

**UNIVERSIDAD CATÓLICA DE TEMUCO**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS Y FORESTALES**  
**ESCUELA DE AGRONOMÍA**



**“Efecto de la desinfección de esporas, intensidad de luz y cloración del  
agua de riego, sobre el desarrollo de prótalos de helechos exóticos y  
nativos presentes en Chile”**

Tesis presentada a la Facultad de Ciencias  
Agropecuarias y Forestales como parte de  
los requisitos para optar al título de:

INGENIERO AGRÓNOMO

**KARIN ELIZABETH NAOUR TOLOZA**

TEMUCO – CHILE  
2004

## INDICE DE CONTENIDOS

	CONTENIDOS	PÁGINA
<b>I.</b>	<b>INTRODUCCIÓN</b>	1
<b>II.</b>	<b>REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</b>	2
2.1	Clasificación botánica de los helechos.	2
2.1.1	División Tracheophyta.	2
2.1.2	Nivel Pteridophyta.	2
2.2.	Ciclo de vida de lo helechos.	3
2.3	Formas de reproducción y propagación de los helechos.	6
2.3.1	Propagación por separación de estolones.	7
2.3.2	Propagación por división de plantas.	8
2.3.3	Propagación mediante cultivo <i>in vitro</i> .	8
2.3 4	Propagación por esporas.	8
2.4.	Clasificación morfológica de los helechos en estudio.	8
2.4.1	<i>Adiantum</i> .	8
2.4.1.1	<i>Adiantum chilense</i> (Kaulf).	9
2.4.1.2	<i>Adiantum excisum</i> (Kunze).	9
2.4.2	<i>Blechnum</i> .	10

2.4.2.1	<i>Blechnum chilense</i> (Kaulfuss). Mettenius (1856).	10
2.4.2.2	<i>Blechnum cycadifolium</i> (Colla) Sturm.	11
2.4.2.3	<i>Blechnum shottii</i> (Colla) C. Chr.	12
2.4.2.4	<i>Blechnum hastatum</i> (Kaulf).	13
2.4.3	<i>Dicksonia</i> .	13
2.4.3.1	<i>Dicksonia berteriana</i> (Colla) Hook.	13
2.4.4	<i>Gleichenia</i> .	14
2.4.4.1	<i>Gleichenia quadripartita</i> (Poiret) T. Moore.	15
2.4.4.2	<i>Gleichenia litorales</i> .	15
2.4.5	<i>Pteris</i> .	15
2.4.5.1	<i>Pteris cretica</i> .	16
2.4.6	<i>Rumohra</i> .	16
2.4.6.1	<i>Rumohra adiantiformis</i> (G. Forster) Ching.	17
2.4.6.2	<i>Rumohra berteriana</i> (Colla) R. A. Rodr.	17
2.4.7	<i>Thyrsopteris</i> .	17
2.4.7.1	<i>Thyrsopteris elegans</i> . (Kunze).	18
2.4.8	<i>Platyserium</i> .	18
2.4.8.1	<i>Platyserium bifurcatum</i> .	19
2.5	Requerimientos edafoclimáticos para el cultivo de helechos.	19
2.6	Esporas.	21
2.7	Factores que afectan la germinación y desarrollo de prótalos.	22

2.7.1	Calidad de agua.	22
2.7.1.1	Uso del cloro como desinfectante.	22
2.7.1.2	Factores que influyen en la cloración.	23
2.7.2	Sustrato.	25
2.7.3	Luminosidad en el cultivo de los helechos.	25
2.7.3.1	Luz.	25
<b>III</b>	<b>MATERIALES Y MÉTODOS</b>	<b>28</b>
3.1.	Materiales	28
3.1.1	Lugar.	28
3.1.2	Material vegetal de estudio.	28
3.1.3	Sustrato.	28
3.1.4	Contenedores.	28
3.1.5	Equipos utilizados.	28
3.1.6	Materiales de vidrio y metálico.	29
3.1.7	Material menor.	29
3.1.8	Material químico.	29
3.2	Métodos.	30
3.2.1	Obtención de esporas.	30
3.2.2	Desinfección de esporas.	30
3.2.3	Siembra de esporas.	31
3.2.4	Incubación.	31

3.2.5	Intensidad luminosa.	32
3.2.6	Riego del cultivo.	32
3.2.7	Tipo de investigación.	32
3.2.8	Factores a investigar.	32
3.2.9	Variable cuantitativa.	33
3.2.10	Ensayo N°1. Efecto de la cloración de agua de riego y desinfección de esporas sobre el número de prótalos desarrollados.	34
3.2.11	Ensayo N°2. Efecto de la intensidad luminosa sobre el número de prótalos desarrollados.	34
3.2.12	Tipo de análisis estadístico.	34
<b>IV</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>35</b>
4.1	Resultados.	35
4.2	Ensayo N°1. Efecto de la cloración del agua de riego y desinfección de esporas sobre el número de prótalos desarrollados.	37
4.3	Ensayo N°2. Efecto de la intensidad luminosa sobre el número de prótalos desarrollados por cm <sup>2</sup> .	46
4.4	Medición del porcentaje de contaminación.	49
<b>V</b>	<b>CONCLUSIONES</b>	<b>51</b>
<b>VI</b>	<b>RESUMEN</b>	<b>54</b>
	<b>SUMMARY</b>	<b>56</b>
<b>VII</b>	<b>LITERATURA CITADA</b>	<b>58</b>
<b>VIII</b>	<b>ANEXOS</b>	<b>64</b>

## INDICE DE CUADROS

CUADRO		PÁGINA
1	Número de días desde la siembra hasta el conteo de prótalos.	35
2	<i>Adiantum chilense</i> y <i>Adiantum excisum</i> . Promedio del número de prótalos desarrollados.	37
3	<i>Blechnum chilense</i> y <i>Blechnum cycadifolium</i> . Promedio del número de prótalos desarrollados.	38
4	<i>Blechnum hastatum</i> y <i>Blechnum shottii</i> . Promedio del número de prótalos desarrollados.	39
5	<i>Dicksonia berteroana</i> . Promedio del número de prótalos desarrollados.	40
6	<i>Gleichenia quadripartita</i> y <i>Gleichenia litorales</i> . Promedio del número de prótalos desarrollados.	41
7	<i>Platyserium bifurcatum</i> . Promedio del número de prótalos desarrollados.	42
8	<i>Pteris Cretica</i> . Promedio del número de prótalos desarrollados.	43
9	<i>Rumohra adiantiformis</i> y <i>Rumohra berteroana</i> . Promedio del número de prótalos desarrollados.	44
10	<i>Thyrsopteris elegans</i> . Promedio del número de prótalos desarrollados.	45
11	Número de prótalos/cm <sup>2</sup> desarrollados (1000 lux y 2500 lux).	46
12	Medición del porcentaje de contaminación.	49

## INDICE DE FIGURAS

FIGURA		PÁGINA
1	Ciclo de vida de los pteridófitos.	4
2	Soros en la fronda de un helecho.	7
3	<i>Adiantum chilense</i> (Kaulf)	9
4	<i>Blechnum chilense</i> (Kaulfuss). Mettenius (1856).	11
5	<i>Blechnum cycadifolium</i> (Colla) Sturm.	12
6	<i>Blechnum shottii</i> (Colla) C. Chr.	12
7	<i>Blechnum hastatum</i> (Kaulf).	13
8	<i>Dicksonia berteroana</i> (Colla) Hook.	14
9	<i>Pteris cretica</i> .	16
10	<i>Rumohra berteroana</i> (Colla) R. A. Rodr.	17
11	<i>Thyrsopteris elegans</i> (Kunze).	18
12	Desinfección de esporas.	31
13	Prótalos en la superficie de las cajas.	32
14	Conteo de prótalos.	33
15	<i>Adiantum chilense</i> y <i>Adiantum excisum</i> . Número de prótalos/cm <sup>2</sup> .	37
16	<i>Blechnum chilense</i> y <i>Blechnum cycadifolium</i> . Número de prótalos/cm <sup>2</sup> .	38
17	<i>Blechnum hastatum</i> y <i>Blechnum shottii</i> . Número de prótalos/cm <sup>2</sup> .	39
18	<i>Dicksonia berteroana</i> . Número de prótalos/cm <sup>2</sup> .	40
19	<i>Gleichenia quadripartita</i> y <i>Gleichenia litorales</i> . Número de prótalos/cm <sup>2</sup> .	41

20	<i>Platycterium bifurcatum</i> . Número de prótalos/ cm <sup>2</sup> .	42
21	<i>Pteris cretica</i> . Número de prótalos/ cm <sup>2</sup> .	43
22	<i>Rumhora adiantiformis</i> y <i>Rumhora berteriana</i> . Número de prótalos/ cm <sup>2</sup> .	44
23	<i>Thyrsopteris elegans</i> . Número de prótalos/ cm <sup>2</sup> .	45
24	Efecto de la intensidad luminosa sobre el número de prótalos desarrollados/cm <sup>2</sup> , en las especies <i>A. chilense</i> y <i>A. excisum</i> .	47
25	Efecto de la intensidad luminosa sobre el número de prótalos desarrollados/cm <sup>2</sup> , en las especies <i>B. chilense</i> , <i>B. cycadifolium</i> , <i>B. hastatum</i> y <i>B. shottii</i> .	48
26	Efecto de la intensidad luminosa sobre el número de prótalos desarrollados/cm <sup>2</sup> , en las especies <i>R. Adiantiformis</i> y <i>R. berteriana</i> .	48

## **DEDICATORIA**

*"A mis padres por su gran esfuerzo, amor y confianza depositadas en mí"*

*"A ti abuelita Carmen por tu apoyo y tus consejos, por inculcarme tantos valores y demostrarme lo fuerte que eres"*

*"A ti abuelita Ana, gracias por tu ejemplo de vida, por esforzarte por todos tus hijos, a quienes agradezco uno a uno por su preocupación de mi y mis hermanos"*

*"Dedicado a ti amor mío, gracias por acompañarme tantos años, por estar conmigo cada vez que te necesite"*

## **AGRADECIMIENTOS**

En primer lugar le agradezco a Dios y al esfuerzo de mis padres por estar junto a mí en estos años de estudio, por hacer de mí a una persona con miras de futuro y anhelos de emprender. Agradecer también a todos los profesores que con su esfuerzo y paciencia para educarnos fueron capaces de entregar sus conocimientos para ser proyectados por quienes les escucharon, y de forma muy especial a Don Marcelo Rodríguez, profesor patrocinante por confiar en mí y permitir desarrollar este proyecto de tesis, además agradecer a ustedes profesores informantes, Don Leovijildo Medina y Don Rubén Carrillo por su tiempo y colaboración.

Agradezco además a quienes se preocuparon por mí económica y sentimentalmente, a quienes sin pedírselo siempre estuvieron conmigo, gracias familia por estar unida. Sin dejar de mencionar a quienes estuvieron todos estos años de estudio, los cuales formaron parte de largas noches de estudio y desvelo, días de trabajo y momentos de diversión.

Amigos y compañeros: Marcela Orrego, Elizabeth Baier, Marcelo Nass, Rodrigo Norambuena, Mónica Ampuero, Pamela Astorga, Mauricio Nuñez, Enzo Luarte, Alicia Toledo, Jorge Retamales, Cristian Nicolas, Nora Epulef, Margot Fuentealba, Yasna Robles, Benjamín Vera. Y no puedo dejar de mencionar a quien ha estado conmigo todos estos años, a ti amor mío, Victor, gracias por tu ayuda y comprensión por aquellos momentos que no tenía el tiempo para estar junto a ti.

# I INTRODUCCIÓN

Los helechos están distribuidos por todo el mundo habitando lugares húmedos, sombríos, secos y rocosos. Además se encuentran entre los vegetales más antiguos que ocuparon hábitat terrestres (hace unos 300 millones de años aproximadamente), constituyendo para ese tiempo la forma de vegetación dominante. En Chile existen unas 150 especies de helechos que representan el 3% del total de plantas que forman la flora vascular chilena. Los helechos que hoy se comercializan son extraídos de forma irracional, esto ha impulsado a investigar nuevas formas de producción, para poder cultivarlos en forma eficiente, pero sin dañar el ecosistema y su hábitat natural. La forma natural de reproducción de los helechos es por esporas, las que originan un prótalo que luego de la fecundación se forma un nuevo individuo. Sin embargo en Chile se utiliza muy poco la propagación sexual en sustratos para la reproducción de helechos debido a la escasa información existente.

Como objetivo general se plantea:

Evaluar el efecto de la intensidad luminosa, desinfección de esporas y cloración de agua de riego sobre el desarrollo de prótalos de helechos exóticos y nativos presentes en Chile.

Los objetivos específicos son:

Determinar el efecto de la desinfección de esporas y cloración de agua de riego en el número de prótalos formados.

Evaluar dos intensidades de luz (1000 lux y 2500 lux), en el número de prótalos formados.

Analizar el efecto de la cloración de agua de riego en la aparición de algas y hongos durante el proceso de desarrollo de los prótalos.

Determinar el periodo entre la siembra de esporas y la formación de prótalos.

## II REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 Clasificación botánica de los helechos.

Los helechos pertenecen a un amplio grupo de plantas conocidos en taxonomía vegetal como Pteridófitos, los que se ubican en la escala evolutiva vegetal, entre los musgos y las plantas con semilla (STRASBURGUER *et al.*, 1993). Esta división de plantas vasculares abarca los helechos y varias plantas del devónico denominadas prehelechos (SCAGEL, 1973). Según la clasificación seguida por HILL *et al.*, (1964), los helechos pertenecen a la División Tracheophyta, Subdivisión Pteridopsida, Clase Filicinae.

#### 2.1.1 División Tracheophyta.

Son cormófitos autótrofos (con clorofila), su nivel de organización es esporofítica, es decir la planta propiamente tal corresponde al esporofito diploide. Estos vegetales presentan haces conductores desarrollados. La división Tracheophyta comprende dos niveles: Pteridophyta y Spermatophyta (HILL *et al.*, 1964).

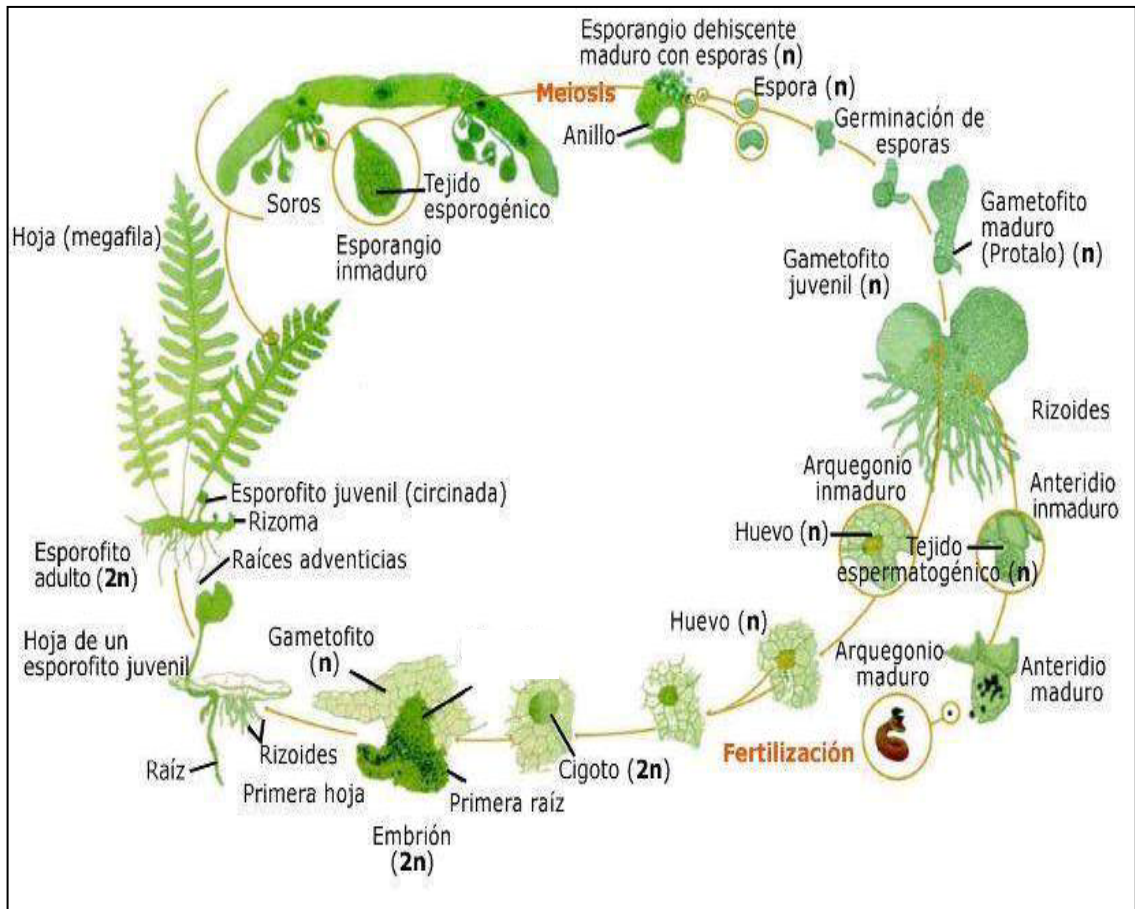
#### 2.1.2 Nivel Pteridophyta.

El nombre Pteridophyta proviene del griego “*Pteris*” que significa “Helecho” y “Phytón”, que significa planta. Este grupo taxonómico agrupa a todas las criptógamas vasculares, es decir, los helechos y otras plantas afines que se caracterizan por reproducirse a través de esporas. El ciclo biológico sexual se caracteriza por tener una alternancia de generaciones con dominancia del esporófito sobre el gametófito. El esporófito se encuentra vascularizado, puesto que se encuentra provisto de xilema, floema y otros elementos necesarios para el transporte de agua y de otras sustancias a lo largo de la planta. En el esporófito podemos diferenciar la raíz (en los helechos más evolucionados), un tallo que se encuentra más o menos desarrollado pero generalmente

reducido a un rizoma subterráneo, y unas frondas que tienen diferentes tamaños según la especie. En el envés de las frondas o en su borde se disponen los esporangios formadores de esporas, en ocasiones en una misma planta aparecen dos tipos de frondas: trofófilas que son estériles y se utilizan para captar energía y realizar la fotosíntesis; y hojas esporófilas que son fértiles y portan los esporangios, existen también frondas que cumplen ambas funciones que son denominadas trofoesporófilos (STRASBURGUER *et al.*, 1994; BRUSSA y GRELA, 1999). Los esporangios normalmente se encuentran agrupados en soros que pueden estar desnudos o protegidos por unas formaciones membranosas o indusios formados a partir de las frondas. En el interior de los esporangios se encuentran las esporas que son liberadas al exterior para su germinación, de producirse este hecho se forma un gametofito muy reducido llamado prótalo, el cual suele ser una lámina de menos de 2 centímetros pegada al sustrato mediante rizoides. En los gametófitos se hallan tanto arquegonios como anteridios que contienen a la oosfera y anterozoides respectivamente. La fecundación debe darse en presencia de agua o en una época lluviosa puesto que los anterozoides, que son flagelados, llegan nadando hasta el arquegonio para fusionarse con la oosfera. En este momento se produce un cigoto diploide que dará origen a un nuevo esporófito (HILL *et al.*, 1964). (En esta división aparecen cuatro subdivisiones, (Anexos N° 1).

## **2.2 Ciclo de vida de los helechos.**

Los pteridophytos son plantas con alternancia de generaciones de vida independiente, como se muestra en la Figura 1. Esporofitos con tejido vascular generalmente son perennes y herbáceos, reproduciéndose por esporas que se originan en un esporangio; los anteridios y arquegonios nacen en gametofitos hermafroditas o unisexuales (MARTICORENA Y RODRÍGUEZ, 1995).



**FIGURA 1.** Ciclo de vida de los Pteridófitos.

El ciclo de vida de los helechos comprende dos generaciones alternadas: la generación del esporofito (diploide) con producción de esporas y la generación del gametofito (haploide) en el cual se producen los órganos sexuales y gametos (WILSON Y LOOMIS, 1967). El esporofito es de larga vida y está organizado en raíz, tallo, hoja y posee un sistema especializado de tejidos conductores. El gametofito tiene vida relativamente corta y carece de tejidos vasculares. El esporofito y el gametofito son capaces de producir su propio alimento, excepto en estados tempranos, donde el esporofito es fisiológicamente dependiente del gametofito (WILSON Y LOOMIS, 1967). El ciclo de vida comienza con la célula madre de la espora producida dentro del esporangio joven. La célula madre de la espora es diploide ( $2n$ ) y corresponde a la generación del esporofito. Cada célula madre que ha madurado sufre las dos divisiones meióticas normales formando una tetrada de cuatro esporas. Estas esporas son haploides y constituyen la primera célula de la generación del gametofito (WHITTIER, S/F). Cuando una espora así formada es liberada y encuentra condiciones biológicas

adecuadas da origen a un prótalo, en el cual se forman los órganos sexuales (anteridio y arquegonio) que producen gametos, presentando todas sus células haploides (GUNCKEL, 1984).

El prótalo que representa la fase sexual, de tamaño pequeño (no más de 1cm), con forma acorazonada; en los casos típicos, las excepciones a la regla son muy diversas se compone de un talo verde, sencillo, aplanado y fijo en el suelo por medio de rizoides unicelulares y tubulosos que nacen en su cara inferior (SINNOTT Y WILSON 1965; WILSON Y LOMIS, 1967; STRASBURGUER *et al.*, 1994). Los órganos sexuales se producen en la superficie inferior. Los arquegonios u órganos femeninos se forman cerca de la escotadura (donde existe) y en cada arquegonio se encuentra una célula reproductora femenina que es la oófera. Los anteridios u órganos masculinos se forman entre los rizoides y cada anteridio forma numerosos anterozoides pluriciliados y arrollados en espiral. Ambos órganos pueden estar presentes en un mismo gametofito, o en prótalos separados (SINNOTT Y WILSON, 1965; GUNCKEL, 1984).

Cuando un anterozoide se une con la oófera, el número de cromosomas se duplica y el cigoto es la primera célula diploide (2n), generación del esporofito, que por división celular se transforma en un embrión que presenta una estructura sobresaliente como un pie mediante el cual permanece unido al arquegonio y esta encargado de su nutrición hasta que la raíz penetra en el suelo y se hayan formado y desplegado las primeras hojas, lo que dura hasta que la planta pueda nutrirse por si misma (WILSON Y LOOMIS, 1967; GUNCKEL, 1984). El prótalo desaparece pronto en la mayoría de las especies pero si no tiene lugar la fecundación puede continuar viviendo durante años (STRASBURGUER *et al.*, 1994). De la ovocélula fecundada se diferencia ordinariamente en los Pteridófitos actuales, además de un haustorio (pie), un ápice radical, un ápice caulinar y un ápice foliar, que se transforma después respectivamente, en la primera raíz, tallo y la primera hoja del embrión (STRASBURGUER *et al.*, 1994). En los pteridófitos la raíz embrional muere enseguida y es reemplazada raíces laterales (STRASBURGUER *et al.*, 1994). Todas las células de la planta, incluyendo la de las raíces, talos y frondas, el esporangio y la célula madre de la espora, son diploides (2n) (GUNCKEL, 1984).

### **2.3. Formas de reproducción y propagación de los helechos.**

Por medio de la reproducción se consigue la perpetuación de las características biológicas de las plantas, transmitiéndolas a la descendencia. Los vegetales producen tipos especiales de células que son capaces de crecer independientemente (esporas), o fusionarse con otras (gametos), originando un individuo adulto. En ocasiones, los vegetales son capaces de reproducirse de forma asexual por simple fragmentación, como es el caso de las talófitas, o como ocurre en gran cantidad de plantas superiores.

Muchos vegetales unicelulares se reproducen por bipartición de la célula madre en dos células; por división múltiple o por gemación, produciendo en todos los casos células que son exactamente iguales entre sí y la célula progenitora. Por medio de mitosis de las esporas, la mayoría de las algas y algunos hongos son capaces de originar nuevos individuos (GUNCKEL, 1984). Los helechos son plantas sin flores ni semillas, se reproducen mediante esporas, las cuales necesitan la presencia de agua para completar su ciclo biológico. Una vez que alcanzan el momento de la reproducción en algunas frondas se generan los cuerpos reproductores, denominados soros, como se puede apreciar en la Figura 2, donde están los receptáculos de esporas, llamados esporangios. La forma de situarse los soros en las frondas suele ser una característica específica y el conocimiento del estado de madurez de los esporangios es de gran ayuda para su reproducción. (GUNCKEL, 1984).



**FIGURA 2.** Soros en la fronda de un helecho.

Rodríguez *et al.*, (2000), menciona que entre los métodos convencionales de propagación de helechos se encuentran: división de rizomas, siembra de esporas y embriones vivíparos. Para el cultivo de tejidos se han utilizado como explantes iniciales esporas y ápices de rizomas.

Las formas de propagación de los helechos no son aplicables a todas las especies en general, pero si constituye una forma de obtener plantas en un menor periodo de tiempo, entre las cuales podemos nombrar:

### **2.3.1 Propagación por separación de estolones.**

Se emplea en el género *Nephrolepis*, pues éstos emiten largos y finos estolones que poseen yemas terminales que al entrar en contacto con el suelo, generan hijuelos. Estos pueden ser separados y empleados para el cultivo en maceta. Los estolones son extraídos de las plantas madre cultivadas en invernadero climatizado (a 25°C de mínima) sobre bandejas, en un sustrato a base de turba y mantillo de 30 cm de espesor. El pH de este sustrato lo podemos corregir añadiendo dolomita o hidróxido cálcico. De este modo se puede producir estolones todo el año (INFOAGRO, 2003).

### **2.3.2 Propagación por división de plantas.**

Practicada en los géneros *Nephrolepis* y *Adiantum*, y no es considerado un método industrial. (INFOAGRO, 2003).

### **2.3.3 Propagación mediante cultivo *in vitro*.**

La potencialidad de desarrollo de explantes de primordios foliares y de hojas, en condiciones *in vitro*, ha sido estudiada para algunas especies de helechos. Para el cultivar de *Nephrolepis* "Teddy Junior"; la micropropagación *in vitro* permite evitar el cultivo de pies-madres sobre superficies importantes para la producción de estolones. Así mismo se ha utilizado de forma parcial en la germinación de esporas y fase gametofítica de algunas especies propagadas por esporas. Las plantas madre se seleccionan entre las mejores y más jóvenes. Su explotación no debe prolongarse por más de dos años, al cabo de los cuales se debe renovar con plantas nuevas que puedan proceder del cultivo *in vitro*. (INFOAGRO, 2003).

### **2.3.4 Propagación por esporas.**

Este método requiere una instalación muy exhaustiva, es llevada cabo por establecimientos especializados que venden plántulas de uno o dos repicados. Los helechos, tal como los conocemos, con raíces, tallos y frondas, son la fase esporofítica. En las frondas maduras se desarrollan los soros, conteniendo los esporangios donde están las esporas, (INFOAGRO, 2003).

## **2.4. Clasificación morfológica de los helechos en estudio.**

### **2.4.1 *Adiantum*.**

Las especies pertenecientes al género *Adiantum*, son plantas perennes con rizoma horizontal o erguido; frondas pinadas bi o tripinnadas. Estípites y estípulas lisas generalmente de color oscuro. Pinnulas asimétricas, lobuladas o dentadas, nervadura bifurcada y libre en la extremidad. Soros redondos, oblongos, reniformes o lineares dispuestos a lo largo del margen, protegidos por un indusio o envoltura que no es más que el borde doblado de las pinas. Este género que vive por lo común en lugares sombreados y frescos; cuando están a pleno sol, las frondas se angostan y se secan

pronto. Los *Adiantum* están constituidos por unas 250 especies, originarias de las regiones tropicales y subtropicales de ambos hemisferios, abundantes en el Neotrópico (GUNCKEL, 1984).

**2.4.1.1 *Adiantum chilense* (Kaulf).** Nombre vulgar; culantrillo, doradillo, helecho de palo negro, curi-mamill (en mapuche), quil quil.

Planta herbácea con rizoma rastrero poco enterrado, cubierto de abundantes escamas color café; fascículos poco tupidos de numerosos estípites, glabros, brillantes, color café oscuro. Las frondas de 10 a 30 cm de alto de la cual corresponde la mitad a la lámina: ésta deltoideo- ovada, tripinnada y unipinnada en las superiores. Las frondas se aprecian en la Figura 3. Sus pinas son glabras y no incisas, con los lóbulos anchos, poco profundos. Soros en el borde superior en número de 8 a 20, separados o algo unidos según la edad, reniformes. Crece desde Coquimbo hasta la región de Aisén, también en Juan Fernández, esta especie y otras del mismo género, se emplean en medicina popular como expectorantes y aperitivas, además, las frondas verdes y frescas de este helecho se emplean para adornar ramos de flores y aún coronas (GUNCKEL, 1984).



**FIGURA 3.** *Adiantum chilense* (Kaulf).

**2.4.1.2 *Adiantum excisum* (Kunze).** Helecho perenne, de estructura herbácea, muy delicada, rizoma rastrero con escamas lanceoladas color café oscuro, frondas finas, de 5 a 15 cm de largo, parte inferior tri-bipinnadas y hacia el ápice unipinnadas. Estípites de largo variable, muy delicados; pinas alternas y pínulas pequeñas, sobre los estípites

raquis y raquilla existen escamas largas y blanquecinas que se vuelven filiformes hacia arriba. Soros 1 a 4 en cada pínula, grandes nacen en el seno marginal; indusio membranoso, reniforme, el borde con una ancha faja blanquecina, crece al pie de los árboles y de rocas en lomajes de los cerros, en lugares secos, etc.

Endémica de Chile, habita desde la cuesta de las Cardas (Provincia de Elqui), hasta la del Bio-bio (Nacimiento); crece próximo al mar hasta una altura de 1.500 m.s.n.m. Este *Adiantum* suele cultivarse como ornamental y existe de él una variedad *multifidum* que es frecuente encontrar en algunos invernaderos (GUNCKEL, 1984).

#### **2.4.2. *Blechnum*.**

Género formado por unas 200 especies con numerosas variedades y formas; abundantes en el hemisferios austral, desde las cuales 12 a 13 pertenecen a la flora chilena. Son helechos terrestres, de aspecto herbáceo, pequeños hasta subarborescentes, rizoma siempre erecto con frondas fasciculadas unipinnatífidas o unipinnadas. Las frondas fértiles semejantes a las estériles o con frondas cuyas divisiones fértiles son más angostas que las estériles. Generalmente se subdivide este género en tres subgéneros, de los cuales solo dos existen en nuestro país (GUNCKEL, 1984).

**2.4.2.1 *Blechnum chilense* (Kaulfuss). Mettenius (1856); *Blechnum cordatum* (Desv.) Hieron.** Nombre vulgar: quil- quil (mapuche), costilla de vaca, palmilla.

Helecho robusto con rizoma erecto, más o menos voluminoso, tomando el aspecto de un pequeño tronco; sin estolones, pero con abundantes escamas anchas de 1 a 2 cm. Las frondas dimorfas: las estériles de 50 a 150 cm de largo por 10 a 40 cm de ancho, oval-lanceoladas, coriáceas; las fértiles solo 2 o 3 en cada mata, levantadas erectamente en el centro, mas largas y algo más anchas que las estériles. Sus pinas son estériles de 1 a 3 cm de de ancho, cortamente pediceladas; las superiores adnadas; las fértiles un poco mas anchas que las estériles o totalmente cubiertas por los soros, indusios continuos con el borde entero.

Crece en Chile desde Coquimbo, en Fray Jorge, Los Vilos, hasta la Patagonia occidental chilena; común y característico en la selva valdiviana. También en Juan Fernández, pero falta en Magallanes y en Tierra del Fuego. Se cultiva como ornamental, pero necesita bastante humedad y aire libre. Los araucanos comían antiguamente los rizomas de este helecho que es rico en fécula; también lo empleaban en medicina casera (GUNCKEL, 1984). Las frondas de *Blechnum chilense* se aprecian en la Figura 4.



**FIGURA 4.** *Blechnum chilense* (Kaulfuss). Mettenius (1856).

**2.4.2.2 *Blechnum cycadifolium* (Colla) Sturm.** Sinónimo de esta especie es *Lomaria cycadifolia* (Colla) (1836), *Lomaria lanuginosus* (Kunze) (1837), *Blechnum magellanicum* var. *Cycadifolium* Colla C. Christensen (1910); *Blechnum lanuginosum* (Kunze) Sturm (1858).

Muy semejante a *B. magellanicum* pero habita como endemismo en el archipiélago de Juan Fernández. Es más grande que *B. magellanicum* y más robusto. Su tronco alcanza hasta dos metros de altura. Crece en los lomajes elevados y algo despejados de las dos islas principales fernandezianas, pero ahora es escaso aún en los bosques (GUNCKEL, 1984). En la Figura 5 se aprecia la especie *Blechnum cycadifolium*.



**FIGURA 5.** *Blechnum cycadifolium* (Colla) Sturm.

**2.4.2.3 *Blechnum shottii* (Colla) C. Chr.** Sinónimo de esta especie: *Lomaria shootii* (Colla) (1836); *Lomaria bella* R.A. Philippi (1857); *Lomaria fernandeziana* (Philippi) (1873); *Lomaria attenuata sensu* Hemsley y Johow. Non Willdenow (1810); *L. Lherminieri* (cherminieri) Johow (1893). Non Bory ex Kuhn (1845).

Helecho con rizoma escamoso de 1 cm de diámetro, alcanzando varios metros de largo, láminas coriáceas, glabras, agudas hacia ambos extremos, profundamente pinatífidas. Esta especie es endémica de Juan Fernández. Según Johow, “este helecho es uno de los más elegantes de Juan Fernández”. Trepa mediante sus rizomas a una altura de varios metros en los troncos de los árboles o en las rocas húmedas cubiertas de musgos y hepáticas, quedando sin embargo siempre en comunicación con el suelo (GUNCKEL, 1984). Esta especie se puede apreciar en la Figura 6.



**FIGURA 6.** *Blechnum shottii* (Colla) C. Chr.

**2.4.2.4 *Blechnum hastatum* (Kaulf).** Helecho con rizoma levantado, cubierto de escamas angostas, filiformes de color rojizo o negruscas opacas. Estípites café oscuro abajo, aclarando hacia arriba. Frondas de largo variable, 10 a 17 cm, lámina de consistencia firme, semiherbácea o algo coriácea, oval-lanceolada, glabras agudas, base auriculada, hacia el extremo de la fronda, pina apical larga, entera. Nervio medio bien marcado, nervios laterales visibles ahorquillados. Frondas fértiles y esmeriles sin diferencias notables. Sus soros son alargados ubicados entre el nervio medio y el margen de la pinna. Se encuentra desde Coquimbo hasta la Patagonia occidental, Juan Fernández (BARRERA, 1997). En la Figura 7 se observa una planta *in situ*.



**FIGURA 7.** *Blechnum hastatum* (Kaulf).

### **2.4.3. *Dicksonia*.**

Son generalmente helechos arborescentes propios del hemisferio austral. Las partes fértiles y estériles de las frondas son dimórficas, siendo las pinas fértiles algo contraídas. Los soros son marginales, formados por el indusio de dos valvas anchas a modo de bolsas coriáceas. Esporangios con pedicelos, anillos más o menos oblicuos. Presentan una roseta terminal de grandes frondas bi a tripinnadas con divisiones más bien pequeñas. Este género está formado por unas 25 especies, de las cuales una es nativa del archipiélago de Juan Fernández (GUNCKEL, 1984).

**2.4.3.1 *Dicksonia berteriana* (Colla) Hook.** Sinónimo de esta especie es *Duvallia berteriana* (Colla) (1836); *Balantium Berteroanum* (Kunze) (1837).

Helecho arborescente con tronco indiviso, alcanza una altura de 4 a 5 y más metros y un diámetro de 25 a 30 cm como se puede observar en la Figura 8. En el ápice

lleva una gran roseta terminal con numerosas frondas arqueadas y romboideas de 2 a 3 metros y aún más de largo, coriáceas y glabras, estípites desarrollados, ásperos al tacto y provistos de pelos. Sus pinas inferiores de 30 a 40 cm de largo por 12 a 15 cm de ancho, el raquis acanalado en el haz; las otras pinas cortamente pediceladas, lanceoladas, falcadas, de solo 2 cm de ancho, con segmentos sésiles, lanceolados y lobulados; las fértiles son pinatífidas. Este helecho presenta fertilidad en el otoño y durante el invierno. Crece en las quebradas húmedas y protegidas de la isla de Más a Tierra, donde es endémico. Se desarrolla normalmente entre los 200 hasta los 350 metros sobre el nivel del mar. Se cultiva como ornamental en jardines botánicos y aún en algunas casas particulares, pero son ejemplares que se han obtenido del cultivo de sus esporas, ya que los ejemplares “vivos” que algunos turistas traen de Juan Fernández, siempre se secan, recomendándose, por este motivo, que no se saquen ejemplares de la isla (GUNCKEL, 1984).



**FIGURA 8.** *Dicksonia berteriana* (Colla) Hook

#### **2.4.4 *Gleichenia*.**

Especie con rizoma protostélico, cerca del ápice protegido por escamas peltadas, hojas con crecimiento indefinido en longitud, compuestas, últimas ramificaciones pinnatífidas o bipinnatífidas; venas pinnadas en cada segmento, venas laterales simples o surcadas; yemas durmientes escamosas; raquis y venación protegidos por escamas o pelos estrellados cuando jóvenes, glabros cuando maduros, soros dorsales, sin indusio o

a veces protegidos por paráfisis. Este género es panatropical y extratropical, con alrededor de 110 especies (GUNCKEL, 1984).

**2.4.4.1 *Gleichenia quadripartita* (Poiret) T. Moore.** Basiónimo: *Polypodium quadripartitum* (Poiret). Nombre vulgar: yerba loza, palmita, pata de cucho, bi-iúl.

Rizoma rastrero, poco escamoso, a veces completamente glabro, frondas (10) de 25 a 40 cm, ramificación principalmente bifurcada, yema central de la dicotomía no desarrollada; pinnas de 8 a 15 cm, lanceoladas; pecíolos poco escamosos, separados, separados, lisos, de color pardo claro; pínulas de 12 a 15 cm, coriáceas, planas con el borde marcadamente reflejo, pero no enrollado, dejando los soros al descubierto; cerca de las dicotomías no hay espacios sin pínulas, a veces pínulas en un solo lado del eje; raquis y costa cubiertos de escamas parduscas; raquis por encima con pelos largos, colapsados. Soros con 3 a 4 esporangios. Crece en Chile desde la provincia de Concepción hasta la de Magallanes, desde cerca del mar hasta alturas medianas en la Cordillera de los Andes; en el archipiélago de Juan Fernández se encuentra en la isla Más Afuera (MARTICORENA Y RODRÍGUEZ, 1995).

**2.4.4.2 *Gleichenia litorales*.** Basiónimo: *Mertencia litoralis*. Especie con rizoma rastrero, de 2 a 2.5 mm de diámetro, sin escamas. Frondas de 40 a 50 cm; pecíolos separados cada 5 cm. Primera ramificación trifurcada, yema central activa; entre la primera ramificación y las siguientes hay un espacio donde las pínulas son escasas, algunas más o menos atrofiadas y con tendencia a ubicarse sólo hacia el lado interno; raquis central de 10 a 15 cm. Pinnas lanceoladas, gradualmente acumunadas, pínulas cariáceas, castaño oscuras. Soros claramente visibles, con tres a cuatro esporangios. Especie escasa que habita entre las provincias de Valdivia y Ultima Esperanza.

#### **2.4.5 *Pteris*.**

Helechos con soros marginales, angostos sin interrupciones; los extremos de los segmentos sin soros: indusio de la misma forma del soro, constituido por el margen reflejo que esta fuertemente modificado. Rizoma erecto, con frondas en fascículos; laminas bipinnadas hasta cuadripinnatífidas con nerviación reticulada. Género formado

por unas 250 especies, generalmente tropicales; Nueva Zelanda; Tasmania, Sudáfrica; Estados de Norteamérica; etc. Son helechos que habitan preferentemente en humedales; por el hermoso aspecto de algunas de sus especies se cultivan como decorativas. En Chile tres especies, de las cuales una es endémica de Juan Fernández y las otras de Chile continental (GUNCKEL, 1984).

**2.4.5.1 *Pteris cretica*.** Planta rizomatosa, de 40 a 50 cm de altura, frondas glabras con las pinas superiores acuminadas y lineales; las inferiores profundamente pinatífidas en su parte basal. Raquis no alado entre las pinas. Subcosmopolita, a menudo adventicia en Chile; pero escapada de cultivos. Se multiplica por división de matas y por esporas (GUNKEL, 1984). En la Figura 9 se observa la etapa esporofítica de *Pteris cretica*.



**FIGURA 9.** *Pteris cretica*.

#### **2.4.6 *Rumohra*.**

Plantas terrestres, de tamaño mediano, rizoma generalmente largo, rastrero, algunas veces cortos y ascendentes, con escamas enteras o subenteras. Frondas coriáceas, separadas, raramente arrosetadas; pecíolo largo, escamoso, deltoide aovada, base ensanchada, tripinnatífidas a más dividida; últimos segmentos generalmente romboidales; venas circulares; indusio peltado, circular- reniforme. Esporas elipsoideas, variadamente verrucosas o con largos pliegues y costillas pequeñas bajas. Género con alrededor de 6 especies, principalmente de distribución austral circumpolar (MARTICORENA Y RODRÍGUEZ, 1995).

**2.4.6.1 *Rumohra adiantiformis* (G. Forster) Ching.** Basiónimo; *Polypodium adiantiformis*.

Rizoma largamente rastrero de 2 a 11 mm de diámetro, densamente escamoso, escamas peltadas, de base ancha. Frondas coriáceas de 30 a 65 cm, pecíolos separados, algunas veces agrupados, acanalados, no articulados al rizoma, de 2.2 a 40 cm, con escamas cafés claras cerca de la base; raquis y raquilla acanalados, cubiertos de escamas pequeñas, cafés claras; 7 a 15 pares de pinnas alternas. Soros de posición mediana (MARTICORENA Y RODRÍGUEZ, 1995).

**2.4.6.2 *Rumohra berteriana* (Colla) R. A. Rodr.** Basiónimo; *Aspidium berterianum*.

Rizoma erecto, escamoso de 5 a 8 mm de diámetro. En la Figura 10 se aprecia una fronda que es coriáceas anchamente deltoides; pecíolos distanciados de 35 a 55 cm, con escamas lanceoladas bicolors, café oscuras en el centro; lámina de 2 a 3 de 27-40 cm; raquis y raquilla con escamas deltoides con el margen café claro, pinnas ovado-lanceoladas. Soros medianos, globosos; indusio circular, peltado, con el centro oscuro. Especie endémica de Juan Fernández (MARTICORENA Y RODRÍGUEZ, 1995).



**FIGURA 10.** *Rumohra berteriana* (Colla) R. A. Rodr.

**2.4.7 *Thyrsopteris*.**

Este género tiene como sinónimo *Panicularia de Colla* (1936). Es un género monotípico con una sola especie endémica de las dos islas fernandezianas (GUNCKEL, 1984).

**2.4.7.1 *Thyrsopteris elegans* (Kunze).** Sinónimo *Panicularia berteri* (Colla); *Dicksonia elegans*.

Helecho arborescente con un rizoma postrado, desarrollando un tronco algo grueso de 1m a 1.20m de alto, cubierto con las cicatrices de frondas caídas de años anteriores. Estípites fuertes y robustos, de varios centímetros de largo, cubiertos como el raquis de un bello fino y claro, formado por pelos color moreno, los que presentan células alargadas con paredes transversales. Como se muestra en la Figura 11 las frondas son coriáceas, brillantes, tripinnadas o cuadripinnatífidas, anchamente aovadas de 50 a 100 cm de largo, ocupando la lámina los dos tercios de su longitud. Ápice pinatífido; pinas estériles en número de diez por cada lado. El desarrollo de los esporangios es de interés científico. En la base de las frondas estériles con láminas desarrolladas, suelen presentarse de 2 a 4 pares de pinas fértiles mas cortas (hasta de 15 cm de largo), divididas como las estériles, pero carentes de la verdadera lámina foliar, es decir solo se presentan los nervios medios que se dividen de 3 a 4 veces, y en cuyos extremos están los soros globosos, del tamaño de un alfiler. Estos soros son abundantes y el conjunto forma el aspecto de un racimo de uvas nuevas o de mijo. Este curioso helecho suele ser cultivado en algunos jardines botánicos (GUNCKEL, 1984).



**FIGURA 11.** *Thyrsopteris elegans* (Kunze).

**2.4.8 *Platycerium*.**

Especie que pertenece a la familia de las polipodiáceas, unas 15 especies originarias de regiones tropicales y subtropicales de África, sudeste de Asia y aunque algunas especies pueden tolerar temperaturas mas frías. Son helechos epifitos con dos

tipos de frondas: las sésiles planas, semejando un semicírculo formando una especie de nido, y las frondas hendidas y o bifurcadas, colgantes de 2 a 4 metros de largo y surgen por entre las frondas. Los soros son amorfos, desnudos, ocupando áreas en la cara inferior de las frondas especialmente en la parte apical. Las raíces protegidas del viento por las frondas estériles. Pueden cultivarse como epifitas, ya sea sujetándolas en un poste o árbol o en macetas. Durante el periodo de crecimiento necesitan humedad ambiental, pero hay que cuidar que el agua no caiga directamente sobre las hojas, ya que se pudren con facilidad. El riego debe ser abundante en los meses más calurosos y moderado el resto del año. (GUNCKEL, 1984).

**2.4.8.1 *Platyserium bifurcatum*.** Oriunda de Oceanía cultivada en nuestro país. Pequeño helecho epifito de frondas estériles redondeadas, frondas fértiles con las extremidades bifurcadas, miden entre 0.5 y 1 metro de longitud, en los extremos le dan apariencia marchita. Se cultiva en interiores como planta colgante y en exteriores sobre ramas y troncos de árboles del sol directo y de las heladas. (INFOAGRO, 2003).

## **2.5 Requerimientos edafoclimáticos para el cultivo de helechos.**

En nuestro país los helechos han logrado colonizar distintos ambientes naturales, ubicándose preferentemente asociados a zonas de mayor humedad, que normalmente corresponden a bosque nativos, en donde estos presentan distintas formas de vida y crecimiento (CARRILLO *et al*, 2003).

El estudio de las plantas nativas de un lugar nos permite, obtener importantes datos de requerimiento ambiental surgidas de la observación en el terreno; estos datos pueden ser luego aplicables al cultivo de estos vegetales.

Es frecuente que asociemos este tipo de plantas con determinados ambientes, con alto contenido de humedad y condiciones de baja luminosidad, lo cual en muchos casos es correcto, pero no son éstos los únicos lugares en que aparecerán los helechos.

Los pteridófitos se pueden encontrar desde pleno sol ya sea en praderas, en pedregales o en las proximidades de la costa, hasta en las profundas y oscuras quebradas húmedas, pasando por arenales o aún creciendo sobre otras plantas sin nutrirse, helechos epifitos, a diferencia de las plantas trepadoras que siempre están arraigadas en el suelo los epifitos viven desde el principio, en los troncos y ramas de los árboles y, de este modo alcanzan una posición favorable para recibir la luz solar (STRASBURGUER, 1993). Existen además entre las miles de especies algunos pteridófitos acuáticos (GUNCKEL, 1984). Entre estas especies se pueden nombrar: *Marsella mollis*, *Pilularia americana*, *Isoetes hieronymi*, que crece en charcos temporales en la parte norte de la Provincia de Aconcagua, y *Salvinia auriculata*, planta introducida y aclimatada en canales y charcos, especialmente en la provincia de Valparaíso (LOOSER, 1965).

La importancia de la temperatura, del suelo y pH, sobre el crecimiento y desarrollo de los helechos cumple un rol fundamental para que ciertas especies las podamos encontrar en determinados lugares, entre las cuales podemos nombrar: Especie del género *Adiantum* (*peruvianum*, *radianum*) el rango de temperatura varía de 2°C a 40°C; *Asplenium* de 1°C a 42°C; *Blechnum* de 2°C a 42°C; *Pteris cretica* -4°C a 40°C; *Rumohra adiantiformis* -1°C a 40°C. Además los pteridófitos se pueden encontrar en diferentes lugares. Aquí podemos nombrar las especies como *Blechnum chilense*, *Adiantum chilense* e *Hipolepis rugulosas*, creciendo en zonas de bosques y zonas erosionadas cerca de cursos de agua en este caso. La especie *Blechnum cycadifolium* se encuentra en todos los tipos de vegetación incluso es muy abundante en matorrales y pastizales. En zonas muy erosionadas forma junto a *Dicksonia externa*, extensos bosques.

La importancia del pH en el crecimiento de las especies juega un rol fundamental y en algunas especies los valores adecuados de pH pueden ser los siguientes:

- *Adiantum*: 5/5,2-5,7/6
- *Platyserium*: 5,5-6,5
- *Pteris*: 4,7-5,2

## 2.6 Esporas.

Una espora, es una célula reproductiva producida por las plantas (hongos, musgos o helechos) y por algunos protozoarios y bacterias. Las esporas se forman de una célula madre que proceden del tejido esporogeno del interior del esporangio; cada célula madre que es diploide como todo el esporofito, se divide ecuatorial y reduccionalmente, originando cuatro células haploides que son otras tantas esporas, que al abrirse los esporangios salen al exterior. Hay algunos pteridofitos que producen dos clases de esporas: las macroesporas de mayor tamaño que dan lugar a prótalos femeninos, es decir solo con arquegonios y las microsporas más pequeñas que producen prótalos masculinos, o sea con anteridios, los primeros son pteridofitos isospóreos y los segundos pteridofitos heterospóreos.

En cada anteridio se forma numerosos anterozoides pluriciliados y arrollados en espiral; y en cada arquegonio se encuentra una célula reproductora femenina que es la esfera. Los anterozoides de los pteridofitos se mueven libremente, pero es necesaria la presencia de un medio líquido para que pueda verificarse el traslado de dichos anterozoides hasta un arquegonio para fecundar la oocélula, oosfera u ovocélula. El movimiento del gameto masculino hacia la ovocélula es dirigido por una sustancia segregada por el arquegonio en el agua circundante que ejerce una acción bioquímica sobre los anterozoides, excitándolos y dirigiéndolos hacia el gameto femenino. Este excitante parece ser en muchos casos el ácido málico o sales en otros casos y el ácido cítrico. De la unión de un anterozoide y una biosfera se forma un cigote que, por división celular, se transforma en un embrión; este es un pequeño cuerpo de conjunto celular con una gibosidad sobresaliente, mediante el cual el embrión permanece unido al arquegonio y esta encargado, como una placenta, de su nutrición hasta que la raíz penetra en el suelo y se hallan formado y desplegado las primeras hojas, lo que dura hasta que la planta pueda nutrirse por si misma. Después el desarrollo del embrión, el prótalo se destruye por haber cumplido su misión (GUNCKEL, 1984).

## **2.7 Factores que afectan la germinación y desarrollo de prótalos.**

A continuación se explican los posibles factores que afectaran en la germinación y desarrollo de prótalos en condiciones de laboratorio.

### **2.7.1 Calidad de agua.**

La calidad de agua es considerada al momento del riego y mantención de la humedad dentro de cada caja, para la posterior germinación de cada especie.

**2.7.1.1 Uso del cloro como desinfectante.** El cloro como tal, o en cualquiera de sus formas comercialmente disponibles, continúa siendo el principal producto químico utilizado en el tratamiento del agua en general. La cantidad de cloro necesaria para mantener un nivel de cloro libre en el agua depende de la demanda de cloro de la misma debida a los contaminantes. Cuando se adiciona cloro al agua, este se hidroliza rápidamente, para dar ácido clorhídrico y ácido hipocloroso. El cloro ( $\text{Cl}_2$ ), el ácido hipocloroso ( $\text{HCLO}$ ) y los iones hipoclorito ( $\text{CLO}^-$ ) coexisten en el equilibrio, dependiendo de las proporciones relativas de todos ellos de la concentración total, del pH y la temperatura del agua (ANÓNIMO, 2002).

La eficiencia del cloro como agente esterilizante es prácticamente debida a la concentración del ácido hipocloroso en equilibrio en el agua. El hecho de que al aumentar el pH disminuya la concentración de  $\text{HCLO}$  no significa que disminuya el nivel de cloro libre, sino que la velocidad de reacción es menor. Puesto que la relación entre las concentraciones de  $\text{HCLO}$  (ácido hipocloroso) y  $\text{CLO}^-$  (hipoclorito) permanecen constantes siempre que se mantenga el pH, si una porción de ácido hipocloroso se consume en la oxidación de la materia orgánica y en la destrucción de las bacterias, parte del hipoclorito se combinará con los iones  $\text{H}^+$  para formar ácido hipocloroso para mantener la relación de concentraciones entre ambos, lógicamente, se producirá una disminución del cloro libre. (ANÓNIMO, 2002).

Las algas son organismos microscópicos, pudiendo permanecer flotando en el agua o bien ancladas en las paredes y accesorios, siendo estas últimas las más resistentes. La presencia de luz solar y CO<sub>2</sub>, así como de sales minerales y una temperatura adecuada son los requisitos esenciales para su crecimiento, no teniendo la presencia de materia orgánica en el agua demasiada influencia sobre el mismo. La temperatura juega un importante papel sobre el tipo de especie que prolifera, existiendo algas típicas para cada estación del año. La presencia de algas produce color, turbidez, olor y sabor en el agua. Aunque en los últimos años se han desarrollado diversos productos alguicidas orgánicos para sustituir al tradicional sulfato de cobre, hay que tener en cuenta que la mayoría de ellos tienen una demanda de cloro de forma que el uso indiscriminado del mismo puede consumir todo el cloro libre (ANÓNIMO, 2002).

**2.7.1.2 Factores que influyen en la cloración.** Entre los principales factores que influyen en el proceso de desinfección y tratamiento del agua con cloro, figuran los siguientes:

- ❖ Naturaleza, concentración y distribución de los organismos que se van a destruir, así como de la concentración y distribución de sustancias desinfectantes y de los productos de su reacción con el agua, así como de las sustancias disueltas o en suspensión presentes en el agua.
- ❖ Naturaleza y temperatura del agua objeto del tratamiento.
- ❖ Tiempo de contacto entre el cloro y el agua.
- ❖ pH del agua.

Respecto a los anteriores factores, podemos decir en lo que respecta a los organismos presentes en el agua, que estos pueden ser muy diversos y con unos requerimientos de cloro para su eliminación muy diferentes.

Para que la cloración resulte eficaz es necesaria una distribución homogéneo del cloro en el agua y que la dosis sea adecuada, para obtener un agua tratada inocua. A partir de 0.1 a 0.2 ppm de cloro libres residual en el agua, ya sea percibe sabor, percibiéndose antes cuanto mayor sea la dureza y temperatura del agua. Puede procederse a la decloracion o eliminación del cloro en el agua, mediante el empleo de sustancias reductoras, tales como el anhídrido sulfuroso. Utilizando cantidades adecuadas de estos productos se pude eliminar la cantidad de cloro deseada. También se pude eliminar el cloro filtrando el agua a través de carbón activo.

Entre las múltiples sustancias que pueden contener las aguas naturales, algunas influyen en gran medida en la eficacia de la cloración, por ejemplo en presencia de sustancias orgánicas, la acción desinfectante del cloro es menor, el amoniaco y otros compuestos orgánicos nitrogenados consumen cloro, el hierro y el manganeso reaccionan con el cloro aumentando la demanda de este, y, una vez oxidados, contribuyen a aumentar la turbiedad del agua. Las bacterias y virus pueden quedar protegidos de la acción del cloro por los sólidos suspendidos en el agua; de aquí que la eficacia de la cloración se vea aumentada mediante la subsiguiente filtración y una posterior esterilización. La velocidad de esterilización aumenta con la temperatura de agua, a pesar de esto ocurre que como en el agua a baja temperatura el cloro permanece más tiempo, puede llegar a compensarse la mayor lentitud de la desinfección con la mayor duración del cloro en el agua.

El tiempo de contacto es otro factor importante a tener en cuenta, ya que durante este tiempo tienen lugar las reacciones entre el cloro y el agua y las sustancias en ella presentes. El tiempo de contacto mínimo suficiente para una cloración eficaz, es, a su vez función de la temperatura, pH, concentración y naturaleza de los organismos y sustancias presentes en el agua, así como de la concentración y estado en que se halle el cloro. Como mínimo, el tiempo de contacto debe ser de 10 a 15 minutos además el tiempo de contacto para lograr un determinado grado de desinfección disminuye al aumentar la concentración y al disminuir el pH (ANÓNIMO, 2002).

### **2.7.2 Sustrato.**

El término turba, se utiliza para caracterizar a una masa fibrosa, esponjosa, heterogénea, constituida por plantas parcialmente descompuestas, materia vegetal y minerales inorgánicos que se han acumulado por varias decenas de años en ambientes mal drenados. Normalmente, contiene más de 75% de humedad total y menos de 12% de materias minerales (HAUSER, 2004).

El sustrato utilizado para la siembra de esporas proporciona ciertas características para la germinación de esporas, entre las cuales se pueden mencionar, que es un material totalmente orgánico en el que destaca principalmente su pH ácido, con un valor de 3,84 y una baja conductividad eléctrica. (BURES PROFESIONAL SA. S/F). Otro de los aspectos más destacables de esta turba es su bajo contenido de cloruros y la seguridad de estar exenta de radioactividad, ambas características muy importantes para evitar fitotóxicidades en el producto. Además de sus características químicas, es de gran utilidad conocer sus características físicas - drenaje, capacidad de retención de agua, aireación – para su buen funcionamiento como sustrato. Finalmente su amplia gama de granulometrías, entre las cuales destacan las partículas fibrosas, favorece su correcto comportamiento como sustrato de cultivo. (MAGRI Y GALLARDÓN S.A.).

### **2.7.3 Luminosidad en el cultivo de los helechos.**

**2.7.3.1 Luz.** La importancia de la luz en las plantas no se limita solo a la captación de la energía a través de la fotosíntesis (BARCENA *et al.*, S/F). Estas poseen mecanismos diversos mediante los que detectan las variaciones cualitativas, de intensidad, dirección y periodos de luz (BARCELLÓ *et al.*, 1993). La luz controla el desarrollo y crecimiento de las plantas a través de los procesos de: fotosíntesis, fotorrespiración y procesos fotomorfogénicos, regulando también en mayor o menor medida otros procesos como la respiración, movimientos estomáticos, metabolismo del carbono, entre otros (BENAVIDES Y RAMIREZ, 2002).

La luz es la energía visible o una radiación luminosa emitida por la excitación de un cuerpo. Cuando esta radiación se produce dentro de la zona visible nos permite ver

objetos y colores (INFOMASCOTA, S/F). Existen dos grandes familias de fuentes luminosas: la incandescencia y la luminiscencia, la primera de origen térmico como el sol y la segunda la emitida por las luciérnagas. Las lámparas modernas son fuentes luminosas de origen eléctrico, las lámparas con filamento convencional o las halógenas producen luz por incandescencia, las de descarga como los rayos, aprovechan la luminiscencia. Además existen lámparas de luz mezcla (incandescencia/luminiscencia) y lámparas fluorescentes, cuya característica es la de aprovechar tanto la incandescencia como la fotoluminiscencia. La iluminancia (E), expresada en Lux ( $LUX=Lumen/m^2$ ), es el flujo luminoso que recibe una superficie determinada situada a una cierta distancia de la fuente. Se determina por la relación entre la intensidad luminosa y la distancia al cuadrado ( $intensidad \times distancia \text{ al cuadrado} = id^2$ ), se mide con la ayuda de un luxómetro. (LASZLO, S/F).

Los seres vivos necesitan para sobrevivir la luz del sol. Según BALDINI, (1992), las plantas están ligadas al ecosistema por flujos de energía respecto a los cuales las hojas juegan un papel fundamental ya que funcionan como principales medios de transformación. Las plantas transforman la energía en forma de luz en energía química. La primera etapa de la fotosíntesis es la absorción de luz por los pigmentos. La clorofila es el más importante de éstos, y es esencial para el proceso. Captura la luz de las regiones violeta y roja del espectro y la transforma en energía química mediante una serie de reacciones. Los distintos tipos de clorofila y otros pigmentos, llamados carotenoides y ficobilinas, absorben longitudes de onda luminosas algo distintas y transfieren la energía a la clorofila A, que termina el proceso de transformación. Estos pigmentos accesorios amplían el espectro de energía luminosa que aprovecha la fotosíntesis. La mayoría de las especies de helechos cultivados son originarias de zonas tropicales y subtropicales del Globo. Esto es importante saberlo porque debemos intentar darle unas condiciones ambientales lo más parecidas posible a su lugar de origen: temperatura, luz, humedad del aire y humedad la tierra.

Cuando una planta no dispone de la luz que necesita, se manifiesta en su salud, a escasez de luz puede provocar:

- ❖ Un aspecto pálido y débil.
- ❖ Poca o ninguna flor.
- ❖ Que se caigan las hojas.
- ❖ Un debilitamiento general, e incluso, un poco más adelante, la muerte.

Hay especies que necesitan una luz abundante y otras viven perfectamente con poca luz, estas últimas, las podremos cultivar en sitios de la casa poco iluminados. (INFOJARDIN, 2003). En la cantidad de luz que hay en una habitación también influyen los colores de las paredes y de los muebles (paredes blancas y muebles de tonos claros, hay más luz). (PELACHO *et al.*, 2002). Según OLIPHANT (1989), las lámparas aportan a las plantas una luz complementaria a la luz natural que es interesante. Tubos fluorescentes dan una iluminación más intensa. El fotoperíodo utilizado en numerosos experimentos para el cultivo de esporas es de 16 horas.

### III MATERIALES Y MÉTODOS.

#### 3.1 Materiales.

##### 3.1.1 Lugar.

Los experimentos se realizaron en el laboratorio de biotecnología de la Universidad Católica de Temuco.

##### 3.1.2 Material vegetal en estudio.

Son esporas que fueron extraídas de los esporangios maduros, que se encontraban en el envés de las frondas de helechos exóticos y nativos. Las esporas provinieron de las siguientes especies de helechos: *Adiantum chilense*, *Adiantum excisum*, *Blechnum chilense*, *Blechnum cycadifolium*, *Blechnum shottii*, *Blechnum hastatum*, *Dicksonia berteriana*, *Gleichenia quadripartita*, *Gleichenia litorales*, *Pteris cretica*, *Rumohra adiantiformis*, *Rumohra berteriana*, *Thyrsopteris elegans*, *Platycerium bifurcatum*.

##### 3.1.3 Sustrato.

El sustrato utilizado para la siembra de esporas fue Mezcla Sunshine N°3 fina especial. El volumen de sustrato utilizado es de 975 cm<sup>3</sup>, y su peso es de 52 gramos.

##### 3.1.4 Contenedores.

La siembra de esporas se realizó en cajas de plástico transparente, cuya dimensión es 18 cm largo x 9 cm de ancho x 3 cm de alto.

##### 3.1.5 Equipos utilizados.

A continuación se nombran los equipos utilizados.

**-Cámara de flujo laminar vertical.** La cual proporcionó un ambiente estéril usado para la desinfección de esporas.

**-Cámara de crecimiento o incubación.** Cámara climatizada la cual otorgó un ambiente óptimo para la germinación de esporas de helechos, con una temperatura de 21°C a 22°C e intensidades luminosas otorgadas por tubos luz día TL-D 36 watt/830 (VILLERGOS, 1997).

**-Lupa estereoscópica:** utilizada para la observación de los prótalos (2x10 de aumento).

**-Equipo destilador.** Proporcionó el agua destilada para el riego de las esporas sembradas.

**-Autoclave.** Equipo que se utilizó para esterilizar el agua destilada a una temperatura de 121° C por 30 minutos, esta agua se utilizó para la desinfección de esporas.

**-Microondas.** Equipo que se utilizó principalmente para esterilizar la turba, se humedeció la turba antes de esterilizarla, con agua destilada y se programo el microondas por 30 minutos con una potencia de 100%.

### **3.1.6 Material de vidrio y metálico.**

Vasos precipitados, pipetas, matraz, espátulas, pinzas, tamiz.

### **3.1.7 Material menor.**

Papel de aluminio, papel absorbente, bolsas de papel, fósforos, lápiz marcador, termómetros, bandejas plásticas, tamiz (70um) tijeras, cinta adhesiva, detergente, escobillas, pinceles, pisetas.

### **3.1.8 Material químico.**

Alcohol, fungicidas, cloro.

## **3.2 Métodos.**

### **3.2.1 Obtención de esporas.**

Las esporas se obtuvieron desde las frondas que fueron cortadas cuando los soros o esporangios se tornaron color café y fueron depositadas en bolsas de papel para su almacenamiento (BAILEY, 1974).

Las frondas colectadas con esporangios maduros, fueron depositadas sobre un papel blanco, dentro de una caja tapada, en un lugar seco y así las esporas comenzaron a desprenderse en pocas horas (KOCH 1973; FOSTER, 1964).

Se removieron las partículas más grandes que correspondieron a partes del indusio y esporangio, golpeando suavemente el papel (FOSTER, 1964).

Las esporas fueron recolectadas en días secos, para así evitar pérdidas por contaminaciones fúngicas. Usando esporas frescas la tasa de germinación es más exitosa, más rápida y hay menor riesgo de presencia de hongos, musgos u otros que afecten el desarrollo del prótalo (VANDER MAST, 1989).

Las esporas de la mayoría de las especies son viables 1 año o más, para mantener su viabilidad las esporas se fueron almacenadas libres de impurezas en el refrigerador, alrededor de 4°C (AIKINS, 1997).

### **3.2.2 Desinfección de esporas.**

La desinfección del material vegetal (esporas obtenidas desde las frondas), para su posterior siembra en las cajas plásticas, se realizó en la cámara de flujo laminar vertical.

El volumen (0.3 ml) de esporas fue colocado sobre el papel filtro, el cual luego se dobla y se sella con un clip, como se muestra en la Figura 12.



**FIGURA 12.** Desinfección de esporas.

Las esporas se sumergieron en las siguientes soluciones:

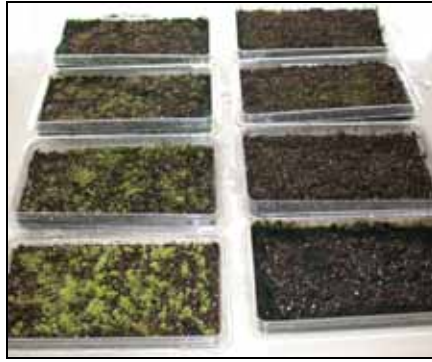
- Una solución de fungicida (2,5 g de fungicida en 250 cc de agua destilada estéril), las esporas permanecieron aquí 30 minutos.
  
- Una solución de cloro piscina al 1% (50 cc de cloro piscina aforado a 250 cc de agua destilada estéril), aquí permanecieron 10 minutos.
  
- Una solución de alcohol, 70% de pureza (183 cc de alcohol aforado a 250 cc de agua destilada estéril), permaneciendo las esporas por 5 segundos.

### **3.2.3 Siembra de esporas.**

La siembra se realizó pasando un pincel (previamente esterilizado con alcohol), a través de un volumen de esporas (0,3 ml), que estaban depositadas sobre un papel aluminio, después el pincel se golpeo suavemente sobre la caja , para remover el exceso de esporas de manera de cubrir en forma pareja la superficie sembrada (KOCH, 1973; PANGUA *et al.*, 1994).

### **3.2.4 Incubación.**

Período que correspondió a los días en que permanecieron en la cámara las cajas sembradas hasta la toma de datos, que fue el conteo de los prótalos. El fin de la incubación estará dada por el momento en que los prótalos sean visibles, esto ocurriría cuando se aprecie sobre la superficie un cambio de color verde, como se aprecia en la Figura 13.



**FIGURA 13.** Prótalos en la superficie de las cajas.

### **3.2.5 Intensidad luminosa.**

La intensidad luminosa fue proporcionada por tubos fluorescentes fríos Philips TLD 36w/830, dentro de la cámara de incubación otorgó 1000 lux en la parte inferior de la cámara y los 2500 lux en la parte superior.

### **3.2.6 Riego del cultivo.**

Se utilizó 3 ml de cloro piscina en 500 ml de agua destilada, de esta solución se obtuvo 1ml, diluyéndolo en 100 ml de agua destilada. De la solución formada, se regó cada caja con el tratamiento de cloro con 10 ml, el riego varió dependiendo de la humedad que presentaba cada caja sembrada. Al ser esporas muy pequeñas y livianas el agua se aplicó por el borde de la caja con una pipeta, (Anexo N°2).

### **3.2.7 Tipo de investigación.**

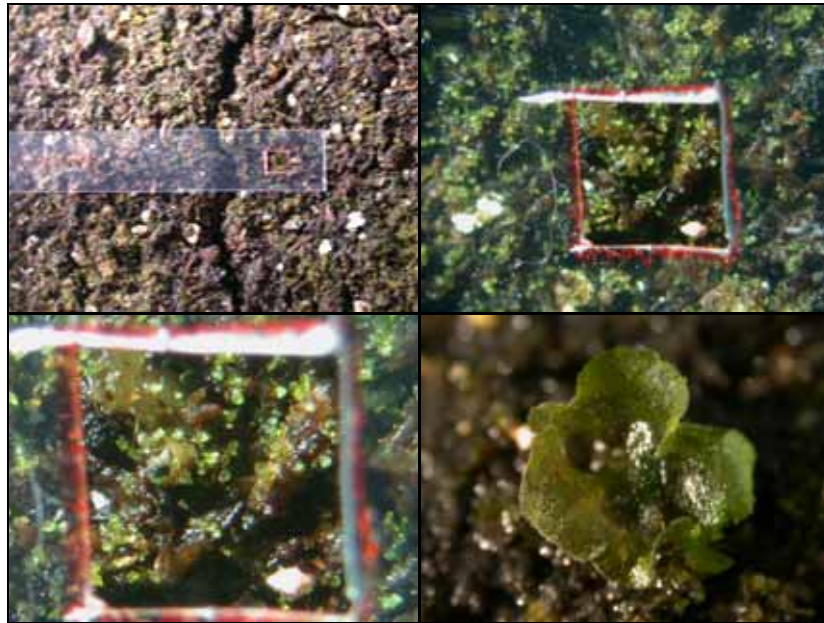
Esta investigación es de tipo experimental. Para la determinación de las variables se utilizó un diseño completamente al azar.

### **3.2.8 Factores a investigar.**

- Cloración de agua.
- Desinfección de esporas.
- Intensidad luminosa.

### 3.2.9 Variable cuantitativa.

Cada tratamiento contó de 25 repeticiones tomadas al azar. Cada repetición correspondió a una observación de cada caja sembrada, cuyos datos se obtuvieron dependiendo de la superficie germinada, a menor distancia entre prótalos se utilizó la medición de  $0,09 \text{ cm}^2$ , y a mayor distancia entre prótalos se utilizó la medición de  $2,25 \text{ cm}^2$ , como se muestra en la Figura 14, (Anexo N°3).



**FIGURA 14.** Conteo de prótalos.

Se midió además el porcentaje de contaminación de cada ensayo. La superficie de la caja es  $18 \text{ cm} \times 9 \text{ cm} = 162 \text{ cm}^2$ , esto constituye un 100%.

### **3.2.10 Ensayo N°1. Efecto de la cloración de agua de riego y desinfección de esporas sobre el número de prótalos desarrollados.**

Este Ensayo se realizó en la cámara de incubación a 1000 lux, con un fotoperíodo de 16 horas luz y 8 horas de oscuridad. Es un ensayo completamente al azar ordenado como factorial 2x2 lo cual hace un total de 4 tratamientos.

- Tratamiento 1: CC/SD
- Tratamiento 2: SC/SD
- Tratamiento3: CC/D
- Tratamiento 4: SC/D

### **3.2.11 Ensayo N°2. Efecto de la intensidad luminosa sobre el número de prótalos desarrollados.**

Para este Ensayo se implementaron áreas en la cámara de incubación con intensidades luminosas distintas (1000 lux y 2500 lux), medida con un luxómetro (Tes 1330). Se utilizó un fotoperíodo de 16 horas luz y 8 horas de oscuridad además las esporas fueron previamente desinfectadas y el riego se realizó con agua destilada sin cloro. Para este Ensayo se realizaron 2 tratamientos:

- Tratamiento 1: 1000 LUX
- Tratamiento 2: 2500 LUX

### **3.2.12 Tipo de análisis estadístico.**

Para el primer ensayo se utilizó un diseño completamente aleatorizado con arreglo factorial de 2x2, con un total de 4 tratamientos con 25 repeticiones, los factores estudiados fueron la desinfección de esporas y cloración de agua para riego. El análisis estadístico de los datos se realizó por medio de análisis de varianza, para identificar diferencias significativas entre los tratamientos se aplicó la prueba de Tukey, con un nivel de significancia del 5%. En un segundo ensayo se investigó el efecto de dos intensidades de luz, 1000 y 2500 lux, aplicándose la prueba de t ( $p < 0,05$ ).

## IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1 Resultados.

En el Cuadro 1 se indica el período en días desde la siembra hasta el conteo de prótalos. El conteo de prótalos se realizó cuando fueron visibles a la lupa (2x10 de aumento).

**CUADRO 1.** Número de días desde la siembra hasta el conteo de prótalos.

Especie	N° de días
<i>Adiantum chilense</i>	35
<i>Adiantum excisum</i>	39
<i>Blechnum chilense</i>	10
<i>Blechnum cycadifolium</i>	11
<i>Blechnum hastatum</i>	17
<i>Blechnum shottii</i>	23
<i>Dicksonia berteroana</i>	16
<i>Gleichenia quadripartita</i>	49
<i>Gleichenia litorales</i>	45
<i>Platycterium bifurcatum</i>	45
<i>Pteris cretica</i>	32
<i>Rumohra adiantiformis</i>	15
<i>Rumohra berteroana</i>	35
<i>Thyrsopteris elegans</i>	18

Existen diversos autores que señalan que la germinación de esporas de helechos puede ocurrir entre la primera a sexta semana dependiendo de las especies, (ZUMAETA 1994, AIKINS 1997, HARTMAN Y KESTER 1997), situación que se verifica en el Cuadro 1, donde se puede apreciar que existe una gran variabilidad en el tiempo transcurrido entre la siembra y el conteo de prótalos.

El grupo de los *Blechnum*, fue el más precoz en germinar, en especial, los prótalos de *Blechnum chilense* y *Blechnum cycadifolium* que fueron visibles para el conteo bajo lupa a los 10 y 11 días respectivamente, en tanto que los prótalos de *Gleichenias* fueron los más tardíos. Esta precocidad también fue detectada por PÉREZ *et al* 1995, que encontró que las esporas de *Blechnum chilense* y *Blechnum cycadifolium*, germinaban entre los 6 a 10 días después de sembrar las esporas en un medio Thompson con agar.

El conteo para *Thyrsopteris elegans* se realizó a los 18 días, resultado que se aproxima al obtenido por PÉREZ *et al* S/F, que sembró esporas de esta especie las cuales germinaron a los 20 días después de la siembra, en un medio Thomson con agar.

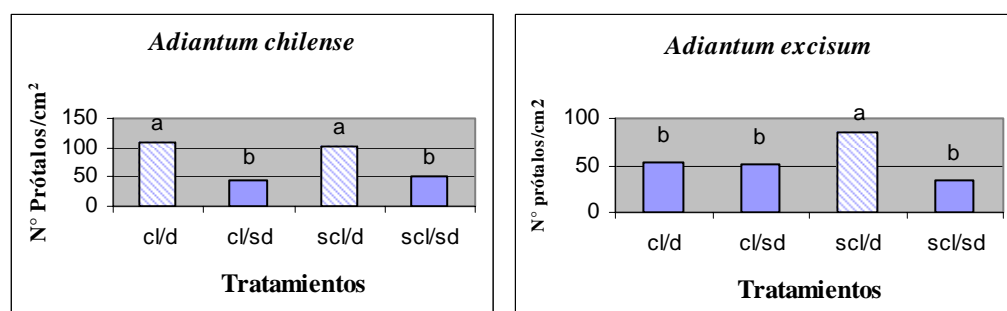
En *Rumohra adiantformis* y *Rumohra berteriana* la germinación varió en un periodo de 15 a 35 días respectivamente, cuando los prótalos eran visibles bajo la lupa. En la misma familia de helechos PÉREZ *et al* (1999), observó bajo microscopio la primera célula rizoidal, entre 7 a 15 días después de la siembra, observándose la formación de prótalos entre los 22 a 48 días.

A continuación se presentan y discuten los resultados del Ensayo N°1 obtenidos con los 4 tratamientos que evaluaron el efecto de la desinfección de esporas en el proceso de formación de prótalos y cloración de agua para riego en la aparición de algas y hongos.

#### 4.2 Ensayo N°1. Efecto de la cloración del agua de riego y desinfección de esporas sobre el número de prótalos desarrollados.

**CUADRO 2.** *Adiantum chilense* y *Adiantum excisum*. Promedio del número de prótalos desarrollados.

<i>Adiantum chilense</i>				<i>Adiantum excisum</i>			
	CL	SCL			CL	SCL	
D	110,21 <sup>a</sup>	102,66 <sup>a</sup>	106,43 <sup>a</sup>	D	52,88 <sup>b</sup>	85,77 <sup>a</sup>	69,32 <sup>a</sup>
SD	43,106 <sup>b</sup>	51,99 <sup>b</sup>	47,55 <sup>b</sup>	SD	51,10 <sup>b</sup>	34,21 <sup>b</sup>	42,66 <sup>b</sup>
	76,66 <sup>a</sup>	77,32 <sup>a</sup>			51,99 <sup>a</sup>	59,99 <sup>a</sup>	



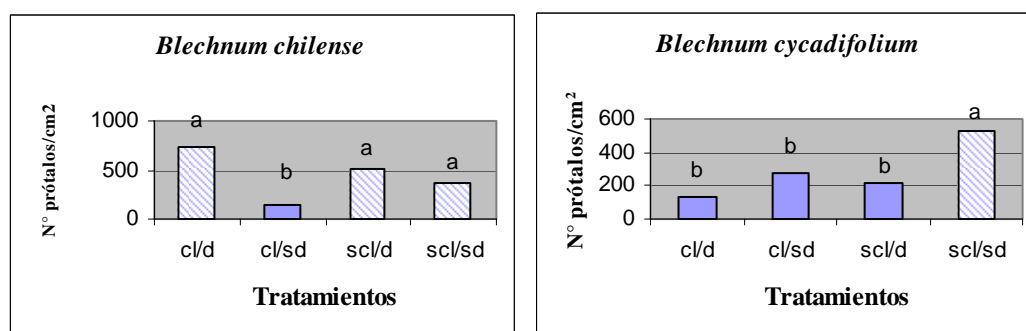
**FIGURA 15.** *Adiantum chilense* y *Adiantum excisum*. Número de prótalos/cm<sup>2</sup>.

Para los *Adiantum*, la desinfección de esporas favoreció la presencia de prótalos, sin embargo no existieron diferencias significativas al clorar el agua de riego, *Adiantum chilense* fue el que presentó, en promedio, la mayor densidad de prótalos alcanzando a 110 prótalos/cm<sup>2</sup> con el tratamiento que consideró la desinfección de esporas y

cloración del agua. De acuerdo a los resultados, la desinfección de esporas no perjudica la germinación de estas, favoreciendo la presencia de un mayor número de prótalos. Se observó un aumento de la contaminación por algas y hongos al no desinfectar las esporas en *Adiantum excisum*, y no clorar el agua de riego en *Adiantum chilense*, llegando 8.3% y 4.4% de la superficie contaminada respectivamente (Cuadro 12).

**CUADRO 3.** *Blechnum chilense* y *Blechnum cycadifolium*. Promedio del número de prótalos desarrollados.

<i>Blechnum chilense</i>				<i>Blechnum cycadifolium</i>			
	CL	SCL			CL	SCL	
D	739,4 <sup>a</sup>	504,88 <sup>a</sup>	622,1 <sup>a</sup>	D	135,42 <sup>b</sup>	210,6 <sup>b</sup>	173,01 <sup>b</sup>
SD	145,77 <sup>b</sup>	371,55 <sup>a</sup>	258,66 <sup>b</sup>	SD	280,7 <sup>b</sup>	532,5 <sup>a</sup>	406,6 <sup>a</sup>
	442,5 <sup>a</sup>	438,21 <sup>a</sup>			208,06 <sup>b</sup>	371,5 <sup>a</sup>	

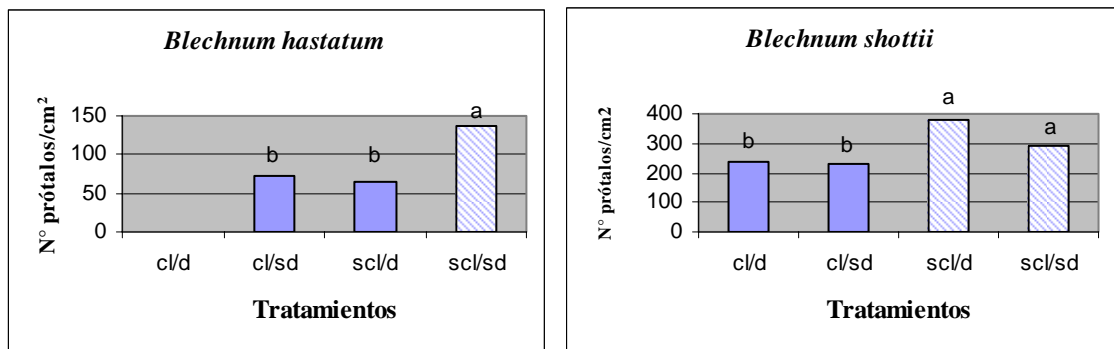


**FIGURA 16.** *Blechnum chilense* y *Blechnum cycadifolium*. Número de prótalos/cm<sup>2</sup>.

Por la alta densidad de prótalos desarrollados, *Blechnum chilense* fue la especie más prolífica del grupo de su género. La combinación de desinfección de esporas y cloración de agua resultó muy beneficiosa para la propagación, obteniéndose en promedio 739 prótalos/cm<sup>2</sup>, en contraste con los 146 prótalos/cm<sup>2</sup> que se alcanzaron con el tratamiento que consideró solo la cloración de agua y no la desinfección de esporas. Por el contrario, la especie *Blechnum cycadifolium*, tuvo una respuesta distinta a la anterior. El mayor número de prótalos/cm<sup>2</sup> desarrollados (533) ocurrió cuando las esporas no se desinfectaron y se regaron con agua sin cloro.

**CUADRO 4.** *Blechnum hastatum* y *Blechnum shottii*. Promedio del número de prótalos desarrollados.

<i>Blechnum hastatum</i>				<i>Blechnum shottii</i>			
	CL	SCL			CL	SCL	
D	0 <sup>c</sup>	63,81 <sup>b</sup>	31,9 <sup>b</sup>	D	240,2 <sup>b</sup>	380,4 <sup>a</sup>	310,3 <sup>a</sup>
SD	72,8 <sup>b</sup>	138,2 <sup>a</sup>	105,5 <sup>a</sup>	SD	233,3 <sup>b</sup>	293,6 <sup>a</sup>	263,5 <sup>b</sup>
	36 <sup>b</sup>	101 <sup>a</sup>			236,75 <sup>b</sup>	337 <sup>a</sup>	

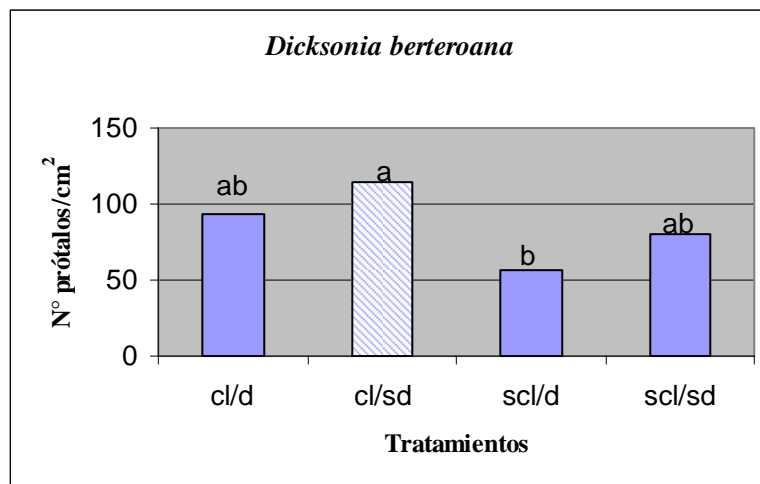


**FIGURA 17.** *Blechnum hastatum* y *Blechnum shottii*. Número de prótalos/cm<sup>2</sup>.

*Blechnum hastatum* fue el menos prolífico del grupo, alcanzando un promedio general de 274 prótalos/cm<sup>2</sup>. De los tratamientos utilizados, el más apropiado resultó el que no consideró la cloración del agua de riego ni la desinfección de las esporas, con el cual se consiguió 138 prótalos/cm<sup>2</sup>. El tratamiento de desinfección y cloración resultaron ser inapropiados para la propagación de las esporas en esta especie, ya que bajo este tratamiento no se lograron desarrollar los prótalos. Es probable que la concentración de cloro utilizada afectó la viabilidad de las esporas, como también fue afectado el desarrollo de los prótalos al utilizar agua clorada. En general los *Blechnum* no presentaron problemas de contaminación, por algas y hongos (Cuadro 12). En la especie *Blechnum shottii* los tratamientos que consideraron la desinfección de esporas y riego de agua sin cloro, tuvieron una diferencia significativa del número de prótalos/cm<sup>2</sup> desarrollados respecto a los tratamientos sin desinfección y riego con agua clorada.

**CUADRO 5.** *Dicksonia berteroana*. Promedio del número del prótalos desarrollados.

<i>Dicksonia berteroana</i>			
	CL	SCL	
D	93,32 <sup>ab</sup>	55,99 <sup>b</sup>	74,66 <sup>c</sup>
SD	115,106 <sup>a</sup>	80,88 <sup>ab</sup>	97,99 <sup>a</sup>
	104,21 <sup>a</sup>	68,44 <sup>b</sup>	

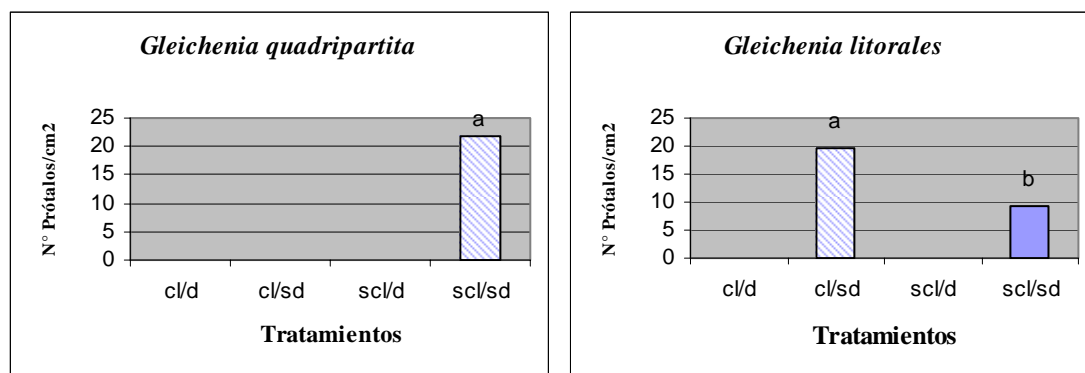


**FIGURA 18.** *Dicksonia berteroana*. Número de prótalos/cm<sup>2</sup>.

En la especie *Dicksonia berteroana* el tratamiento que presentó un mayor número de prótalos/cm<sup>2</sup> desarrollados, fue el tratamiento que incluyó la cloración al agua de riego pero sin desinfección de esporas, comparado con el tratamiento que considera la desinfección de esporas y el agua de riego sin cloro, presentando el más bajo resultado en el número de prótalos desarrollados/cm<sup>2</sup>.

**CUADRO 6.** *Gleichenia quadripartita* y *Gleichenia litorales*. Promedio del número de prótalos desarrollados.

<i>Gleichenia quadripartita</i>				<i>Gleichenia litorales</i>			
	CL	SCL			CL	SCL	
D	0 <sup>b</sup>	0 <sup>b</sup>	0 <sup>b</sup>	D	0 <sup>c</sup>	0 <sup>c</sup>	0 <sup>b</sup>
SD	0 <sup>b</sup>	21,77 <sup>a</sup>	10,88 <sup>a</sup>	SD	19,55 <sup>a</sup>	9,33 <sup>b</sup>	14,44 <sup>a</sup>
	0 <sup>b</sup>	10,88 <sup>a</sup>			9,77 <sup>a</sup>	4,66 <sup>b</sup>	

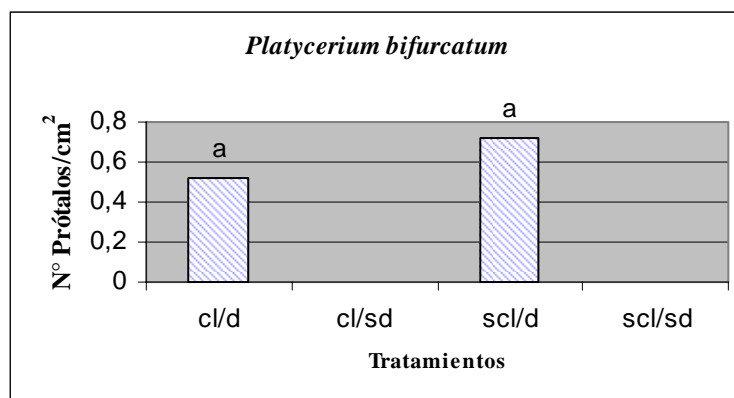


**FIGURA 19.** *Gleichenia quadripartita* y *Gleichenia litorales*. Número de prótalos/cm<sup>2</sup>.

Las Gleichenias fue el grupo con mayores dificultades en su propagación, en especial *Gleichenia quadripartita*, donde solo se logró desarrollar prótalos en el tratamiento sin cloro y sin desinfección, el que alcanzó a 22 prótalos/cm<sup>2</sup>. Ambas Gleichenias se vieron fuertemente afectadas por el proceso de desinfección de esporas y cloración del agua para riego, por lo que no se recomienda estos tratamientos para estos dos helechos. De acuerdo a los resultados obtenidos, la desinfección de esporas causó su muerte no logrando la germinación. Puede ser que concentraciones de cloro menores a la utilizada (1% de cloro activo), reduzca el daño en las esporas, también se plantea como posibilidad la reducción del tiempo de desinfección.

**CUADRO 7.** *Platyserium bifurcatum*. Promedio del número de prótalos desarrollados.

<i>Platyserium bifurcatum</i>			
	CL	SCL	
D	0,52 <sup>a</sup>	0,72 <sup>a</sup>	0,62 <sup>a</sup>
SD	0 <sup>b</sup>	0 <sup>b</sup>	0 <sup>b</sup>
	0,26 <sup>a</sup>	0,36 <sup>a</sup>	

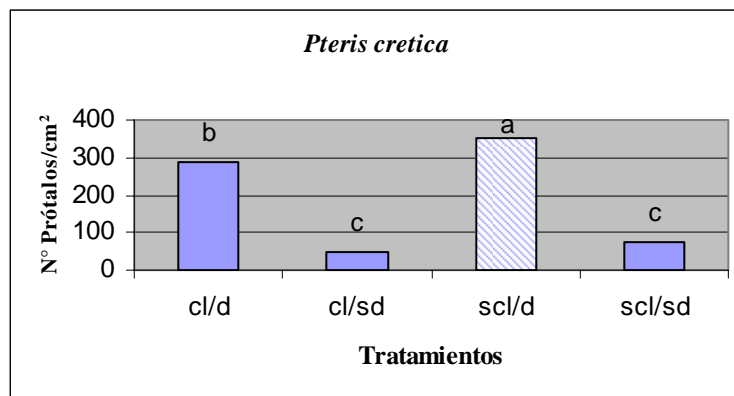


**FIGURA 20.** *Platyserium bifurcatum*. Número de prótalos/ cm<sup>2</sup>.

En *Platyserium bifurcatum*, solo se lograron desarrollar los prótalos en aquellos tratamientos que incluían la desinfección de esporas, por lo que la desinfección de esporas sería un procedimiento aconsejable para la propagación de esta especie.

**CUADRO 8.** *Pteris cretica*. Promedio del número de prótalos desarrollados.

<i>Pteris cretica</i>			
	CL	SCL	
D	286,21 <sup>b</sup>	351,99 <sup>a</sup>	319,10 <sup>a</sup>
SD	48,44 <sup>c</sup>	72,88 <sup>c</sup>	60,66 <sup>b</sup>
	167,32 <sup>b</sup>	212,43 <sup>a</sup>	

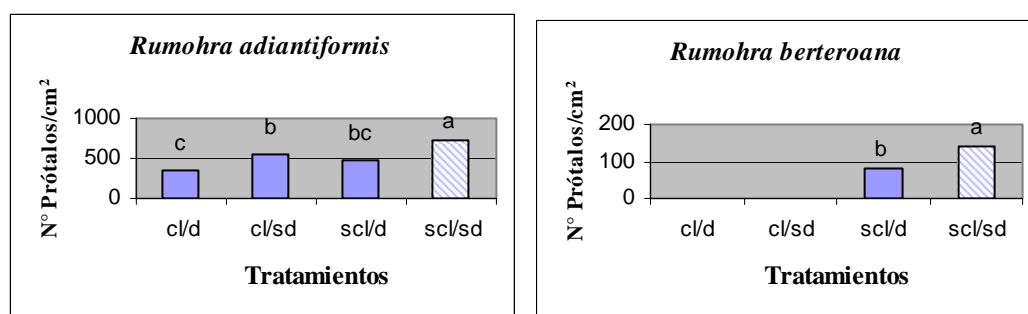


**FIGURA 21.** *Pteris cretica*. Número de prótalos/ cm<sup>2</sup>.

En la especie *Pteris cretica* al igual *Platyserium bifurcatum* la desinfección de esporas es aconsejable para su propagación. El tratamiento más exitoso fue el que incluyó la desinfección de esporas y agua de riego sin cloro, alcanzando los 352 prótalos/cm<sup>2</sup>, siendo significativamente superior a los tratamientos que no desinfectaban las esporas que solo se lograron obtener en promedio 61 prótalos/cm<sup>2</sup>.

**CUADRO 9.** *Rumohra adiantiformis* y *Rumohra berteriana*. Promedio del número de prótalos desarrollados.

<i>Rumohra adiantiformis</i>				<i>Rumohra berteriana</i>			
	CL	SCL			CL	SCL	
D	351,99 <sup>c</sup>	480,55 <sup>bc</sup>	416,27 <sup>b</sup>	D	0 <sup>c</sup>	81,77 <sup>b</sup>	40,88 <sup>b</sup>
SD	539,81 <sup>b</sup>	718,21 <sup>a</sup>	629,01 <sup>a</sup>	SD	0 <sup>c</sup>	140,43 <sup>a</sup>	70,21 <sup>a</sup>
	445,90 <sup>b</sup>	599,38 <sup>a</sup>			0 <sup>b</sup>	111,10 <sup>a</sup>	

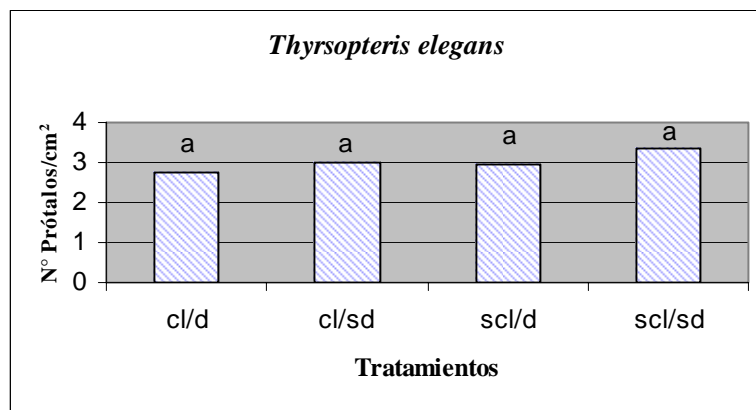


**FIGURA 22.** *Rumohra adiantiformis* y *Rumohra berteriana*. Número de prótalos/ cm<sup>2</sup>.

Para las Rumoras no resulta aconsejable el uso del cloro tanto para la desinfección de esporas o la cloración del agua de riego. *Rumohra adiantiformis* fue la especie que presentó un número de prótalos muy superior en promedio a *Rumohra berteriana*, en esta última, los tratamientos que consideraron el riego con agua clorada resultaron muy perjudiciales a la propagación, ya que bajo estos tratamientos no se observó ningún prótalo.

**CUADRO 10.** *Thyrsopteris elegans*. Promedio del número de prótalos desarrollados.

<i>Thyrsopteris elegans</i>			
	CL	SCL	
D	2,76 <sup>a</sup>	2,94 <sup>a</sup>	2,85 <sup>a</sup>
SD	2,98 <sup>a</sup>	3,37 <sup>a</sup>	3,17 <sup>a</sup>
	2,87 <sup>a</sup>	3,15 <sup>a</sup>	



**FIGURA 23.** *Thyrsopteris elegans*. Número de prótalos/ cm<sup>2</sup>.

*Thyrsopteris elegans*, fue el helecho que presentó el número de prótalos desarrollados más bajo, y que no tuvo diferencias significativas ante los tratamientos expuestos.

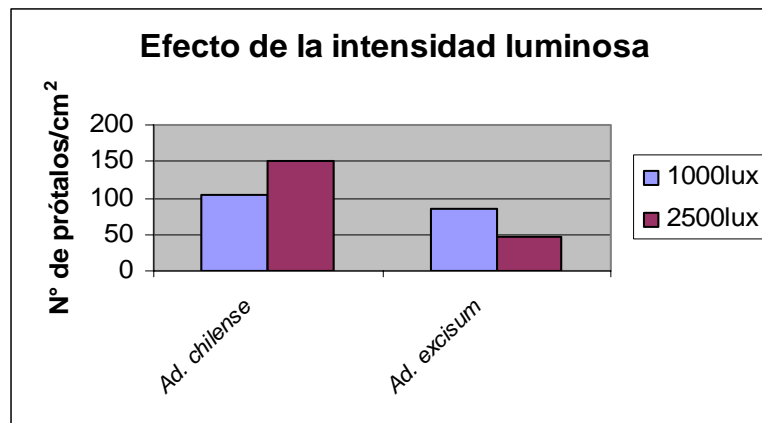
**4.3 Ensayo N°2. Efecto de la intensidad luminosa sobre el número de prótalos desarrollados por cm<sup>2</sup>.**

**CUADRO 11.** Número de prótalos/cm<sup>2</sup> desarrollados (1000 lux y 2500 lux).

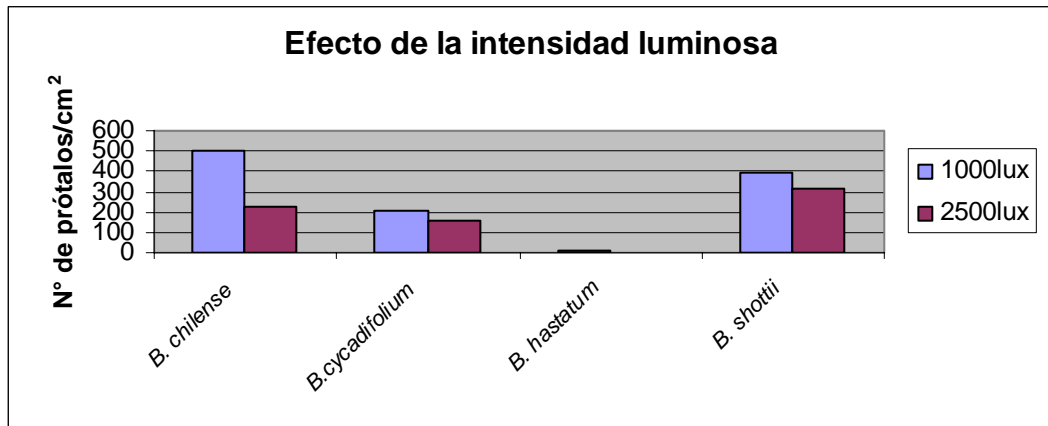
Especie	Tratamientos	
	1000 lux	2500 lux
<i>Adiantum chilense</i>	103,99 <sup>b</sup>	150,66 <sup>a</sup>
<i>Adiantum excisum</i>	85,77 <sup>a</sup>	46,21 <sup>b</sup>
<i>Blechnum chilense</i>	504,88 <sup>a</sup>	223,99 <sup>b</sup>
<i>Blechnum cycadifolium</i>	204,88 <sup>a</sup>	152,88 <sup>a</sup>
<i>Blechnum hastatum</i>	13,41 <sup>a</sup>	4,40 <sup>b</sup>
<i>Blechnum shottii</i>	396,44 <sup>a</sup>	315,10 <sup>b</sup>
<i>Dicksonia berteroana</i>	55,99 <sup>a</sup>	46,21 <sup>a</sup>
<i>Gleichenia quadripartita</i>	0 <sup>a</sup>	0 <sup>a</sup>
<i>Gleichenia litorales</i>	0 <sup>a</sup>	0 <sup>a</sup>
<i>Platyserium bifurcatum</i>	0,68 <sup>a</sup>	0,49 <sup>a</sup>
<i>Rumohra adiantiformis</i>	718,2 <sup>a</sup>	510,2 <sup>b</sup>
<i>Rumohra berteroana</i>	140 <sup>a</sup>	0 <sup>b</sup>
<i>Thyrsopteris elegans</i>	2,94 <sup>a</sup>	0 <sup>b</sup>
<i>Pteris cretica</i>	349,77 <sup>a</sup>	0 <sup>b</sup>

Letras diferentes en las columnas indican diferencias significativas, prueba Student's t (p<0,05).

Como se puede apreciar en el Cuadro 11 y Figuras 24,25 y 26 la intensidad luminosa a los 1000 lux, favoreció al número de prótalos desarrollados a la mayoría de las especies en estudio, en comparación con los 2500 lux. Las especies que no presentaron diferencias significativas ante el tratamiento de intensidad luminosa fueron *Blechnum cycadifolium*, *Dicksonia berteriana* y *Platynerium bifurcatum*. En el caso de las *Gleichenias* no se observó germinación debido probablemente al proceso de desinfección de esporas con cloro. Para las especies *Rumohra berteriana*, *Thyrsopteris elegans* y *Pteris cretica*, los prótalos solo se desarrollaron con la menor intensidad luminosa, en contraste con el tratamiento de 2500 lux, donde no hubo germinación. Solo *Adiantum chilense* fue la especie que mejor respondió al tratamiento de 2500 lux.

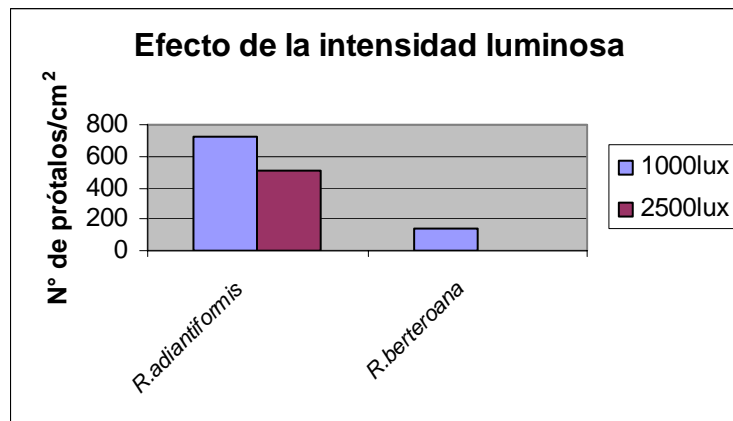


**FIGURA 24.** Efecto de la intensidad luminosa sobre el número de prótalos desarrollados/cm<sup>2</sup>, en las especies *A. chilense* y *A. excisum*.



**FIGURA 25.** Efecto de la intensidad luminosa sobre el número de prótalos desarrollados/cm<sup>2</sup>, en las especies *B. chilense*, *B. cycadifolium*, *B. hastatum* y *B. shottii*.

Para los *Blechnum*, no se evidenció como grupo una tendencia clara de respuesta a lo tratamientos, lo cual puede ser un reflejo de los distintos orígenes y hábitos de crecimiento de las especies *Blechnum chilense*, es un helecho del continente, colectado en la IX Región, en cambio *Blechnum cycadifolium* y *Blechnum shottii* son helechos endémicos provenientes de la Isla Robinson Crusoe, por otra parte existe una gran diferencia en los hábitos de crecimientos de ambas especies, *Blechnum cycadifolium* es un helecho arbóreo que crece en zonas más expuestas a la luz, *Blechnum shottii* es un helecho trepador que crece en sectores de menor intensidad luminosa.



**FIGURA 26.** Efecto de la intensidad luminosa sobre el número de prótalos desarrollados/cm<sup>2</sup>, en las especies *R. Adiantiformis* y *R. berteriana*.

*Rumohra adiantiformis* presentó una mayor respuesta en la germinación de prótalos/cm<sup>2</sup> a una baja intensidad de luz, este resultado también se comprobó en el trabajo realizado por BRUM *et al.*, (2002), quien aplicó a la siembra de esporas de *Rumohra adiantiformis* una baja y alta irradiancia de 9% y 72% respectivamente, los resultados demostraron una respuesta favorable de germinación a la irradiancia más baja, contrastándose con aquel tratamiento de intensidad de luz más alta, que inhibió la germinación.

#### 4.4 Medición del porcentaje de contaminación.

A continuación se presenta en el Cuadro 12 el porcentaje de contaminación de cada tratamiento de las especies exóticas y nativas. El porcentaje de contaminación se midió en relación a la superficie de la caja, la cual presentó una superficie de 162 cm<sup>2</sup>.

**CUADRO 12.** Medición del porcentaje de contaminación.

Especies	Tratamientos			
	T1 CC/SD	T2 SC/SD	T3 CC/D	T4 SC/D
<i>A. excisum</i>	8,3%	2,7%	2,7%	2,7%
<i>A. chilense</i>	1,1%	1,6%	2,2%	4,4%
<i>B. chilense</i>	0%	0%	0%	3,8%
<i>B. cycadifolium</i>	0%	3%	0%	0%
<i>B. hastatum</i>	0%	0%	0%	0%
<i>B. shottii</i>	0%	0%	0%	0%
<i>D. berteriana</i>	5,5%	2,7%	5,5%	10%
<i>G. quadripartita</i>	4,4%	2,2%	1,6%	13,8%
<i>G. litorales</i>	15,5%	5,5%	6,6%	1,6%
<i>P. cretica</i>	0%	0%	0%	0%
<i>R. adiantiformis</i>	0%	0%	0%	0%
<i>R. berteriana</i>	1,6%	2,7%	0,5%	10%
<i>P. bifurcatum</i>	0%	0%	0%	11,1%
<i>T. elegans</i>	6,6%	6,6%	4,4%	2,2%

Los *Blechnum* al igual que *Pteris cretica* presentaron en general una excelente condición sanitaria, solo se observó contaminación en algunos tratamientos que aplicaron cloro al agua de riego. Los *Adiantum* y *Thyrsopteris elegans* fueron las especies que presentaron un mayor porcentaje de contaminación.

La cloración de agua de riego resulto muy eficaz para el control de algas disminuyendo ostensiblemente la contaminación para la mayoría de las especies. La contaminación de las distintas especies con sus respectivos tratamientos, pudo deberse a que las esporas no fueron desinfectadas, además esto se relaciona con la procedencia de las plantas madres las cuales se encuentran a orillas de caminos, estando expuestas a contaminación (VAN DER MAST, 1989), lo cual permite el desarrollo de microorganismos en las frondas (BORELLI *et al.*, 1990), y por lo tanto después de la siembra su posterior contaminación por hongos. Esto coincide además con CAMLOH y COGALA (1992), quien indica que al propagar los helechos por esporas en condiciones no estériles la aparición de hongos se hace evidente. Además la aparición de algas de algunas especies por los bordes de las cajas, puede haber sido causa por la alta humedad que se genera al interior de ella (Anexo N°4).

## CONCLUSIONES

En general, las especies investigadas presentaron diferencias significativas para algunos de los tratamientos utilizados, excepto *Thyrsopteris elegans*. El tratamiento al cual más especies respondieron con un mayor número de prótalos fue al riego con agua sin cloro y sin desinfección de esporas, en contraste con el tratamiento que incluyó la cloración del agua y desinfección de esporas, donde sólo *Adiantum chilense*, y *Blechnum chilense* lograron desarrollarse exitosamente.

En las especies *Rumohra berteriana* y *Gleichenia quadripartita* no ocurrió germinación cuando se regó con agua clorada, un efecto similar se observó en *Gleichenia quadripartita* y *Gleichenia litorales* cuando se utilizaron esporas desinfectadas.

El tiempo de aparición de prótalos (desde la siembra hasta el conteo) sobre la superficie de las cajas sembradas varió entre 10 y 49 días en las especies *Blechnum chilense* y *Gleichenia quadripartita* respectivamente.

*Blechnum chilense* y *Rumohra adiantiformis* fueron las especies más prolíficas, observándose una alta densidad de prótalos la que alcanzó a 739 y 718 prótalos/cm<sup>2</sup> respectivamente, lo cual no resultó aconsejable debido a la alta competencia generada, afectando el crecimiento posterior de los prótalos.

*Platyserium bifurcatum*, *Thyrsopteris elegans* y las gleichenias, fueron las especies menos prolíficas, por lo que se recomienda aumentar al menos al doble la dosis de siembra utilizada.

El mayor número de prótalos/cm<sup>2</sup> en la especie *Rumohra adiantiformis* y *Rumohra berteriana* se observó en el tratamiento que no se aplicó desinfección de esporas ni cloración en el agua de riego.

Para *Dicksonia berteriana* el tratamiento menos aconsejable para su propagación fue la combinación de desinfección de esporas y el riego de agua sin cloro. Los demás tratamientos no demostraron diferencias significativas.

Para los Adiantum, la desinfección de esporas favoreció la presencia de prótalos, sin embargo no existieron diferencias significativas al clorar el agua de riego, *Adiantum chilense* fue el que presentó, en promedio, la mayor densidad de prótalos alcanzando a 110 prótalos/cm<sup>2</sup> con el tratamiento que consideró la desinfección de esporas y cloración del agua. De acuerdo a los resultados, la desinfección de esporas no perjudica la germinación de estas, favoreciendo la presencia de un mayor número de prótalos.

Del grupo de los Blechnum, *Blechnum cycadifolium* y *Blechnum hastatum* desarrollaron el mayor número de prótalos en el tratamiento que no consideró la desinfección de esporas ni la cloración de agua de riego.

La intensidad luminosa a los 1000 lux, favoreció al número de prótalos desarrollados a la mayoría de las especies en estudio, en comparación con los 2500 lux. Las especies que no presentaron diferencias significativas ante el tratamiento de intensidad luminosa fueron *Blechnum cycadifolium*, *Dicksonia berteriana* y *Platyterium bifurcatum*. En el caso de las Gleichenias no se observó germinación debido probablemente al proceso de desinfección de esporas con cloro. Para las especies *Rumohra berteriana*, *Thyrsopteris elegans* y *Pteris cretica*, los prótalos solo se desarrollaron con la menor intensidad luminosa, en contraste con el tratamiento de 2500 lux, donde no hubo germinación. Solo *Adiantum chilense* fue la especie que mejor respondió al tratamiento de 2500 lux.

Las especies que no se vieron afectadas por la contaminación de algas y hongos fueron: *Blechnum hastatum*, *Blechnum shottii* y *Rumohra adiantiformis*, a diferencia de

*Gleichenia litorales*. (Es una especie que presenta problemas de conservación (Anexo 5).

## VI RESUMEN

El propósito de este estudio fue evaluar el efecto de la intensidad luminosa, la desinfección de esporas y la cloración del agua de riego sobre la propagación a partir de esporas de 14 helechos presentes en Chile, de los cuales 2 son exóticos y 12 nativos.

La investigación se realizó en el laboratorio de Biotecnología de la Universidad Católica de Temuco. En un primer ensayo se estudió el efecto de la cloración del agua de riego (con y sin cloro) y la desinfección de esporas (esporas con y sin desinfectar) sobre el número de prótalos desarrollados/cm<sup>2</sup>. En un segundo ensayo se evaluó sobre esta misma variable, el efecto de la intensidad luminosa (1000 y 2500 lux).

La desinfección de esporas promovió el desarrollo de prótalos de *Adiantum chilense*, *Adiantum excisum*, *Blechnum chilense*, *Blechnum cycadifolium*, *Blechnum schottii*, *Platicerium bifurcatum* y *Pteris crética* en cambio afectó la germinación de *Blechnum hastatum*, *Blechnum cycadifolium*, *Dicksonia berteroana*, *Rumohra adiantiformis*, *Rumohra berteroana*, *Thyrsopteris elegans* y en especial a *Gleichenia quadripartita* y *Gleichenia litorales*.

La inclusión de cloro en el agua de riego, favoreció la formación de prótalos en las especies *Dicksonia berteroana* y *Gleichenia litorales*, sin embargo, resultó negativa para la propagación de *Blechnum cycadifolium*, *Blechnum hastatum*, *Blechnum shottii*, *Pteris cretica*, *Rumohra adiantiformis*, *Rumohra berteroana* y *Gleichenia quadripartita*, no registrándose germinación en estas dos últimas especies.

El tratamiento que no incorporó la desinfección de esporas ni la cloración del agua de riego fue claramente superior en el número de prótalos formados para las especies *Blechnum cycadifolium*, *Blechnum hastatum*, *Gleichenia quadripartita*, *Rumohra adiantiformis* y *Rumohra berteroana*, como también lo fue el tratamiento de

desinfección de esporas y riego con agua clorada para las especies *Adiantum excisum* y *Pteris cretica*.

*Blechnum cycadifolium*, *Dicksonia berteriana* y *Platycterium bifurcatum* no presentaron diferencias significativas ante los tratamientos de intensidad luminosa. Las especies restantes, excepto *Adiantum chilense*, proliferaron mejor al tratamiento de 1000 lux. El tratamiento de 2500 lux resultó ser más perjudicial en *Pteris cretica*, *Rumhora berteriana* y *Thyrsopteris elegans* donde no se observó germinación.

## SUMMARY

The purpose of this study was to evaluate the effect of luminous intensity, the disinfection of spores and the chlorination of the water of irrigation on the propagation starting from spores of 14 present ferns at Chile, of them as 2 are exotic and 12 natives.

Investigation came true at Biotechnology laboratory of the Universidad Católica de Temuco. In a first essay desarrollados/cm<sup>2</sup> went into the effect of chlorination of the water of irrigation (with and without chlorine) and the disinfection of spores (spores with and without disinfecting) on prótalos number itself. In a second essay it was evaluated on this same variable, the effect of luminous intensity (1000 and 2500 lux).

The disinfection of spores promoted prótalos development of *Adiantum chilense*, *Adiantum excisum*, *Blechnum chilense*, *Blechnum cycadifolium*, *Blechnum schottii*, *Platycerium bifurcatum* and *Pteris cretica* on the other hand affected *Blechnum hastatum* germination, *Blechnum cycadifolium* *Dicksonia berteriana*, *Rumohra adiantiformis*, *Rumohra berteriana* *Thyrsopteris elegans* and specially to *Gleichenia quadripartita* and *Gleichenia litorales*.

The inclusion of chlorine in the water of irrigation, *Dicksonia* favored prótalos formation in the sorts *berteriana* and *Gleichenia litorales*, however, refusal for the propagation resulted from *Blechnum cycadifolium*, *Blechnum hastatum*, *Blechnum schottii*, *Pteris cretica*, *Rumohra adiantiformis*, *Rumohra berteriana* and *Gleichenia quadripartita*, no getting registered germination in these two last sorts.

The treatment that did not incorporate the disinfection of spores neither the chlorination of the water of irrigation was clearly superior in prótalos number formed for the sorts *Blechnum cycadifolium*, *Blechnum hastatum*, *Gleichenia quadripartita*, *Rumohra adiantiformis* and *Rumohra berteriana*, I have a meal also was it the

treatment of disinfection of spores and irrigation with chlorinated water for the sorts *Adiantum excisum* and *Pteris cretica*.

*Blechnum cycadifolium*, *Dicksonia berteriana* and *Platycerium bifurcatum* significant differences in front of the treatments of luminous intensity did not show *bifurcatum*. The remaining sorts, except *Adiantum chilense*, proliferated better to the treatment of 1000 lux. The treatment of 2500 lux turned out to be more harmful in *Pteris cretica*, *Rumhora berteriana* and *Thyrsopteris elegans* where germination was not observed.

## VII LITERATURA CITADA

AIKINS, B. 1997. Raising ferns from spores. [en línea]: documento electrónico fuente en Internet. [fecha de consulta: 10 de julio de 2003]. Disponible en: <http://www.home.aone.net.au/bizantium/ferns/growing.html>

ANÓNIMO, 2002. El AGUA POTABLE [en línea]: documento electrónico fuente en Internet. [fecha de consulta: 5 de Julio de 2003]. Disponible en: <http://usuarios.lycos.es/drinkingwater/cloracion.htm#Factores%20que%20influyen%20en%20la%20cloración>. >

CARRILLO, R. y RODRÍGUEZ, M. 2003. Evaluación Micorrícica en Helechos con distribución natural en el sur de Chile con características ornamentales. IV Simposio de recursos genéticos para América Latina y el Caribe. Mar del Plata Argentina. 187p.

BAILEY, L.H. 1974. The Nursery Manual. A complete guide to the multiplication of plants. EEUU. MacMillan. 456 p.

BARCELLÓ COLL J., NICOLÁS RODRIGO G, SABATER GARCÍA B. Y SANCHEZ TAMÉS R. 1993. Fisiología vegetal, 6ta edición. Ediciones Pirámide S.A. Madrid. pp 491-508.

BARRERA, E. 1997. Helechos de Juan Fernández. Museo nacional de historia natural de Chile. Publicación ocasional N°51/1997. 100p.

BALDINI., E 1992. Arboricultura general. Escuela de ingeniería técnica Agrícola. Universidad Politécnica de Madrid. Ediciones mundi Prensa. Castelló. 357 p.

- BÁRCENA., H. ROBREDO., P. QUIROGA., M. y ECHAZÚ., R. S/F. Cámara de cultivo para ensayo de materiales de cubierta de invernaderos. [en línea]: documento electrónico fuente en Internet [fecha de consulta 20 de enero de 2004]. Disponible en: Universidad Nacional de Salta Argentina. <<http://www.mail.inenco.net/asadedit/avermas/avermas3/02-29.pdf>>.
- BENAVIDES., A. y RAMÍREZ., H 2002. Respuesta de las plantas a la radiación electromagnética. [en línea]: documento electrónico fuente en Internet [fecha de consulta: 21 de enero de 2004]. Disponible en: Departamento de horticultura, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. <<http://dradalbertobenavides.com/arti/luzfisio.html>>.
- BORELLI, F. FERREIRA, C. FERRAZ, L. CAETANO, A y NAGAI, V. 1990. Propagacao de pteridófitas *in vitro* e in vivo a través de esporos. *Bragantia* 49 (2): 205-219p.
- BRUM, F. RANDI, A. 2002. Hight irradiance and temperature inhibith the germination of spores of the fern *Rumohra adiantiformis* (Forst) Ching (Dryopteridaceae). *Revista Brasil. Bot.*, V.25, n.4, 391-396 p.
- BRUSSA, A. GRELA I. 1999. Helechos de Uruguay. Jardines-Suplementos de El País. [en línea]: documento electrónico fuente en Internet. [fecha de consulta 1 de Enero de 2003]. Disponible en <<http://www.209.77.39.53/proyectos/cristel/helechos.htm>>.
- BURES PROFESIONAL SA. Productos para la horticultura, viverismo y jardinería. Turba baltictpit-Turba rubia de *Sphagnum*. [en línea]: documento electrónico fuente en internet. [fecha de consulta: 18 de febrero de 2004]. Disponible en <<http://www.prodeasa.es/tecnic/turba.html>>.
- CAMLLOH, M y GOGALA, N. 1992. *In vitro* cultura of *Platycerium bifurcatum* gametophytes. *Scientia-Horticulturae*. 51: 3-4, 343-346.

FOSTER, 1964. The Gardeners Feren Book. New Jersey. Van Nostrand. 226 p.

GUNCKEL, H. 1984. Helechos de Chile. Ediciones de la Universidad de Chile. Santiago, Chile. Editorial Universitaria. 245p.

HARTMANN, H y KESTER, D. 1997. Propagación de plantas, Principios y prácticas. Editorial continental S. A. México. 760 p.

HILL, J. OVERHOLTS, POPP, H y GROVE, A. 1964. Tratado de Botánica. Traducido por José Pons Rosell. Barcelona, España. OMEGA. 747p.

HAUSER, A. 2004. Geomedicina: Aplicaciones terapéuticas de los lodos de turba. [en línea]: documento electrónico fuente en Internet. [fecha de consulta: 3 de Diciembre de 2003]. Disponible en: [http://www.bioplanet.net/2000-julio/colaboraciones/p20jul2000\(1\).htm](http://www.bioplanet.net/2000-julio/colaboraciones/p20jul2000(1).htm).

INFOJARDIN, 2003. Plantas de interior. LUZ Y PLANTAS DE INTERIOR [en línea]: documento electrónico fuente en Internet. [fecha de consulta: 16 de Septiembre de 2003]. Disponible en: [http://www.infojardin.com/plantas\\_de\\_interior/luz.htm](http://www.infojardin.com/plantas_de_interior/luz.htm).

INFOMASCOTA. (s/f) [en línea]: documento electrónico fuente en Internet. [fecha de consulta: 23 de febrero de 2004]. Disponible en: [http://www.infomascota.com/articulos/generales/peces/2004/2/23/peces\\_luz\\_4/index.asp.htm](http://www.infomascota.com/articulos/generales/peces/2004/2/23/peces_luz_4/index.asp.htm)

INFOAGRO, 2003. El cultivo de los helechos. [en línea]: documento electrónico fuente en Internet. [fecha de consulta: 10 de Octubre de 2003]. Disponible en: [http://www.infoagro.com/flores/plantas\\_ornamentales/helechos.htm](http://www.infoagro.com/flores/plantas_ornamentales/helechos.htm).

- KOCH, W. 1973. Plants in the Laboratory: a manual and text for studies of the culture, development, reproduction, cytology, genetics, collection, and identification of the mayor plant group. New York. MacMillan. 407p.
- MARTICORENA, C. RODRÍGUEZ, R. 1995. Flora de Chile. Volumen 1: Pteridophyta – Gymnospermae. Universidad de Concepción. Concepción, Chile. 351p.
- MAGRI y GALLARDÓN S.A (S/F). COMPAÑIA DE MINAS. [en línea]: documento electrónico fuente en Internet. [fecha de consulta: 10 de marzo de 2004]. Disponible en: <<http://www.mgrigallardon.com.ar/turbapura.html>>.
- LASZLO CARLOS. (s/f) Lighting Design [en línea]: documento electrónico fuente en Internet. [fecha de consulta: 13 de Agosto de 20003]. Disponible en: <<http://www.laszlo.com.ar/manual212325.htm#3>>.
- LOOSER, G. 1965. Los Pteridofitos o helechos de Chile. Anal. Academia chilena de Ciencias Naturales. 28p.
- OLIPHANT, J. 1989. In vitro cultivation of Todea Barbara from spore sporophyte. Combined Proceedins Internatinal Plant Propagators Society. 326 p.
- PELACHO., A. MARTÍN., CUEVA., R. SANFELIRE., J. BADÍA., J. y ALINS G. 2002. Cultivo *in vitro*. Escuela técnica superior de ingeniería agrícola de Lleida. [en línea]: documento electrónico fuente en Internet. [fecha de consulta: 6 de Noviembre 2003]. Disponible en. <[http://www.etsea2.udl.es/in\\_vitro/luz](http://www.etsea2.udl.es/in_vitro/luz)>.
- PANGUA, E. LINDSAY, S. y DYER, A. 1994. Spore germination and gametophyte development in three species of *Asplenium*. 593 p.
- PEREZ, B. MENDOZ, A. y RICCI, M. 1995. Morfogénesis de la fase sexual de *Blechnum chilense* y *Blechnum cycadifolium* (Pterophyta: Blechnaceae). Revistade Biología Tropical. 44(2): 491-497 p.

- PEREZ, B. MENDOZ, A. REYES, I y RIBA, R. 1999. Morfogénesis de la fase sexual de seis especies mexicanas de helechos del género *Dryopteris* (Dryopteridaceae). Revista de Biología Tropical. V 47 : 490-496p.
- PEREZ, B. MENDOZ, A. RICCI, M y RIVAL, R. S/F. Morfogénesis del gametofito del helecho *Thyrsopteris elegans* (Filicales: Thyrsopteridaceae). [en línea]: documento electrónico fuente en Internet. [fecha de consulta: 15 de Noviembre de 2003]. Disponible en:<<http://www.rbt.ucr.ac.cr/revistas/44-3y45-1/perez.htm>>.
- RODRÍGUEZ, M. CARRILLO, R. y CONTRERAS, A. 2000. Propagación de Helechos Chilenos con potencialidad ornamental. 51 Congreso agronómico de Chile. Universidad de Talca Chile. 128p.
- SCAGEL, ROBERT. 1973. El reino vegetal. ed. Umega S.A. Barcelona 656 p.
- SINNOTT, E y WILSON, K. 1965. Botánica:Principios y problemas 6º ed. Traducido por Oscar Brauer. México. Continental. 584p.
- STRASBURGUER, E. 1993.Tratado de Botánica. 7ª edición española, ediciones omega 2000p.
- STRASBURGUER, E. NOLL, F. SHNECK, SHIMPER, A 1994. Tratado de botánica. 8 ed. Barcelona, España. Omega. 1068p.
- VAN DER MAST, 1989. Observation, selections, and propagation of New Zealand ferns. Combined Proceeding International Plant Propagators Society. 384p.
- VILLERGOS, M. 1997. Catálogo general. Lámparas y pilas. PHILIPS. Ibérica, S.A. Madrid. 150p.

WHITTIER, D. D s/f. Growing grape ferns from spore. The American Ferns Society.  
[en línea]: documento electrónico fuente en Internet. [fecha de consulta: 15 de  
Noviembre de 2003]. Disponible en: <<http://www.amerfernsoc.org.html>>.

WILSON, C y LOOMIS, 1967. W. Botany. 4° ed. New York. Holt, Rinehart and  
Winston. 626p.

ZUMAETA, A. 1994. Propagación de helechos. Métodos comerciales. Empresa y  
Avance Agrícola 4 (33): 18-20.

## ANEXOS

Anexo N°1. En la división Tracheophyta aparecen 4 subdivisiones:

### **Subdivisión Lycophytina:**

Es un grupo de Pteridófitos que han tenido su máximo esplendor durante el Carbonífero, pero que en la actualidad quedan un menor número de especies vivientes. Entre sus características tienen un tallo variable según la especie, y poseen una ramificación (del tallo y raíces) que puede ser dicotómica o monopódica. En los grupos actuales las hojas son micrófilas y su disposición es variable; verticiliadas, opuestas o helicoidales. Hay especies isospóricas o heterospóricas, y los gametofitos son también monoicos o dioicos.

En este grupo encontramos dos clases: la Clase Lycopodiopsida, comprende a los helechos isospóreos, cuenta con un único orden, los Lycopodiales. La Clase Isoetopsida, comprende a los heterospóreos, y tiene dos órdenes, los Selaginellales y los Isoetales. (HILL *et al.*, 1964).

### **Subdivisión Equisetophytina.**

Los equisetos constituyeron parte de las grandes masas de vegetación del Paleozoico, pero han ido teniendo una regresión hasta la actualidad que sólo se conserva un género *Equisetum*, con unas 25 especies. Los equisetos también se denominan colas de caballo, son plantas herbáceas y perennes. Poseen tallos aéreos cilíndricos, son delgados y huecos en su interior a excepción de en los nudos que hay un tabique interno. Los entrenudos están terminados por una corona de hojitas rudimentarias y sin clorofila, en cada axila nace una yema de la que brotan ramas laterales formando un verticilo de ramas que le dan ese aspecto tan característico (HILL *et al.*, 1964).

### **Subdivisión Psilophytina.**

Esta subdivisión es un grupo de helechos de características primitivas. Cuenta con únicamente dos géneros vivientes, *Psilotum* y *Tmesipteris*. Estos dos géneros son pequeñas plantas herbáceas perennes, tienen tallos aéreos con una ramificación dicotómica y sin apéndices o con hojas escamosas muy pequeñas. Forman isosporas que al germinar originan prótalos subterráneos de pequeño tamaño. (HILL *et al.*, 1964).

**Subdivisión Filicophytina.** En este grupo se encuentran los denominados helechos verdaderos, puesto que son el grupo de pteridofitos más evolucionado y numeroso. Presentan un esporofito que claramente se diferencia en raíz, tallo y hojas. Los tallos son generalmente subterráneos, que crecen de forma paralela a la superficie del sustrato, estos tallos se denominan rizomas, son de diferentes morfologías según la especie, y de ellos parten numerosas raíces adventicias. (HILL *et al.*, 1964).

Normalmente las frondas (hojas) son de un tamaño bastante considerable, en su fase de desarrollo se encuentran enrollados sobre sí mismos, generalmente los frondes son trofosporófilos, realizan la fotosíntesis y además producen esporas. Las frondas están formadas por un pecíolo y una lamina, la cual generalmente esta pinnada bien una o más veces. Los esporangios de los helechos pueden aparecer aislados en los esporófilos (hojas fértiles) (WILSON y LOOMIS, 1967; STRASBURGUER *et al.*, 1994), aunque frecuentemente se encuentran asociados formando unas estructuras denominadas soros y que pueden estar recubiertas por un indusio (HILL *et al.*, 1964).

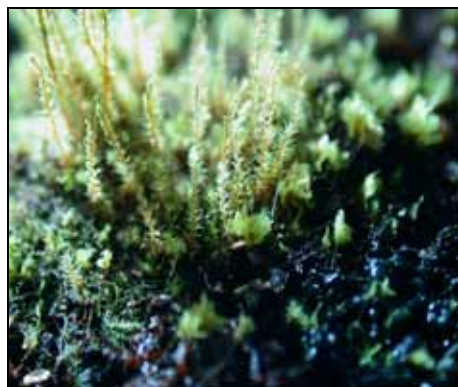
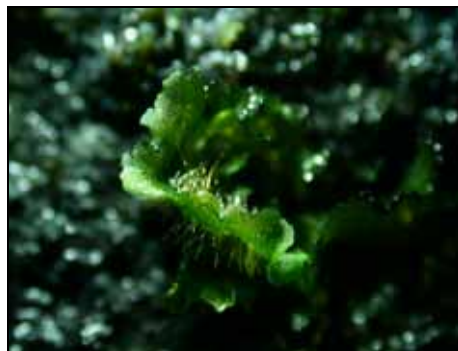
Anexo N°2. Riego de cajas.



Anexo N°3. Conteo de prótalos.



Anexo N°4. Contaminación por algas.



Anexo N°5. Pteridophytos endémicos de Chile continental con problemas de conservación.

Regiones													
Especie	I	II	III	IV	V	RM	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
<i>Adiantum excisum</i>				x	x	x	x	x					
<i>Adiantum gertrudis</i>					x	x							
<i>Adiantum pearcei</i>					x								
<i>Asplenium fragile</i> var. lomense		x											
<i>Blechnum corralense</i>											x		
<i>Elaphoglossum porteri</i>											x		
<i>Gleichenia litoralis</i>											x		
<i>Gleichenia squamulosa</i> var. gunckeliana											x		
• <i>Hymenophyllum</i> <i>cuneatum</i>											x	x	
<i>Lycopodium</i> <i>chonticum</i>												x	
<i>Lycopodium fuegianum</i>													x
<i>Ophioglossum</i> <i>nudicaule</i> va. <i>robustum</i>												x	
<i>Pellaea myrtilifolia</i>				x	x	x	x						
<i>Polipodium espinosae</i>			x										
• <i>Trichomanes</i> <i>exsectum</i>											x		

Fuente: Roberto Rodríguez, 1989.

- Presentes también en Juan Fernández.