonizados con mayor frecuencia por *Tillandsia recurvata* se encuentra *Cercidium praecox* (Montaña *et al.*, 1997; Castro *et al.*, 2001; Samaniego, 2002).

6.2 *Cercidium praecox* Ruiz y Pavón (forofito).

Arbusto perteneciente a la familia Leguminosae subfamilia Caesalpinioidea el cual llega a medir 6 m de altura o más, con frecuencia tronco corto; espinas de 0.5-1cm de largo; hojas bipinadas, pinadas usualmente 1par, 2 a 3 cm de largo, divergentes; foliolos 3-12 pares, oblongos, ápice redondeado, 3-6mm de largo; racimos 1-3 por nudo, de 1-1.5 cm de largo; flores 1-6 con pedicelos de 5-10mm de largo; cáliz estrecho y prolongado hacia la base, el tubo estrechándose mucho más después de la antesis, oblicuo, 2.5mm de ancho, los dientes de 5 mm de largo; pétalos pálidos o profundamente amarillos, el más superior de 9-11 mm de largo 6-8 mm de ancho; ovario glabro; legumbre 3-5 cm de largo, 0.6-1 cm de ancho, agudo en ambos extremos, planos y papiráceos, no contreñidos entre las semillas;

semillas oblongas, compresas, pardo-grisáceas, de 1cm de largo. La madera es de color claro (amarillo limón a ligeramente verdoso), lustre medio, textura fina y es dura y pesada. (Abundiz- Bonilla *et al.*, 2004).

Sus nombres comunes son Palo manteco, palo verde (Puebla), palo brea (Baja California), palo manteco (Oaxaca). En México se distribuye en los estados Baja California Sur, Sonora, Sinaloa, Nayarit, Puebla, Michoacán, Guerrero y Oaxaca.

Sus usos son variados: se emplean como plantas forrajeras, en construcción de cercas vivas, combustible, las gomas que secretan ramas y troncos son de características similares a la goma arábica la cual puede ser usada potencialmente (Labrada com. pers.) (Apéndice 3).

7. MATERIAL Y MÉTODO

Para la realización de este trabajo, se efectuaron varias visitas previas a fin de reconocer tanto al forofito más poblado por *Tillandsia recurvata* así como los sitios de estudio. Se observaron afinidades notables de *T. recurvata* con los forofitos, *Cercidium praecox* y *Prosopis leavigata*. Se eligió a *Cercidium praecox*, ya que éste aloja con mayor frecuencia a la epífita. El sitio de trabajo se zonificó de acuerdo con el aspecto de deterioro ambiental que manifestó la vegetación. Se seleccionaron 3 zonas: a) una zona conservada sin deterioro aparente (Jardín Botánico “Helia Bravo”) (Fig.3), b) área con deterioro evidente (zona con restos de terrazas aluviales), caracterizada por erosiones notables y carencia importante de elementos arbóreos y arbustivos (Fig.4), y c) una zona poco deteriorada (margen del río Zapotitlán) donde la alteración parece ser intermedia entre las dos sitios antes mencionados (Fig. 5).



Figura 3. Inmediaciones del Jardín botánico o Zona conservada, pudiéndose ver la vegetación original con elementos como *Neobuxbaumia tetetzo*, mesquites, *Cercidium praecox* y la abundancia en la que crecen.



Figura 4. Paisaje muy degradado de la Zona deteriorada, mostrando la casi ausencia de vegetación, con algunos elementos que logran subsistir.



Figura 5. Márgenes del Río Zapotitlán (Zona poco deteriorada). Obsérvese la vegetación predominante compuesta por *Cercidium praecox* y *Prosopis leavigata*

La densidad del forofito, se determinó efectuando 3 muestreos en cuadrantes de 10 x 10 m, anotando el número total de individuos de *Tillandsia* (individuos jóvenes, adultos y colonias) alojadas en cada árbol de *C. praecox* (forofito). De cada individuo de *T. recurvata*, se registró el largo, ancho y altura, así como el grosor de la rama en donde se alojaba. Estos datos fueron capturados en una matriz de datos para ser analizados posteriormente.

El peso de *Tillandsia* por cuadrante y forofito para cada zona de estudio, fue realizado con 20 plantas vivas recién colectadas en temporada seca (Enero-Febrero), para ello se uso una balanza granataria OHAUS Dial-O-Gran de 2610g. Posteriormente fue evaluado el peso de plantas húmedas sumergiéndolas en agua durante 15 minutos, simulando la acumulación de humedad que tienen en la temporada de lluvias.

Para estimar la cantidad de semilla por cápsula y por planta, al azar se colectaron 10 plantas y 100 frutos (cápsulas) por cuadrante de individuos de *T. recurvata*, los que fueron conservadas en bolsas de papel a temperatura ambiente. De este material se evaluó la talla de 50 frutos (cápsulas) de *T. recurvata*, pertenecientes a cada zona de estudio, y se efectuó al mismo tiempo el conteo y medición del tamaño de las semillas contenidas por cápsula.

Las descripciones morfológicas de la semilla y sus apéndices, se realizaron con base en cortes transversales los cuales fueron montados en gelatina transparente y resina sintética. Algunos cortes fueron teñidos con el reactivo de cloruro de trifeníl tetrazolio (TTC) y observados con microscopio estereoscópico, óptico y microscopio electrónico de barrido. Para las observaciones con este último, se siguió la técnica empleada en el laboratorio de microscopía de barrido de CINVESTAV Ciudad de México.

La densidad de escamas tricomas en plantas pertenecientes a cada zona de estudio, se evaluó efectuando manualmente cortes superficiales con navajas de

afeitar en la parte media del envés de las hojas y se delimitaron como áreas para el conteo, cuadros de 50 ÷ m. Se realizaron mediciones de las escamas de plantas de cada zona y para ello se hicieron raspados superficiales de las hojas, las escamas fueron montadas en gelatina transparente y posteriormente medidas con reglilla micrométrica.

El estudio histológico de las láminas foliares fue hecho a través de dos técnicas:

1) cortes manuales, 2) criostato; los primeros fueron realizados con navaja de afeitar y teñidos con Lugol, Sudan III, Cristal violeta y montados en gelatina transparente, La segunda técnica fue realizada montando las muestras sobre una platina de congelación con Tissue-Tek como medio de inclusión; Se congelaron a -30° C. y se obtuvieron los cortes de 15 micras de grosor; adhiriéndolos a los portaobjetos con Ruitter (Apéndice 4) finalmente se tiñeron con gelatina glicerinada colorada con safranina (Apéndice 5).

En el análisis proximal (bromatológico) de la semilla, los azúcares totales se determinaron siguiendo la técnica con Antrona (Apéndice 11). Las proteínas mediante la técnica de Micro Kjeldahl utilizando 50 mg de muestra (Apéndice 12). La cuantificación de lípidos en semillas se efectuó con la técnica de Soxhlet, empleando 0.5 g de muestra (González, 2000) (Apéndice 13).

La germinación *in vitro* de semillas de cada una de las zonas en estudio, se realizó retirando la mayor cantidad posible de apéndices “pelos” de las semillas, así como una desinfección previa a la germinación (apéndice 17). El medio de cultivo empleado fue Knudson C (KC, formulación K-4128 SIGMA). Se hicieron 5 réplicas por tratamiento. Las condiciones de cultivo fueron un fotoperiodo de 16 horas luz, 8 horas oscuridad y una temperatura promedio de $22 \pm 2^\circ \text{C}$.

Para llevar a cabo el estudio anatómico de la corteza del forofito, se estudiaron 10 individuos de *Cercidium praecox* que crecen en la zona de estudio. Se obtuvieron muestras de ramas de 4-5 cm de diámetro libres de la epífita *T. recurvata*, así como de las que la alojaban. Las muestras se fijaron en F.A.A. hasta su transporte

al laboratorio, se lavaron y finalmente se depositaron en una solución de glicerina alcohol y agua (ver apéndice 4). Se realizaron cortes histológicos de 20 μm de grosor, en las secciones transversal y radial con un micrótomo de deslizamiento. Algunos cortes fueron aclarados con hidróxido de sodio al 5% hasta que se perdieron los colores oscuros y el tejido quedó blanquecino; posteriormente se lavaron y se blanquearon con cloro comercial diluido al 50%; se tiñeron con safranina-verde rápido y fueron montados en resina sintética (Johansen, 1940). Con la finalidad de conservar la capa de cera que se deposita por encima de la epidermis, otros cortes sólo se lavaron en agua y fueron montados directamente en gelatina glicerinada adicionada con safranina, cristal violeta o azul de anilina (Aguilar, 1998; Curtis, 1968). Con la finalidad de poder observar los elementos de tubo criboso y otras estructuras celulares que componen la corteza se obtuvieron disociados de la misma, empleando la técnica sugerida por Peterson (1991). Las descripciones incluyeron 25 elementos de tubo criboso. La descripción de la corteza se realizó de acuerdo con Trockembrot (1991).

La fenología de las especies en estudio, se precisó considerando los datos de trabajos anteriores en los que se incluía alguna información de ambas y fueron complementados con las observaciones efectuadas en la zona de estudio en un ciclo anual. Las especies herborizadas y determinadas taxonómicamente fueron depositadas en el herbario IZTA.

El análisis de los datos, se realizó mediante un ANOVA de un factor y la prueba de Tukey para las variables: densidad y biomasa de individuos, número de cápsulas, semillas, densidad de escamas y tallas de individuos de *T. recurvata*, provenientes de las diferentes zonas de estudio.

8. RESULTADOS

Las observaciones morfológicas realizadas en las laminas foliares mostraron que *Tillandsia recurvata* posee tricomas peltados también conocidos como escamas tricomatosas, cuyo tamaño y densidad varía según la perturbación del sitio: siendo más grandes y menos densas en los sitios menos alterados (Tabla 2 y Fig. 6-7), aunque cabe destacar que la mayor cantidad de variación en este parámetro, se observó en la zona más perturbada. La diferencia en longitud de las escamas de individuos entre las zonas fue claramente significativa ($p < 0.05$).

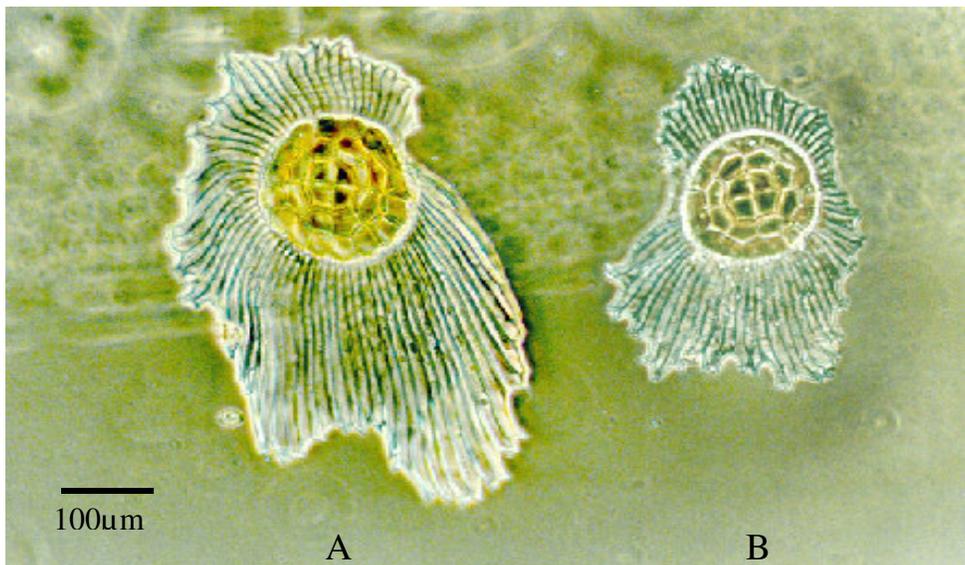


Figura 7. Aspecto y talla de tricomas de hojas de *T. recurvata* de la zona a) Zona conservada b) Zona deteriorada

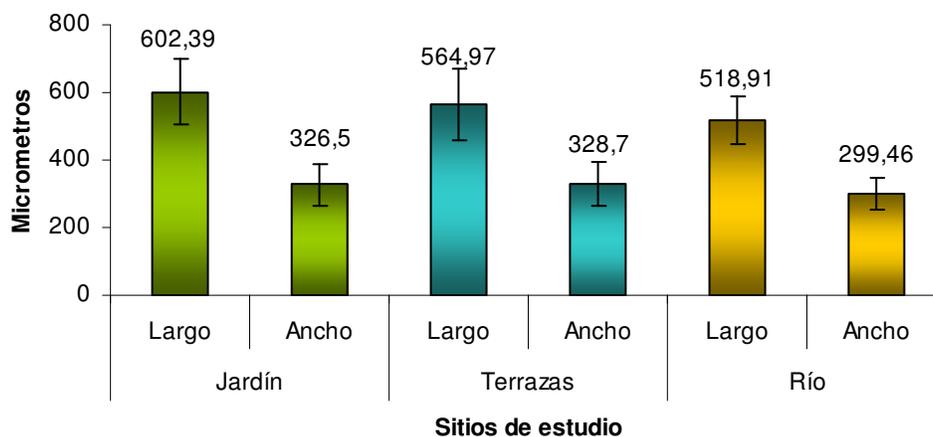


Figura 6. Prueba estadística $\bar{x} \pm D.S.$ n=50 del tamaño promedio de escamas de cada zona de estudio.



El número de escamas, fue mayor en las áreas con perturbación (igual densidad entre ellas), que en el sitio no alterado, (Tabla 2 y Figura 8). La diferencia entre ambos ambientes fue estadísticamente significativa ($p < 0.05$).

	Jardín Botánico		Terrazas		Río	
	Escamas		Escamas		Escamas	
	Largo	Ancho	Largo	Ancho	Largo	Ancho
Promedio	602.39 μm	326.50 μm	564.97 μm	328.70 μm	518.91 μm	299.46 μm
Desviación	96.81 μm	64.09 μm	107.18 μm	62.59 μm	71.85 μm	49.05 μm
Área aproximada	196680.33 μm^2		185705.63 μm^2		155392.78 μm^2	
Número en 50 μm^2	6		9		9	

Tabla 2 Promedio de tamaño y número de escamas de 50 replicas en 50 μm^2 pertenecientes a cada zona de estudio.

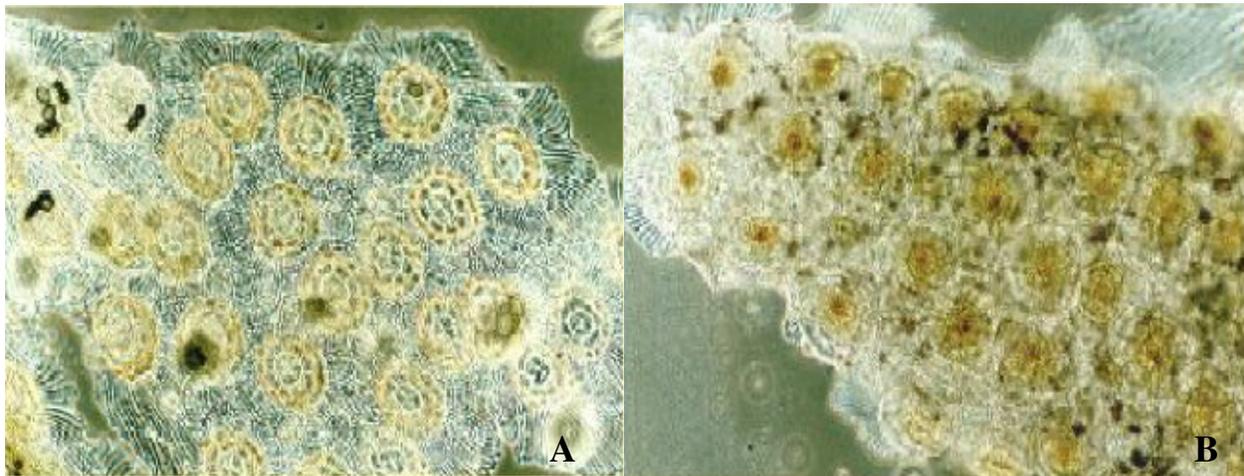


Figura 8. Fotomicrografía estereoscópica del aspecto de la densidad de los tricomas de la hoja de plantas de *T. recurvata* a) Zona conservada b) Zona deteriorada

Cabe señalar que en las escamas y testa de las semillas se observaron estructuras fúngicas y bacterianas. Aunque éstas no fueron identificadas, se sospecha que pueden pertenecer al grupo de los Deuteromycetes y de las Cyanobacterias (Fig.9).

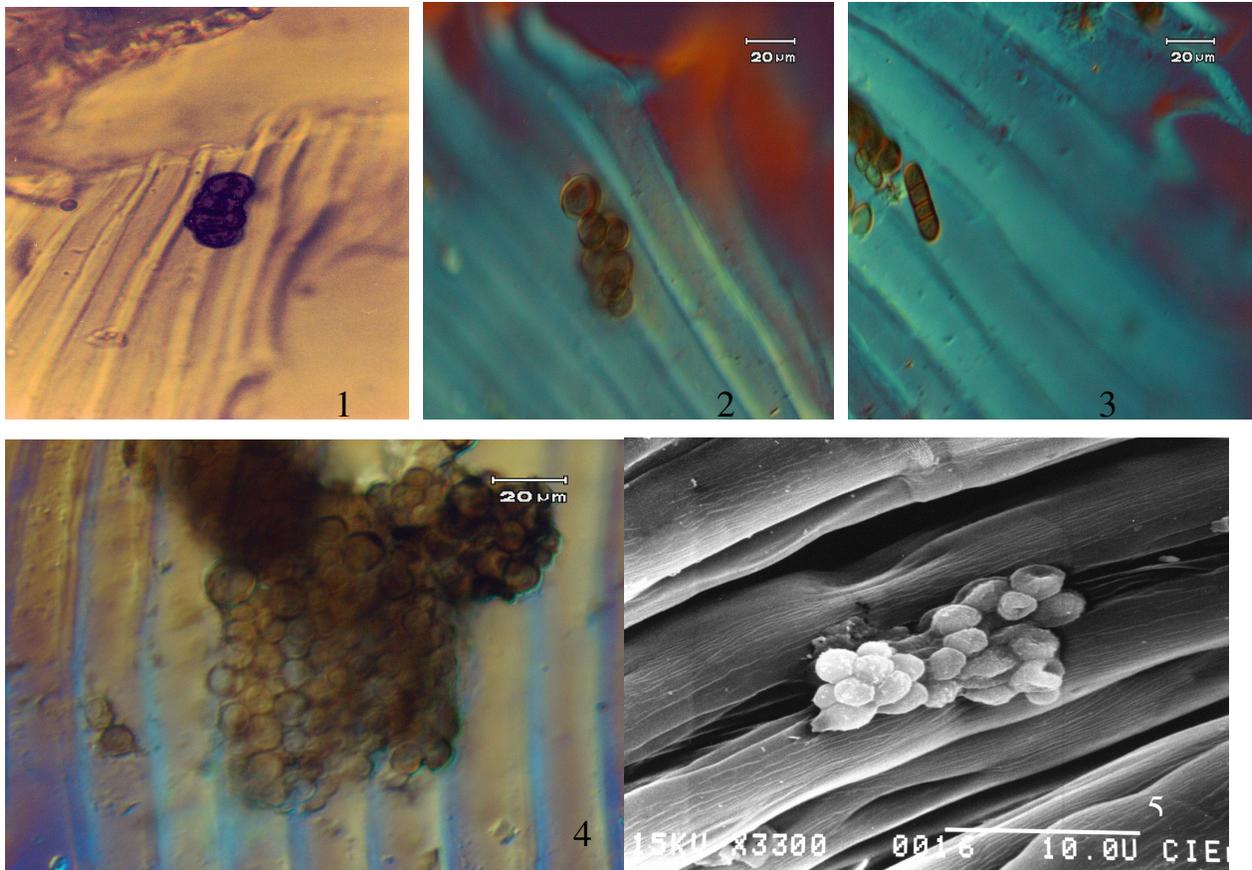


Figura 9. Fotomicrografías de escamas de la parte media del envés de hojas de *T. recurvata*, donde se observan bacterias y hongos. Imagen 1 microscopio óptico 40 X, imágenes 2, 3 y 4 microscopía de fluorescencia cortesía del Dr. Víctor Rivera, imagen 5 cubierta seminal de *T. recurvata* tomada a MEB.

Los cortes transversales en la parte media de las laminas foliares mostraron una epidermis adaxial y abaxial con las mismas características; formada por una capa de células. Asociados a la epidermis se observan los estomas y las escamas tricomas, éstas de textura membranosa y relacionadas con la absorción de humedad y protección a la radiación solar. Entre las epidermis se ubica el mesófilo monofacial o también denominado hidrénquima que muestra células de tamaño muy irregular, y se sabe esta relacionado con metabolismo ácido de las crasuláceas. En la parte media superior se encuentran 9 haces vasculares rodeados por el parénquima clorofílico el cual presenta una gran cantidad de cloroplastos (Fig.10).

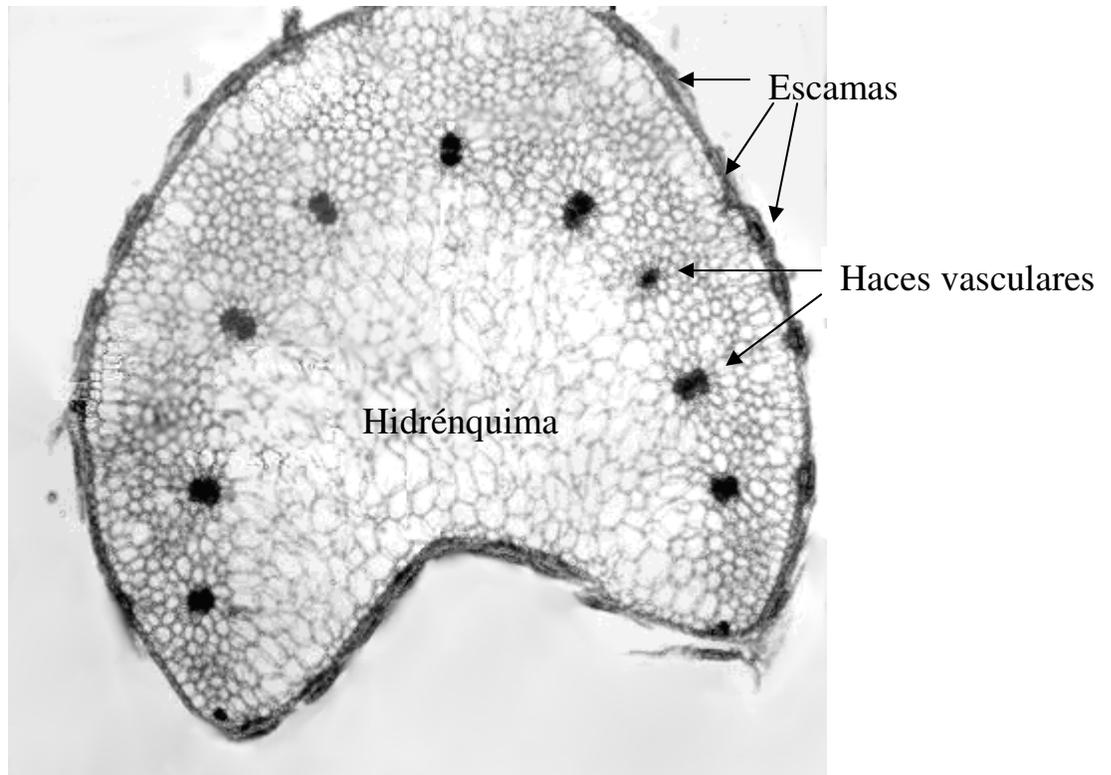


Figura 10. Sección transversal de hoja de *T. recurvata* obtenida con criostato, mostrando los haces vasculares, el hidrénquima y las escamas que envuelven a la hoja.



Figura 11. Sección transversal de hoja de *T. recurvata* mostrando la relación con el estoma y la gran cantidad de cloroplastos en el hidrénquima. a) Fotomicrografía (microscopio óptico) 10X b) Fotomicrografía 40X

Aunque no fueron analizadas estadísticamente la cantidad y tamaño de las hojas de *T. recurvata*, se puede decir que las hojas de las que crecían en ambientes deteriorado (Zona terrazas) eran más pequeñas y curvadas, aparentando darse sombra una a otra, tomando una forma muy compacta,

mientras que plantas desarrolladas en ambiente conservado (Jardín botánico) presentaron hojas grandes erectas.

El tamaño promedio de los frutos (cápsulas) de plantas de las zona deteriorada es estadísticamente significativo ($p < 0.05$), siendo mas pequeñas las pertenecientes a la zona de Río y Jardín botánico (Figura 12), (Tabla4).

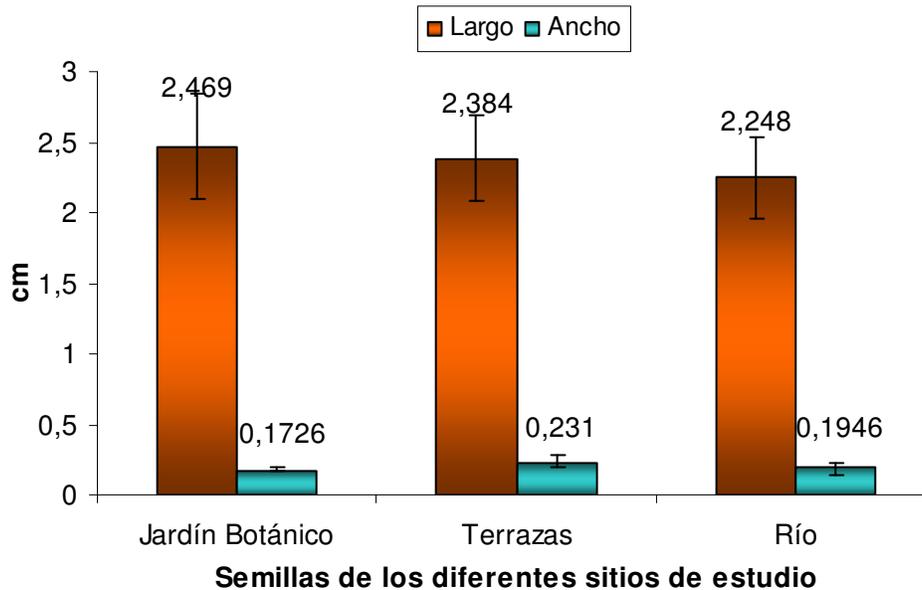


Figura 12. Talla promedio (largo-ancho) de cápsulas en las diferentes zonas de estudio

La producción promedio del número de semillas por cápsula fue menor en individuos de la zona conservada mientras los pertenecientes a la zona perturba presentaron un mayor número (Figura 13, Tabla 4).

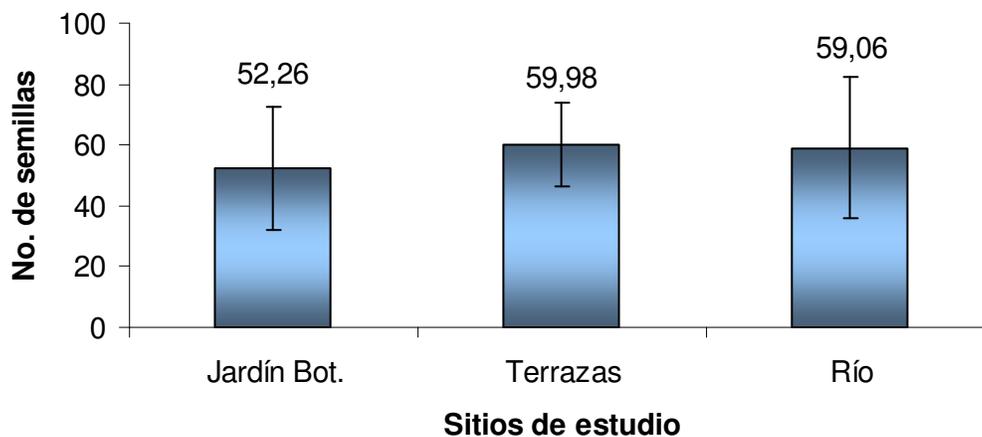
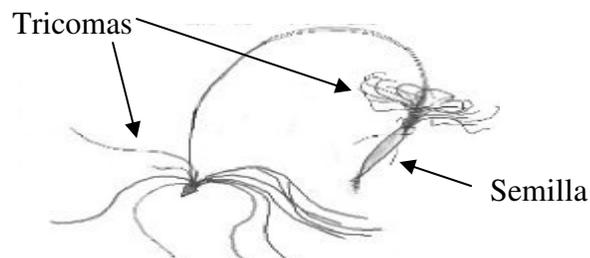


Figura 13. Promedio del número de semillas de 50 cápsulas de cada zona de estudio

La morfología externa de semillas maduras denota una estructura fusiforme elipsoidal alargada con un extremo en forma de pico. La testa, que es el revestimiento de la semilla presenta una textura rugosa que al parecer varía de grosor de acuerdo con la zona de procedencia (observaciones del MEB y microscopio óptico) siendo más gruesa en las zonas deterioradas, está se encuentra cubierta por tricomas “pelos” que están adheridos a la superficie, emergiendo la mayoría en el extremo agudo de la semilla, estos pelos miden en promedio 29.36 mm, más de 8.6 veces la longitud de la semilla. El tamaño promedio de la semilla para la zona de Río fue mayor y estadísticamente diferente ($p < 0.05$), a las otras dos zonas (Figura 14, 16, Tabla 4). (Tabla 3, 4 y Fig. 18)

El embrión es pequeño, en comparación con la totalidad de la semilla y de forma cónica, se encuentra ubicado en el extremo agudo de la semilla y está acompañado de material de reserva, el cual ocupa un volumen aproximado del 80% del total de la semilla, en la Fig.15 se puede observar que existe una unión entre el embrión y el material de reserva a manera de puente.

Los tricomas “pelos” varían en tamaño: los más cortos emergen en el extremo apical de la semilla formando mechones; otros de tamaño variado emergen a lo largo de la superficie de la testa y los más largos son, surgen del extremo agudo de la semilla. (Fig. 14, Tabla 3).



	Semilla sin tricomas		Tricomas			Semilla con tricomas (mm).
	Largo mm.	Ancho mm.	Tamaño 2 y dobles a) (mm)	Dobles b) (mm).	Dimensión total del pelo más largo (mm)	
Jardín Bot.	3.36	0.436	13.502	15.904	29.407	32.781
Terrazas	3.54	0.424	13.465	15.902	29.367	32.756
Río	3.72	0.424	13.452	15.875	29.327	32.712

Tabla 3. Valores de media \pm D.S. n= 50 de dimensiones de semilla y tricomas “pelos” de cada zona de estudio.

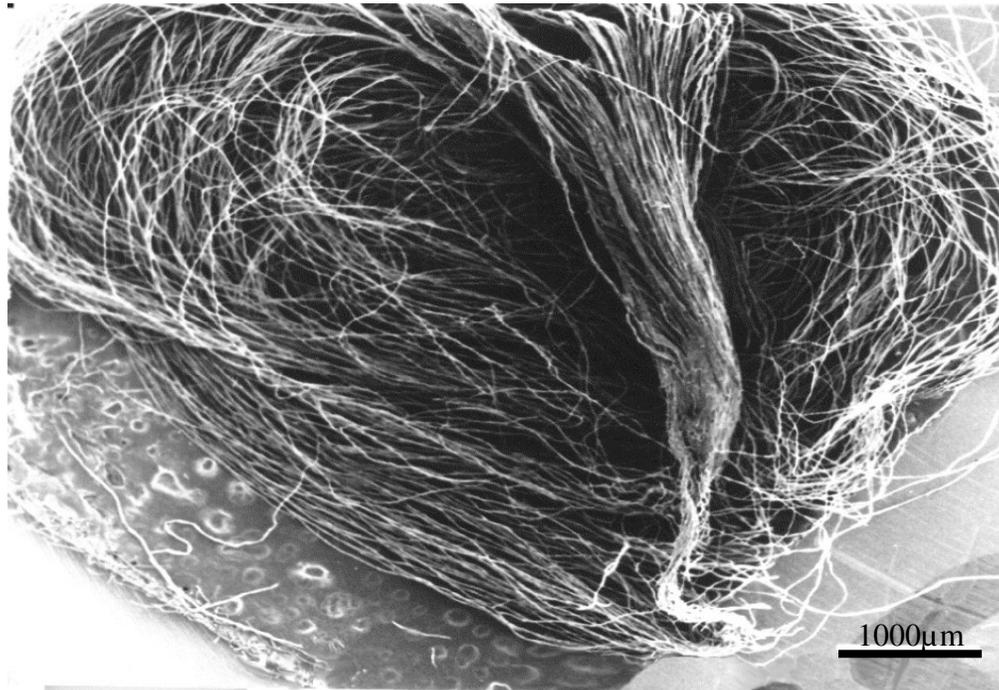


Figura 14 Semilla entera de *Tillandsia recurvata*, mostrando apéndices (pelos) que la cubren. Fotomicrografía electrónica a 13 X

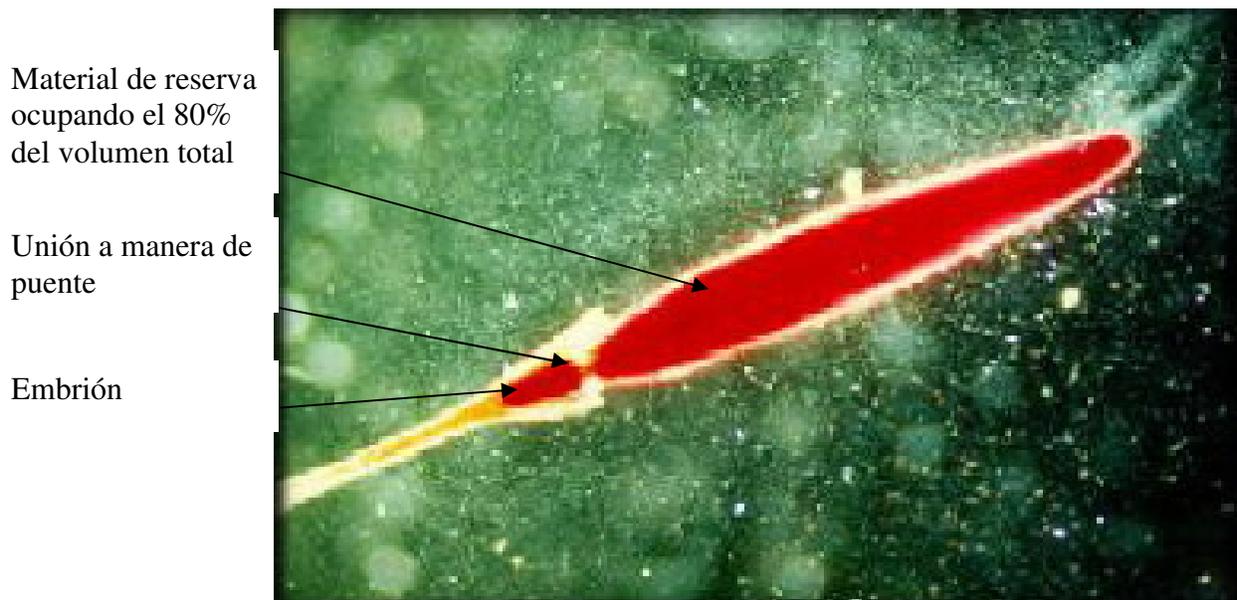
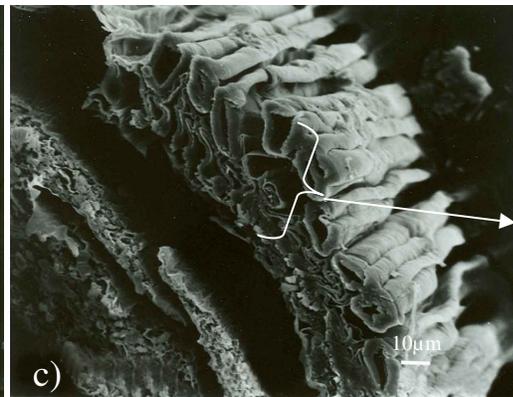
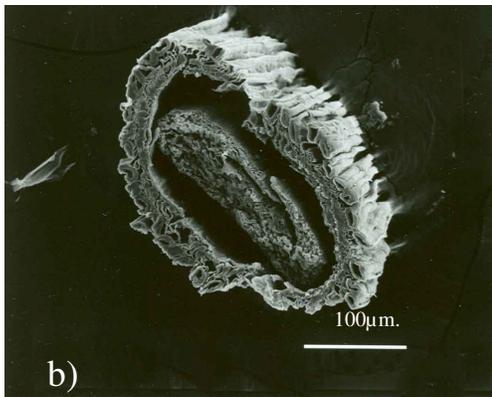
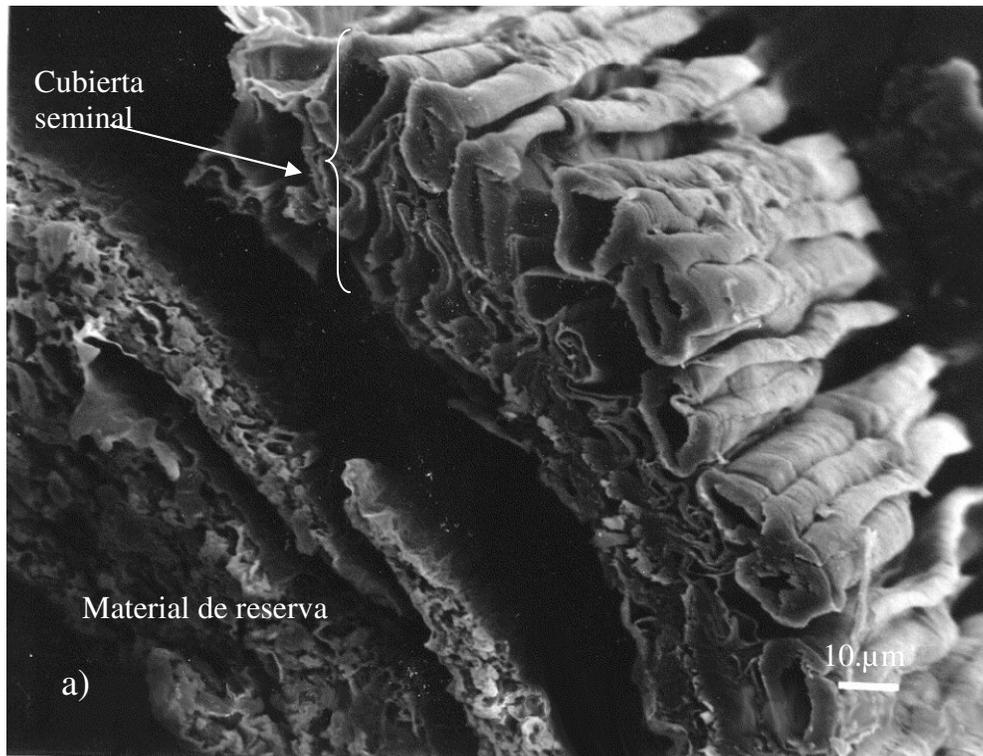


Figura 15 Semilla de *Tillandsia recurvata* tratada con TTC, mostrando el espacio que ocupa el embrión y el material de reserva, así como la unión entre estas estructuras. Foto micrografía óptica a 3 X.



Grosor de la cubierta seminal

Figura 16. Sección transversal de la parte media de semilla de zona deteriorada. a) Obsérvese la cubierta, forma y textura del material de reserva. b) Imagen completa de la cubierta y el material de reserva. c) Nótese el grosor de la cubierta seminal constituido por tres capas. Fotomicrografías de barrido a) y c) 600 X, b) 200 X.

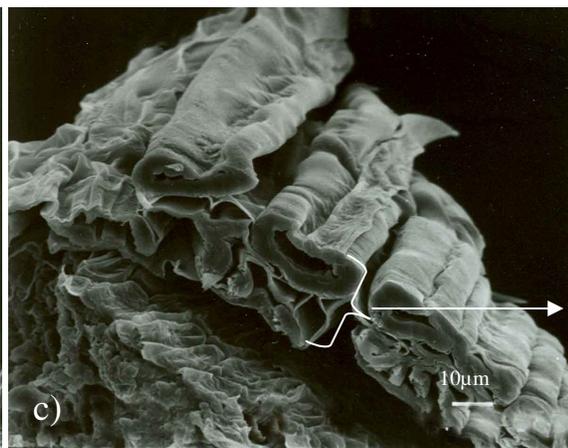
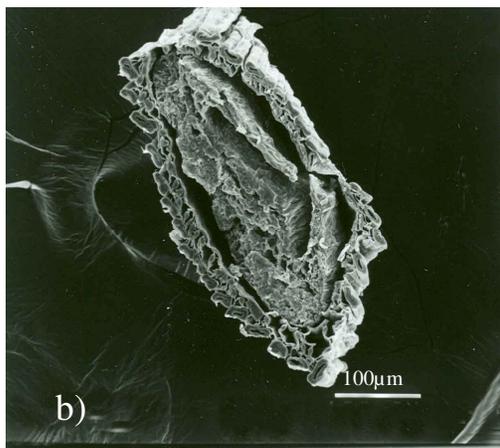
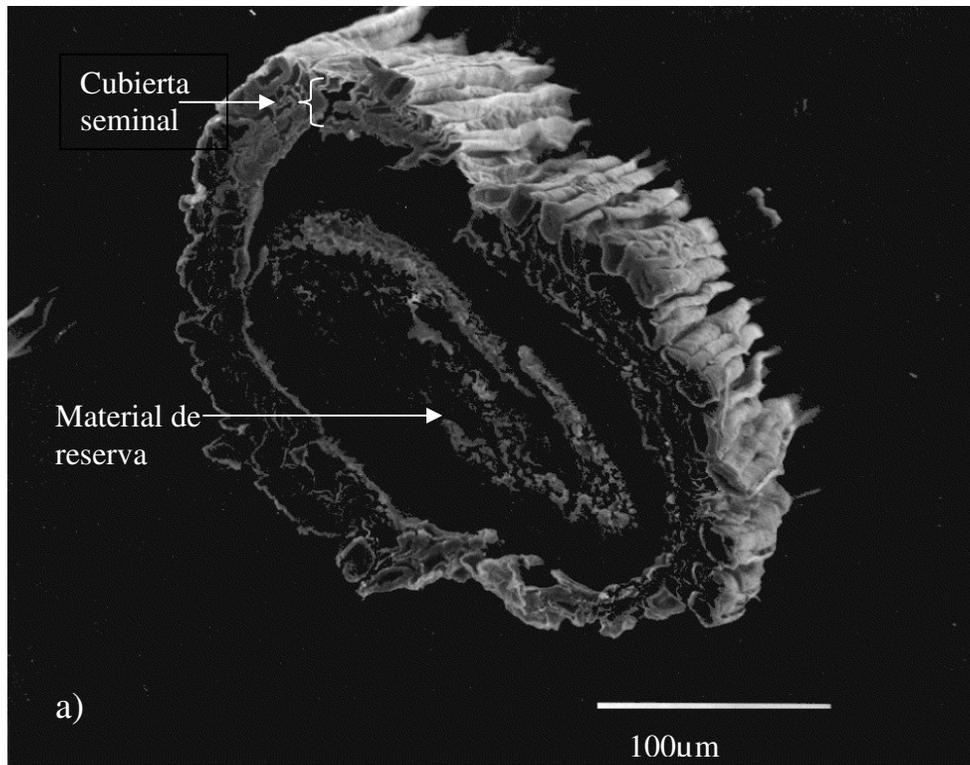


Figura 17. Sección transversal de semilla de zona conservada, a) Obsérvese la cubierta de la semilla, forma y textura del material de reserva. b) Aspecto general de la cubierta y el material de reserva. c) Nótese el grosor de la cubierta seminal constituido por dos capas. Foto micrográficas electrónicas a) y c) 600 X , b) 200 X.

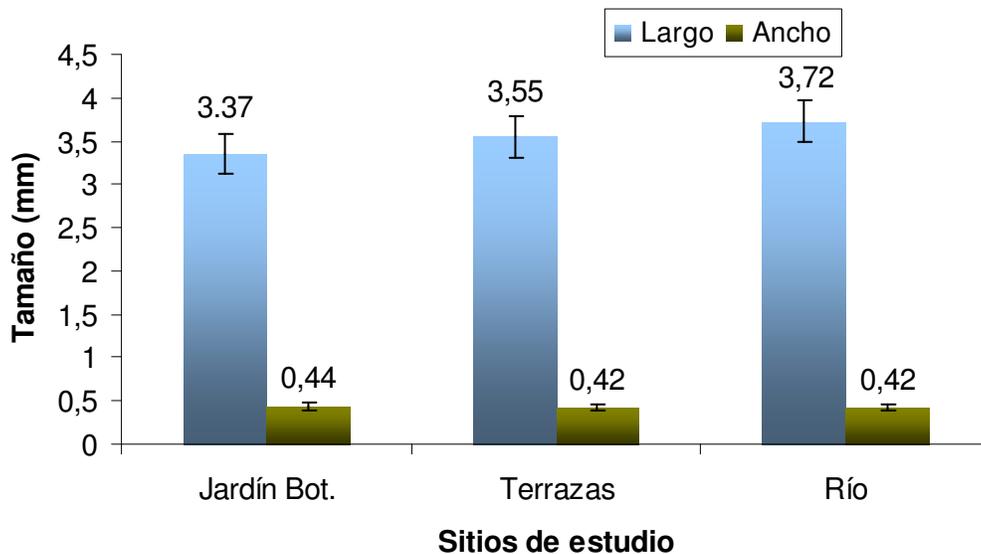


Figura 18. Promedio de Tallas de 50 semillas, pertenecientes a las diferentes zonas de estudio

La microscopia óptica evidencio que los “pelos”de la cubierta seminal, presentan segmentos articulados, siendo estas articulaciones un carácter distintivo de cada especie (Huidobro, trabajo en desarrollo) (Figura 19). De acuerdo a la microscopia electrónica, la unión entre los segmentos presentan prolongaciones de tipo “U” o bifurcados empalmados. (Figura. 20 y 21). (Figura 20), Figura 16,17 y 24.

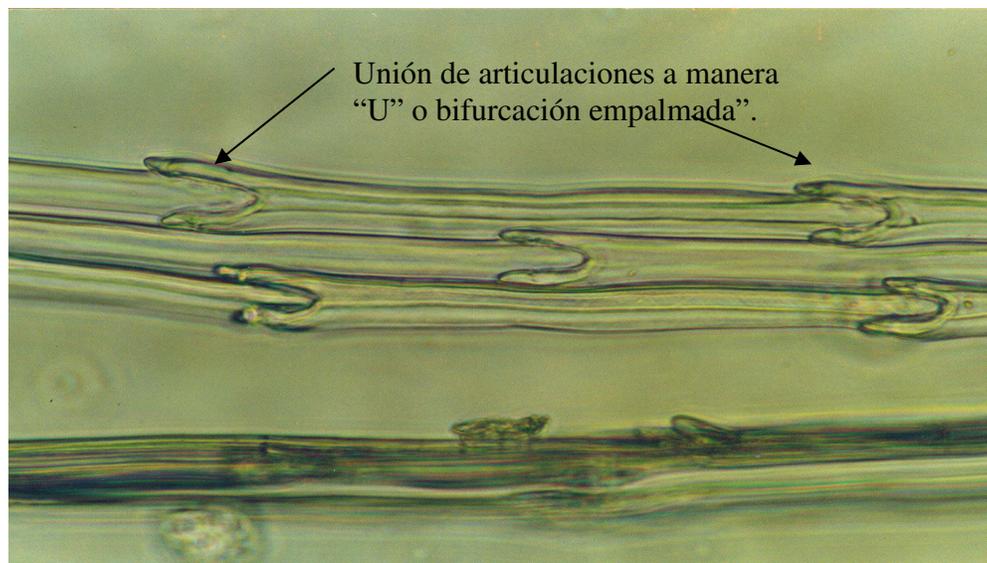


Figura 19. Apéndices (“pelos”) de *Tillandsia recurvata*, mostrando la unión a manera de “U” o de bifurcación empalmada. Microfotografía óptica (40 X).

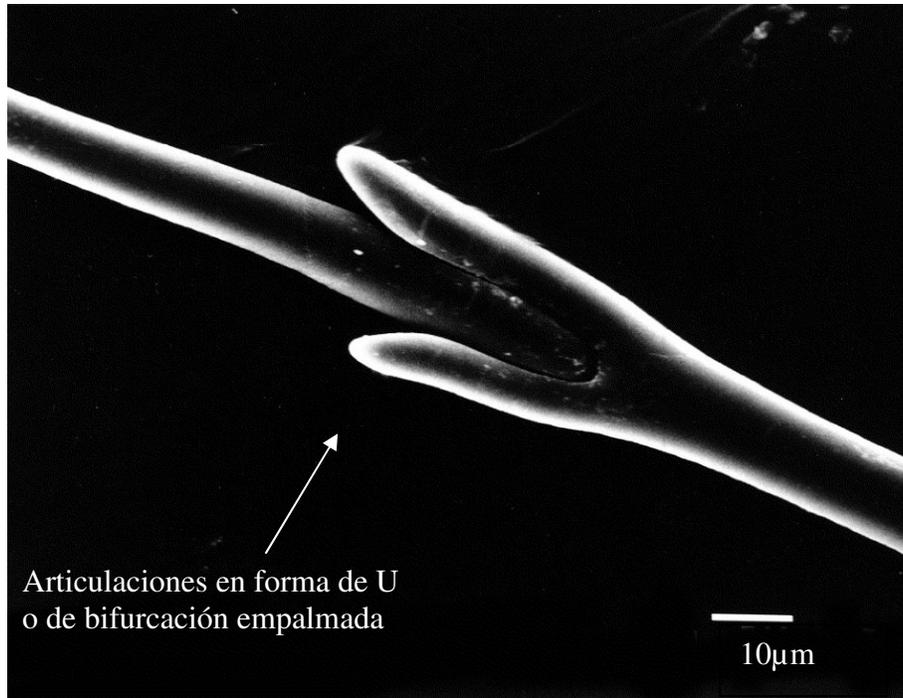


Figura 20. Articulación de los apéndices tricomatosos de la semilla. Foto micrografía en MEB a 900 X.

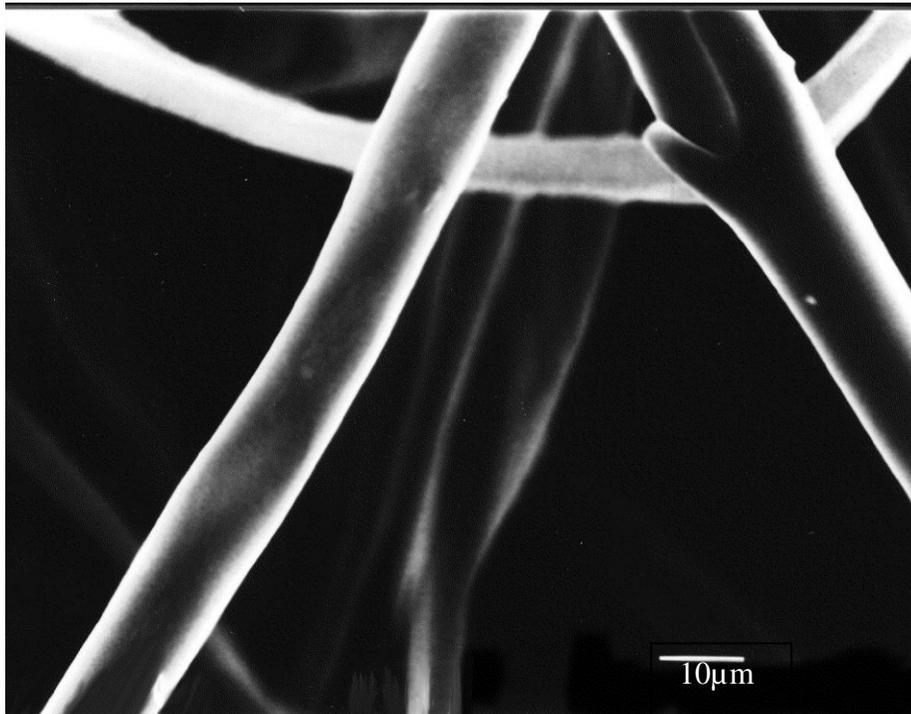


Figura 21. Tricomas (“pelos”) de la semilla con forma cilíndrica Foto micrografía en MEB a 900 X.



Las observaciones realizadas a los tricomas “pelos” de las semillas evidenciaron diferencias en forma y textura de acuerdo a la zona de procedencia: la zona de jardín botánico presento “pelos” cilíndricos lisos (Fig. 22), mientras que en la zona de terrazas estos son ligeramente aplanados de forma helicoidal y con fibras que dan la apariencia de vellosidades laterales (Fig. 23). En esta última, el origen de los pelos parece ligarse íntimamente a la testa (Fig. 24).

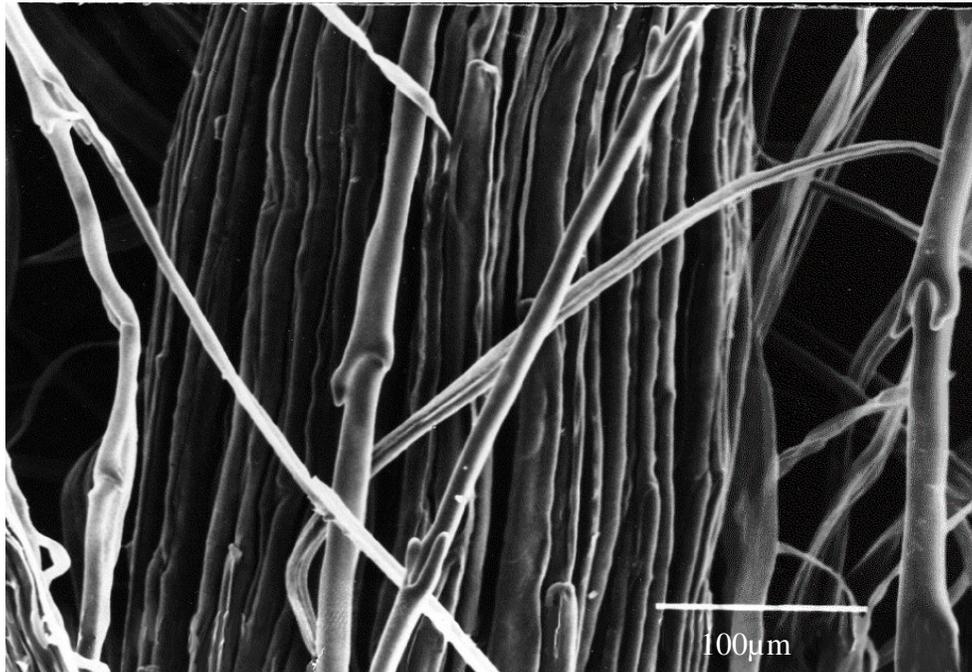


Figura 22. Tricomas (“pelos”) de *Tillandsia recurvata* de la zona conservada. Foto micrografía en MEB a 200 X.

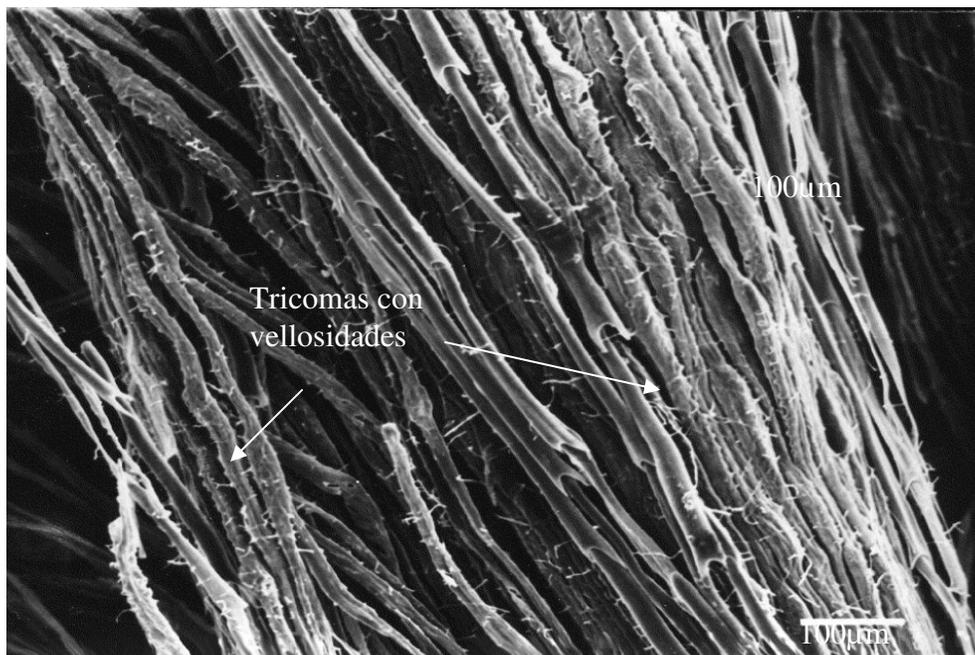


Figura 23. Tricomas (“pelos”) de *Tillandsia recurvata* de la zona deteriorada. Foto micrografía a 100 X.

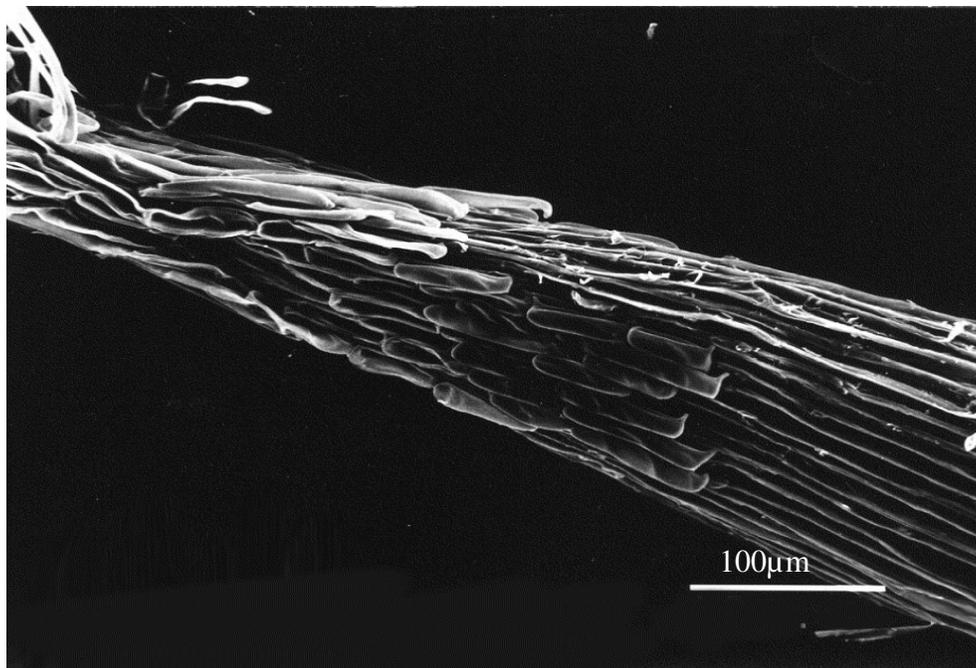


Figura 24. Semilla de *T. recurvata* mostrando los“pelos” adpresos a la cubierta seminal. Foto micrografía en MEB a 200 X.

Los análisis del contenido de azúcares en las semillas, mostraron estar relacionados con la perturbación del área: a mayor perturbación, mayor cantidad de azúcares. Este patrón fue opuesto en cuanto al porcentaje de proteínas, siendo en individuos del sitio no perturbado (Jardín Botánico), donde se registró la mayor concentración (tabla 4). Cabe destacar que las proteínas también se determinaron para cápsulas y hojas y se ilustran en dicha tabla, y coinciden con lo observado para la semilla.

Los porcentajes de lípidos en semillas siguen el mismo patrón que los azúcares siendo las semillas de zonas perturbadas las que presentan mayor concentración. Se puede mencionar que las cápsulas, tienen la misma tendencia de concentración (tabla 4).



		Fo.	Valor crítico	Probabilidad
Tamaño de escamas	Largo	10.07	3.057	0.00007
	Ancho	3.81	3.057	0.02431
Número de escamas		465.72	3.158	4.85x10 ⁻³⁶
Tamaño de cápsula	Largo	8.965	3.057	0.00021192
	Ancho	35.709	3.057	2.29x10 ⁻³
Número de semillas/cápsula		2.36	3.057	0.09791
Talla de semillas	Largo	9.2704	3.057	1.994x10 ⁻¹¹
	Ancho	1.1854	3.057	0.3085
Azúcares totales en semillas		0.2545	9.552	0.7904
Proteínas	Semillas	55.5	9.552	0.004268
	Vainas	115.14	9.552	0.001458
Lípidos	Semillas	34.133	9.552	0.00863
	Vainas	172.4054	9.552	0.000801
Germinación		0.4166	3.354	0.6633

Tabla 4 . Resultados del análisis estadístico (Prueba de Tukey) aplicado a diferentes elementos constitutivos de *T. recurvata*

El trabajo inicial de germinación se realizó con semillas conservadas durante un año en el laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales UBIPRO, observándose que la viabilidad de estas se ve afectada a lo largo del tiempo reduciéndose a menos del 30% en este periodo y el reactivo de TTC mostró una reducción diferencial entre las semillas almacenadas un año y las de reciente recolección (Figura 25).

La germinación *in vitro* de las semillas fue considerada al rompimiento la cubierta seminal y emergencia de las primeras hojas (Figura 26), esta ocurrió en general después de tres semanas de cultivo.

Las respuesta en los tratamientos C y G (Tabla 1) en las primeras 3 semanas parecieron ser favorables a diferencia del los tratamientos restantes, entre las semana 4^a y 5^a todos los tratamientos tuvieron una respuesta homogénea con un 70 % de germinación, para la 6^a semana se manifestó una reacción favorable en los tratamientos controles (I y J) germinando el 99.9 % y mostrando una supervivencia superior a cualquiera de los tratamientos aunque seguida por los tratamientos C y G (Fig.27 y28) por lo que se aprecia que a menor cantidad de nutrimentos y humedad se obtiene una mayor germinación y supervivencia.

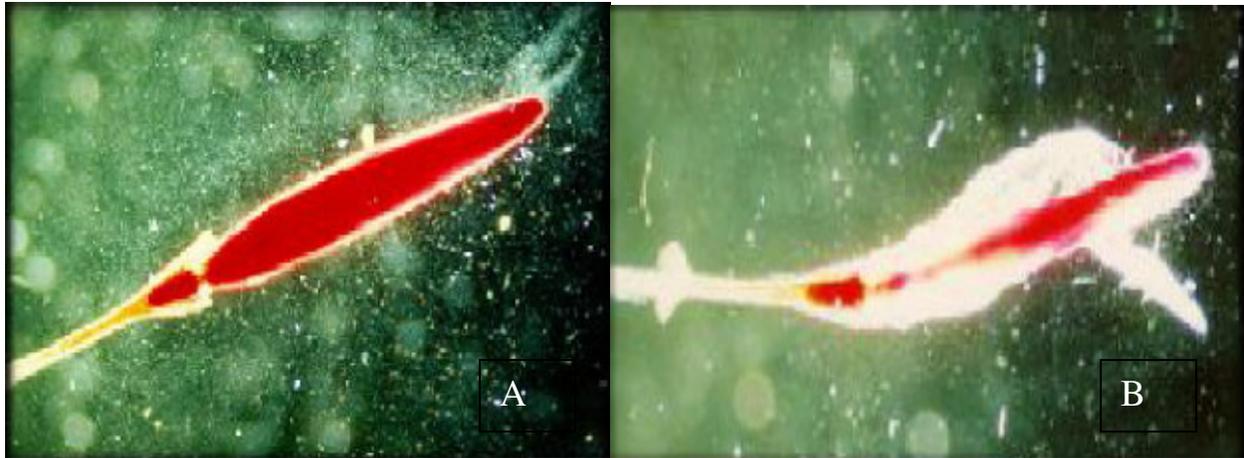


Figura 25. Reacción con TTC en semilla de *T. recurvata* a) recién colectada, b) con un año de almacenamiento. Foto micrografía a 10 X.

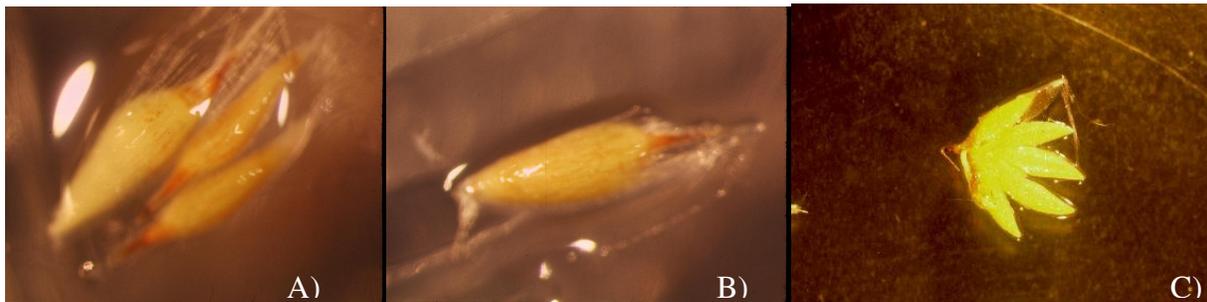


Figura 26. Germinación de *T. recurvata* A) 3ª semana, B) 4ª semana y C) 6ª semana

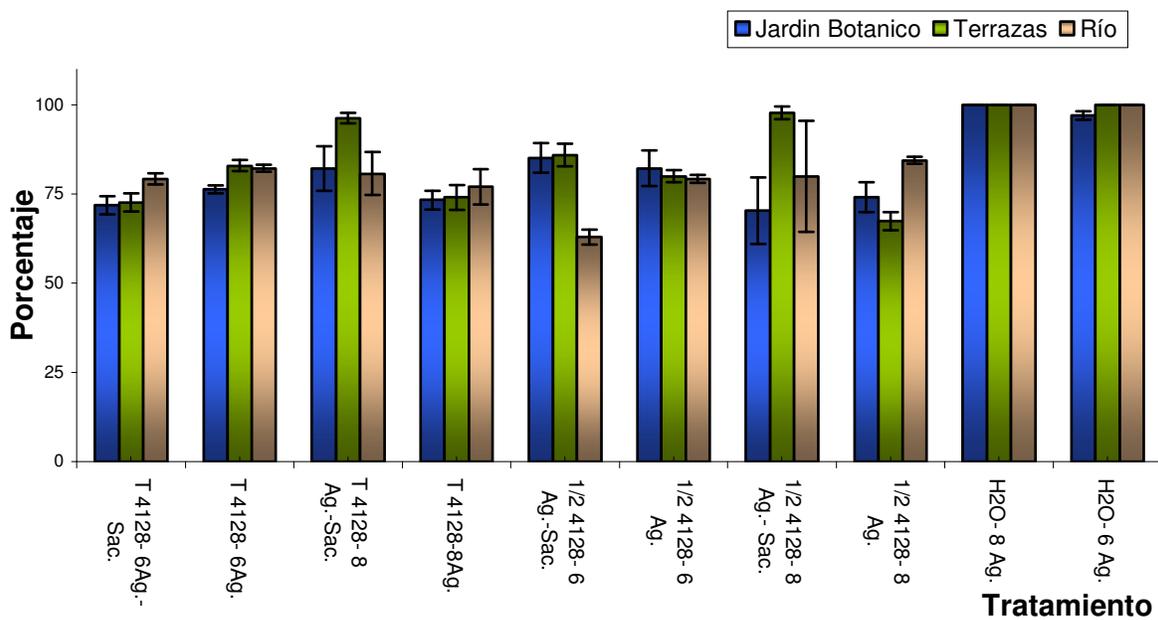


Figura 27. Porcentaje de germinación a la 6ª semana de acuerdo a las diferentes zonas de estudio

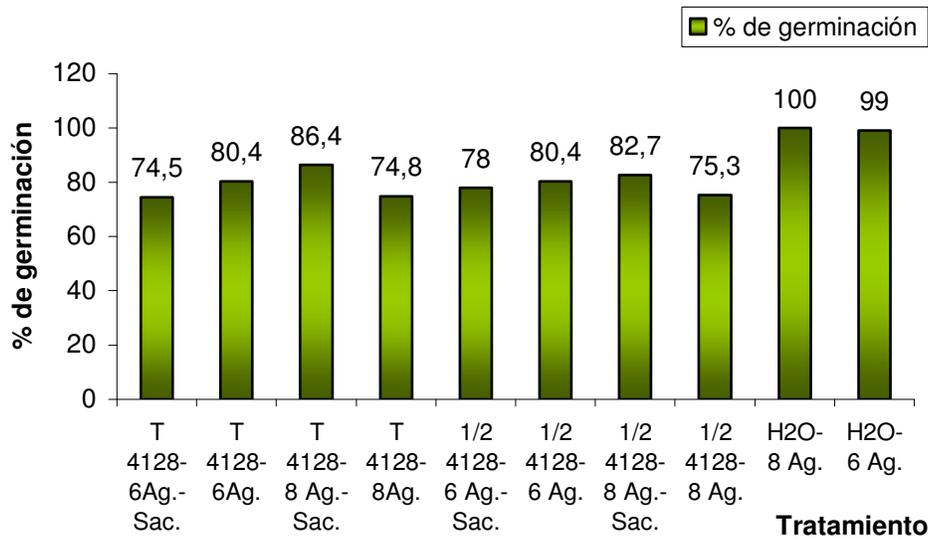


Figura 28. Promedio de porcentajes de germinación a la 6^a semana de las tres zonas de estudio de acuerdo al tipo de tratamiento

La densidad promedio de “bolas” de *T. recurvata* por área de estudio (10 x 10 m), fue de 375 unidades en la zona de Jardín Botánico, 1619 en la zona de Terrazas y 1334 en la zona de Río (Fig.32). Existiendo una densidad promedio por forofito de 125 para Jardín Botánico (Fig.29, Tabla 5), 1215 para Terrazas (Fig.30, Tabla 5) y 1001 en zona Río (Fig. 31, Tabla 5).



Figura 29. *Cercidium praecox* en Jardín botánico o zona conservada, nótese que *T. recurvata* presenta una distribución espaciada poco apreciable entre las ramas del forofito.



Figura 30 *C. praecox* en zona deteriorada, nótese la abundancia de la epífita sobre las ramas, cubriéndolas casi en su totalidad, en comparación con la figura 29.



Figura 31. *C. praecox* en la Zona poco deteriorada de Río. Obsérvese la abundancia intermedia de la epífita sobre el forofito en comparación con las figuras 29 y 30.



	Jardín Botánico (Zona conservada)	Terrazas (Zona deteriorada)	Río (Zona poco deteriorada)
Cuadrante 1	82 bolas en 5 forofitos	406 bolas en 1 forofito	2115 bolas en 1 forofito
Cuadrante 2	216 bolas en 2 forofitos	1998 bolas en 1 forofito	1690 bolas en 1 forofito
Cuadrante 3	826 bolas en 2 forofitos	2454 bolas en 2 forofitos	198 bolas en 2 forofitos
Total	1124 bolas en 9 forofitos	4858 bolas en 4 forofitos	4003 bolas en 4 forofitos
Promedio de bolas	125 por forofito	1215 bolas por forofito	1001 por forofito
Promedio de bolas	374 por cuadrante	1619 por cuadrante	1334 por cuadrante

Tabla 5. Total de bolas producidas por cuadrante, y promedio de bolas por forofito de cada área de estudio

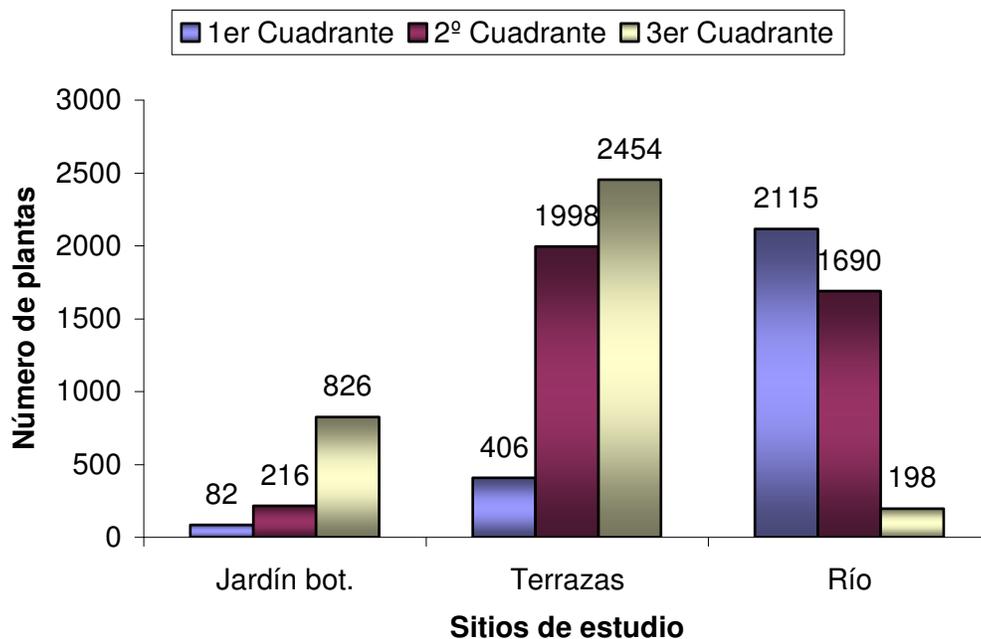


Figura 32. Número de plantas encontradas por cuadrante en cada una de las áreas de estudio

El peso promedio de las plantas de *Tillandsia recurvata* colectadas en temporada seca para la zona de Jardín fue de 7.28 g, para la zona de Terrazas 6.81g.y para la zona de Río 5.02g. (Fig.33).

Las plantas humedecidas incrementan su peso promedio, siendo 11.14 g para las de zona de Jardín, 12.1 g para la zona Terrazas y 8.8 g. para la zona de Río (Fig. 34).

La cantidad de agua acumulada se calculó, directamente a través del peso y se obtuvo que en promedio plantas de Jardín Botánico absorben 4.12 ml, las de Terrazas 5.29 ml y las de Río 3.78ml.

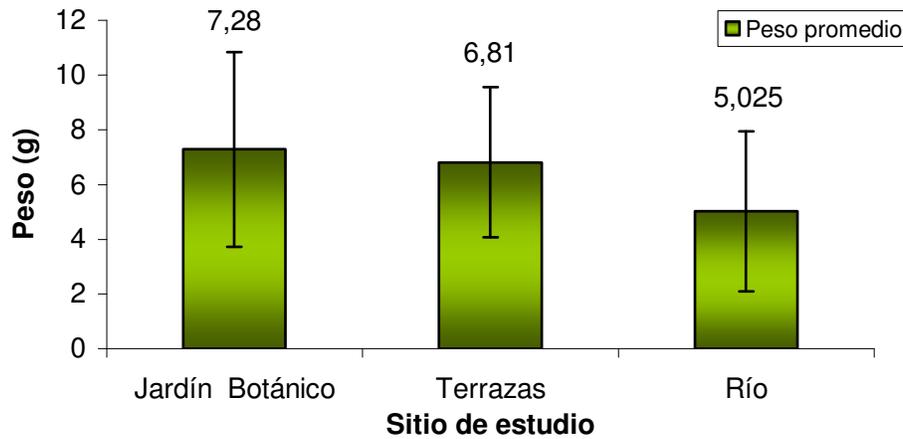


Figura 33. Peso promedio de “bolas” en temporada de estiaje en cada zona de estudio.

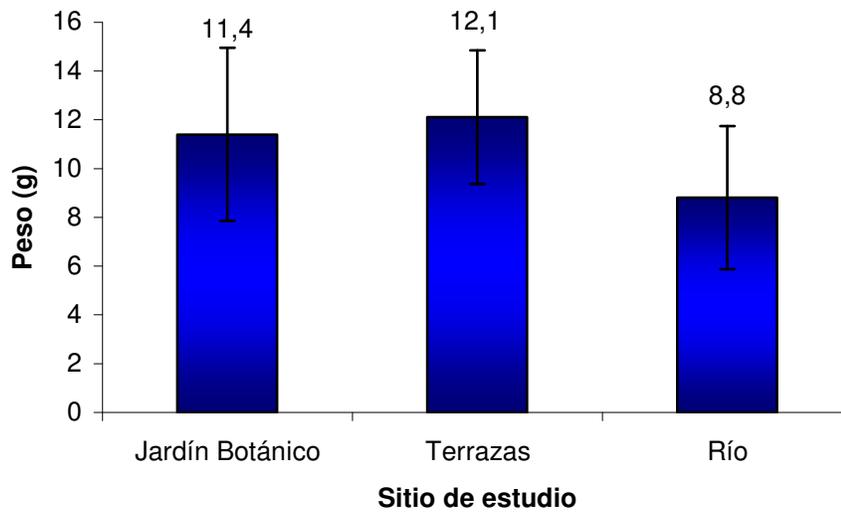


Figura 34. Peso promedio de “bolas” humedecidas, de cada zona de estudio.

Por otra parte de acuerdo con los valores antes mencionados se calculo el peso promedio que sostiene cada forofito en temporada seca y húmeda en las diferentes zonas de estudio. (Fig. 35)

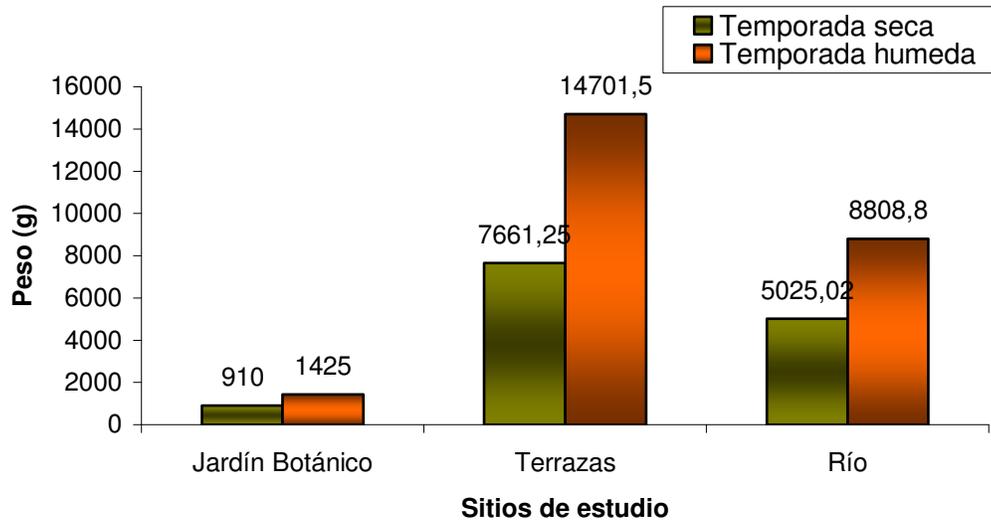


Figura 35. Peso promedio de *T. recurvata*, soportado por el forofito en las temporadas seca y húmeda

El número de cápsulas por forofito esta relacionado con el número de “bolas” según la zona: Jardín Botánico 57, Terrazas 901 y Río 445 (Fig. 36). Se puede señalar que los organismos encontrados en la zona de Jardín Botánico presentaron frecuentemente dos cápsulas por espiga y en la zona de Terrazas una cápsula por espiga, estos datos no fueron contabilizados solamente observados. (Fig 37)

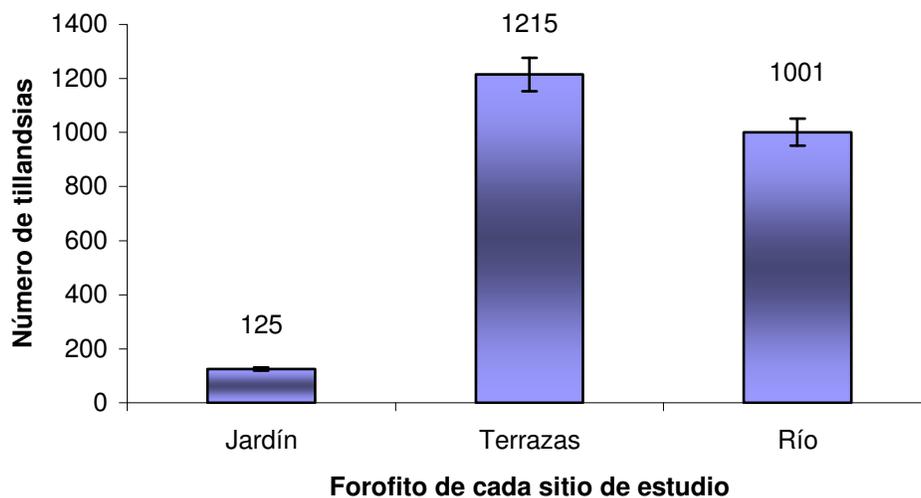


Fig. 36. Promedio de plantas “bolas” (individuales y conjuntos) alojadas por forofito

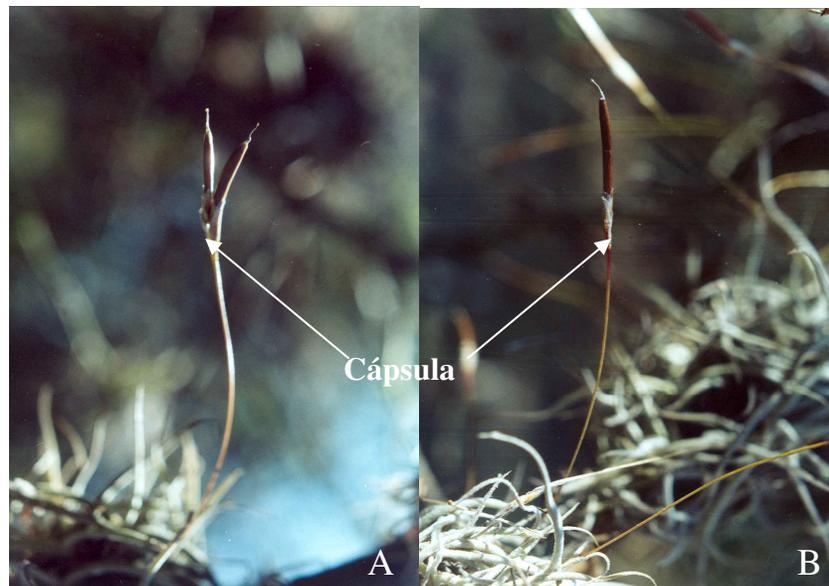


Figura 37. Cápsulas de *Tillandsia recurvata* A) Zona conservada. Planta con dos cápsulas por infrutescencias B) Zona deteriorada. Planta con una sola cápsula por escapo. Imágenes cortesía de la M en C. Ma. Elena Huidobro.

Corteza de *Cercidium praecox*

Descripción morfológica

La corteza de *Cercidium praecox* es delgada de 1.5 mm de grosor total y rugosa con pliegues a simple vista presenta lentícelas pequeñas y alargadas solitarias de color crema, su color es verde amarillento (Fig.38).



Figura 38. Tres imágenes de la corteza de *Cercidium praecox* A) Ramas B) Tronco y C) Acercamiento del tronco.



Descripción anatómica.

La corteza presenta una zonificación de tejidos: floema no colapsado, floema colapsado, corteza primaria y una epidermis múltiple.

El floema no colapsado varía de 80 a 142 μm de grosor; el floema colapsado mide de 471 a 707 μm ; ambos se componen de elementos de tubo criboso (ETC), células acompañantes (CA), parénquima axial (PA) y radios (R) con abundantes cristales prismáticos.

Los elementos de tubo criboso en esta especie son de pared delgada, de forma cuadrangular a irregular y están organizados al azar, con un diámetro tangencial promedio de $20 \pm 0.26 \mu\text{m}$ (18 - 26 μm) y una longitud promedio de $288 \mu\text{m} \pm 48 \mu\text{m}$, la placa cribosa compuesta se dispone oblicuamente con 3 a 13 áreas cribosas (Fig. 39). Las células acompañantes tienen paredes delgadas y están generalmente distribuidas en las esquinas o paredes radiales de los ETC.

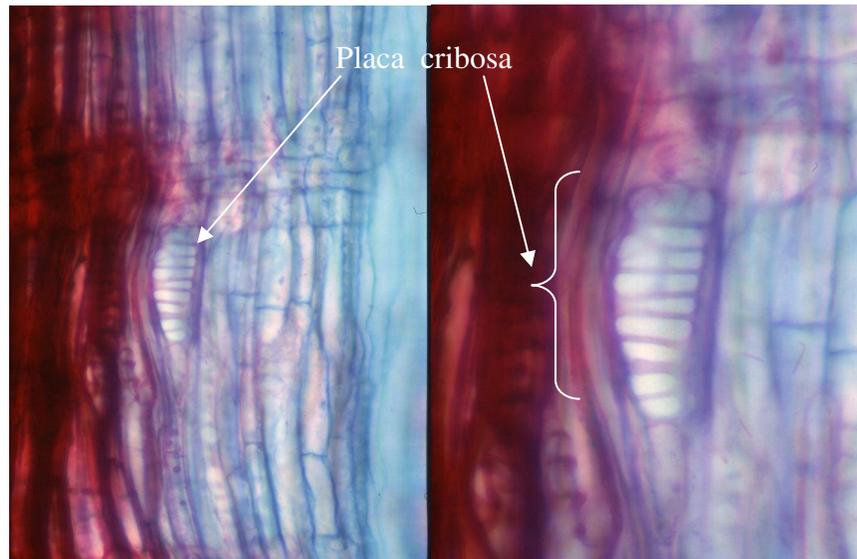


Figura 39. Placas cribosas de los elementos de tubo

El parénquima axial se organiza entre los ETC y las CA, formando bandas tangenciales uniseriadas y cortas de 4 a 7 células; en la zona de floema colapsado estas bandas son muy evidentes y tienen forma de ojal, observándose las de mayor tamaño cercanas al cortex, estas bandas de parénquima se componen de dos a tres estratos de células de mayor diámetro que llegan a contener grandes cristales prismáticos; estas bandas en forma de ojal se fusionan con el parénquima de los radios, formando bandas tangenciales más o menos continuas en la corteza primaria.

Los radios en corte transversal se observan de dos tipos, los que tienen el mismo ancho en todo su curso y los que se dilatan marcadamente conforme se alejan de la zona cambial; los primeros



siguen un curso recto en el floema no colapsado y de sinuoso a ligeramente inclinados en el floema colapsado; en esta región los segundos se abren en forma de abanico; estos últimos miden de 48 a 86 μm de alto y de 71 a 94 μm de ancho en su parte más amplia, estos radios se fusionan entre sí formando una banda continua de parénquima con gran cantidad de cristales prismáticos y esclerenquima descrita anteriormente a nivel de la corteza primaria (Fig. 40).

En la zona de la corteza primaria se observan series de 3 a 5 bandas, que presentan parénquima con cristales prismáticos y esclereidas alternando con bandas de parénquima de paredes primarias con gran cantidad de almidón (Fig 41).

La epidermis presenta células de paredes gruesas en forma de papilas que se organizan a manera de columna, en donde algunas se bifurcan dando la apariencia de un cactus; cubiertas por una capa gruesa de cera (Fig.42).

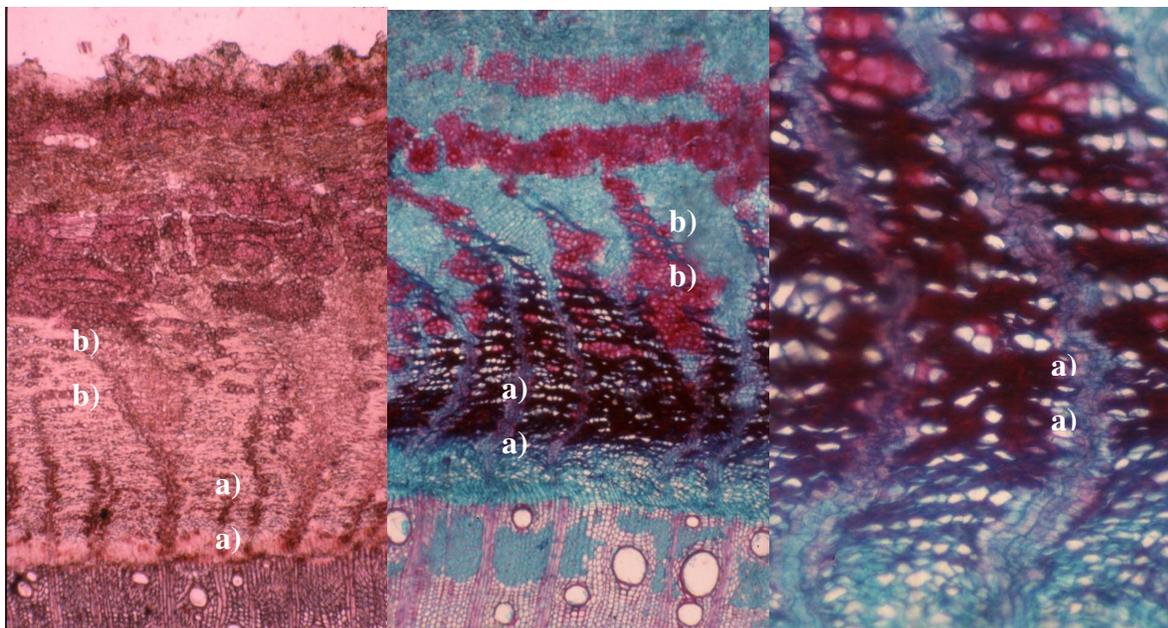


Figura 40. Los radios en corte transversal se observan de dos tipos, a) los que tienen el mismo ancho en todo su curso y b) los que se dilatan marcadamente.

En la corteza del forofito *Cercidium praecox*, donde se establece *T. recurvata*; las raíces no penetran la epidermis; sin embargo, en este sitio se forma un súber, el cual está formado por dos capas, cada una con 3 a 4 hileras de células muertas con inclusiones cristalinas, éstas tienen paredes finas, huecas y suelen estar dilatadas radialmente. Las dos capas se separan por una



banda angosta de dos hileras de células con paredes gruesas que se comprimen radialmente, estas células suelen estar rellenas de sustancias oscuras. Por encima de esta zona se forma un cúmulo de células con contenidos oscuros En donde se desarrolla este súber no se observan las células en forma de papila ni la capa de cera que las cubren (Fig. 43).

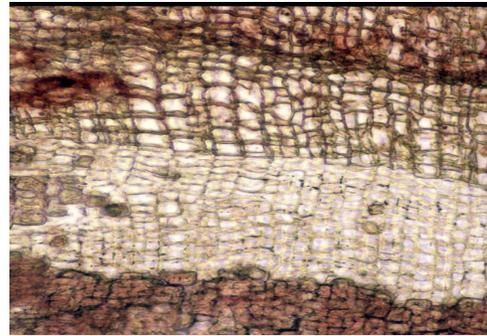
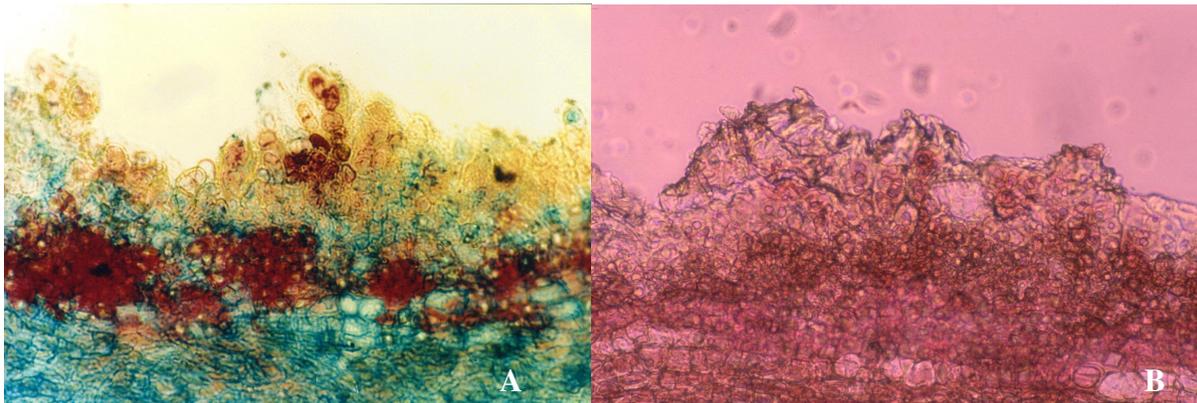


Figura 41 Parénquima con cristales prismáticos y esclereidas.



Figuras 42 Células a manera de cactus cubiertas por una capa de cera pertenecientes a la corteza de *C. praecox* en corte transversal a) safranina verde rápido b) gelatina safranina.

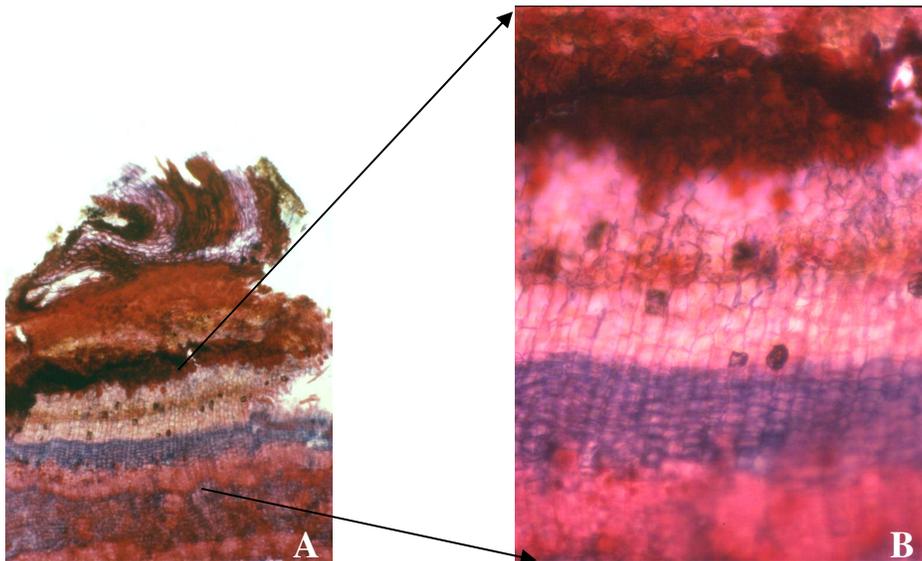


Figura 43. Sección de interacción entre la raíz de *T. recurvata* y la corteza de *C. praecox*. A) Obsérvese en la parte superior restos de las raíces de la tillandsia y en la parte inferior la corteza de *C. praecox* y entre estas dos el súber de daño con una gran cantidad de sustancias oscuras y b) amplificación de la zona del súber de reacción, donde desaparecen las células de cera.



Fenología de las especies

A través de observaciones fenológicas previas (Huidobro 1988) y de campo se establecieron los siguientes fenogramas de las especies *Tillandsia recurvata* y *Cercidium praecox*. (Tabla 6, Fig 44; Tabla 7, Fig. 45)

	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May.	Jun.	Jul.	Ago.	Sep.	Oct.	Nov.	Dic.
Floración						+++	+++	+++	+++			
Fructificación									+++	+++	+++	
Maduración	+++	+++										+++
Dispersión		+++	+++	+++								

Tabla 5 Etapas Fenológicas de *T. recurvata*



Figura 44. Floración, fructificación y dispersión de semilla de *Tillandsia recurvata*. Dispersión de semilla de *T. recurvata* en ambiente controlado Cortesía del Dr. Ernesto Aguirre León.



Fenograma de *Cercidium praecox*

	Ene.	Feb.	Mar.	Abr.	May	Jun.	Jul.	Ago.	Sep.	Oct.	Nov.	Dic.
Floración			+++	+++	+++							
Fructificación					+++	+++	+++					
Maduración							+++	+++	+++			
Dispersión									+++	+++		
Época sin hojas	+++	+++	+++	+++	+++						+++	+++

Tabla 7 Etapas fonológicas de *C. praecox*



Figura 45. *Cercidium praecox*: a) en temporada seca (sin hojas), b) forma de la corteza y c) inflorescencia. Figuras cortesía del Dr. Ernesto Aguirre León.



CUADRO COMPARATIVO DE CARACTERISTICAS DE <i>T. recurvata</i> ANALIZADAS EN LAS DIFERENTES ZONAS DE ESTUDIO			
	Jardín Botánico	Terrazas	Río
Tamaño de tricomas foliares “escamas” (micrómetros)	602.3 ± 96.8 largo 326.5 ± 64.4 ancho	564.9 ± 107.1 largo 328.7 ± 62.5 ancho	518.91 ± 71.8 largo 299.46 ± 49.0 ancho
Densidad de escamas en 50 micras ²	6	9	9
Tamaño promedio de cápsulas (cm)	2.46 largo x 0.17 ancho	2.38 largo x 0.23 ancho	2.24 largo x 0.19 ancho
No de semillas x cápsulas	52.26 ± 20.05	59.98 ± 13.64	59.6 ± 23.26
Tamaño de tricomas “pelos” en mm	29.407	29.36	29.32
Tamaño de semilla sin tricomas(mm)	3.38 largo 0.43 ancho	3.38 largo 0.42 largo	3.38 largo 0.42 ancho
Tamaño de semillas con tricoma (mm)	32.78	32.75	32.71
Forma de tricomas de semilla “pelos”	Cilíndricos lisos	Cilíndricos y encintados de forma helicoidal, presentan separaciones de fibras que dan la apariencia de vellosidades	
Azúcares totales en semillas (20 g)	3.80 %	4.58 %	4.04 %
Proteínas (semillas, vainas y hojas)	7.82 % en semillas 2.23 % en vainas 4.78 % en hojas	6.22 % en semillas 0.33 % en vainas 3.19 % en hojas	6.06 % en semillas 0.70 % en vainas
Lípidos	2.77 % en semillas 0.84 % en vainas	4.40 % en semillas 2.59 % en vainas	3.15 % en semillas 1.18 % en vainas
Germinación	70 a 99 %	70 a 99 %	70 a 99 %
Densidad de <i>T. recurvata</i>	125 por forofito 374 por cuadrante(10 x 10 m)	1215 por forofito 1619 por cuadrante(10 x 10m)	1001 por forofito 1334 por cuadrante (10 x 10m)
No de forofitos por cuadrante	9	4	4
Peso promedio de <i>T. recurvata</i> en temporada de estiaje	7.28 g	6.81 g	5.02 g
Peso de <i>T. recurvata</i> humedecida	11.14 g	12.1 g	8.8 g
<i>No de cápsulas por forofito</i>	57	901	445



9. DISCUSIÓN

De acuerdo con la literatura revisada, *T. recurvata* es una especie adaptada a condiciones de sequía importantes (Rzedowski. 1990; Cádiz *et al.* 1993; Montaña *et al.* 1997; Cogliatti-Carvalho, *et al.* 2001; Páez-Gerardo *et al.* 2003; García-Suárez. 2003) y su capacidad fotosintética está determinada por la vía MAC de fijación de CO₂ (Medina 1986; Griffiths 1998; Martin 1994, Skillman y Winter 1997 citados por Reyes 2001), por lo que puede decirse que la planta realiza un importante ajuste estructural y funcional en los sitios donde habita.

Reyes (2001); Benzing y Renfrow (1971) y Pérez-Estrada *et al.* (2000) mencionan que especies del género *Tillandsia*, presentan diferencias en el número, tamaño, y densidad de tricomas en el haz y envés de la hoja, dependiendo su hábitat, tal como se encontró en este estudio. Esto, puede ser considerado un parámetro indicativo del cambio ambiental. Esta variación en tamaño y cantidad de escamas coincide con una estrategia de protección a la incidencia solar. Autores como Benzing (1980) menciona que las escamas son estructuras reflejantes de la luminosidad, impidiendo con esta protección la pérdida excesiva de la humedad de los tejidos; además, a mayor cantidad de escamas la captura de agua y polvos suspendidos en el ambiente es mayor, por lo tanto la obtención de nutrimentos también se optimiza Birge, (1911) citado por Beutelspacher, (1999). Birge (*op. cit*) destacó igualmente la importancia de las escamas como órganos vitales para la nutrición foliar de esta planta, esto también está apoyado por los trabajos realizados por Benzing (1970,1976) sobre la absorción de nitrógeno y otras sustancias a través de las hojas.

A través del presente trabajo desarrollado en la región de Zapotitlán, pudo observarse que la producción de frutos y semillas, se incrementó de acuerdo al grado de deterioro ambiental, coincidiendo que las plantas con más escamas foliares producen más cápsulas, aunque la inflorescencia es más simple (una cápsula por espiga). Mientras que, el tamaño de cápsulas se vió reducido con el deterioro, por lo que se puede especular que los ambientes perturbados favorecen la producción de cápsulas y semillas, aunque se reduzcan en tamaño. No existen referencias relacionadas con la producción de semillas asociadas a cambios ambientales de este género, por lo que esta información constituye un aporte original al tema.

La cubierta seminal mostró incrementos en el grosor general y en el número de capas de “estructuras tubulares” que la conforman, de acuerdo al grado de deterioro ambiental (Figs. 16 y 17). En la superficie de esta cubierta seminal se observó una continuidad con la emergencia de los pelos o apéndices. No es posible por ahora, establecer si la función de esas “estructuras tubulares” pudiera ser una sola o un conjunto, tratándose de protección, flotación aérea relacionada con la dispersión ó de captación y almacenamiento de agua que entraría a ellas vía las separaciones o fisuras longitudinales que presentan (Figs. 16 y 17), lo que ayudaría al inicio de la germinación. Sin embargo, según Benzing (1980), los pelos no sólo están relacionados con la dispersión aérea, sino también con la captación de humedad y la fijación a la superficie del forofito. Morfológicamente en este estudio se observó que estos pelos presentan articulaciones con verticilos de tipo “U” de función desconocida, que posiblemente confieren flexibilidad y fijación a la superficie del forofito, en tanto que, los pelos muestran modificaciones con el grado de perturbación ambiental, como resultado de la falta de humedad, alta incidencia solar y cambios de temperatura, manifestadas por la presencia de múltiples vellosidades derivadas al parecer de desgaste (Fig. 23).

Martín (1946) citado por Esau (1985) menciona que la estructura de la semilla y posición del embrión en la misma y la relación con el endospermo son caracteres taxonómicos distintivos en los diferentes grupos de plantas, por lo que se emplea para identificación. En las monocotiledóneas el embrión se transforma en una estructura más o menos cilíndrica cargada hacia un solo lado por extensión directa de un solo cotiledón. El embrión de la tillandsia en estudio es pequeño de forma cónica alojado en el extremo agudo de la semilla con una unión a manera de puente con el material de reserva el cual ocupa más de las dos terceras partes del total de la semilla, mientras que otra especie del mismo género que cohabita en la comunidad vegetal conservada *T. circinnatoides*, presenta un embrión de mayor tamaño en relación al material de reserva (Páez-Gerardo, 2003). No hay información suficiente sobre la morfología interna de la semilla de *T. recurvata* por lo que se requiere de estudios más detallados del tema.

El análisis bromatológico realizado a la semilla manifestó que a mayor grado de deterioro ambiental mayor cantidad de azúcares totales y lípidos, cosa contraria para las proteínas.



Estos valores bromatológicos obtenidos son similares e incluso superiores a los de otras semillas que el hombre utiliza para su alimentación cotidiana como el amaranto (proteínas 17.1-19.4%; grasas 8.0-8.6%; carbohidratos 66-77%), maíz (proteínas 10.3%; grasas 4.6-5.7%; carbohidratos 2.3%), trigo (proteínas 9-12.2%; grasas 1.1-3.4%; carbohidratos 2.6%) y arroz (proteínas 8%; grasas 1.1%; carbohidratos 1%) (Setién, 1988.). Estas semillas son atacadas por insectos tanto en campo como cuando son almacenadas, de acuerdo con una experiencia en el laboratorio.

Se ha reportado que la viabilidad de las semillas de muchas bromeliáceas es corta, pero también se ha sostenido que de acuerdo con su composición, los valores altos de azúcares, lípidos y proteínas permiten que semillas de esta familia permanezcan viables durante un periodo mayor de tiempo. (Benzina, 1980; Dimmitt, 1990; Black *et al.* 2002; Zavaleta, 2003).

En cuanto a la germinación, se reconocen diferentes factores que influyen en ella. Downs (1958, 1964; citado por Bewley y Black, 1994) indica que diversas bromeliáceas germinan a una temperatura específica y Black y Pritchard (2002) señalan que *Tillandsia usneoides* germina rápidamente en cualquier oportunidad de temperatura y humedad. Por los resultados obtenidos en pruebas de germinación de este trabajo, *T. recurvata* parece tener el mismo comportamiento, también se observó que cápsulas provenientes de lugares sombreados (márgenes del río Zapotitlán) presentaron semillas con indicios de germinación antes de que la cápsula abriera completamente.

Las condiciones para la germinación *in vitro* fueron convenientes para el tipo de semilla bajo estudio, el medio de cultivo empleado (Knudson C) fue usado previamente en otros estudios de germinación de bromeliáceas y su composición química se reporta como compatible en términos osmóticos (Labus-Schneider, 1991; Huidobro 2003). En función de estos datos y de que es posible regular el grado de humedad del medio a través de la concentración del agar (Pollard y Walker, 1990), se observó que a menor concentración de sales y mayor concentración de agar, la germinación se vio favorecida.

Los azúcares, lípidos y proteínas que posee la semilla garantizan su germinación por lo que no requiere adicionar sales minerales y azúcares al medio de cultivo y sólo se requiere de humedad suficiente.

En relación con la fenología de las dos especies estudiadas, *Cercidium praecox* pierde hojas y carece de nuevos brotes justo cuando *Tillandsia recurvata* dispersa sus semillas y al mismo tiempo coincide previo a la temporada de lluvias, lo cual garantiza su germinación.

El reconocimiento de que *Cercidium praecox* es el soporte principal de *Tillandsia recurvata* en el área de estudio, así como la distribución de ésta sobre ese forofito han sido reportados en los estudios previos de Montaña *et al.* (1997), Luna *et al.* (1997) y Luna *et al.* (2002), lo cual coincide con lo obtenido en este trabajo, ya que en el área de estudio se observó que estas plantas se alojan sobre el forofito, principalmente en ramas rugosas de 2 a 8 cm de diámetro, siendo muy frecuente el implante en la parte inferior de las mismas. Parece ser que los pliegues que existen en la corteza rugosa y las ceras, son algunos de los atributos que facilitan la fijación de las semillas; sin embargo, Samaniego (2002) menciona que no existen diferencias en el establecimiento de semillas de *T. recurvata*, pues éstas se pueden alojar tanto en ramas lisas como rugosas de *Prosopis leavigata*, aunque posteriormente exista una gran mortandad de epifitas de la etapa juvenil a la adulta. Por otro lado, el viento, el agua, la gravedad y las ceras arrastran a la semilla a la posición lateral e inferior de las ramas, favoreciéndola así en cuanto a una mayor captación de agua y protección de la incidencia solar.

En los valores promedio de densidad de *Tillandsias* por forofito se observó que los forofitos que de las zonas deterioradas alojaron un mayor número de epifitas (1215), mientras que los que se encontraron en ambientes más conservados albergaron un menor número de las mismas (125). En estudios anteriores García-Suárez *et al.* (2003) reportan un promedio de densidad de *Tillandsias* (otras especies) similar a lo encontrado en este trabajo, a pesar de que realizaron su estudio en otras condiciones y con otros forofitos. En Argentina Caldis *et al.* (1993) mencionan que en localidades manipuladas por el hombre existe un número elevado de *T. recurvata* y en las zonas de reserva ecológica su presencia es menor. Estos datos corroboran que existe un incremento de tillandsias de acuerdo al mayor grado de perturbación ambiental o inestabilidad ecológica que



manifieste la zona de estudio, no importando el tipo de forofito que se utilice ya que la densidad refleja el grado de deterioro ecológico de la zona en estudio.

Al parecer, el elevado número de epifitas que crecen sobre los forofitos tiene una influencia negativa en éstos (Caldiz et al, 1993; Olarde y Aguilera, 1998). Al respecto de la zona de estudio, Montaña *et al.* (1997) mencionan que *T. recurvata* ejerce un parasitismo estructural sobre *Cercidium praecox* provocando un descenso en la producción de nuevos brotes. En este estudio se observó que la densidad de tillandsias y su peso (7.28 g promedio por epifita) afectan al forofito, puesto que al hidratarse lo duplican. Si se tratara de una sola planta esto sería insignificante, pero un forofito puede tener 1215 tillandsias ó más, lo cual significa un peso aproximado de 8845.2g, (sin hidratar) lo que afecta de manera evidente la arquitectura del árbol, su crecimiento y su reproducción. Esta información y otras de las observaciones detalladas en este trabajo, permitirían sustentar la hipótesis planteada en otro momento (Páez *et al.* 2002) En torno a que el deterioro ambiental influencia la capacidad reproductiva y crecimiento de las especies.

Como se mencionó anteriormente, uno de los factores que probablemente favorecen la implantación de *T. recurvata* sobre las ramas de *C. praecox* es su corteza rugosa, aunque también la gran cantidad de ceras que se desarrollan sobre la superficie pueden facilitar el establecimiento de semillas y plántulas. En este sentido, con el estudio anatómico de la corteza de *C. praecox* se evidenció la reacción que tiene este forofito ante el establecimiento de la epifita. En las zonas libres de la tillandsia la corteza de *C. praecox* se compone en la parte más superficial de una epidermis múltiple, como la describe Roth (1981). Sin embargo, a diferencia de los datos aportados por esa autora, en las cortezas analizadas en este trabajo no se observó un tejido fotosintético, por lo que un análisis más minucioso permitiría corroborar esa característica. Con respecto al grosor total de la corteza, la de los individuos estudiados es menos gruesa de lo que Roth (1981) reporta, aunque ésta puede variar de acuerdo a la edad del individuo, grosor del tallo, así como a las condiciones climáticas de la zona donde crecen las especies (Ghilleen y Prance, 1992).

En los lugares en donde se desarrolla *T. recurvata* se observaron modificaciones en la corteza; a pesar de que las raíces de *T. recurvata* no penetran los tejidos del forofito. La corteza desarrolla un súber que es interpretado como de lesión. Al respecto Roth (1981), menciona que cualquier planta puede formar una peridermis, como una respuesta a daños y una banda de células llenas de sustancias oscuras que suelen desarrollarse en esta zona. Fahn (1974) las define como resinas o taninos que se forman como una respuesta contra el ataque de parásitos o cualquier otro organismo dañino, por lo que el súber que se desarrolla en los sitios donde se implanta *T. recurvata* se puede interpretar como una protección. En las zonas donde se desarrolla el súber la capa de ceras que envuelve las células en forma de papilas y aún éstas, no son evidentes.

En cuanto a otros aspectos ecológicos de *T. recurvata* y el forofito, no se observaron daños causados por insectos en las hojas de *C. praecox*, siendo únicamente algunos himenópteros, los organismos encontrados alimentándose de las flores. Por otra parte, García *et al.* (2003) evaluaron la actividad insecticida de *Cercidium praecox* en condiciones experimentales, encontrándolo positivo para tenebrios. Sin embargo, en este estudio se observó que por general y particularmente en temporada de estiaje, *Tillandsia recurvata* aloja con gran frecuencia a todo tipo de organismos.

Dentro de las zonas elegidas para llevar a cabo este estudio, la presencia de *T. recurvata* fue notable, dependiendo su frecuencia y densidad sobre cada forofito, del grado de perturbación ambiental. Otras especies de tillandsias que cohabitan con *T. recurvata* en ambientes conservados (p.e. *T. circinnatoides*), se ven reducidas en número e incluso suprimidas de los sitios con mayor deterioro ecológico, siendo aquella la única tillandsia presente, que se localiza incluso en los cableados eléctricos donde no existe algo que la proteja, sin embargo, esta especie se ve limitada en ambientes con un alto grado de equilibrio ecológico.

Como se mencionó oportunamente, los requerimientos que debe cumplir un organismo para ser considerarlo un bioindicador son varios (composición química medible, presentación de diferencias relacionadas con la intensidad a la exposición a factores ambientales, evaluación, tamaño de muestra amplio, entre otros) y de acuerdo con los datos obtenidos en este trabajo,



como: presentar diferencias relacionadas con la intensidad de la exposición al sol, permitir una evaluación continua, presentar un tamaño de muestra amplio, mostrar una distribución geográfica amplia, presentar un manejo no destructivo al momento de las evaluaciones y generar datos ecológicamente significativos (densidad, producción de semilla), *Tillandsia recurvata* cumple con los criterios para ser considerada un indicador de perturbación ambiental.

El estudio, de la biología de *Tillandsia recurvata* es básico para comprender procesos de interacción con el forofito y otros organismos, plantear el uso de esta epífita como un indicador de perturbación en la zona elegida y otras, así como para mostrar y explicar los usos múltiples conocidos a lo largo de su distribución, dando paso con la reunión de todos estos conocimientos, a la libre aplicación del criterio de considerarla una “plaga” o un recurso útil.



10. CONCLUSIONES

El presente trabajo demostró que *T. recurvata* es una especie adaptable a condiciones de sequía diferencial, capaz de ajustar sus características morfológicas, funcionales y reproductivas a las condiciones de estrés causadas por diferentes grados de deterioro derivados de actividad humana.

La germinación examinada experimentalmente, se vio afectada por la composición del medio de cultivo y la humedad relativa, obteniéndose mayores índices de germinación cuando el medio contuvo pocos nutrientes o ninguno y el gelificante se presento en concentraciones altas. Bajo estas condiciones no hubo diferencias estadísticas entre las semillas provenientes de los ambientes estudiados, pero la germinación en el campo es un capítulo que requiere más estudio.

La información reunida en torno a *Tillandsia recurvata* y su interacción con *C. praecox* en la zona de estudio, revela que la bromeliácea cumple con los atributos de un bioindicador confiable, dado que es capaz de mantener diferencias relacionadas con la exposición a la luz solar, humedad relativa e interacción con un forofito específico, permitir una evaluación continua, un manejo de muestra amplio y presentar una cobertura geográfica amplia, entre otros datos analizados en el trabajo que constituyen repuestas predecibles a cambios ecológicos y climáticos.

11. BIBLIOGRAFÍA

Abundiz, B. L A M. 1999. Anatomía de la madera de árboles y arbustos del matorral xerofilo de Tehuacan, Puebla. Tesis de maestría, Facultad de Ciencias UNAM.

Abundiz B. L. A. M.; Barajas-Morales J. y Tenorio L. P. 2004. Anatomía de maderas de México: árboles y arbustos del matorral xerófilo de Tehuacan Puebla. UNAM. Instituto de Biología

Aguilar, R. S. 1998. Técnicas de laboratorio para el estudio de las embriofitas. En: Tejero D. J. D. y Granillo Y. M. P. (Eds.). PLANTAE: Introducción al estudio de las plantas con embrión Segunda edición. UNAM. Campus Iztacala.

Aguilera, H. N.1970. Suelos de las zonas áridas de Tehuacan, Puebla y sus relaciones con las Cactáceas, Suculentas Mexicanas 15:51

Aguirre, L. E. 1992. Vascular epyphytes of México a preliminary inventory. Selvyana 13:75-76.

Aleso, S. P.; P. Araujo; R. Tapia. 2002. Aprovechamiento de la goma de brea (*Cercidium praecox*) en bosques secundarios del Parque Chaqueno seco. Influencia del tamaño de las heridas sobre la producción. Quebracho 10: 60-70.

Amado-Filo G. M.; L. R. Andrade; M. Farina y O. Malm, 2002. Hg localization in *Tillandsia usneoides* L. (Bromeliaceae), an atmospheric biomonitor. Atmospheric Environment 36(5)881-887.

Anaya, C. 2002. El Clavel del aire. <http://www.tgm.com.ar/Revistas/revistas/34/clavel-aire.htm>

Andrade, L. M.; Virginio, A.M.; Quieroga, M.A.; Florêncio, K.C. Cunha, E.V.L. 2003. Estudio químico de *Tillandsia recurvata*, Lineo. 14:17

Arellano, D. A. 2002. Estudio Etnobotánico en la localidad de San Juan Raya, perteneciente a la zona semiárida de Zapotitlán Salina, Municipio Tehuacan Puebla (tesis de licenciatura, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, Puebla, México.

Argueta, V. A. 1994. Atlas de la medicina tradicional mexicana II. Instituto Nacional Indigenista.

Barajas, M. J., Pérez J. L. 1990. Manual de identificación de árboles de selva baja mediante cortezas. Cuadernos 6, Instituto de Biología UNAM.

Benzing, D. H. 1970. "Foliar permeability and the absorption of minerals and organic nitrogen by certain tank bromeliad", Bot. Gaz 131:23-31

Benzing, D. H. y A. Renfrow 1971. "The significance of photosynthetic efficiency to habitat preference and phylogeny among Tillandsioid Bromeliads" Bot Gaz 13:19-30

Benzing, D. H. 1976. Bromeliad Tricomes: structure, function, and ecological significance. Selbyana 1:330-348.

Benzing, D. H.; K. Henderson; B. Kessel, and K. J. Sola, 1976. The absorptive capacities of bromeliad Tricomes. American Journal Botanic 63:1009-1014

Benzing, D. H. 1980. The Biology of Bromeliads. Mad. River Press, Eureka California, 305 pp.

Benzing, D. H. 1982. A Hair is Just a Hairs-or is it?. J. Brom. Soc. XXXII (3):120

Benzing, D. H. 1990. Vascular Epiphytes General Biology and Related Biota, Cambridge University Press.

Benzing, D. H.; J. Arditti; L. P. Nyman; P. J. Temples y J. P. Bennett. 1992. Effects of ozone and sulfur dioxide on four epiphytic bromeliads. Environmental and Experimental Botany 32:25-32

Beutelspacher, R. C. B. 1999. Bromeliáceas como ecosistemas, con especial referencia a *Aechmea bracteata* (Swartz) Griseb. Instituto de Ecología. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas.

Bewley D. J. and M.Black 1994. Seeds Physiology of Development and Germination 2^a Ed.

Birge, I. W. (1911). The anatomy and some biological aspects of the “Ball Moss” *Tillandsia recurvata* L., Bull. Univ. Texas 194: 1-24, 10 Plates.

Bighigna, L., M. Ravanelli, A. Minelli, L. Ercoli. 1992. The use of an epiphyte (*Tillandsia caput-medusae* morren) as a bioindicator of air-pollution in Costa Rica. The Science of the Total Environment 98:175-180.

Black, M. and Pritchard H. W. 2002. Desiccation and Survival in Plants Drying Without Dying. USA.

Brunuet, J. 1967. Geologic studies in D.S. Byers (editor), The prehistory of the Tehuacán Valley. Vol. 1 Environmental and subsistence Univ. Texas Press, Austin Texas USA. Pp66-90

Cabrera, M. y A Seldes, 1995. Hidroperoxicloalcanos de *Tillandsia recurvata*. Journal of Natural Products 58:1920-1924.

Caldiz, D. O., Beltrano, J., Fernández, L.V. and Andia, I. 1993. Survey of *Tillandsia recurvata* L.: preference, abundance and its significance for natural forests. For. Ecol. Manage., 57:161-168.

Castro, L. A. A., Anzures D.A.; Hernandez. G.O. y Samaniego. H.A. 2001. Practica grupal dentro del curso de campo. Instituto de Ecología A. C.

Cogliatti –Carvalho, L., Nunes A., Duarte C. y Sluys M. 2001. Variación estructural y su composición de Bromelias en cinco zonas del parque Nacional de Restricción de Jurubatida, Macaé, RJ Revista brasil. Bot., Sao Paulo 24:1-9.

Curtís, D. J., 1986. Microtecnia Vegetal, Ed. Trillas. México 101pp.

Dávila, A. P., J. L Villaseñor., L. R Medina, A Ramírez., T. A. Salinas., J. Sánchez-ken. Y L. Tenorio. 1993. Flora del Valle de Zapotitlán-Cuicatlán, Listados Florísticos de México, X, Instituto de Biología. UNAM, México, 195pp.

Dimmitt, M. 1990. Growing Atmospheric *Tillandsia* From Seed. Journal of the Bromeliad Society 40:17-30

Díaz, G. R. 2004 Estudio morfológico, físico y químico de costras macrobióticas en suelos de las terrazas aluviales en Zapotitlán Salinas, Puebla. Tesis de licenciatura UNAM –Iztacala.

Dressler, R.L. 1981 The orchids Natural History and classification Harvard University Press.

Espejo, S.A. y A. R. López Ferrari.1994 Las monocotiledóneas mexicanas. Parte III. CNFM, UAM, CONABIO

Espinoza, S. I., R. A. Tapia, M. C. F. Herrera, M. C. S. García y E. A. Vega 2003. Análisis fitoquímico y actividad antibacteriana de *Tillandsia recurvata*. VIII Simposio del Departamento de Ciencias de la Salud UAM-Iztapalapa, México.

Esau, K. 1985 Anatomía Vegetal 3ª Ed. Barcelona.

Fahn, A. 1974. Anatomía Vegetal. Ed. H.Blume, Madrid 643p.

García, E. 1988. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köeppen (para adaptarlos a las condiciones de la Republica Mexicana). Instituto de Geografía, UNAM, México, 217pp.

García, F. J. G. 1985. Patrón de distribución espacial de las Bromelias a lo largo de un gradiente altitudinal. Tesis Facultad de Ciencias UNAM.

García, M. M. 2001 Mapeo y caracterización de las terrazas aluviales del Valle de Zapotitlán de las Salinas, Puebla. Tesis de licenciatura FES-Iztacala. UNAM .México.

García, S. M. del C., M. C. Herrera, I. M. S. Espinosa y E. A. Vega.2003. Análisis fotoquímico y actividad insecticida de *Cercidium praecox*. VIII Simposio del Departamento de Ciencias de la Salud, UAM-Iztapalapa México.

García-Suárez, M. D; V. Rico- Gray; H. Serrano. 2003 Distrubution and abundance of tillandsias sp. (Bromeliaceae) in the Zapotitlan Valley, Puebla, México. Plant Ecology 166: 207-215.

Gerrit D; M. Sorsa; A. O. Chater 1994. Flora Mesoamerican, Editores generales 6:117.

González M. S; I Peñalosa, 2000. Biomoléculas. Métodos de análisis. UNAM. Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala.

Harvey, C. A. 1996. Patterns of seed colonization and seedling establishment of boll moss (*Tillandsia recurvata*) on sand live oak trees (*Quercus geminata*)in central Florida. Biological Scienses. 2:77-81.

Heydecker, W.1972. Seed ecology, Butterworth's, London pp.348-366

Huidobro S. M. E. 2003. Micropropagación de *Tillandsia erubescens*. Tesis de Maestría. UNAM-Iztacala.

Huidobro S. M. E. 1988. El Genero *Tillandsia* (Bromeliaceae) en el Estado de México. Tesis de licenciatura. UNAM-Iztacala.

Hietz, P. y Hietz-Seifert U. 1994. Epifitas de Veracruz Guía ilustrada para las regiones de Xalapa Veracruz

Jiménez, H., M. J. Luna, B. Berdugo-Ogeda 2002. Propiedades hídricas de sustratos para producción de plántulas mediante el uso de materiales regionales .Memorias III Reunión Nacional sobre Agricultura Sostenible. México.

Johansen, J. 1940. Plant micro technique Mc. Graw-Hill Book Company Nueva York 523p.

Johnson J. 1997. “Boll Moss (*Tillandsia recurvata*) epiphyte” Plant Pathology an microbiology department Texas A. & M. University 5(1).

Krees, W. J., H.E. Luther., C. S Roesel. 1990. Genetic variation in three species of Florida *Tillandsia*, Journal of the Bromeliad Society. 40:109-111.

Küster, E. 1925. Pathologische Pflanzenanatomie 3^a ed G. Fischer, Jena.

Labrada, A. G. I. 2005 Propagación *in vitro* de *Cercidium praecox* (Ruiz & Pavón) Harms Caesalpinaceae de Zapotitlán Salinas, Puebla. (Tesis en desarrollo) UNAM-Iztacala.

Labus-Schneider, F. O. 1991. Regeneration of *Tillandsia through* embryo culture. Acta Horticulturae 289:121-122.

Lakon, G. 1949 The topographical tetrazolium method for determining the germinating capacity of seeds. Plant Physiol. ----:389-394

Lobo, C. B. y A. Flores M. 1992 Entre la depredación y el mutualismo: el caso de la interacción entre la leguminosa *Cercidium praecox* y el brúquido *Mimosetes amicus*. XV Congreso Mexicano de Botánica

Loechen, V. S.; Martin C.E.; Smith M. y Ed S.L. 1993. Leaf anatomy and CO₂ Recycling during crassulacean acid metabolism in twelve epiphytic species of tillandsia (*Bromeliaceae*). Journal Plant S. 154: 100-106.

Losano, M. A.; N. Dottori; M. S. Cosa 2000. Secreciones intravasculares de sustancias gomosas en *Cercidium praecox* (Fabaceae) Anales del Instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México Serie Botánica 71: 1-9.

Luna –Cozar, J. y Robert W Jones 2002. Evaluation of ball moss, *Tillandsia recurvata* L. as a refuge site for insects during the dry season in dry, tropical forest. The ESA Annual Meeting: An Entomological Odyssey of ESA

Malm, O.; M. F. Fiestas; P. M. Hissnauer; W.B. Rodriguez y F. P. Neves. 1998. Use of epiphyte plants as biomonitors to map atmospheric mercury in gold trade center city, Amazon, Brazil.

Mercier H y L. Endres. 1999 Alteration of Hormonal Levees in Rootless Epiphytic Bromeliad in Different Phenological Phases. Journal Plant Groun Regul. 18:121-125

Mc Greoch, M.A. 1998. The selection, testing and application of terrestrial insects as bioindicators. Biol. Rev. 73:181-201.

Montaña, C., R. Dirzo, A. Flores 1997. Structural Parasitism of an epiphytic bromeliad upon *Cercidium praecox* in an Intertropical Semiarid Ecosystem. Biotropica 29:517-521

Nimis, P.L. 1990 Air quality indicators and indices: the use of plants as bioindicators for monitoring air pollution. In Colombo, A. G. & Premazzi, (Eds.) EUR 13060, pp93-126

Olarde, P. V. y Aguilera G. L. I.1998. Microorganismos y Biodiversidad. Terra.16:289-292.

Osborne, D. R. 1986. Análisis de los nutrientes de los alimentos Ed. Acribia S.A. España pp 136-138.

Osorio, B. O., A. Valiente-Banuet., P. Dávila y R. Medina. 1996. Tipos de vegetación y diversidad β en el Valle de Zapotitlán Salinas, Puebla, México. Boletín de la Sociedad Botánica de México 59:35-58.

Padaki P. M.; E. J. Mc. Williams ; W. D. James, 1992. Use of Spanish Moss as an atmospheric monitor for trace elements. J. Radional Nuclear Chem. 161: 147-157.

Páez-Gerardo, L. E., M. E. Huidobro S .y E. Aguirre-León, 2002. *Tillandsia recurvata* L (BROMELIACEAE) como posible indicador de perturbación en Zapotitlán Salinas Puebla. Memorias Simposio UBIPRO, UNAM-Iztacala.

Páez-Gerardo, L. E., M. E. Huidobro S .y E. Aguirre-León, 2003. Factores que refuerzan el reconocimiento de *Tillandsia recurvata* L (BROMELIACEAE) como posible indicador de perturbación ambiental. Memorias Simposio UBIPRO, UNAM-Iztacala.

Páez-Gerardo, L. E., 2003 Micro propagación practica de las plantas de la familia Bromeliaceae a partir de semilla (Reporte de servicio social) UNAM-Iztacala.

Paredes F. M. 2001 Contribución al listado florístico de la flora útil de Zapotitlán de las Salinas Puebla. Tesis de licenciatura UNAM –Iztacala.

Pérez, C.M., O.A Castillo., M. O Ríos. Y A. R Rosenzweia.1997. La Vegetación del Valle de Zapotitlán y su aprovechamiento por las comunidades locales., pp449-456. Simposium Internacional Zapotitlán y sus Entornos: Balance y Perspectiva, Instituto Nacional de Antropología e Historia, México.

Peterson, C. A. y M. A. Blais. 1991. A rapid Method for Macerating Phloem, Biotechnic & Histochemistry

Phillips, R. H. 1980. Growing Bromeliad From Seed in Fiji. *Journal of the Bromeliad Society* 30:68-73.

Pignata M. L., G. L. Gudiño, E. D. Wannaz, R. R. Plá, C. M. González., H. A. Carreras, y L. Orellana. 2002. Atmospheric quality and distribution of heavy metals in Argentina employing *Tillandsia recurvata* as a biomonitor. *Environmental Pollution* 120: 59-68.

Pittendrigh CS. 1948. The bromeliad- Anopheles- malaria complex in Trinidad I. The bromeliad flora. *Evolution*. 2:58-59.

Pollard, J. W. y J.M. Walker. 1990. *Methods in Molecular Biology*, Vol. 6. Plant Cell and Tissue Culture. Humana Press Nueva Jersey.

Prichard, H. W. 1985. Determination of orchid seed viability using fluorescein diacetate.

Puente, M-E y Y. Bashan. 1994. The epiphyte *Tillandsia recurvata* harbours the nitrogen-fixing bacterium *Pseudomonas stutzeri*. *Can. J. Bot.* 72:406-408

Rapport, D. J. y G. W. Whitford. 1999. How Ecosystems Respond to Stress, Common properties of arid and aquatic systems. *Bio Science*. 6 (3)

Reyes, G. C. 2001. Ecofisiología de epífitas de selva baja caducifolia del género *Tillandsia* (Bromeliaceae): Estacionalidad y Fotosíntesis. Tesis. Facultad de Ciencias, UNAM.

Rivas, R. Aarón 2003. Levantamiento edáfico semidetallado de la porción norte del Valle de Zapotitlán, Puebla. Tesis UNAM–Iztacala.

Rommel, C. y Baigts, B. 1999. Bromeliáceas como ecosistemas, Plaza y Valdez S.A. de C. V., México.

Roth, I. 1981. Structural patterns of tropical barks. Encyclopedia of plant anatomy. Gebrüder Borntraeger. Berlin 609p.

Riog, Juan T. 1991. Plantas medicinales, aromáticas o venenosas de Cuba. La Habana, Cuba Ed. Científico Técnica, 537-548p

Rzedowski, J. Y. 1962 Contribuciones a la fitogeografía florística e histórica de México. Boletín Sociedad Botánica de México 27: 52-65.

Rzedowski, J. Y. 1978. Vegetación de México. Limusa. México. 432p.

Rzedowski, J. Y., Rzedowski, C., 1990. Flora Fanerogámica del Valle de México, Instituto de Ecología., A. C. México.

Samaniego, H. A. 2002. *Tillandsia recurvata*: Relación con la textura de las ramas de *Prosopis laevigata*. Biotropica 24:402-407

Schrimpff Ernst. 1984 AIR Pollution patterns in two cities of Colombia, S.A. According to trace substances content of an epiphyte (*Tillandsia recurvata* L.) Water, Air and Soil Pollution 21:279-315.

Schwartz, M.O. 1986. On the Vascular Anatomy of *Tillandsia usneoides* (Bromeliaceae). Journal of the Bromeliad Society. 36(4)

SEMARNAT¹. 2002. Especies con usos no maderables en bosques tropicales y subtropicales en los estados de Durango, Chihuahua, Jalisco, Michoacán, Guerrero y Oaxaca. http://semarnat.gov.mx/pfnm2/fichas/Tillandsia_recurvata.html.

SEMARNAT². 2002. Especies de uso no maderable en bosques de encino, pino, y pino-encino: en los estados de Durango, Chihuahua, Jalisco, Michoacán, Guerrero y Oaxaca. <http://semarnat.gov.mx/pfnm/Tillandsiarecurvata.html>.

Setién G. E. 1998 Tehuacan, Horizonte del tiempo. Ed. Club Rotario Tehuacán Manantiales

Sim-Sim, M., Carvalho, P. & Sérgio, C., 2000. Criptogamic epiphytes as indicators of air quality around industrial complex in the Tagus vallery, Portugal. Factor analysis and environmental variables. *Criptogamie Bryologie*, 21: 53-170.

Smith, C. E. 1965. Flora of Tehuacán Valley. *Fieldiana Botany* 31:101-143.

Smith, L. B. 1973. Geographical evidence on the lines of evolution in the Bromeliaceae. *Bot.Jahr.Syst.*66:446-468.

Smith, L. B. y R. J. Downs. 1977. Flora Neotropica. Tillandsioideae (Bromeliaceae). Monograph 14, Part 2 Nueva York.

Smith, J. A. C., H. Griffiths y V. Lüttge 1986. Comparative ecophysiology of CAM bromeliads I. The ecology of the Bromeliaceae in Trinidad. *Plant Cell and Environment* 9:359-376.

Soltis, D. E., A.J. Gilmartin, L Rieseberg y S. Gardner, 1987. Genetic variation in the epiphytes *Tillandsia ionantha* and *Tillandsia recurvata* (Bromeliaceae.) *American Journal Botany*, 74:531-537.

Spencer, M. 1981. Bromeliads, Edible & Therapeutic. *Journal Bromeliad Society* 31:147-151.

Strehl, T. y U. Arndt. 1989. Alteraciones presentes en *Tillandsia aeranthos* y *Tillandsia recurvata* (Bromeliaceae) expuestas a HF y SO₂.

Stanford G. 1990. Regional Reflection On Boll moss. *Journal of the Bromeliad Society*. 40:82-84.



Tejero D. J. D., S. R. Aguilar., M. P. V. Granillo., G. N. B. Pozos., R. M. Rico., L. A. M. B. Abundiz 1998. PLANTAE, Introducción al estudio de las plantas con embrión, UNAM Campus Iztacala, Carrera de Biología

Tomlinson, D. B. 1969. Anatomy of the Monocotyledons III. Commelinales-Zingiberales, Oxford, Clarendon Press. Londres.

Trockembrodt, M. 1990. Survey and discussion of the terminology used in bark anatomy IAWA 11(2): 141-166.

Valiente-Banuet, A., A. Casas., A. Alcántara, P. Dávila., N. Flores-Hernández., M. C. Arizmendi., J. L. Villaseñor. 2000. La vegetación del Valle de Zapotitlan-Cuicatlán Boletín. De la Sociedad Botánica de México. 67:25-74

Van Waes, J. M. y P.C. Debergh 1986. Adaptation of the tetrazolium method for testing the seed viability, and scanning electron microscopy study of some Western European Orchids. *Physiol. Plant* 66:435-442.

Witting, R., 1993. General aspects of biomonitoring heavy metals by plants In: Markert, B. (Ed), *Plants as Biomonitors. Indicators for Heavy Metals in the Terrestrial Environment*, VCH, Weinheim, pp. 3-27

Zavaleta, P M., 2003. Relación entre los ácidos grasos insaturados y la viabilidad en semillas de *Hechtia podanta* y *Beaucarnea gracillis* durante el envejecimiento acelerado. Tesis de licenciatura. FES-Iztacala, UNAM.

Zotz Gerhad y Piter Hietz 2001. The physiological ecological of vascular epiphytes: current knowledge, open questions. *Journal of Experimental Botany* 52:2067-2078.

12. APÉNDICES

Apéndice 1- Descripción detallada de los usos conocidos de *Tillandsia recurvata*

Autor, Año	Usos	Modo de empleo	Localidad
Spencer 1981	Alimenticio	Las hojas tiernas de la planta son usadas para la elaboración de ensaladas.	
Huidodro 1988	Cicatrizante	Infusión de la planta completa	México
Roig 1991	Tratamiento de la tos	La planta completa junto con jengibre y miel de abeja se hierve	La Habana Cuba.
Argueta 1994	Tratamiento para la tos y asma	Infusión de la planta completa	
Paredes 2001	Material forrajero y medicinal (tratar la “cruda”)	La planta completa se emplea en la alimentación del ganado caprino. En el empleo medicinal se utiliza toda la planta para tratar la “Cruda” por medio de infusión combinada con la cáscara del guaje, epazote y unos chilaquiles bien picosos”	En las zonas de matorral espinoso y mezquital. De Zapotitlán Salinas Puebla, México.
Jiménez <i>et al</i> 2002	Materia prima en la elaboración de sustratos, en zonas áridas	Una proporción de 55% de la <i>Tillandsia</i> completa deshidratada y molida complementada con materia orgánica 20% y arena 25%, presenta valores similares a las composta comercial (Sunshine Num. 3 mÍx)	
SEMARNAT (2002) ¹	Tratamiento en bronquitis, dolor de muela, sífilis, la calentura, la comezón del cuerpo, regular la orina y antiabortiva	El ungüento echo con manteca y la planta quemada y molida se unta en la zona por tratar	Chihuahua, Durango, Jalisco, Michoacán, Guerrero y Oaxaca
SEMARNAT (2002) ²	Tratamiento de tos quemaduras, dolor de espalda, anti diurético, elaboración de arreglos florales y adornos navideños	Infusión de la planta y en adornos la planta completa	Durango, Chihuahua, Jalisco, Michoacán y Oaxaca
Obs. per. 2003	Materia prima para arreglos florales, adornos navideños y como forraje de ganado caprino en temporada de sequías	La planta completa viva (con gran cantidad de frutos “cápsulas”)	Florerías de la Ciudad de México (Tláhuac, Xochimilco y Central de abastos) y como forraje en Zapotitlán Salinas Puebla.
Herrera 2003. (com. per.)	Tratamiento en problemas de acné	La planta completa se muele junto con semillas de alpiste	Zapotitlán Salinas Puebla. México
Espinoza <i>et .al</i> 2003	Combatir bronquitis, tos, asma, sífilis, calentura, comezón del cuerpo, dolor de muelas, de espalda, además de usarse como anti abortiva, diurética y en el tratamiento de quemaduras y granos (afecciones de la piel)	En afecciones respiratorias y anti abortiva se utiliza en decocción; para el dolor de espalda en infusión; quemaduras de la piel, sífilis, calentura, comezón del cuerpo, dolor de muelas, diurética y en tratamiento de granos Tópicamente	México

Apéndice 2. Algunas de las sinonimias recibidas por *Tillandsia recurvata*

Sinonimia	Descriptor	País	Año
<i>Renealmia foliis subulatis</i>	Royen; Lugd-Bat		1695
<i>Renealmia recurvata</i>	Linnaeus		1753
<i>Tillandsia parasitica</i>	Browne; Jam		1756
<i>Tillandsia uniflora</i>	Humbold; Bompland & Kunth		1857
<i>Diaphoran thema recurvata</i>	Linnaeus		1857
<i>Tillandia monostachys</i>	Gillies ex Baker		1858
<i>Tillandsia recurvata forma genuina</i>	Andre		1889
<i>Tillandsia recurvata forma elongata</i>	Andre	Colombia	1889
<i>Tillandsia recurvata forma mayor</i>	Andre	Puerto Rico	1889
<i>Tillandsia recurvata forma minor</i>	Andre	Argentina	1889
<i>Tillandsia recurvata forma contorta</i>	Andre	México	1889
<i>Tillandsia recurvata forma caespitosa</i>	Andre	Paraguay	1889
<i>Tillandsia recurvata Forma brevifolia</i>	Andre	Bolivia	1889
<i>Tillandsia recurvata forma argentea</i>	Andre	Colombia	1889
<i>Tillandsia recurvata var. ciliata</i>	E.Morren	México	1894
<i>Phytarhiza ciliata</i>	E.Morren; Mez in Martius	Brasil	1894
<i>Tillandsia recurvata var contorta</i>	Andre	Brasil	1894
<i>Tillandsia recurvata var minuta</i>	Mez in Martius	Paraguay	1894
<i>Tillandsia recurvata var majuscula</i>	Mez in Martius	Brasil	1894
<i>Tillandsia pauciflora</i>	Sessé & Mociño	México	1894
<i>Tillandsia cordabensis</i>		Buenos Aires	1909

Apéndice 3. Usos de *Cercidium praecox*

Autor, Año	Usos	Modo de empleo	Localidad	Observaciones
Paredes 2001	Para el dolor de oídos	Se toma en infusión 5 flores de esta combinada con flores de sábila, una flor de cuijilote y un cojoyo de izote	Zapotitlán de las Salinas Puebla	En sus resinas presenta gran contenido de nitrogenados en taninos, también tiene glicinas, ácido galactónico y xilosa (Anderson, 1990; De Pinto 1993,1994 citados en el INI 1994)
Obs. per.	Forraje para ganado caprino	(ramas tiernas)	Zapotitlán Salinas Puebla.	En ocasiones las ramas llevan <i>Tillandsia recurvata</i> , la cual también se comen los chivos
Montaño y Monroy, 2002.	Construcción de cercas vivas	Sembrado consecutivo de los arbustos		

Apéndice. 4. Formulación de FAA. (Formol-Alcohol-Ácido acético) y GAA. para preparar 100ml (Tejero D. et al. 1998).

FAA

Formol.....5ml,

Alcohol etílico al 70%.....90ml

Ácido acético glacial.....5ml.

GAA

Mezcla 1:1 de glicerina y etanol al 96%.

Evitar el enrollamiento y deshidratación repentina del corte

Apéndice 5. LUGOL

1 g de KI (Yoduro de potasio) y 1g de I (Yodo) en 100 cm³ de agua destilada.

Apéndice 6. SUDAN III

6 ml. de solución saturada de isopropanol al 99% se diluyen en 4 ml. de agua se deja reposar 30 minutos y se filtra.

Apéndice 7. GELATINA TRANSPARENTE

Gelatina transparente polvo 3.5g

Agua destilada 21 ml.

Glicerina 25ml

Ácido fenico 1.0 g

Se disuelve la gelatina en el agua destilada tibia, se deja reposar 2 hr. , se agrega la glicerina y se funde a baño maría removiéndose con un agitador, se agrega el ácido fenico y se filtra en un lienzo muy fino antes de que empiece a solidificarse.

Apéndice 8. RUYTER (Tejero D. *et al.* 1998).

Tiene la función de adherir los cortes obtenidos por la técnica histológica al portaobjetos y así poder continuar con deshidrataciones y/o coloraciones.

Solución A:

Acetona.....10ml

Benzoato de metilo.....10gotas

Solución B:

Agua destilada.....80ml

Albumina glicerina*.....20 gotas

*glicerina-clara de huevo 1:1

Agregar la solución B a la solución A y agitar.

Esta mezcla puede ser conservada en refrigeración por un periodo corto (20 días).

Apéndice 9. Prueba de cloruro de trifetil tetrazolio (TTC). Adaptada de Moorel, (1972); Lakon, (1949) y Van Waes, (1986).

Prueba de viabilidad, método en particular topográfico que tiñe el embrión dentro de la semilla y funciona igualmente bien en semillas latentes ó sin latencia.

Forma de preparación:

Cloruro de trifetil tetrazolio en solución acuosa de 0.1 a 1.0 % y pH final de 6.5 a 7.5

Procedimientos:

- a) Inhibición. Para activar encimas y para facilitar la remoción de la testa no mayor a 24h.
- b) Tratamiento. Las semillas son colocadas en la solución y se incuban en oscuridad de 26 a 30 °C durante 24 horas (algunas semillas eventualmente pueden requerir un poco más de tiempo)
- c) Interpretación de la tinción: Embriones completamente coloreados indican semillas viables, las semillas con zonas no coloreadas ó pálidas indican pérdida de viabilidad, lo mismo en aquellas que solo se colorean parcialmente.

Apéndice 10. Microscopia electrónica de barrido (MEB).

Para poder observar las muestras en este microscopio, fueron deshidratadas las semillas en un tren de alcoholes al 70, 80, 96 y 100 % de concentración durante 20 minutos cada uno, sucesivamente fueron deshidratadas a punto crítico con bióxido de carbono en el deshidratador Sandri-780 durante 5 minutos, bañadas en oro 1 minuto en el baño modelo Desk II Denton Vacum y finalmente observadas en el microscopio Joel JSM-35C a diferentes aumentos (13, 20, 100, 200, 220, 270, 300, 330, 390, 600, 900, 3300).

Apéndice 11. Prueba bioquímica de antrona (azúcares totales) modificada de Osborne 1986.

Se maceraron 20mg de semilla en 1ml de ácido perclórico al 52% (27 ml de ácido por 10ml de agua) y 2ml de agua, se filtro y fue tomada una muestra de 100µl a la cual se le añadió 3ml de solución de antrona (90 mg en 900ml de ácido sulfúrico al 76%, este fue preparado con 33ml de agua más 76ml de ácido), alternamente se preparó la solución de glucosa empleando 10 µg de glucosa más 10ml de agua, esta solución fue empleada para la realización de la curva patrón. Las muestras de la curva y los problemas fueron incubados a 100° C durante 15 minutos, se dejaron enfriar y se tomo la lectura en el espectrofotómetro modelo Perkin Elmer a una longitud de onda de 630 nanometros.

Apéndice 12. Técnica de Micro Kjeldahl (Cuantificación de proteínas)

Se realizó la cuantificación de proteínas para semillas y hojas de *T. recurvata*, mediante la utilizando 50mg de muestra, la cual fue colocada en un matraz Kjeldahl, agregando 1g de muestra catalizadora (99g de K_2SO_4 anhídrido + 0.18g de $Cu SO_4 \cdot 5H_2O$ + 1g de Hg O), 2ml de H_2SO_4 concentrado y 5 perlas de vidrio, se puso a digerir hasta lograr una clarificación azul cristalino, alcanzado este tono se dejó enfriar y se disolvió en 80ml de H_2O , se agregaron 3 granallas de zinc y 8ml de solución de NaOH y $Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$ (50g de Na OH + 5g de $Na_2 S_2O_3$ aforando a 100ml). En el extremo del condensador se coloco un matraz Erlenmeyer de 125ml con 6ml de solución de ácido bórico al 4% y 3 gotas de indicador (Mezcla de una parte de solución etílica de rojo de metilo al 0.2% con 5 partes de la solución etílica de verde de bromocresol al 0.2%) y se destilo hasta obtener 50ml, posteriormente el destilado fue titulado con la solución

valorada de HCL al 0.02N (0.83ML de HCL en 500ml de H₂O). Para la realización de los cálculos de los valores obtenidos se realizó de la siguiente manera:

(Normalidad HCL)(Valor de la muestra)(Peso de los mini equivalentes del Nitrógeno) = X

(X)(100) / Número de gramos utilizados en la muestra = Valor en porcentaje

(Valor en porcentaje) (Factor de corrección 5.7) = Porcentaje real de proteínas

Apéndice 13.- Técnica de Soxleth (Cuantificación de % de lípidos)

Se peso 0.5g de muestra, la cual fue colocada en un cartucho de papel filtro, se empleo cloroformo como disolvente, transcurridas 5h de reflujo a 30 °C se dejó secar la muestra y se peso. Los cálculos de porcentaje obtenido se realizo de la siguiente manera:

Peso perdido en la muestra (Peso de la muestra utilizado) / 100 = % de lípidos contenidos en la muestra

Apéndice 14.- Diafanización

Consistio en obtener cortes de la corteza en la forma antes ya descrita, estos fueron sumergidos en hipoclorito de sodio en su concentración comercial durante 5 minutos a 30° C, seguido de 5 lavados con agua corriente, safranina 1.30 minutos, tren de alcoholes (70, 80, 90, 96 y 100%) 20 minutos cada uno y finalmente xilol 10 minutos y montaje con resina.

Apéndice 15. Disociados de corteza (Peterson 1991)

Los disociados de corteza se realizan con la finalidad de poder observar los elementos de tubo criboso y otras estructuras celulares que componen la corteza, dicha técnica consiste en cortar segmentos de 5 mm de corteza de *Cercidium praecox*, las cuales fueron puestas en tubos de ensayo adicono una solución de H₂O₂ al 30%, agua destilada, ácido acético glacial, en proporción de 1:4:5 respectivamente, posteriormente la muestra fue puesta en autoclave a 121 °C durante 15 minutos, se prosigió a una maceración y montaje con gelatina transparente, se realizaron mediciones de 25 elementos de tubo criboso.

Apéndice 16. Cortes histológicos y tinciones de muestras de *Cercidium praecox*

Para el estudio anatómico de la corteza del forofito Se colectaron ramas de *Cercidium praecox* (5-10cm) de las zona donde se encuentra creciendo *T. recurvata* y otras en las que no hay desarrollo de la misma, se realizaron cortes histológicos tanto en las áreas libres de la tillandsia como en aquellas en las que se implantó la epifita, las muestras fueron previamente fijadas en FAA (Apéndice 5), las cuales fueron seccionadas formando pequeños bloques que facilitarían su manipulación en el xilotomo de deslizamiento, se realizaron cortes transversales y radiales a 25 micras, durante el corte se mantuvo húmeda la superficie de corte del bloque y la cuchilla, con GAA,(Apéndice 5) para evitar el enrollamiento y deshidratación repentina del corte, obtenidos estos fueron sobrepuestos en portaobjetos e hidratados durante 24 hr, posteriormente fueron teñidos con safranina-verde rápido, la cual residió en colocar los tejidos en safranina 50 minutos, enjuague en agua corriente, tren de alcoholes (60, 70, 80, 90, 96 y 100%) 20 minutos cada uno, verde rápido 3 segundos, enjuague en alcohol al 100% 5 segundos, xileno 20 minutos y finalmente el montaje con bálsamo de Canadá. Debido a que algunas de las estructuras se perdían con esta tinción, se realizaron dos tinciones mas: cristal violeta y azul de anilina, en ambas solo se puso el colorante sobre el portaobjetos ya conteniendo al tejido y dejando pasar 1 minuto se adicionaba gelatina transparente para su montaje, otros tejidos simplemente fueron montados con gelatina transparente, con la finalidad de poder observar todas las estructuras que la componen.

Apéndice 17. Lavado previo a la germinación:

Lavado con jabón Tween 80, 15 minutos.

Enjuague con agua destilada.

Alcohol al 70 % 1 minuto.

Enjuague agua destilada estéril.

Hipoclorito de sodio al 20 % de su forma comercial 20 minutos.

Enjuague agua destilada estéril.

Apéndice. 18. Componentes de medio Knudson C (K4128 SIGMA)

Nombre de la sal	mg/l
Nitrato de amonio	500.0
Sulfato de amonio	500.0
Nitrato de calcio 4H ₂ O	347.2
Sulfato ferroso 7H ₂ O	25.0
Sulfato de magnesio Anhídrido	122.12
Sulfato de manganeso H ₂ O	5.68
Cloruro de potasio	250.0
Fosfato monobásico de potasio	250.0

Apéndice 19. Tratamientos basados en el medio de cultivo Knudson C (K4128 SIGMA).

(A) Sales totales 6 gr. De agar /l 20gr.de sacarosa /l	(B) Sales totales 6 gr. De agar /l	(C) Sales totales 8 gr. De agar /l 20 gr. De sacarosa /l	(D) Sales totales 8 gr. De agar /l
(E) ½ de sales 6 gr. De agar /l 20 gr. De sacarosa /l	(F) ½ de sales 6 gr. De agar /l	(G) ½ de sales 8 gr. De agar /l 20 gr. De sacarosa /l	(H) ½ de sales 8 gr. De agar /l
(I) Control 6 gr. De agar /l		(J) Control 8 gr. De agar /l	

APENDICE 20. Total de semillas germinadas por tratamiento de cada sitio de estudio.

	Total de semillas germinadas			
	Jardín	Río	Terrazas	Sum. Trat.
KC,6Ag,Sac	97	98	107	302
KC,6Ag	103	112	111	326
KC,8Ag,Sac	111	130	109	350
KC,8Ag	99	100	104	303
1/2KC,6Ag,Sac	115	116	85	316
1/2KC,6Ag	111	108	107	326
1/2KC,8Ag,Sac	95	132	108	335
1/2KC,8Ag	100	91	114	305
H2O,8Ag	135	135	135	405
H2O,6Ag	131	135	135	401
Suma x zona	1097	1157	1115	

Apéndice 21. Análisis estadísticos**Análisis estadísticos de varianza de un factor****Comparación entre cuadrantes**

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Jardín	3	1124	374.666667	157265.333
Terrazas	3	4858	1619.333333	1156117.33
Río	3	4003	1334.333333	1013596.33

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	2551380.22	2	1275690.11	1.64465186	0.26946618	5.14324938
Dentro de los grupos	4653958	6	775659.667			
Total	7205338.22	8				

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
Cuadrante	3	6	2	1
Árbol	9	21	2.333333333	2
Altura (m)	9	45.56	5.062222222	2.42979444
Dosel (m2)	9	344.14	38.2377778	176.034119

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	7662.82069	3	2554.27356	45.9366349	1.5676E-10	2.97515612
Dentro de los grupos	1445.71131	26	55.6042812			
Total	9108.532	29				



Tamaño de “escamas” (largo y ancho)

Análisis de varianza de un factor		LARGO				
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	50	30119.52	602.3904	9372.2427		
Terrazas	50	28248.84	564.9768	11487.5762		
Río	50	25945.86	518.9172	5162.98421		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	174817.3223	2	87408.66113	10.076777	7.9218E-05	3.057621711
Dentro de los grupos	1275117.352	147	8674.267704			
Total	1449934.675	149				

Análisis de varianza de un factor		ANCHO				
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	50	16325.22	326.5044	4108.24254		
Terrazas	50	16435.26	328.7052	3917.81007		
Río	50	14973.3	299.466	2406.25238		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	26514.15686	2	13257.07843	3.81231524	0.02431317	3.057621711
Dentro de los grupos	511182.9443	147	3477.434995			
Total	537697.1011	149				

Número de escamas en 50 μm^2 .

Análisis de varianza de un factor						
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	20	115	5.75	0.19736842		
Terrazas	20	181	9.05	0.15526316		
Río	20	178	8.9	0.09473684		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	138.9	2	69.45	465.723529	4.8558E-36	3.15884563
Dentro de los grupos	8.5	57	0.149122807			
Total	147.4	59				

Tamaño de cápsulas.

Análisis de varianza de un factor				Largo de cápsulas		
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	50	105.45	2.109	0.13894796		
Terrazas	50	119.2	2.384	0.09402449		
Río	50	112.4	2.248	0.08336327		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	1.8907	2	0.94535	8.96531714	0.00021192	3.05762171
Dentro de los grupos	15.50045	147	0.10544524			
Total	17.39115	149				



Ancho de cápsulas

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	50	8.63	0.1726	0.00074616		
Terrazas	50	11.55	0.231	0.00223776		
Río	50	9.73	0.1946	0.00067024		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	0.086992	2	0.043496	35.7094061	2.2909E-13	3.05762171
Dentro de los grupos	0.179054	147	0.00121805			
Total	0.266046	149				

Número de semillas por cápsula.

Análisis de varianza de un factor

RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	50	2613	52.26	402.277959		
Terrazas	50	2999	59.98	186.224082		
Río	50	2953	59.06	541.282041		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	1778.08	2	889.04	2.36073427	0.09791897	3.05762171
Dentro de los grupos	55359.42	147	376.594694			
Total	57137.5	149				

Talla de semilla sin apéndices.

Análisis de varianza de un factor			Semilla largo			
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	50	168	3.36	0.0522449		
Terrazas	50	177.4	3.548	0.05846531		
Río	50	186.1	3.722	0.05726122		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	3.27773333	2	1.63886667	29.2704542	1.9943E-11	3.05762171
Dentro de los grupos	8.2306	147	0.05599048			
Total	11.5083333	149				

Análisis de varianza de un factor			Semillas Ancho			
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	50	21.8	0.436	0.00235102		
Terrazas	50	21.2	0.424	0.00186122		
Río	50	21.2	0.424	0.00186122		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	0.0048	2	0.0024	1.18548387	0.30850257	3.05762171
Dentro de los grupos	0.2976	147	0.00202449			
Total	0.3024	149				



Análisis de varianza de un factor		AZUCARES TOTALES EN SEMILLAS				
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	2	7.61	3.805	0.96605		
Terrazas	2	9.16	4.58	0.1682		
Río	2	8.09	4.045	2.57645		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	0.629633333	2	0.314816667	0.25452071	0.79049502	9.552081792
Dentro de los grupos	3.7107	3	1.2369			
Total	4.340333333	5				

Análisis de varianza de un factor		PROTEINAS EN SEMILLAS				
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	2	15.64	7.82	0.0512		
Terrazas	2	12.44	6.22	0.0512		
Río	2	12.12	6.06	0		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	3.7888	2	1.8944	55.5	0.00426898	9.552081792
Dentro de los grupos	0.1024	3	0.034133333			
Total	3.8912	5				

Análisis de varianza de un factor		PROTEINAS EN VAINAS				
RESUMEN						
Grupos	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	2	4.46	2.23	0		
Terrazas	2	0.66	0.33	0		
Río	2	1.58	0.79	0.0512		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	3.930133333	2	1.965066667	115.140625	0.00145835	9.552081792
Dentro de los grupos	0.0512	3	0.017066667			
Total	3.981333333	5				

Análisis de varianza de un factor		LIPIDOS EN SEMILLAS				
RESUMEN						
Grupos	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	2	5.55	2.775	0.03645		
Terrazas	2	8.98	4.49	0.0882		
Río	2	7.1	3.55	0.005		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	2.9503	2	1.47515	34.1338218	0.00863661	9.552081792
Dentro de los grupos	0.12965	3	0.043216667			
Total	3.07995	5				



Análisis de varianza de un factor		LIPIDOS EN VAINAS				
RESUMEN						
Grupos	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	2	1.68	0.84	0		
Terrazas	2	5.16	2.58	0.0008		
Río	2	2.36	1.18	0.0288		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	3.402133333	2	1.701066667	172.405405	0.00080106	9.552081792
Dentro de los grupos	0.0296	3	0.009866667			
Total	3.431733333	5				

Análisis de varianza de un factor		Porcentaje de germinación				
RESUMEN						
<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	10	812.5925926	81.25925926	107.062948		
Terrazas	10	857.037037	85.7037037	149.861302		
Río	10	825.9259259	82.59259259	117.573541		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	104.0329218	2	52.01646091	0.41668973	0.6633926	3.354131195
Dentro de los grupos	3370.48011	27	124.8325967			
Total	3474.513032	29				

Análisis de varianza de un factor		Peso en temporada seca				
RESUMEN						
Grupos	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>		
Jardín	20	145.6	7.28	12.6227368		
Terrazas	20	136.2	6.81	7.50831579		
Río	20	100.5	5.025	8.63039474		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	56.61433333	2	28.30716667	2.95261566	0.060236623	3.15884563
Dentro de los grupos	546.4675	57	9.587149123			
Total	603.0818333	59				