

1-

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO.

FACULTAD DE CIENCIAS.

DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA.

ESTUDIO MORFOLOGICO Y FASES DEL CICLO BIOLOGICO

DE

BRYUM PROCERUM. SCHIMP.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE BIOLOGO

PRESENTA

SERGIO ALFONSO LOPEZ BLANDO.

MEXICO D.F.

1967.

58.2  
L



Universidad Nacional  
Autónoma de México



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

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

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

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

A MIS PADRES.

Con todo mi cariño.

A

MIS HIJOS.

Con paternal cariño, deseando  
puedan superar mi modesta obra.

A

MIS MAESTROS

Por sus valiosas enseñanzas  
que me han impartido.

Un especial agradecimiento al Dr. Téofilo Herrera Suarez, por sus acertados consejos y su empeñosa ayuda, sin la cual probablemente no se hubiera llegado a la culminación de este trabajo.

Deseo también agradecer a todos los investigadores del Departamento de Criptogamia, del Instituto de Biología de la U. N. A. M., por sus consejos y la ayuda tan desinteresada que me prestaron.

- I.- INTRODUCCION.
- II.- MATERIALES Y METODOS.
- III.- DESCRIPCION GENERAL Y ESTUDIO MORFOLOGICO
  - a).- Descripción General.
  - b).- Rizoides.
  - c).- Tallo.
  - d).- Hojas.
  - e).- Cápsula.
  - f).- Esporas.
- IV.- ENSAYOS DE CULTIVOS.
- V.- DISCUSION.  
(lo que se logró y lo que han hecho otros investigadores).
- VI.- RESUMEN.
- VII.- BIBLIOGRAFIA.

## I.- INTRODUCCION.

Los trabajos acerca de los musgos de México son escasos en relación con estudios semejantes efectuados en otras partes del mundo.

Esta carencia de conocimientos indujo a la realización de este breve estudio de la especie Bryum procerum Schimp. .

El estudio sobre esta especie de las zonas boscosas del Valle de México, se llevó al cabo desde los puntos de vista morfológicos y anatómicos; asimismo, se hicieron experiencias sobre el Ciclo Biológico, basándose para realizarlas en los trabajos de Meyer (1932), Wyk (1932), Lernsten (1960) y Sharp (1965), principalmente.

Se espera de que los resultados de este trabajo tengan alguna repercusión en otros que sobre el mismo grupo de vegetales se emprendan en el futuro.

## II.- MATERIALES Y METODOS.

El material utilizado en el desarrollo del presente estudio, fue colectado en el Parque Nacional "Desierto de los Leones" a 2900 - 3200 m. de altitud. Este lugar se encuentra situado en las inmediaciones del Distrito Federal y tiene como principal vía de acceso la Carretera Nacional México - Toluca.

Fue escogido este lugar para realizar la selección del material, debido a que en anteriores colectas efectuadas por Herrera (1963), este vegetal fue advertido ampliamente y se le consideró como uno de los más constantes en ciertos habitats de la región en estudio.

Este vegetal se encuentra en las zonas húmedas y de escasa iluminación.

Los suelos en donde se encuentra son ricos en humus, formado principalmente por restos de Coníferas. En algunas ocasiones este musgo se ha encontrado asociado con hongos del género Clitocybe. No se localizó en rocas, muros, ni troncos de árboles.

En este vegetal observamos un mayor desarrollo hacia el Sudoeste, pero no consideramos tener la comprobación suficiente para afirmar que ésta sea la orientación más favorable para él.

(3).

Por otra parte, consideramos que serían necesarias más observaciones en diversos lugares, para descartar la posibilidad de referirnos a un hecho accidental o condicionado a otros factores, ya que también puede desarrollarse en lugares planos sin una orientación definida.

Una vez hecha la colecta, el material fue secado para su posterior uso y, cuando se consideró conveniente fue lavado previamente con agua destilada o de la llave.

Las colectas se realizaron con una periodicidad de dos semanas, iniciándose en enero de 1966 y terminándose en diciembre del mismo año.

Para observaciones se tomó el material más recientemente colectado, así como el de mejor estado de desarrollo.

Las observaciones morfológicas se efectuaron en su mayor parte con la ayuda de un microscopio estereoscópico, ya que las referentes al estudio de la morfología de pequeñas estructuras, como los rizoides, fueron hechas mediante un microscopio compuesto.

Las observaciones anatómicas se hicieron sobre los talos gametofito y esporofito.

En el talo gametofito se estudiaron: rizoides cauloide y filoide.

Los rizoides se observaron en vivo y sin hacer uso de colorantes ni fijadores.

El caulóide o tallo, para su observación anatómica, fue sometido a 1 micrótopo de congelación, del cual se obtuvieron cortes transversales de 25 micras de grosor, en donde se observaron claramente sus estructuras.

Sobre los filoides u hojas se realizaron también cortes transversales de un grosor de 30 micras; no se lograron cortes completos más delgados con el micrótopo de congelación debido probablemente a la delgadez extrema de la hoja, la cual está constituida por una sola capa de células; esto podría ser la causa de que cortes más delgados se destruyeran fácilmente.

El corte transversal de hoja se colocó sobre un portaobjetos en donde se sostuvo y aseguró, manteniéndose la rectitud y debida orientación, ya que por su poco grosor tiende a doblarse, perdiendo el plano de observación deseado.

En el talo esporofito se estudiaron la seta y la cápsula, en las que se hizo el estudio morfológico sobre cortes transversales de ambas estructuras.

#### MEDIOS DE CULTIVO.

Se usaron para observar la germinación de las esporas y el desarrollo vegetativo de: yemas, rizoides, tallos, trozos de hojas, setas, cápsulas y ciclo biológico.

Estos estudios se realizaron empleando 5 medios diferentes.

1.- Solución Modificada Chodat - Grintezco.

Esta solución es recomendada por Johansen para el cultivo de algas, pudiendo ser usada para el desarrollo de musgos, dados los tipos de sales que presenta y que son las siguientes:

Nitrato de Calcio	0.5 g.
Fosfato Dibásico de Potasio	0.1 g.
Sulfato de Magnesio	0.1 g.
Cloruro de Potasio	0.05 g.
Sulfato Férrico	Trazas.
Agua Destilada	500 c.c.

2.- Solución Modificada de Knop.

Este tipo de solución ha sido usada por varios investigadores, para el cultivo de musgos y algas (Bold 1936), y está constituida por:

Nitrato de Calcio	2.85 g.
Fosfato Monobásico de Potasio	0.7 g.
Nitrato de Potasio	0.7 g.
Cloruro Férrico (1% acuoso)	1 gota
Agua Destilada	500 c.c.

3.- Solución Modificada de Benecke.

Esta solución ha sido la más empleada para el cultivo de musgos, encontrándose reportada en numerosos trabajos científicos (Meyer 1949, 1950; Lernsten 1961).

Nitrato de Amonio	0.01 g.
Cloruro de Clacio	0.005 g.
Fosfato Dibásico de Potasio	0.005 g.
Sulfato de Magnesio	0.005 g.
Cloruro Férrico ( 1% solución).	Media gota.
Agua Destilada	500 c.c.

#### 4) Solución de Marchal.

Esta solución es recomendada para el cultivo de briofitas por Dop y Gautié (1928), habiéndose usado en el cultivo de setas y trozos de hojas.

Acetato de Amonio	0.5 g.
Sulfato de Potasio	0.25 g.
Sulfato de Magnesio	0.25 g.
Sulfato de Calcio	0.25 g.
Fosfato de Amonio	0.25 g.
Sulfato Férrico	0.005 g.
Agua Destilada	500 c.c.

#### 5.- Solución para Protonemas de Musgo.

Esta solución es recomendada por Wyk (1932), para el cultivo de esporas y obtención de protonemas.

Nitrato de Amonio	0.5 g.
Sulfato de Potasio	0.25 g.
Sulfato de Magnesio	0.25 g.

Sulfato de Calcio	0.25 g.
Fosfato de Amonio	0.25 g.
Sulfato Férrico	0.005 g.
Solución de Hidróxido de Potasio	
al 10 %	2 gotas.
Agua destilada	500 c.c.

Estos medios antes mencionados, fueron usados en formas líquidas y sólidas.

Los medios sólidos se elaboraron añadiendo Agar-agar (DIFCO) a un pH de 5.5 y en una proporción del 1.5%.

La disolución de agar, se realizó en el mismo medio.

Los medios se colocaron para su esterilización en el autoclave a 15 libras de presión durante 20 minutos. Una vez esterilizado fue repartido en cajas de Petri previamente estériles, sobre las cuales se hizo la siembra de esporas.

La siembra se efectuó a partir de cápsulas esterilizadas externamente con Clorox, a las que se les privó del opérculo, para permitir la salida de esporas, las cuales fueron depositadas sobre los medios de cultivo.

La siembra de esporas se hizo en medios líquidos y sólidos de las cinco soluciones antes mencionadas.

El sembrado de setas, hojas y rizoides se hizo con material esterilizado y contaminado en un medio sólido conteniendo solución Marchal.

Los cultivos se mantuvieron a una temperatura de 18° C y a una iluminación natural orientada hacia el Sudoeste.

### III.- DESCRIPCION GENERAL DE Bryum procerum.

Planta robusta de follaje fuerte y poco denso, las hojas de color verde tierno, verde oscuro y moreno si son viejas, sistema erecto, rígido, simple y también ramificado dicotómicamente, con rizoma, hojas con costa a todo lo largo, no muy densas, de forma oval y lanceolada, imbricadas, el margen bordeado y aserrado en la región media y apical, hojas erectas cuando están húmedas, dobladas y enrolladas cuando secas.

Dioica, "inflorescencia" masculina en forma de cáliz, presentándose las hojas reunidas en forma arrosetada en el ápice del tallo, caliptra sedosa y fugaz, seta erecta; cápsula simétrica, piriforme, solitaria, pudiendo estar acompañada por otra en algunos casos; primero erecta, finalmente inclinada en forma casi paralela a la seta, opérculo cónico con una saliente o pico, nunca liso o rostrado, con ánulo; urna cúbica, con seis caras, con estomas en la mitad inferior, con hipófisis regularmente distribuidas; peristoma con doble hilera de dientes, estos en número de 16 en cada hilera, largos y lanceolados, intercalados con 16 segmentos también largos y lanceolados, pero más delgados que los dientes, cada segmento con uno a tres flagelos, siendo los flagelos rudimentarios.

a).- Estudio Anatómico.

1).- Rizoma y rizoides.- Esta especie presenta gran

cantidad de rizoides que se localizan desde la región basal del vegetal hasta su región media; estos rizoides se encuentran colocados sobre el tallo, no presentando ordenamiento alguno en colocación, tamaño y número. Son más abundantes en el rizoma o sea el tallo subterráneo, el cual puede alcanzar a veces varios centímetros.

Los rizoides son pluricelulares, estando formados por células alargadas y cuadrangulares, con tabiques transversales inclinados.

En el interior de las células existen numerosas granu- laciones que impiden la observación del núcleo y que dan a los rizoides una coloración sepia o rojiza.

Los rizoides se ramifican en forma simpódica, excepto en el ápice en que lo hacen en forma dicotómica.

La pared celular en estos rizoides es gruesa, discon- tinua y granulosa, estando formada por placas rectangulares que le dan a la pared, por su discontinuidad en su arreglo, un aspecto granuloso.

Las células rizoidales soportan por largo tiempo la desecación, ya que rizoides de vegetales secos al ser colocados en agua se hidratan, se tornan turgentes y adquieren las características de rizoides frescos.

2).- Tallo.- El tallo se presenta erecto, siendo rígido y comúnmente simple, aunque en algunas ocasiones puede estar ramificado.

Su forma es cilíndrica y su tamaño puede ser de 5 a 12 centímetros de largo, presentando un diámetro de 3 a 5 mm.

Su coloración es morena, ya se encuentre seco o húmedo.

Sobre su mitad basal se encuentran los rizoides ampliamente distribuidos.

Sobre toda su superficie se observan las hojas sentadas e imbricadas.

El tallo externamente está recubierto por una doble hilera de células esféricas y colenquimatosas; por debajo de este colénquima se encuentra un prosénquima formado por células poliédricas; este prosénquima está rodeando al cordón central, el cual probablemente corresponda a un primitivo sistema conductor. El cordón central está formado por células rectangulares y sumamente delgadas, carentes de lignina y de alguna estructura cribosa.

3).- Hojas.- En esta especie son de forma lanceolada y ovaladas, encontrándose colocadas en forma imbricada y en espiral sobre el tallo.

La base es sentada y recurrente, los bordes aserrados en la mitad apical y enteros en la basal.

El aspecto aserrado es producido por la presencia de células alargadas que, en su cara externa, presentan una prolongación en forma aguda; por debajo de esta hilera de células, se localiza otra formada por células aplanadas y alargadas.

Las células formadoras del borde miden 200 a 250  $\mu$  de largo por 8 a 30  $\mu$  de ancho.

En el borde entero también se observa una doble hilera de células, siendo estas células alargadas y aplanadas, con dimensiones semejantes a las anteriores.

El ápice de las hojas es agudo y puede estar formado por una sola célula apical o por dos o tres células de diferentes formas pero agrupadas con una orientación tal que le dan al ápice el aspecto agudo.

A lo largo de la hoja, en su línea media, se observa una costa bien definida aunque incompleta, ya que no llega al ápice.

Esta costa está constituida por células rectangulares que presentan un núcleo esférico y cercano a la pared celular, la cual en este tipo de células presenta un grosor de 1 a 1.2  $\mu$ .

La parte laminar de la hoja está dada por una sola capa de células clorenquimatosas.

Este clorénquima está formado por células romboidales de gruesa pared celular y gran número de cloroplastos.

En la pared celular se observaron puntuaciones o perforaciones de 1.5 a 2.4  $\mu$  de diámetro; además, se observó que esta pared carece de celulosa (reacción negativa con cloroyoduro de zinc), estando constituida principalmente por sustancias pécticas, según se comprobó utilizando como reactivo el rojo de rutenio.

El citoplasma es hialino y poco denso, encontrándose en él gran cantidad de cloroplastos de forma esférica, los cuales por su gran número impiden la observación del núcleo y demás estructuras.

Estas células parenquimatosas presentan una longitud de 60  $\mu$  por 30  $\mu$  de ancho.

Los cloroplastos miden de 0.8  $\mu$  a 1.6  $\mu$  de diámetro.

Las células de la costa son largas y aplanadas, carentes de plastos y de alta hialinidad; están colocadas en forma continua y no se observa en ellas ninguna manifestación cribosa, ni ningún proceso de lignificación.

En algunas hojas se localizó en el haz una prolongación acicular de tejido clorofílico, la cual es reconocida como yema por Meyer (1949).

4).- Cápsula.- Esta estructura esporofítica está sostenida del talo gametofítico por un pedicelo o seta.

La colocación de la cápsula es terminal en la mayoría de las veces, aunque puede ser subterminal y axilar a las hojas.

La seta es cinco a seis veces más larga que la cápsula y se mantiene siempre en posición erecta, presentando generalmente un color rojizo brillante con tonalidades sepia cuando seca.

Esta seta está constituida casi en su totalidad por colénquima de células de variadas formas que rodean al llamado cordón central, el cual se encuentra a todo lo largo y en el centro en forma semejante al del tallo.

En el extremo apical de la seta se encuentra la cápsula, la cual se conserva erecta cuando inmadura y paralela a la seta en su madurez.

La cápsula se encuentra cubierta por una membrana cuculada y sedosa, de color sepia claro, la caliptra.

Al madurar la cápsula, esta caliptra se seca, se desgarrar y acaba por desprenderse de la cápsula, a la cual deja desnuda.

En esta cápsula desnuda se observa una tapa u opérculo cónico y con una saliente en el centro.

Además en esta cápsula, debajo del opérculo, se observa con claridad el ánulo.

La cápsula sin el opérculo recibe el nombre de urna.

La urna es piriforme, exagonal, simétrica, con estomas en la mitad inferior y con hipófisis regularmente distribuidas.

En el interior de la urna se observa un peristoma formado por dos hileras de 16 dientes, cada una. Estos dientes son largos y lanceolados, y están intercalados con 16 segmentos lanceolados, en ambas hileras, cada uno de los cuales presenta 1 a 3 flagelos.

Por debajo del peristoma se localiza el saco esporífero, el cual ocupa todo el interior de la urna.

En el centro del saco esporífero, se observa un eje sobre el cual se agrupan y acomodan las esporas para su maduración y expulsión.

El saco esporífero está recubierto lateralmente por varias hileras de células de gruesa pared y con gran número de cloroplastos.

5).- **Esporas.**- Las esporas en esta especie son de un color amarillento, se encuentran colocadas en tétradas, presentando una forma esférica, así como una gruesa pared celular de aspecto reticulado.

Esta gruesa pared de la espora impide la observación de la estructura interna, en la que sólo se observan grandes gotas, probablemente de grasa.

## IV.- ENSAYOS DE CULTIVO.

Estos ensayos se realizaron con trozos de hojas, de tallo, cápsulas y esporas.

En soluciones Marchal y Wyk, en medios sólidos y líquidos, se efectuaron las siembras de trozos de tallo, hoja, yemas foliares y esporas, así como de cápsulas esterilizadas en la parte exterior con solución acuosa de hipoclorito de sodio al 4 %.

En las soluciones de Chodat, Knop y Benecke, en medios sólidos y líquidos, se sembraron esporas y cápsulas que contenían esporas en su interior.



## V.- DISCUSION.

Los primeros trabajos sobre la reproducción de los musgos corresponden a Goebet (1887) que nos habla sobre la formación de nuevos talos gametofitos a partir de yemas, considerando que la estructura de la yema es fundamental para la formación de un nuevo talo.

Correns (1899) presenta un trabajo más explicativo acerca de la gemación y formación de talos gametofitos; sin embargo, no mencionó variaciones de la germinación de la yema.

Campbell (1930) reporta la evolución de una yema pero no sus variaciones en la germinación.

Van der Wyk (1932) hace un estudio que concuerda con el trabajo de Goebet.

Grant (1936) suma todas las etapas importantes de la morfología del musgo, durante su formación a partir de yemas.

Meyer (1942), estudia la regeneración de Physcomitrium turbinatum a partir de yemas foliares.

Narayanasivami (1956) investiga los efectos morfogenéticos de algunas hormonas y otras sustancias químicas en la yema de Tetraphis pellucida.

Muraoka y Noguchi (1961) hicieron observaciones en la germinación de la yema de Tetraphis pellucida y Tetraphis geniculata.

Schneider y Sharp (1962), observaron el desarrollo de Tetraphis pellucida.

Chroback y Sharp (1965) realizan el estudio preliminar y comparativo de la reproducción asexual en Dicranium flagellare y Dicranium montanum.

En el presente trabajo teniendo como base los estudios antes mencionados, se hicieron siembras de yemas foliares, hojas, trozos de hojas y trozos de tallo en medios sólidos y líquidos de soluciones Marchal y de Wyk.

Esta siembra se realizó con el fin de obtener resultados semejantes a los obtenidos en los trabajos pasados ya descritos. Sin embargo, los resultados obtenidos fueron negativos.

En forma imprevista, ejemplares conservados en agua destilada, produjeron nuevos talos gametofitos a partir de yemas del tallo.

Esta aparición de nuevos talos, a partir de ejemplares de igual fecha de colecta ( febrero - marzo 1966), que los empleados en la experiencia anterior, hace suponer la presencia de alguna sustancia producida por el tallo que activa estas formaciones y la posible acción inhibidora de ciertos constituyentes

de los medios de cultivo empleados. Consideramos que sería interesante hacer un estudio fisiológico sobre este fenómeno.

En Bryum procerum se observó que al iniciarse la época de lluvias, se produce una gran cantidad de nuevos talos por gemación, apareciendo las primeras cápsulas hacia el final de la época de lluvias.

Probablemente el factor humedad active enérgicamente la formación de yemas.

Con respecto al sembrado de esporas, se tomaron en cuenta las soluciones empleadas por Blaydes (1938), Hoogland y Arnon (1950) y Lernsten (1960), quienes utilizaron las soluciones Chodat, Benecke y Knop.

En este ensayo inicial, los resultados obtenidos representan sólo un estudio preliminar sobre el aspecto de desarrollo del gametofito de Bryum procerum, estando basados en trabajos similares hechos sobre musgos de los géneros Mnium ( Lernsten 1961 ) y Splachnum ( Von Maltzahn 1962).

De seis medios usados, sólo la solución Knop en medio líquido dió resultados.

De una cápsula ahí sembrada, se produjo, al cabo de 28 días, la germinación de una espora situada en el interior de aquella.

Esta germinación produjo un protonema con abundantes cloroplastos.

Este protonema se ramificó ocho días más tarde observándose en él fenómenos de engrosamiento para formar, posteriormente (10 días después), un delgado tallo de 8 mm., de largo con numerosos rizoides y brotes de hojas.

El gametofito ya formado a los 32 días de iniciada la experiencia (85 mm.), se observaba ramificado en nuevos talos gametofitos.

No se pudo seguir la observación de los gametofitos hasta fases más desarrolladas, en las que se forman los órganos reproductores, ni tampoco la formación de nuevos esporofitos.

El hecho de que la germinación de esporas se haya efectuado únicamente en esporas que se encontraban en el interior de la cápsula, hace suponer que en algunos casos los primeros estados de desarrollo tengan efecto sobre el esporofito, para abandonarlo más tarde y dar origen a nuevos gametofitos.

VI.- RESUMEN.

Se llevó al cabo el estudio morfológico y anatómico de Bryum procerum. Schimp.

Se hizo también la siembra de yemas foliares, trozos de tallo y hoja, cápsulas y esporas en medios salinos.

Se obtuvo en solución Knop la formación de un talo gametofito a partir de la germinación que en sus primeros pasos se produjo en el interior de la cápsula.

## VII.- BIBLIOGRAFIA.

BARTRAM, B. E. 1947.

A contribution to the moss flora of Southeastern México. The Bryologist. Vol. 50 No. 1. pp 55-63.

BOWEN, R. H. 1926.

Chondriosomes and Golgi Apparatus in plant cells. Science 64 (1651) : 188 - 190.

CASE, M. and MEYER S. 1950.

Physiological Studies on Mosses, and analysis of the spore germination pattern in Physcomitrium turbinatum. The Bryologist. Vol. 53. No. 4. pp 249 - 252.

CRUM, H. 1950.

Publication date of the Prodrromus Bryologiae Mexicanae. The Bryologist Vol. 53. No. 1 pp 60 - 61.

CHALAUD, G. 1932.

Manual of Bryology. Germination des spores et phase protonémique. pp 89 - 108. Published by Martinus Nijhoff.

DARLINGTON, H. T. 1964.

The Mosses of Michigan. Pp 1 - 20, 193 - 196. Published with the aid of The Edwin S. George Publication Fund.

DOP, P. e GAUTIE, A. 1928.

Manuel de Technique Botanique. Paris. J. Lamarre Editeur. Pp 429.

EMIG, W. H. 1924.

Twin eggs in Bryum caespiticium. The Bryologist.  
Vol. XXVII No. 6 Pp 94 - 95.

FULFORD , M. 1939.

Recent Literature on Mosses. The Bryologist Vol. 42  
Pp 130 - 132.

GARJEANNE , A.J.M. 1932.

Manual of Bryology Physiology. Pp 207 - 232.  
Published by Martinus Nijhoff.

GROUT, A.J. 1903.

Mosses. Pp 7 - 44, 58 - 65, 218 - 226. Published  
by the author. New York.

GROUT, A.J. 1933.

Moss Flora of North America, North of México. Vol II  
Pp 4,14,34,54,57,97,149 - 150,184 - 188,206 - 211,  
213 - 220,237,241 - 242,244 - 253. Published by the  
author. New York.

GROUT, A.J. 1937.

Moss Flora of North America, North of México. Vol. I  
Pp 126 - 128. Published by the author. New York.

GUILLIERMOND, A. 1937.

Sur la coloration vitale des vacuoles par le rouge  
neutre dans les cellules de protonéma de Polytrichum  
commune. Vol 809 - 813. Cytologia Fujii Jub.

\* HENRY, L.K. 1929.

The Effect of the Environment Upon Mosses. The  
Bryologist. Vol XXXII No. 4 Pp 84 - 87.

JENNINGS , O.E. 1935.

A new method of mounting moss dissections in Canada  
Balsam. The Bryologist. Vol. XXXVIII No.2 Pp 29.

JOHANSEN , D. A. 1940.

Plant Microtechnique. Pp 229 - 230. Mc Graw - Hill  
Book Company Inc. New York and London.

LOWRY , R. 1949.

Clustered sporophytes in mosses. American Journal Bot.  
36 (7) 529 - 532.

MEYER , S. L. 1942.

Physiological studies on mosses III The influence of  
the moisture factor on the formation of leafy moss  
plants. The Tennessee Academy of Science. Vol XVII No 3

MEYER , S.L. and Clifford H. 1943.

Influence of the hydrogen-ion concentration of the  
substrate on development of leafy moss plants. Plant  
Physiology. Vol. 18 No. 3 Pp 530 - 533.

MORRILL, J. 1950.

Mosses in liquid air. The Bryologist. Vol. 53 No. 2  
Pp 163 - 164.

MOTTE , J. 1932.

Manual of Bryology. Cytologie Pp 129-151. Published  
by Martinus Nijhoff.

NICOLAS , G. 1932.

Manual of Bryology Association des Bryophytes avec d'autres organismes. Pp 109 - 128. Published by Martinus Nijhoff.

PATTERSON , P.M. 1953.

The aberrant behavior of the Peristome Teeth of Certain Mosses. The Bryologist Vol LVI No. 3 Pp 157 - 159.

PORTER , C. L. 1935.

A method of growing moss protonema for demonstration. The Bryologist. Vol XXXVIII No. 3 Pp 150 - 151.

REDFEARN , J. P. L. and MEYER , S. L. 1949.

Physiological studies on mosses. Observations on the regenerations of setae of Physcomitrium turbinatum. The Bryologist Vol. 49 No. 4 Pp 197 - 200.

REESE , W. D. 1955.

Regeneration of some moss paraphyses. The Bryologist Vol 58 No. 3 Pp 239 - 241.

REESE , W.D. 1955.

On observing Bryophytic antherozoids. The Bryologist. Vol 58 No. 4 Pp 335 - 336.

SAINSBURY , G. O. K. 1932.

Hybridism in mosses. The Bryologist. Vol 35 No. 4 Pp 58 - 61.

SHARP , A. J. 1944.

Some problems in American Bryology. De Lilloa X Pp 265 - 283.

SHARP , A. J. 1945.

Bryological Notes from México. The Bryologist 48.

SHARP , A. J. and IWATSUKI Z. 1965.

A preliminary statement concerning mosses common to Japan and México. Ann. Missouri Bot. Garden. Pp 452 456.

VAARAMA , A. 1953.

Some chromosomes numbers of Californian and Finnish moss species. The BRYOLOGIST. Vol 56. No. 3 Pp 147.

WEIER , T. 1933.

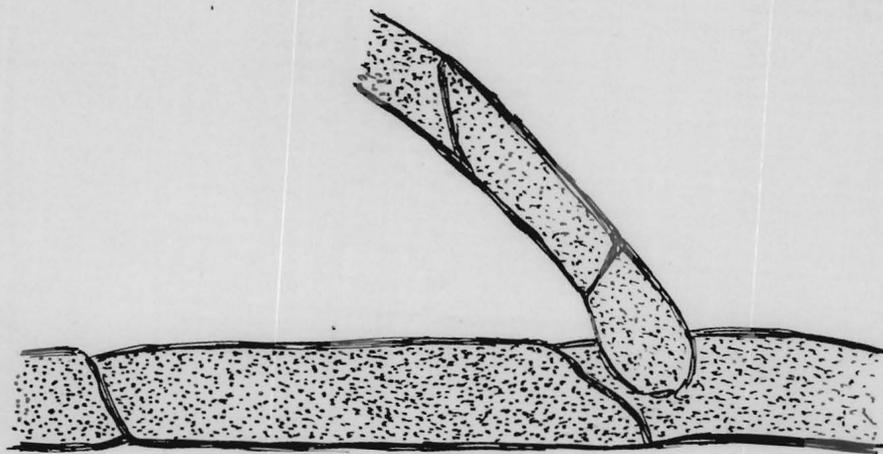
Neutral red staining in the protonema of Polytrichum commune. Amer. Jour. Bot. 20 (6) Pp 439.

WYK , R. van der. 1932.

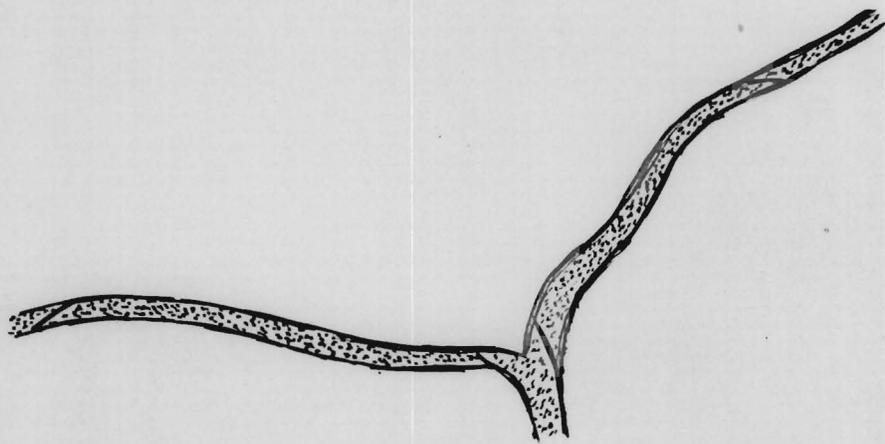
Über den Bau and die Entwicklung der Peristomzähne bei Polytrichum. Rec. Trav. Neer. 26 (2/4) Pp 289 - 395.



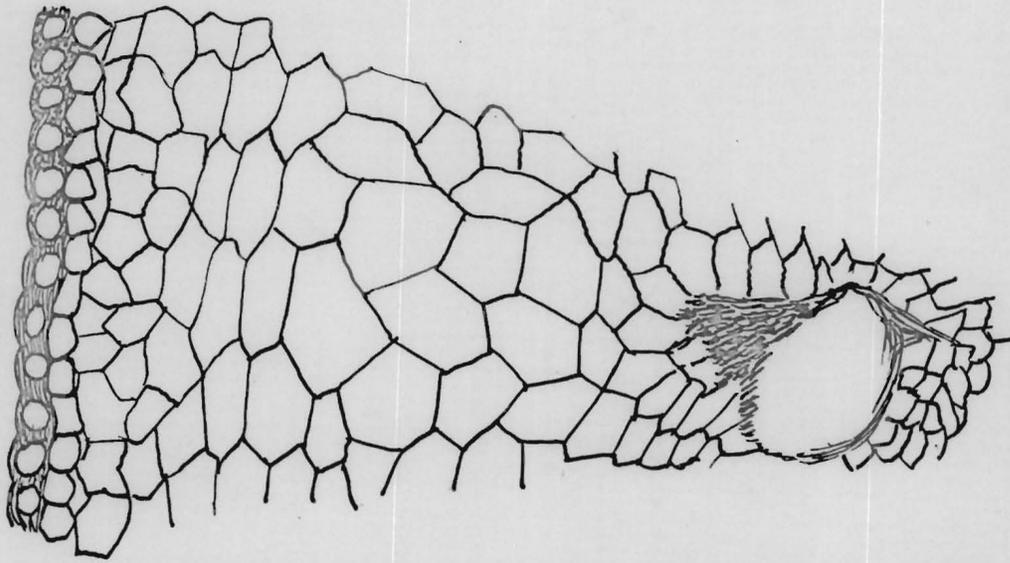
Rizoid e 80 x



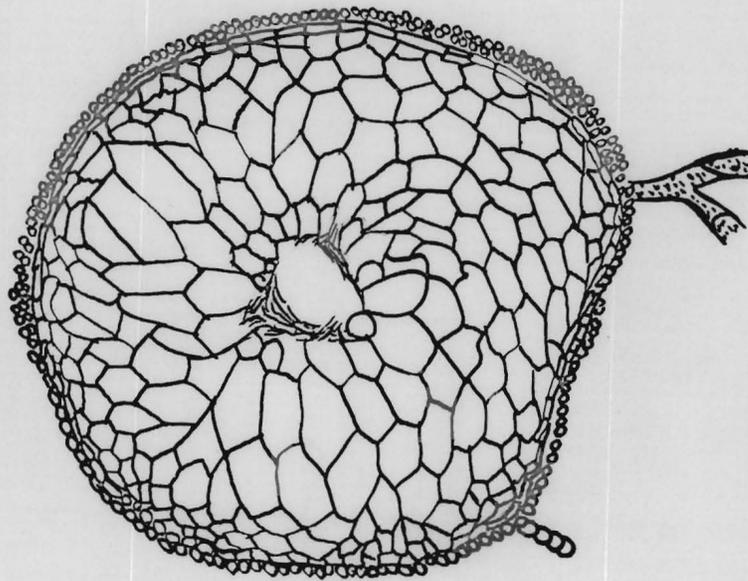
Rizoide 320x



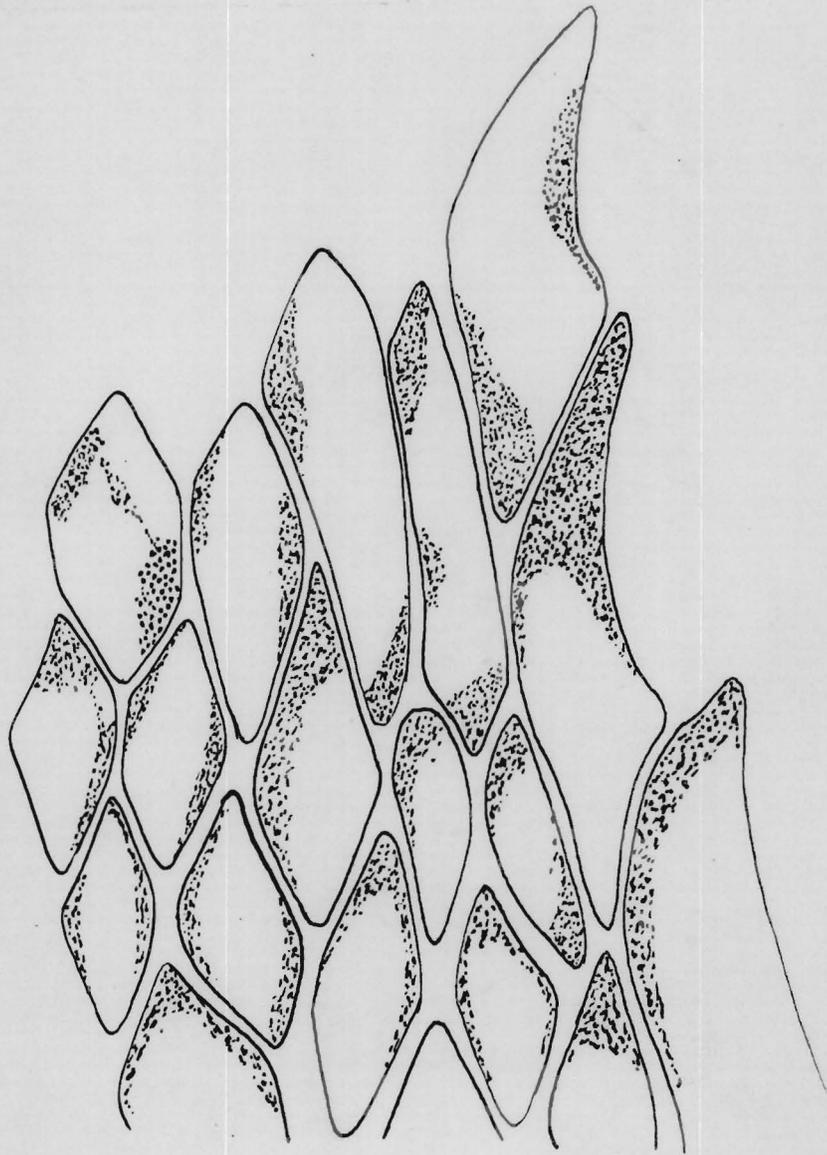
Rizoid e (320x)



Corte transversal de tallo (320x)



Corte transversal de tallo (80x)

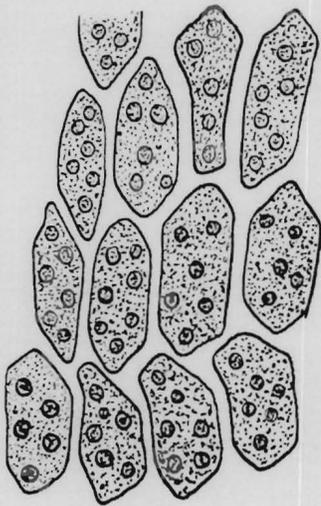


Borde de hoja

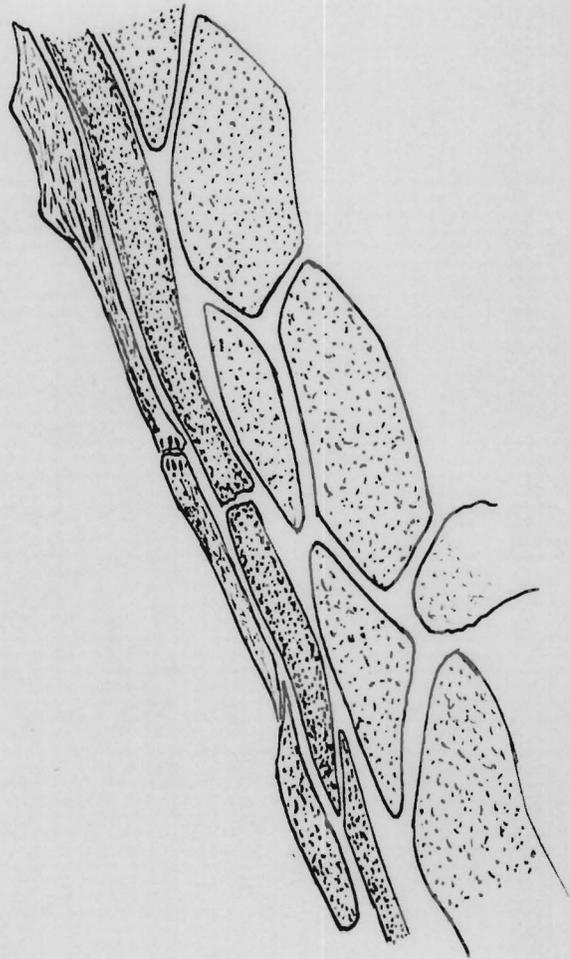
500x



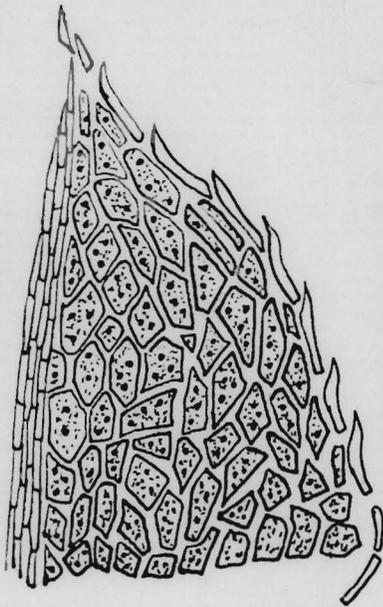
Borde de hoja 320x.



Parenquima clorofílico de hoja  
320 x.

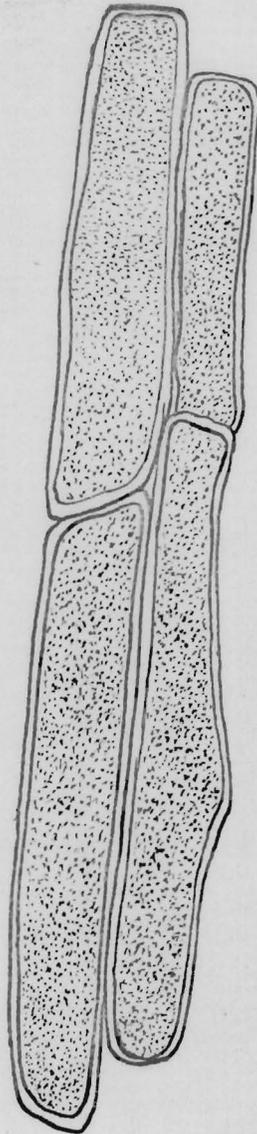


Costa de hoja 500 x



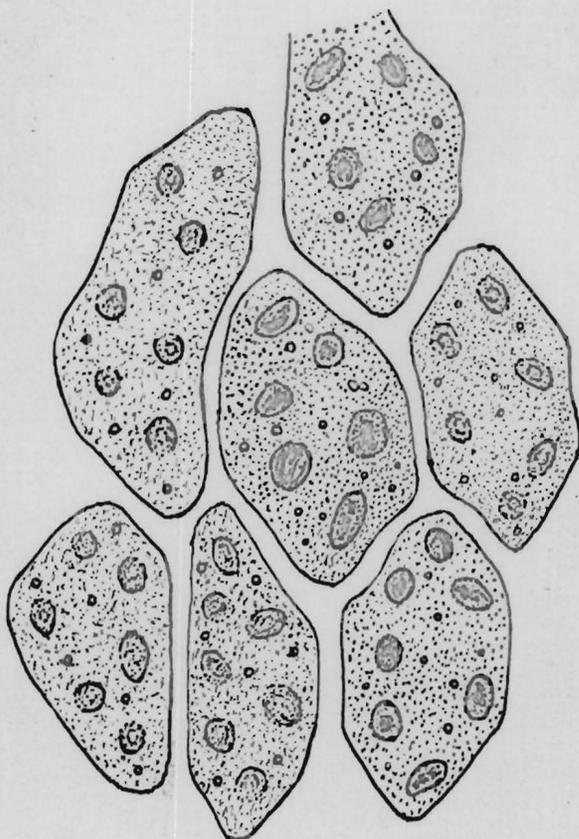
H O J A

125 x



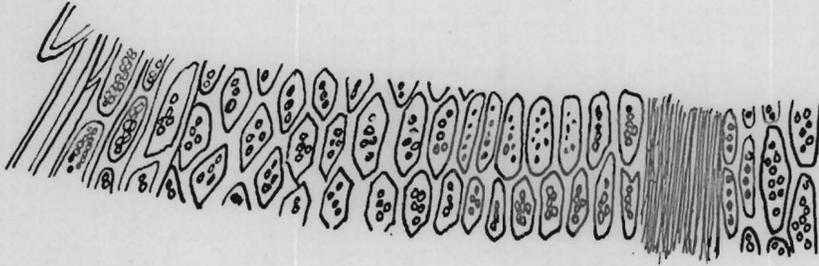
Células de la costa

800 x



Parénquima clorofílico de hoja

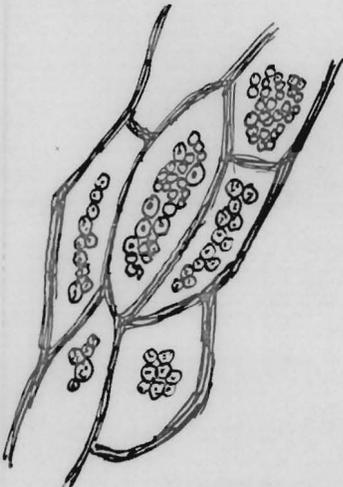
800 x



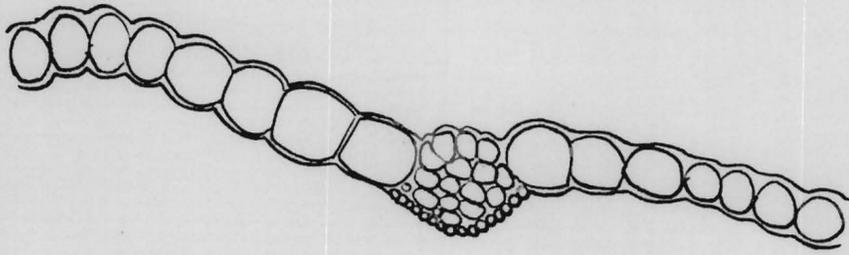
Hoja (borde, parénquima y costa) 80x.



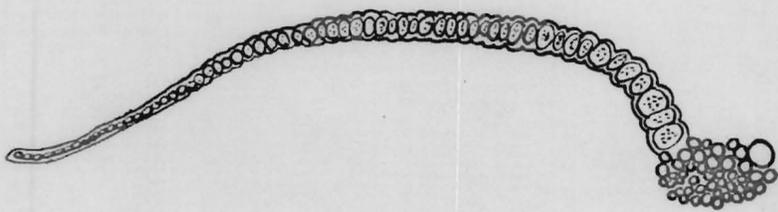
Borde de hoja 320x.



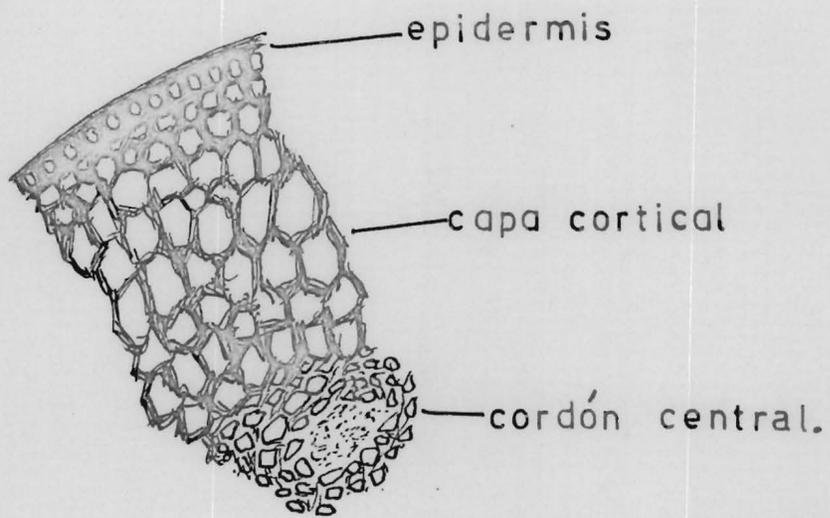
Parénquima foliar 320x.



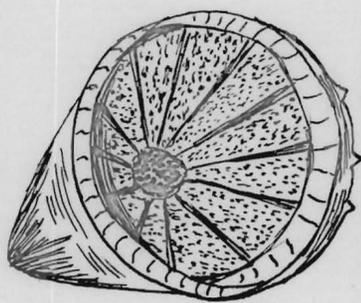
Corte transversal de hoja 1250x



Corte transversal de hoja 500x



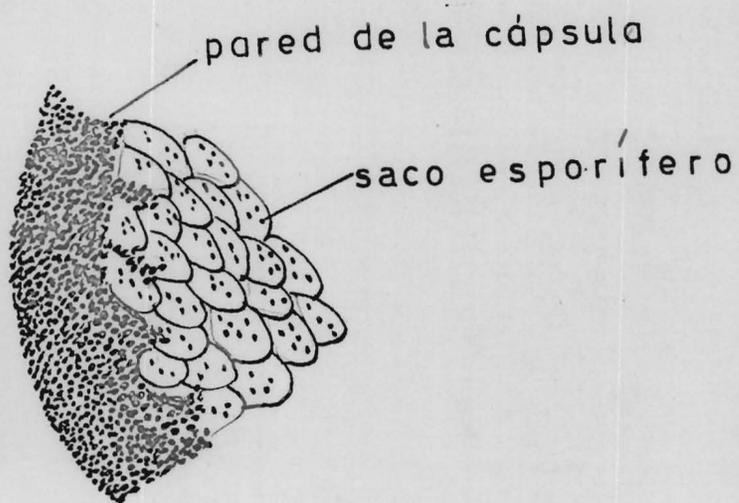
Corte transversal de seta 562.5x



Opérculo 90x

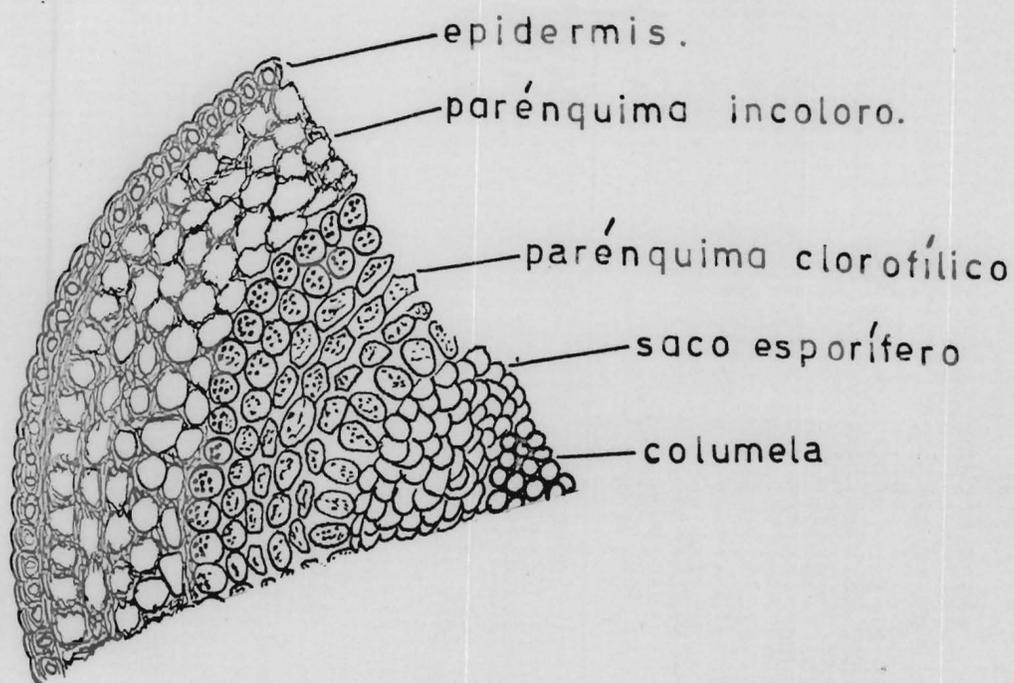


Esporas 562.5x

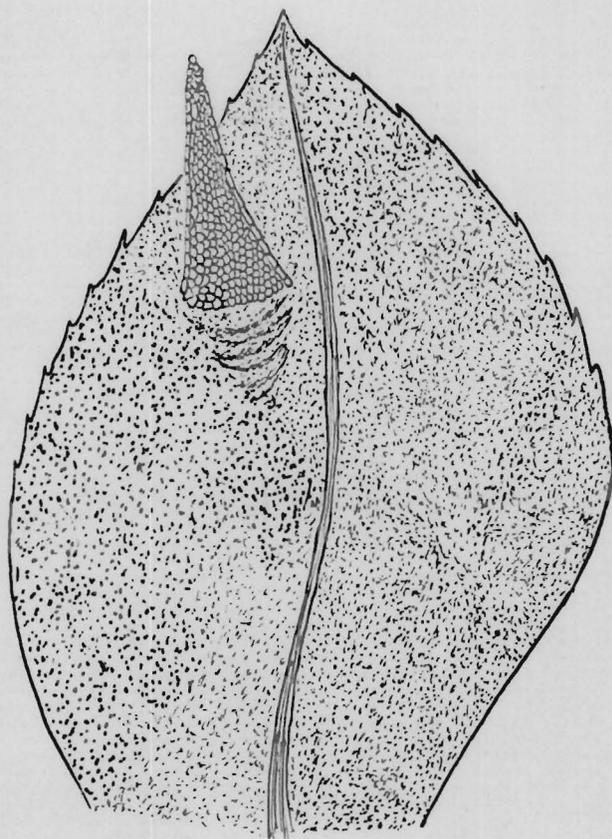


Corte transversal de cápsula (saco esporífero)

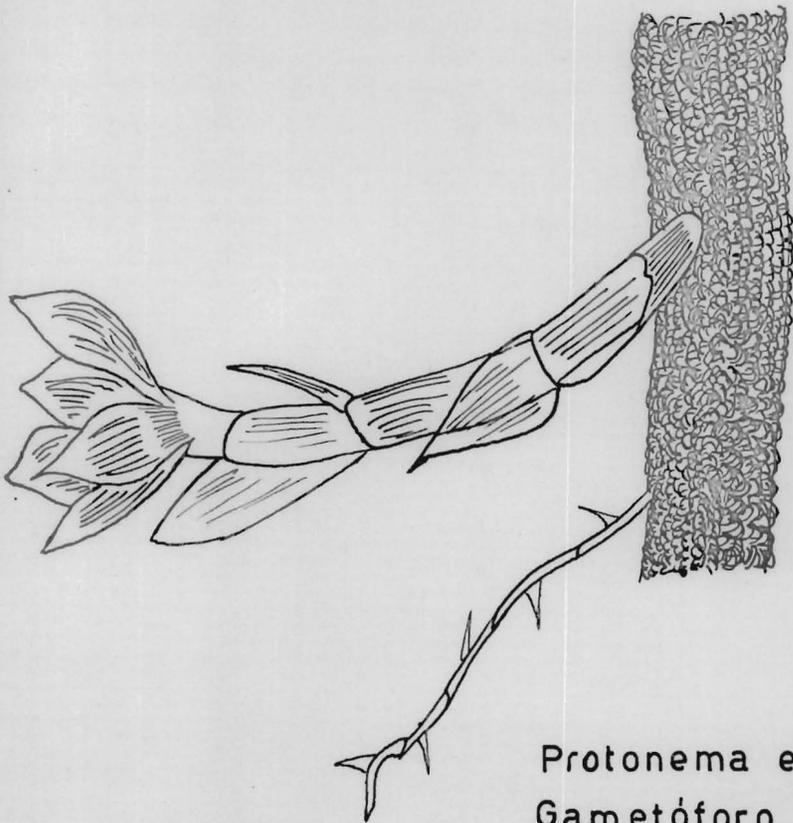
125x



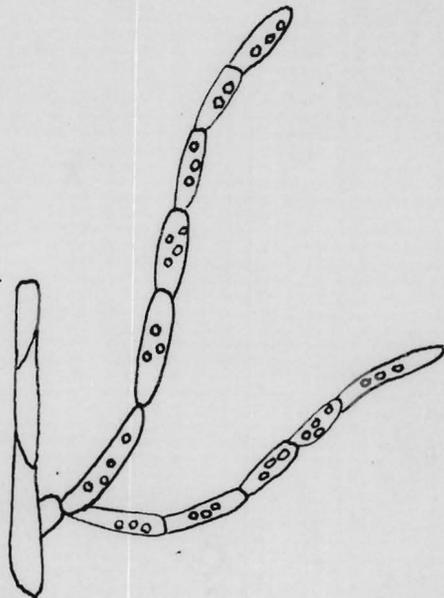
Corte transversal de cápsula 125 x



H O J A C O N  
Y E M A  
15 x



Protonema en desarrollo (50x)  
Gametóforo en desarrollo.



Protonema (125 x )



Gametóforo en desarrollo (50x)