



Universidad Austral de Chile
Facultad de Ciencias Forestales

Ensayo de calidad lumínica en plantas de *Eucalyptus globulus*, *Eucalyptus nitens* y *Pinus radiata* bajo cobertura de malla raschel y papel celofán de colores.

Patrocinante: Sra. Alejandra Zúñiga Feest
Co- patrocinante: Sr. Jaime Buchnner.

Trabajo de Titulación presentado como parte de los requisitos para optar al Título de **Ingeniero Forestal**.

ÁNGELA LISSETT BUSTOS SALAZAR

VALDIVIA
2009

CALIFICACIÓN DEL COMITÉ DE TITULACIÓN

		Nota
Profesor Patrocinante:	Sra. Alejandra Zúñiga Feest.	<u>6,7</u>
Co - patrocinante :	Sr. Jaime Buchnner.	<u>6,6</u>
Informante :	Sra. Alicia Ortega Z.	<u>6,0</u>

El Profesor Guía acredita que la presente Tesis de Grado cumple con los requisitos de contenido y de forma contemplados en el reglamento de Titulación de la Escuela. Del mismo modo, acredita que en el presente documento han sido consideradas las sugerencias y modificaciones propuestas por los demás integrantes del Comité de Titulación.

Sra. Alejandra Zúñiga Feest

Agradecimientos

En primer lugar agradezco a Dios por ayudarme siempre y demostrarme que con esfuerzo todo se puede. En segundo lugar agradezco a mis padres Ignacio y Elvira por su confianza y fe, a mis hermanas Carla e Ignacia y a mi pololo, amigo y compañero Nazael, que los amo con todo mi corazón y que con su incondicional apoyo hicieron posible la culminación de éste ciclo. También me gustaría agradecerle a mi tío Luis y la familia de mi Naza, la tía Sonia y el tío Claudio por su apoyo y preocupación constante y mi familia en Valdivia.

No puedo dejar de agradecerle a mis compañeros y amigos Aarón Obando, Roxana Gallegos, Carolina Reyes, Rafael Avaria, Ramón Gajardo, Mario Caracciolo y Nazael Mendoza, entre otros, guardando en mi memoria tantos momentos inolvidables en éste paso por la universidad.

Este trabajo no hubiese sido posible sin el apoyo de la Dra. Alejandra Zúñiga que me ayudó, aconsejó y guió en todo momento comportándose como una profesora y amiga, al igual que Mabel y todos en el laboratorio de Fisiología vegetal. También quiero agradecer a una persona que me apoyó desde un comienzo tanto moralmente como con material para la realización de ensayos don Jaime Buchner, Serforel y Forestal Valdivia. También quisiera mencionar a la profesora Alicia Ortega, por su apoyo en la parte estadística y como profesora durante algunos ramos.

Además quisiera agradecer por la facilitación de instrumentos a la Dra. Miren Alberdi (UFRO) por el fluorímetro y el Dr. Calderini (UACH) por el areafoliómetro, material de suma importancia para el procesamiento y análisis de muestras vegetales.

Gracias al aporte de cada uno de ustedes fue posible éste trabajo.

Gracias.

ÍNDICE DE MATERIAS

	Página
RESUMEN EJECUTIVO	
1 INTRODUCCIÓN	1
1.1 Objetivo general	2
1.2 Objetivos específicos	2
2 MARCO TEÓRICO	3
2.1 Crecimiento y fotosíntesis	3
2.1.1 La fotosíntesis	3
2.2 Concepto de luz	4
2.3 Respuesta de las plantas a la luz	5
2.4 Organización de los cloroplastos y fluorescencia	6
2.4.1 Elementos del aparato fotosintético en los tilacoides	6
2.4.2 Fotosistemas	6
2.4.3 Espectros de absorción de luz	7
2.5 Adecuación a distintos ambientes lumínicos	8
2.5.1 Respuestas morfológicas – ecológicas	9
2.5.2 Respuestas fisiológicas y bioquímicas	9
2.6 Característica ecofisiológicas de las especies estudiadas	10
2.6.1 <i>Eucalyptus globulus</i>	10
2.6.2 <i>Eucalyptus nitens</i>	10
2.6.3 <i>Pinus radiata</i>	11
2.7 Manejo de condiciones ambientales en vivero	11
2.7.1 Manejo de la luz en vivero	11
2.7.2 Efecto del tamaño de contenedor en el crecimiento de las plantas	12
2.8 Uso de mallas de colores en la agricultura	12
3 MATERIAL Y MÉTODO	14
3.1 Antecedentes	14
3.1.1 Ubicación del área de estudio	14
3.1.2 Clima	14
3.2 Diseño experimental	15
3.2.1 Primera fase de trabajo	15
3.2.2 Instalación en vivero Los Castaños	15
3.2.3 Tipo de contenedor y sustrato	16
3.2.4 Origen de las plántulas	16
3.2.5 Premuestro	16
3.2.6 Método de muestreo	17
3.2.7 Ensayo en Valdivia	17
3.2.8 Tiempo de medición	17
3.2.9 Segunda fase de trabajo	18
3.2.10 Diseño del ensayo de germinación	18
3.3 Variables y parámetros a considerar	18
3.3.1 Crecimiento en altura	18
3.3.2 Desempeño del Fotosistema II (Fv/Fm)	18

3.3.3	Contenido de clorofila	19
3.3.4	Área foliar específica (SLA)	20
3.3.5	Análisis estadísticos	20
3.3.6	Medición de calidad lumínica	21
3.3.7	Medición de intensidad lumínica	21
3.3.8	Medición de temperatura	21
4	RESULTADOS	22
4.1	Calidad lumínica	22
4.1.1	Calidad lumínica en papel celofán de colores	22
4.1.2	Calidad lumínica bajo mallas raschel de colores	22
4.2	Porcentaje de sombra en mallas raschel y papel celofán	23
4.3	Temperaturas bajo cobertura de mallas raschel y papel celofán	23
4.4	Ensayo de germinación	24
4.4.1	Cinética germinativa en <i>Eucalyptus globulus</i>	24
4.4.2	Cinética germinativa en <i>Eucalyptus nitens</i>	24
4.4.3	Cinética germinativa en <i>Pinus radiata</i>	25
4.5	Crecimiento de plántulas bajo papel celofán	25
4.6	Incremento relativo en altura	26
4.6.1	Incremento en altura de <i>E. globulus</i> durante marzo y septiembre en contenedor	26
4.6.2	Incremento relativo de contenedores v/s bolsa en <i>E. globulus</i>	27
4.6.3	Incremento en altura durante marzo y septiembre en <i>E. nitens</i> en contenedor	28
4.6.4	Incremento relativo de contenedores v/s bolsa en <i>E. nitens</i>	28
4.6.5	Incremento en altura durante marzo y septiembre en <i>P. radiata</i> en contenedor	29
4.6.6	Incremento relativo de contenedores v/s bolsa en <i>P. radiata</i>	30
4.6.7	Incremento relativo en altura total de las plantas	31
4.7	Contenido de clorofila	32
4.8	Área foliar	32
4.9	Área foliar específica	33
4.10	Fluorescencia	34
5	DISCUSIÓN	35
5.1	Germinación	35
5.2	Crecimiento en plántulas de dos meses	35
5.3	Crecimiento en altura en plantas de contenedor	36
5.4	Crecimiento en altura en plantas transplantadas a bolsa	36
5.5	Efecto del volumen del contenedor	36
5.6	Crecimiento estacional	37
5.7	Parámetros ecofisiológicos, calidad e intensidad de luz	37
5.8	Efecto de la calidad e intensidad lumínica en el desempeño del fotosistema II (PS II)	38
5.9	Recomendaciones para el uso de mallas raschel de color en viveros	39
6.	CONCLUSIONES	40

ANEXOS

Anexo 1. Abstract

Anexo 2. Antecedentes

Anexo 3. Método

Anexo 4. Estadística descriptiva

Anexo 5. Prueba de Tukey para temperatura y sombra

Anexo 6. Prueba de Tukey para variables fisiológicas y morfológicas

Anexo 7. Prueba de Tukey para el incremento relativo en altura

ÍNDICE DE CUADROS

		Página
Cuadro 1	Requerimientos de calidad de planta en <i>Pinus radiata</i> y <i>Eucalyptus spp</i> en viveros forestales en Chile	1
Cuadro 2	Principales diferencias entre hojas de sombra y hojas de sol en especies forestales	9
Cuadro 3	Tratamientos que se utilizaron en ensayo de calidad lumínica bajo cobertura de mallas raschel de colores	15
Cuadro 4	Tratamientos que se utilizaron en ensayo de calidad lumínica bajo cobertura de papel celofán de colores	18

ÍNDICE DE FIGURAS

		Página
Figura 1	Diagrama energético de la fotosíntesis	3
Figura 2	A) Vista tridimensional del cloroplasto B) tilacoides apilados formando una grana y espacio central del cloroplasto, estroma.	4
Figura 3	Complejos proteicos que llevan a cabo la fotosíntesis en el tilacoide dentro del cloroplasto	6
Figura 4	Espectro de absorción de luz de las clorofilas a y b	7
Figura 5	Espectro visible de la radiación solar, donde cada color corresponde a una longitud de onda diferente. Ondas más largas corresponden al rojo y ondas más cortas al violeta.	8
Figura 6	Ubicación del ensayo de calidad lumínica en vivero Los Castaños y en Valdivia.	14
Figura 7	Diseño del ensayo en vivero Los Castaños de Forestal Valdivia donde; T0 (T): testigo, sin malla; T1 (N): malla negra; T2 (A): malla azul; T3 (B): malla blanca y T4 (V): malla verde, distribuidos en cuatro repeticiones.	15
Figura 8	Transmitancia relativa de longitudes de onda desde los 300 a los 800 nm, en papel celofán de distintos colores.	22
Figura 9	Transmitancia relativa de longitudes de onda desde los 300 a los 800 nm, en mallas raschell de distintos colores.	23
Figura 10	Porcentaje de atenuamiento de la luz. En la figura A las mallas raschel de color Negro (N), Azul (A), Blanco (B) y Verde (V), En	23

- la figura B papeles celofán de color Rojo (R), Azul (A), Transparente (T_R), Verde (V) y una situación a plena oscuridad (O).
- Figura 11 Temperatura en ° Celsius. A) Bajo tratamientos de mallas raschel (T, N, A, B, V) a las 8:00; 14:00 y 20:00 horas. B) Bajo tratamientos de papel celofán (T, R, A, B, V y O) a las 9:00; 15:00 y 20:00 horas. 24
- Figura 12 Cinética germinativa en *Eucalyptus globulus* evaluada en porcentaje de germinación. 24
- Figura 13 Cinética germinativa de *Eucalyptus nitens*, evaluada en porcentaje de germinación. 25
- Figura 14 Cinética germinativa de *Pinus radiata*, evaluada en porcentaje de germinación. 25
- Figura 15 Incremento en altura (cm) de plántulas emergidas bajo tratamientos de papel celofán de color, T, R, A, T_R, V (n=6; por tratamiento en cada especie). 26
- Figura 16 Crecimiento relativo en altura en plántulas de *Eucalyptus globulus* según tratamientos (n=10) T; N; A; B; V. Figura A: crecimiento relativo según 3 etapas de crecimiento, Figura B: incremento acumulado (marzo-septiembre) 26
- Figura 17 Crecimiento relativo en altura en plántulas de *Eucalyptus globulus* según tratamientos con mallas raschel de color; T, N; A; B; V. Figura A: durante 2 etapas de crecimiento en bolsa (550 cc) (n=4) y contenedor (70 cc) (n=4). Figura B: incremento acumulado (septiembre 2008 - enero 2009). Con letras mayúsculas se indican diferencias estadísticas entre envases y minúsculas entre tratamientos. 27
- Figura 18 Crecimiento relativo en altura en plántulas de *Eucalyptus nitens* según tratamientos (n=10) T; N; A; B; V. Figura A: crecimiento relativo según 3 etapas de crecimiento, Figura B: incremento acumulado (marzo-septiembre). 28
- Figura 19 Crecimiento relativo en altura en plántulas de *Eucalyptus nitens* según tratamientos con mallas raschel de color; T, N; A; B; V. Figura A: durante 2 etapas de crecimiento en bolsa (550 cc) (n=4) y contenedor (70 cc) (n=4). Figura B: incremento acumulado (septiembre 2008 - enero 2009). Con letras mayúsculas se indican diferencias estadísticas entre envases y minúsculas entre tratamientos 29

- Figura 20 Crecimiento relativo en altura en plántulas de *Pinus radiata* 30
según tratamientos (n=14) T; N; A; B; V. Figura A: crecimiento
relativo según 3 etapas de crecimiento, Figura B: incremento
acumulado (marzo-septiembre).
- Figura 21 Crecimiento relativo en altura en plántulas de *Pinus radiata* 31
según tratamientos con mallas raschel de color; T, N; A; B; V.
Figura A: durante 2 etapas de crecimiento en bolsa (550 cc)
(n=6) y contenedor (70 cc) (n=6). Figura B: incremento
acumulado (septiembre 2008 - enero 2009). Con letras
mayúsculas se indican diferencias estadísticas entre envases y
minúsculas entre tratamientos.
- Figura 22 Incremento relativo en altura en plantas de *Eucalyptus globulus*, 31
Eucalyptus nitens (n=4 por tratamiento) y *Pinus radiata* (N=6 por
tratamiento) según tratamientos (T, N, A, B, V) que
permanecieron en contenedor desde marzo a enero de 2009.
- Figura 23 Contenido de clorofila a (Cl a) y clorofila b (Cl b) en hojas de A) 32
Eucalyptus globulus (n=3) y B) *Eucalyptus nitens* (n=3) según
tratamientos con mallas raschel de color, T; N; A; B; V. cabe
mencionar que se extrajo en ambas especies el tercer par de
hojas desde el ápice hacia abajo, el muestreo y análisis se
realizó en noviembre de 2008.
- Figura 24 Área foliar, superficie en cm² para A) *Eucalyptus globulus* (n=3) 33
y B) *Eucalyptus nitens* (n=3) para plantas en contenedor y
plantas trasladadas hace dos meses a bolsa desde el
contenedor, cuyas muestras provienen del tercer par de hojas
desde el ápice hacia abajo, durante noviembre de 2008.
- Figura 25 Área foliar específica (Área foliar cm² /Peso seco de la hoja) en 33
A) *Eucalyptus globulus* (n=3) y B) *Eucalyptus nitens* (n=3) en
plantas en contenedor y en aquellas plantas trasladadas a bolsa
hace dos meses, cuyas muestras provienen del tercer par de
hojas desde el ápice hacia abajo durante noviembre de 2008.
- Figura 26 Desempeño fotosintético del fotosistema II (PSII) en plantas de 34
Eucalyptus nitens (n=6), *Eucalyptus globulus* (n=6) y *Pinus
radiata* (n=6), durante invierno (julio) y primavera (octubre).

RESUMEN EJECUTIVO

Las plantaciones forestales en Chile, suman 2,5 millones de ha, estando conformadas principalmente por especies de rápido crecimiento como *Eucalyptus globulus*, *Eucalyptus nitens* y *Pinus radiata*. Los viveros forestales producen plantas tratando de minimizar el tiempo de producción, manteniendo la calidad de planta. La altura es el requerimiento de mayor importancia para el despacho de éstas a plantaciones, dado que en viveros existe un 30% de plantas que no puede ser despachada por incumplimiento de altura. Manipular la luz con el fin de acelerar el crecimiento es deseable en las actividades del vivero. Para ello se realizó un ensayo de calidad lumínica bajo cobertura de malla raschel de color (negro, azul, blanco y verde) en plantas hasta un 1 año y un ensayo con plántulas recién emergidas de *E. globulus*, *E. nitens* y *P. radiata* bajo cobertura de papel celofán de colores. Las variables a considerar fueron: altura total (cm); contenido de clorofila, área foliar específica y fluorescencia del fotosistema II como indicador de vitalidad.

Se considera que la calidad lumínica y el porcentaje de sombra son factores ambientales claves, que pueden influenciar la tasa de fotosíntesis, promover respuestas y adecuaciones tanto fisiológicas y morfológicas en la germinación y crecimiento inicial de las plántulas.

Contrariamente a lo esperado analizando el espectro de transmisión, sólo algunas mallas de colores modifican la calidad lumínica (azul y verde), las otras modifican principalmente en nivel de sombra (blanco y negro). Sin embargo, el filtro de papel celofán transmite selectivamente su respectivo color (azul, verde, rojo). Se observó un marcado crecimiento estacional en cada una de las especies, con periodos desfasados.

La malla blanca promovió un mayor crecimiento en altura de las plantas de contenedor, en cambio en las plantas que contaron con un mayor volumen de suelo, la malla azul promovió un mayor crecimiento. En semillas mantenidas con papel celofán de color rojo y azul se observó una mayor germinación en las tres especies y un mayor crecimiento inicial con azul sólo en *E. globulus*.

La cantidad de luz afectó significativamente el área foliar específica (SLA) y la concentración de clorofila en ambas especies de *Eucalyptus spp.*, siendo ambos parámetros mayores en azul y negro (mayor porcentaje de sombra). Todas las plantas presentaron una buena vitalidad durante el ensayo considerando el parámetro F_v/F_m (fluorescencia variable/ fluorescencia máxima del PSII).

Se recomienda el uso de mallas raschel de color blanco ya que promueven el crecimiento en altura de las plantas en un sistema de producción en contenedor pequeño, en tanto en contenedores de mayor tamaño se recomienda el uso de malla azul.

Palabras claves: crecimiento relativo en altura, calidad lumínica, mallas raschel, clorofila, área foliar específica, producción en vivero.

1. INTRODUCCIÓN

Las plantaciones forestales en Chile son del orden de 2,5 millones de ha (INFOR; comunicación personal 2008) que corresponden en su mayoría a: *Pinus radiata*, *Eucalyptus nitens* y *Eucalyptus globulus*. Las plantas para abastecer la demanda de nuevas plantaciones, son generadas en viveros mediante técnicas de mejoramiento. Los cruzamientos controlados o elección de procedencia adecuada son algunas de las más usadas.

Algunos problemas que enfrenta la producción de plantas en vivero, de especies forestales para plantaciones, es aumentar su tasa de crecimiento y que además éstas plantas cumplan con los requerimientos de calidad tales como: altura mínima, relación tallo raíz, proporción de raíces, biomasa y diámetro de cuello (DAC) entre otras variables de carácter morfológico y fisiológico (Haase, 2008). Actualmente existe un porcentaje aproximado de un 30% de plantas a nivel de vivero, que no cumplen con los requerimientos de altura (ver cuadro 1) impidiendo de ésta forma su despacho para plantaciones.

Cuadro 1: Requerimientos de calidad de planta en *Pinus radiata* y *Eucalyptus spp* en viveros forestales en Chile. Fuente: Vivero Los Castaños F.V.

Especie	Altura (cm)	DAC (mm)
<i>Pinus radiata</i>	25 cm	3 mm
<i>Eucalyptus spp.</i>	25 cm	3 mm

El crecimiento de las plantas se produce gracias a la captura de dióxido de carbono desde la atmósfera, el que aprovechan y transforman en su alimento siendo también el principal componente de sus tejidos. Este proceso de captura de carbono y liberación de oxígeno es el proceso denominado fotosíntesis. A través de la fotosíntesis, las plantas producen azúcares y polímeros como almidón, celulosa y hemicelulosa que constituyen su estructura. La tasa de fotosíntesis se ve influenciada directamente por factores tales como: temperatura, humedad y luz, siendo esta última necesaria para transformarse en energía aprovechable, para llevar a cabo todas las reacciones fotoquímicas involucradas en éste proceso.

En la producción de plantas forestales a nivel de vivero, no son muy conocidos los efectos de la calidad de luz en el crecimiento de las plantas, sólo se tiene noción de lo importante de controlar la cantidad de luz, mediante el sombreo de las platabandas e invernaderos con mallas raschel. Éstas mallas de sombreo generalmente son de color negro, las cuales se utilizan como cubierta en época de Primavera – Verano y son retiradas en Otoño – Invierno, principalmente por que la gota que produce la lluvia al tener contacto con la malla raschel, puede dejar al descubierto las raíces de las plantas en el contenedor. Cabe considerar, que la cubierta con malla promueve el elongamiento de las plantas, generando plantas muy suculentas y muy poco lignificadas, por lo que en viveros forestales se acostumbra ir retirando las mallas al comienzo del verano unas horas al día para aclimatarlas y luego en forma definitiva, tiempo antes de ser despachadas.

En los cultivos agrícolas, se señala el uso de mallas raschel de color, para proporcionar distinta calidad de luz, además de controlar el porcentaje de cobertura o sombreado que ésta produce (Oren-Shamir *et al.*, 2001). En estudios realizados en Israel sobre el mejoramiento de calidad y producción de *Pittosporum variegatum* (arbusto perenne, ornamental) por medio de sombreado con mallas de color, se indica que las plantas tienen la capacidad de adaptarse a diferentes condiciones de iluminación, por medio de sus fotorreceptores logrando captar las variaciones en la cantidad y calidad de luz, mejorando así su crecimiento. Estos procesos se denominan fotomorfogénicos, e influyen en la arquitectura de la planta, desde el momento en que brotan sus raíces hasta su florecimiento y la producción de nuevas semillas. Estos fotorreceptores le otorgan a las plantas la sensibilidad y la capacidad de captar señales en un amplio rango del espectro lumínico (Azcón- Bieto y Talón, 2000).

Cuando hablamos de calidad de luz, se refiere a partes del espectro lumínico visible que promueven la eficiencia fotosintética, en cambio la cantidad de luz se refiere a la intensidad lumínica.

Cabe considerar que existe una respuesta de las plantas ante los cambios de calidad y cantidad de luz, ya probado en la horticultura y otras ramas de la agricultura, sin embargo no se ha probado el efecto que podría tener sobre especies forestales de alta demanda. En éste trabajo de titulación se pretende evaluar la respuesta tanto fisiológica como morfológica de plantas de *E. globulus*, *E. nitens* y *P. radiata*, bajo distintas mallas sombreadoras y filtros de color en condiciones de vivero, determinando si los colores permiten mejorar el crecimiento de dichas especies

1.1 Objetivo general

- Estudiar el efecto de filtros y mallas raschel de color en plantas de *Eucalyptus globulus*, *Eucalyptus nitens* y *Pinus radiata* en condiciones de vivero.

1.2 Objetivos específicos

- Identificar el espectro lumínico (calidad) que transmite y el porcentaje de sombra bajo la cobertura de mallas raschel de color y filtros de color.
- Evaluar el efecto de la calidad y cantidad de luz sobre el crecimiento en altura de las tres especies en dos etapas ontogénicas (recién emergidas y un año).
- Evaluar el efecto de la calidad y cantidad de luz sobre variables fisiológicas y morfológicas tales como el área foliar específica (SLA), desempeño del fotosistema II (Fv/Fm) y contenido de clorofila a y b.
- A través del análisis de los resultados, recomendar el uso de la o las mallas raschel que promuevan el crecimiento (incremento en altura), relacionándolo con las variables fisiológicas evaluadas.

2. MARCO TEÓRICO

2.1 Crecimiento y fotosíntesis

El crecimiento se considera como un aumento irreversible de masa de un organismo vivo, órgano o célula (Barceló *et al.*, 2001). El crecimiento está estrechamente relacionado con la respiración y determinado finalmente, por el balance positivo de carbono diariamente y estacionalmente. El crecimiento se ve influenciado por factores como la temperatura y el rendimiento fotosintético a través de la Intensidad de luz que regula la tasa de fotosíntesis. Cuando la Intensidad es baja las plantas pueden crecer etioladas, teniendo entrenudos exageradamente largos. Otros de los factores que inciden en el crecimiento de las plantas es la nutrición, todo lo que signifique una mejora en éste punto, se traducirá en crecimiento. Sin embargo un exceso puede ser considerado tóxico. Los cambios en el crecimiento se pueden producir por la distinta concentración de hormonas vegetales dentro de las plantas (Barceló *et al.*, 2001). La variación en la distribución de hormonas, puede experimentar cambios estacionales y ontogénicos dependiendo de la especie (Larcher, 2003.). Además la luz tiene un efecto en el tamaño de las plantas dependiendo del nivel de sombratolerancia, principalmente en aquellas especies tolerantes a la sombra como *Myrceugenia planipes*, *Aextoxicom punctatum* y *Laureliopsis phillippiana* (Lusk *et al.*, 2008).

2.1.1 La fotosíntesis

La fotosíntesis es el proceso biológico fundamental mediante el cual las plantas que contienen clorofila, transforman el dióxido de carbono en compuestos orgánicos en presencia de agua y luz, convirtiendo la energía lumínica del sol (ver figura 1) en energía química utilizando la vía fotoquímica. Ésta energía es posteriormente utilizada en reacciones metabólicas oscuras, que ocurren en el estroma del cloroplasto y otras dependientes de luz, que ocurren en los tilacoides del cloroplasto donde se generan NADPH y ATP, dos compuestos ricos en energía. Éstos compuestos son los que se utilizan en las reacciones de fijación de carbono, como se observa en la figura 2 (Richter, 1972; Ray, 1981; Pérez, 1994; Nobel, 2004).

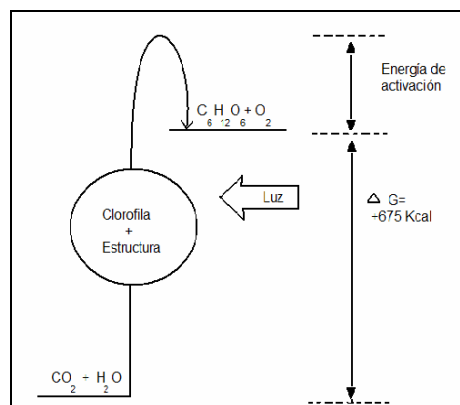


Figura 1: Diagrama energético de la fotosíntesis (Richter, 1972)

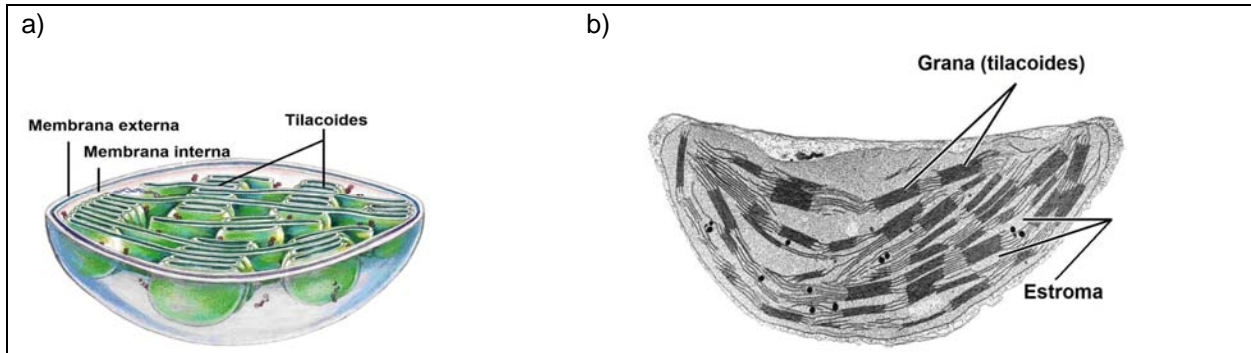


Figura 2: a) Vista tridimensional del cloroplasto y b) Tilacoides apilados formando una grana y el espacio central del cloroplasto, estroma.

2.2 Concepto de luz

Como es sabido, para llevar a cabo el proceso de fotosíntesis, se requiere de energía. Las plantas superiores, como todos los organismos fotosintéticos, obtienen la energía desde la luz proveniente del sol. El concepto de luz acepta dos definiciones:

- a) El concepto de onda: que la define como las oscilaciones de un campo magnético y un campo eléctrico, perpendiculares entre sí y perpendiculares a la dirección de propagación y se caracteriza de acuerdo a la longitud de onda (distancia desde un máximo de la onda al siguiente) y su frecuencia (número de oscilaciones que se desplazan a una distancia determinada por unidad de tiempo). Tal concepto, corresponde a la calidad de luz de acuerdo al espectro de radiación electromagnético.
- b) El concepto cuántico, describe a la luz como un flujo de partículas sin masa, pero cargadas de energía. Cada partícula se denomina fotón o quanta (Salisbury, 2000) tal concepto corresponde al de cantidad de luz en la teoría corpuscular.

Por ende, cuando hablamos de calidad de luz se refiere a todos los tipos de longitud de onda que existen en un ambiente y que son captadas por las plantas superiores, y cuando hablamos de cantidad de luz, se refiere a la densidad de fotones o micromol de fotones que inciden sobre una superficie determinada y que pueden captar las hojas de las plantas en un ambiente dado.

La calidad de luz está determinada por la longitud de onda en nanómetros la cual condiciona la energía de los fotones y facilita la excitación de las moléculas y pigmentos accesorios de la fotosíntesis (Pibernat y Abella, 1994).

Adicionalmente, la cantidad y calidad de luz constituye una señal para las plantas, siendo los cambios de calidad de luz percibidos por los fotocromos principalmente, a través de la razón rojo/ rojo lejano. La razón R/RL es también un indicador de proximidad de la planta vecina, pudiendo gatillar cambios morfológicos importantes para evitar la sombra como el elongamiento del tallo. También la percepción de una

mayor proporción de luz azul en las mañanas determina la apertura estomática en plantas C_3 y C_4 (Taiz y Zeiger, 2002)

2.3 Respuesta de las plantas a la calidad de luz

La luz, puede afectar el crecimiento y desarrollo de las plantas como: fuente de energía (fotosíntesis), fuente de información y fuente de calor, promoviendo cambios morfológicos y fisiológicos. La cantidad de luz (fotones), su composición espectral, la dirección incidente y el tiempo de duración diaria (fotoperíodo) (Wassink *et al.*, 2009), son aspectos del ambiente lumínico que entregan información a las plantas. Por ejemplo, en ambientes sombríos existe una mayor abundancia del espectro rojo lejano (RL) y en ambientes abiertos mayor proporción de luz roja (R). La relación R/RL puede regular la germinación en algunas semillas fenómeno conocido como fotoblastismo (Figueroa y Vásquez, 2002. También durante el día y en presencia de otra vegetación circundante la proporción R/RL varía sobre las plantas, ésta información entrega señales que les permiten adecuar su crecimiento y funcionamiento fotosintético (Azcón- Bieto, 2000; Salisbury, 2000). Entre los parámetros morfológicos de las plantas, que experimentan variación ante cambios en el ambiente lumínico se puede mencionar la variación en:

- Área foliar específica (SLA)
- Incremento, largos de internudo
- Número de capas de parénquima empalizada
- Incremento del ángulo de las hojas.

Cuando la relación rojo/rojo lejano es alta, está pasando luz de todas las longitudes de onda del espectro visible, y corresponde a la luz directa que llega a las plantas. Cuando la relación rojo/rojo lejano es baja está pasando sólo, o en mayor cantidad luz del espectro no visible (rojo lejano), esto ocurre cuando la luz es interceptada por parte del dosel superior y no llega directamente a las plantas, o las semillas que se encuentran en el suelo, o en los estratos inferiores, ésta situación indica un ambiente con más sombra.

Otra respuesta ante cambios lumínicos, es aquella, denominada fotoblastismo, correspondiendo al efecto que tiene la luz sobre la germinación de las semillas. El fotoblastismo se define como la germinación dependiente del fitocromo. Se denomina fotoblastismo positivo, a la condición de las semillas cuya germinación es estimulada por la luz blanca y fotoblastismo negativo, a la condición de las semillas, cuya germinación es inhibida en presencia de luz. Finalmente semillas no fotoblásticas cuya germinación es indiferente a la luz (Piedrahita, 1997). Cuando éste último se desactiva en un ambiente con baja proporción lumínica roja/rojo lejano (R/RL), proporción que predomina bajo el dosel arbóreo, la semilla no germina y permanece latente. Por el contrario la germinación se inicia cuando el fitocromo es activado bajo un ambiente de alta relación R/RL, característica de los claros de luz. La germinación fotoblástica permite que las especies pioneras colonizar rápidamente los claros de luz (Figueroa y Vásquez, 2002) siendo más frecuente en espacios de bosques tropicales.

2.4 Organización de los cloroplastos y fluorescencia.

Los cloroplastos son organelos celulares donde se produce la absorción de radiación solar para transformarla en energía. En los vegetales cada cloroplasto se encuentra rodeado por un sistema de doble membrana o envoltura que controla el tránsito de moléculas hacia dentro y hacia fuera. En el interior del cloroplasto se encuentra el material amorfo, gelatinoso llamado estroma, que contiene enzimas que convierten el CO_2 en carbohidratos, especialmente almidón. Embebidos por todo el estroma se encuentran los tilacoides, que contienen pigmentos y en los que se emplea la energía de la luz para oxidar el H_2O y formar ATP y NADPH, que son compuestos ricos en energía y necesarios a su vez para que el estroma convierta el CO_2 en carbohidratos. En algunas porciones del cloroplasto se encuentran pilas de tilacoides que reciben el nombre de grana (cada pila o saco individual es un elemento de una grana) (Salisbury, 2000; Azcón- Bieto y Talón, 2000).

2.4.1 Elementos del aparato fotosintético en los tilacoides

En las membranas tilacoidales se encuentran insertos cuatro complejos proteicos (ver figura 3), que llevan a cabo la primera etapa de la fotosíntesis (etapa de conversión de energía, transferencia de electrones). Los tres primeros están implicados en la transferencia electrónica a lo largo y a través de la membrana. Dos de éstos complejos son fotosistemas (PS I y PS II), es decir sistemas capaces de absorber y transformar la energía fotónica (luz) en energía electroquímica. El tercer complejo es un sistema conector entre dos fotosistemas, llamado complejo citocromo. El cuarto complejo proteínico es distinto a los tres anteriores dado que no interviene en las transferencias de energía, sino que utiliza la energía que los otros complejos han formado para sintetizar ATP (Azcón – Bieto y Talón, 2000).

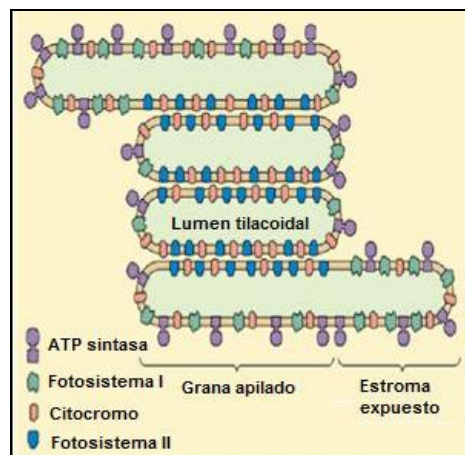


Figura 3: Complejos proteicos que llevan a cabo la fotosíntesis en el tilacoide dentro del cloroplasto.

2.4.2 Fotosistemas

Cada fotosistema es un conjunto de 250 a 400 moléculas de pigmento. Todos los pigmentos de un fotosistema son capaces de absorber fotones (partículas de energía lumínica) pero sólo una molécula de cada fotosistema puede utilizar la energía de la

reacción fotoquímica, esta molécula es llamada centro de reacción del fotosistema y las otras moléculas se denominan pigmentos antena debido a que captan luz. El fotosistema I (PSI) donde el centro de reacción es una molécula de clorofila a denominada P 700, corresponde al óptimo de absorción para este PS I. El fotosistema II (PSII) donde el centro de reacción es una molécula de clorofila b denominada P 680, correspondiendo al óptimo de absorción (680 nm) en el PSII (Richter, 1972; Baeza, 1982; Barceló *et al.*, 2001).

2.4.3 Espectro de absorción de luz

Los pigmentos son aquellas moléculas, capaces de absorber radiaciones de cierta longitud de onda y reflejar otras, esta capacidad está dada por el espectro de absorción de cada pigmento (ver figura 4). En el proceso de fotosíntesis en las plantas superiores, los pigmentos más importantes en la captación de la energía son las clorofilas, del tipo *a* y *b* (Richter, 1972). La energía de la luz es absorbida porque los pigmentos pueden excitarse con longitudes de onda apropiadas, dentro del espectro electromagnético, como se observa en la figura 4.

Los pigmentos que están en las membranas tilacoidales consisten principalmente en dos tipos de clorofilas verdes, la clorofila *a* y la clorofila *b*. También aparecen pigmentos amarillo-naranja que se clasifican como carotenoides. (Barceló *et al.*, 2001, Salisbury, 2000).

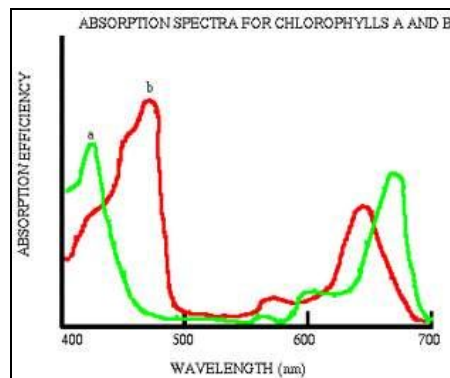


Figura 4: Espectro de absorción de luz de las clorofilas a y b, donde se indican los puntos de absorción de mayor eficiencia.

Los máximos de absorción se presentan en ambas clorofilas entre las longitudes de onda que corresponden al color azul, (430 - 450 nm.) y el color rojo (680 – 700 nm). El gráfico de absorción de las clorofilas a y b revela que pigmentos extraídos y en solución (*in vitro*), absorben muy poco de la luz verde y verde amarilla, comprendidas entre 500 y 600 nm, y que ambas clorofilas absorben intensamente las longitudes de onda violeta, azul, anaranjada y roja (Azcón – Bieto y Talón, 2000).

La absorción de luz depende de determinadas longitudes de onda del espectro lumínico, siendo absorbidos más eficientemente determinados colores del espectro (Barceló., *et al.*, 2001). El espectro de la radiación visible está formado por los

siguientes colores violeta, azul, celeste, verde, amarillo, naranja y rojo, entre los 350 y 740 nm (ver figura 5).

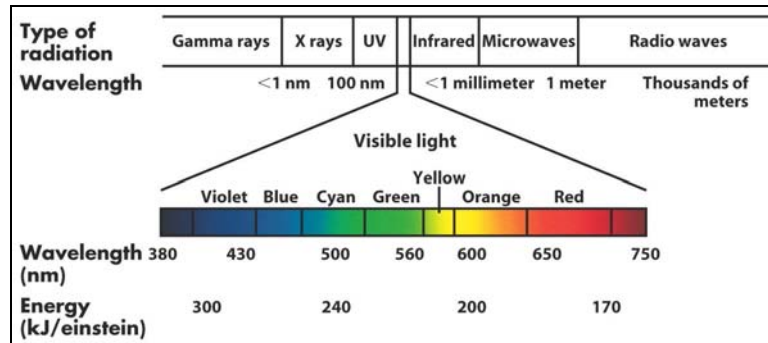


Figura 5: Espectro visible de la radiación solar, donde cada color corresponde a una longitud de onda diferente. Ondas más largas corresponden al rojo y ondas más cortas al violeta.

La luz puede excitar una molécula de clorofila, y por lo tanto, desplazar electrones hacia niveles de energía superiores. Cuando un electrón pasa a un nivel de energía más elevado (1*), se dice que el átomo está excitado. Esta excitación puede ser el resultado de la absorción de un fotón de luz específico. Si este electrón pasa de un nivel de excitación 1* a un nivel 2* se produce la pérdida de energía en forma de calor (sin que se produzca radiación), posteriormente se puede alcanzar desde un nivel de energía 2* (disipada en forma de calor) a un nivel de energía 3*, que es mucho más estable que los estados anteriores y puede volver a su estado fundamental o ser perdido por emisión de fluorescencia (* nivel de excitación) (Azcón - Bieto y Talón, 2000; Barceló *et al.*, 2001). Cabe considerar que las tres rutas que puede seguir la energía proveniente de la luz (fotoquímica, calor y fluorescencia), son competitivos entre si.

2.5 Adecuación a distintos ambientes lumínicos

Las plantas de sol (heliófitas) son aquellas plantas que generalmente crecen en hábitats abiertos, donde reciben luz directa del sol y las plantas de sombra o esciófitas, son aquellas capaces de crecer mejor bajo sombra y generalmente en el sotobosque (Donoso, 1981; Kneeshaw *et al.*, 2006).

El término tolerancia a la sombra en el ámbito forestal, se refiere a la capacidad de las plantas para sobrevivir y reproducirse bajo el dosel (Donoso, 1981).

Las especies tolerantes son aquellas capaces de realizar el máximo de fotosíntesis (A max) en condiciones de baja intensidad lumínica en cambio las especies intolerantes son capaces de realizar el máximo de fotosíntesis con mayores intensidades lumínicas (Donoso, 1981). Las especies intolerantes necesitan lugares abiertos para reproducirse y sobrevivir, promoviéndose su regeneración vía monte alto (semilla) viéndose afectada positivamente por disturbios a gran escala (Kneeshaw *et al.*, 2006).

Las especies arbóreas nativas de Chile como *Aextoxicon punctatum* (Olivillo) y *Laureliopsis philipiana* (tepa) son capaces de reaccionar distintamente ante

condiciones de plena luz y bajo dosel (sombra) con menor intensidad lumínica (Donoso, 1981). Estudios para observar la respuesta de éstas especies a diferentes niveles de sombra, proponen la existencia de diferentes niveles de sombratolerancia durante las etapas ontogénicas (Vera y Zúñiga, 2008). Otra especie del bosque nativo chileno que presenta respuestas distintas en sombratolerancia a distintas edades es *Nothofagus nítida* que es capaz de establecerse bajo dosel como especie tolerante a la sombra y cuando adulto se comporta como especie intolerante ocupando los estratos superiores (Coopman *et al.*, 2008).

2.5.1 Respuestas morfológicas – ecológicas

Así como se definen las especies dentro de niveles de requerimientos lumínicos dentro de un individuo, existen hojas que pueden adecuar su forma a distintos niveles de luz. Es así, como se pueden reconocer hojas de sol y hojas de sombra. A continuación, se resumen algunas características morfológicas típicas de hojas de sol y hojas de sombra en especies arbóreas en el cuadro 2:

Cuadro 2: Principales diferencias entre hojas de sombra y hojas de sol en especies forestales.

Hojas de sombra	Hojas de sol
Poseen más clorofila por unidad de peso	Poseen menos clorofila por unidad de peso
Más delgadas o membranosas	Más gruesas y coriáceas
Menos tejido conductor y de resistencia mecánico	Más tejido conductor o de resistencia mecánico
Menos capas de epidermis y parénquima	Más capas de epidermis y parénquima
Hojas más grandes, con más espacios intercelulares y tejido esponjoso	Hojas más pequeñas y con menos espacios intercelulares
Menor número de estomas por unidad de superficie, pero de mayor tamaño	Mayor número de estomas por unidad de superficie.

Fuente de información: Donoso 1981.

2.5.2 Características fisiológicas y bioquímicas

Las características que definen especies más o menos sombra tolerantes desde el punto de vista fisiológico son las siguientes:

- A max: Fotosíntesis máxima
- Punto de compensación lumínica
- Área foliar específica (SLA).

Entre otras características de carácter bioquímico se pueden mencionar: (Taiz y Zeiger, 2002).

- Las hojas de sombra tienen más clorofila total por centro de reacción, tienen una alta proporción de clorofila b y clorofila a. Siendo usualmente más delgadas que las hojas de sol.

- Las hojas de sol tienen mayor concentración de rubisco (ribulosa 1,5 bifosfato) y mayor proporción de xantófilas que componen las hojas de sombra. La rubisco es la enzima responsable de la fijación de carbono.

2.6 Características ecofisiológicas de las especies estudiadas en su ambiente nativo

2.6.2 *Eucalyptus globulus*

Se encuentra principalmente en la costa sureste y oeste de Tasmania, en ciertas islas en el estrecho de Bass al norte de Tasmania, en el Cabo Otway y el Promontorio de Wilson al sur de Victoria, en Australia (Skolmen y Leding, 1990). En su hábitat natural, *Eucalyptus globulus* crece en rodales puros y en una mezcla con *Eucalyptus obliqua* L'Herit, *E. regnans* F. Muell., *E. viminalis* Labill., *E. amygdalina* Labill y *E. pulchella* Desf.

A pesar de que *Eucalyptus globulus* posee una gran adaptabilidad climática, las mejores experiencias de plantaciones a nivel mundial han ocurrido en lugares con un clima templado y moderado. También en altas elevaciones con temperaturas frías en las áreas tropicales, siendo una especie poco resistente a heladas (Skolmen y Leding, 1990).

E. globulus posee una ventaja competitiva considerable comparada con otras especies arbóreas, ya que su follaje juvenil es poco consumido por el ganado vacuno u ovino, lo que permite la sobrevivencia de las plántulas en el bosque. El árbol se reproduce mediante la germinación de sus semillas en los claros en los rodales plantados y en los terrenos adyacentes a las plantaciones (Skolmen y Leding, 1990).

La dinámica regenerativa de *Eucalyptus globulus* se ve afectada por eventos catastróficos similares pero en menor escala que los necesarios para la regeneración de especies del género *Nothofagus* (*N. dombeyi*, *N. obliqua*) en Chile. En éste último caso es necesario que los eventos provocados por incendios forestales y raleos originen áreas descubiertas de a lo menos 2.500 m² (Donoso *et al.*, 2006). En Australia, ocurren grandes incendios forestales periódicamente que pueden matar la totalidad de las aéreas con estos bosques, a lo que sigue, una serie de regeneración de acacias y eucaliptos, tales como *E. regnans*, *E. delegatensis* y *E. nitens*, debajo de las cuales aparecen gradualmente especies del bosque denso como *E. globulus* (FAO, 1981).

2.6.3 *Eucalyptus nitens*

E. nitens es un árbol perennifolio, en sus zonas de origen tiene una distribución geográfica discontinua desde las mesetas del norte de Nueva Gales del Sur hasta los bosques del sudeste de Victoria (Australia). La especie presenta una escasa tolerancia a veranos cálidos siendo su umbral superior de temperatura media máxima de 28 °C (García *et al.*, 2000). Su método de regeneración es vía monte alto. La mayoría de las especies de este género tienen semillas muy pequeñas con poco material de reserva en cada una, pero producen semillas en grandes cantidades. Aun cuando caen sobre la tierra desnuda por incendios, inundaciones o acción

volcánica, una pequeña cantidad, a veces tan baja como una en un millón, logra sobrevivir bajo la protección de algún objeto que la cobija, lo que es suficiente para asegurar la supervivencia de la especie (FAO, 1981). Las especies de *Eucalyptus* son intolerantes a la sombra, pero se asume que debido a su capacidad de colonizar terrenos denudados por incendios, *E. nitens* es más sombra intolerante que *E. globulus*, que puede crecer bajo dosel (FAO, 1981).

2.6.1 *Pinus radiata*.

Pinus radiata o pino insigne, es una especie perenne de carácter tolerante, nativa de tres localidades a lo largo de una franja de tierra de 210 km de longitud y de 10 -11 km tierra adentro en las costas de California entre Bassadero y la Bahía de San Simeón en Estados Unidos entre la longitud de 37° y 33,5° norte. En otras zonas *Pinus radiata* tiene un endemismo muy localizado; al norte de la isla San Luís Obispo y en Isla Guadalupe, México se distribuye bajo los 300 m.s.n.m. en pendientes suaves y llanuras (Olivares *et al.*, 1992). En su ambiente natural existe un clima mediterráneo con alta pluviometría en invierno (enero en el hemisferio norte), su temperatura media invernal es de 10 ° C y 14 ° C durante el verano, no existiendo grandes variaciones en temperaturas (Olivares *et al.*, 1992; CMPC, 2007; García *et al.*, 2000).

El método de reproducción en su ambiente nativo es mediante semillas o monte alto, donde las piñas o frutos son de carácter serotino, permaneciendo sujetas al árbol durante muchos años, conservando viable la semilla y sólo se abren temporalmente cuando hace mucho calor, soltando parte de los piñones y volviendo a cerrarse después. Los incendios producen intensa diseminación (Solla-Gullón *et al.*, 2006). La germinación demora de tres a cuatro semanas, para promoverla o apurarla se pueden sumergir en agua durante 24 horas para la posterior germinación en el suelo.

Los requerimientos ecológicos de *E. globulus*, *E. nitens* y *P. radiata* se encuentran en anexo 2.

2.7 Manejo de las condiciones ambientales en vivero

En un vivero hay que tratar de mantener el control de las variables medioambientales tales como la humedad, la temperatura y la luz. En las plantas cultivadas a campo abierto se les puede proporcionar riego y fertilización, aunque la luz y temperatura pueden ser controladas en un menor grado. Cuando la producción de un vivero es en contenedor se debe mantener un mayor control de las variables ambientales.

2.7.1 Manejo de la luz en vivero

Existen tres propiedades de la luz solar que requieren ser modificadas en un vivero forestal: intensidad, calidad y duración (fotoperíodo). En muchas de las estructuras de propagación a campo abierto, la luz solar no es controlada, pero en las estructuras de propagación cerradas, las opciones se incrementan a medida que el diseño del vivero es más sofisticado.

En los viveros forestales es muy utilizada el sistema de cobertura con mallas raschel para sombrear y bajar la intensidad de luz solar (Landis *et al.*, 1990).

Cabe mencionar que un factor relevante dentro de la producción de plantas en viveros forestales además de los mencionados anteriormente es el tipo de contenedor a utilizar ya que determina directamente el tamaño final de la planta a producir.

2.7.2 Efecto del tamaño del contenedor en el crecimiento de las plantas

El tamaño del contenedor en las especies forestales es un carácter de suma relevancia al momento de producir plantas, se término tamaño de contenedor se atribuye a la conjugación de tres aspectos: altura de contenedor, diámetro y forma de éste (Landis *et al.*, 1990; Peñuelas *et al.*, 1996; Krause, 2005). Cabe mencionar que el factor tamaño de contenedor no influye por si solo en la calidad de planta a producir sino también la densidad de crecimiento. Existen estudios en especies forestales que muestran distinta forma en crecimiento ante condiciones variables de espaciamiento y un mismo volumen de contenedor (Landis *et al.*, 1990).

Existe una alta correlación entre el tamaño del contenedor y el tamaño aéreo de las plantas, ya que a mayor volumen de contenedor mayor volumen radicular ya que la planta demora mucho más tiempo en alcanzar el tamaño del contenedor, y su consiguiente crecimiento en altura de las plantas y biomasa aérea. El diámetro de cuello se ve afectado en mayor medida por la densidad de crecimiento (Landis *et al.*, 1990; Domínguez, 1997; Peñuelas *et al.*, 1996).

2.8 Uso de las mallas raschel de color en la agricultura

El uso de mallas raschel de color en la agricultura tanto en especies arbustivas ornamentales como helechos, trepadoras y *Pittosporum variegatum* (planta modelo principal) (Oren-Shamir *et al.*, 2001), hortalizas (Gringerber *et al.*, 2000) y arándanos (Rojas, 2005) promueven el uso de mallas raschel de color por un tema de calidad y cantidad de luz, y no sólo para disminuir las temperaturas. En Israel se probó el uso de mallas de colores (verde, roja, azul, gris y aluminio), teniendo como objetivo analizar las reacciones de cultivos para incrementar su rentabilidad. Las características que se intentó influenciar por medio de las mallas de color fueron: el ritmo de crecimiento vegetativo, la ramificación, tonalidad y tamaño de las hojas, el rendimiento y la calidad en general.

Los resultados obtenidos en éste estudio indican que las mayores diferencias en el desarrollo de las plantas se obtuvieron bajo cubiertas de malla raschel color rojo y color azul, donde la primera produjo una extensión considerable de la longitud de las ramas y hojas en comparación de la malla negra de uso habitual. La malla de color azul produjo un crecimiento más lento y ramas más enanas, la malla gris provocó mayor cantidad de brotes (Oren- Shamir *et al.*, 2001).

Cabe mencionar que los autores afirman que las mallas utilizadas son selectivas de ciertas longitudes de onda donde la malla de color azul, deja pasar parte del espectro

que corresponde al color azul y la malla roja deja pasar la luz correspondiente a parte del espectro rojo (Oren- Shamir *et al.*, 2001).

Una nueva experiencia fue reportada en un ensayo donde se probó diversas mallas sombreadoras sobre cultivos de lechuga. Algunas de las mallas filtran una determinada longitud de onda (color), y otras transforman la radiación en difusa (malla blanca). La finalidad del estudio fue comparar la influencia que ejercen sobre los cultivos y su rendimiento. Los tratamientos a utilizar fueron: sin malla, malla blanca, azul, roja, y aluminio, con un porcentaje de sombra de 30% (Gringerber *et al.*, 2000).

Los mejores resultados fueron los producidos bajo la malla blanca y malla roja, aunque cabe mencionar que los cultivos de lechuga responden bien ante la cobertura con mallas sombradoras y sería de acuerdo a los autores, extrapolable para otro tipo de cultivos.

Otra experiencia con mallas sombradoras es aquí en Chile en cultivos de arándanos (Rojas, 2005). El objetivo general de esta investigación fue estudiar el efecto de diferentes tipos de mallas (color y porcentaje de sombreamiento) sobre las condiciones ambientales que enfrentan las plantas.

Se realizó un ensayo para evaluar el efecto de la utilización de mallas sombreadoras de distinto color (rojo, gris, negro y blanco) y grado de sombreamiento (35% y 50%) sobre el rendimiento, calidad y vida postcosecha de frutos de arándano. Los tratamientos blanco 50%, rojo 50% y gris 35% aumentaron el rendimiento en 46, 33 y 26% respectivamente, respecto al testigo que se encontraba sin malla, siendo el mejor evaluado aquellos bajo cobertura color blanco. Las mallas no alteraron el peso, ni el contenido de sólidos solubles de los frutos (Rojas, 2005).

El uso de mallas aparece como una práctica promisoría en arándanos, pero se requiere conocer su impacto en otras variedades y zonas productivas

Hasta el momento no existen resultados publicados que informen sobre el efecto de mallas de colores en el crecimiento de especies arbóreas productivas, lo cual hace de éste trabajo de titulación un inicio para futuras investigaciones que aporten en el área de la producción de plantas.

3. MATERIAL Y MÉTODO

3.1 Antecedentes

3.1.1 Ubicación del área de estudio

La ciudad de Valdivia se encuentra ubicada en los 39° 38` de latitud sur, con 73° 5` de longitud oeste, a una altitud media de 19 metros.

La primera etapa del ensayo de calidad lumínica se realizó en el vivero Los Castaños ubicado en la ruta que une la ciudad de Valdivia con San José de la Mariquina, sector Cayumapu en el kilómetro 22. Posteriormente se trasladó a la ciudad de Valdivia. En la figura 6 se muestra la ubicación del ensayo de calidad lumínica en la ciudad de Valdivia.

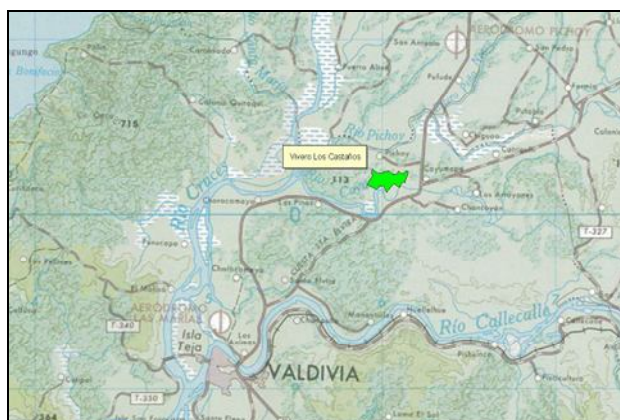


Figura 6: Ubicación del ensayo de calidad lumínica en vivero Los Castaños y en Valdivia.

3.1.2 Clima

El clima de la región de Los Ríos corresponde al clima templado con una temperatura media anual es de 11° C. La homogeneidad del relieve, también produce valores reducidos en las amplitudes térmicas, así como similitud en las características térmicas generales de la región. La amplitud térmica anual es casi idéntica en Valdivia (XIV región) y Osorno (X región) con 8.8° y 8.7° C respectivamente. A pesar que la distancia a la costa desde ambas localidades es muy diferente. Si bien las variaciones de relieve no son suficientes para producir variaciones significativas en la distribución de las temperaturas, sí generan diferencias en los montos de las precipitaciones (ver diagrama ombrotérmico, figura 1 en anexo 2), las que además se ven influenciadas por la altura y la latitud. En Corral y Niebla se superan los 2.000 mm; descendiendo a menos de 1.900 mm en Valdivia (Pichoy). En la Región existen numerosos lagos, los que ayudan a mantener la homogeneidad térmica y son fuentes de humedad, lo que es otra característica de este clima. La humedad media es superior al 80% y no hay meses con humedad media inferior a 75%. Las precipitaciones son producidas por frecuentes sistemas frontales que cruzan la zona, los que a su vez producen abundante nubosidad y poca cantidad de días despejados (Dirección meteorológica de Chile, 2007).

3.2 Diseño experimental

Con el fin de cumplir los objetivos propuestos se realizó un ensayo en dos etapas de diferentes edades: recién emergida y hasta un año.

3.2.1 Primera fase

En la Fase 1 del ensayo de calidad lumínica se estudió el comportamiento de las plantas de *E. globulus*, *E. nitens* y *P. radiata* bajo cubierta de mallas raschel de colores con un 65 % de cobertura, en terreno durante 11 meses desde marzo de 2008 a enero de 2009. Esta etapa se desarrolló en vivero Los Castaños y luego en jardín común con luz natural en la ciudad de Valdivia. En el cuadro 3 se muestran los tratamientos, donde cabe mencionar que las plantas se mantuvieron a la misma altura tanto en el vivero como en Valdivia.

Cuadro 3: Tratamientos que se utilizaron en ensayo de calidad lumínica bajo cobertura de mallas raschel.

Tratamientos	Color de malla raschel	Código
Tratamiento 0	Sin malla	T
Tratamiento 1	Malla negra	N
Tratamiento 2	Malla azul	A
Tratamiento 3	Malla blanca	B
Tratamiento 4	Malla verde	V

3.2.2 Instalación en vivero los Castaños

El ensayo de calidad lumínica se instaló el 15 de Febrero de 2008, para evaluar el efecto de cuatro mallas raschel de color: azul, verde, negro y blanco, con un 65 % de cobertura, además de un tratamiento testigo sin malla. El diseño del ensayo corresponde a bloques con cuatro repeticiones, de las cuales sólo fue posible evaluar la repetición uno y dos (R1 y R2). En la figura cada bloque de color agrupa las especies: *E. globulus*, *E. nitens* (624 plantas en ambas) y *P. radiata* (704 plantas). En la figura 7 se muestra un esquema representativo del ensayo en el vivero Los Castaños.

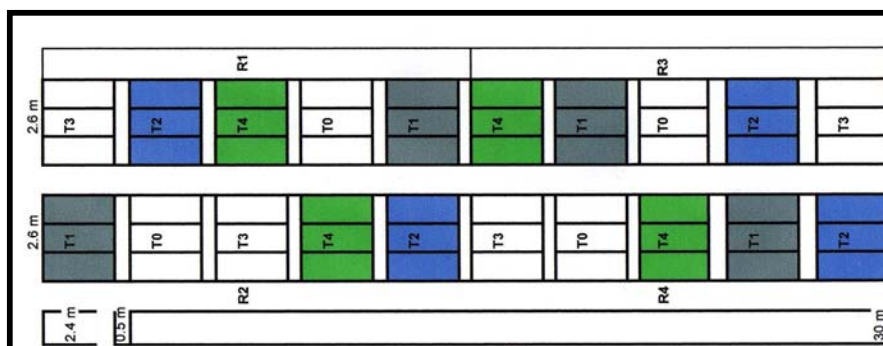


Figura 7: Diseño del ensayo en vivero Los Castaños de Forestal Valdivia donde; T0 (T): testigo, sin malla; T1 (N): malla negra; T2 (A): malla azul; T3 (B): malla blanca y T4 (V): malla verde, distribuidos en cuatro repeticiones.

Entre cada tratamiento (color distinto de malla raschel) se consideró una distancia de alrededor de 70 cm para evitar el efecto (transmitancia) del color de la malla sobre el tratamiento contiguo.

3.2.3. Tipo de sustrato y tipo de contenedor

El sustrato que se utilizó para producir las plantas en vivero, corresponde a una mezcla de corteza compostada de pino con fertilizante superfosfato triple, y fungicida (postanol) con agua, en las siguientes concentraciones:

- Postanol: 16 gr
- Superfosfato triple: 300 gr
- Ambas concentraciones para un saco de corteza compostada de 50 a 60 kilos.

Los contenedores utilizados en el vivero forestal Los Castaños son distintos según especie a producir. Para *P. radiata* se utilizó un tubete o contenedor (plástico) de 140 cc. y para especies del género *Eucalyptus spp* se utilizaron contenedores de polietileno expandido (aislapol) de 70 cc.

Durante el ensayo se realizó un transplante desde los contenedores a bolsa usando la mitad de las plantas de cada especie, para cada tratamiento además de 2 fertilizaciones con superfosfato triple. El objeto de dicho transplante fue determinar si existía algún efecto de inhibición de crecimiento aéreo no producto de distintas calidades lumínicas, sino por limitaciones del espacio o volumen del contenedor. Para especies del género *Eucalyptus spp.* se utilizó una bolsa de 550 cc aproximadamente y para *P.radiata* de 700 cc.

3.2.4 Origen de las plántulas

Las plántulas de *P. radiata* son producidas mediante reproducción vegetativa o cutting, durante este proceso se cortan pequeñas estacas de los campos de setos y se entierran aproximadamente 2 cm en un contenedor para que enraícen. Dichos cutting fueron instalados en Octubre – Noviembre de 2007 y provienen de setos de siembra del 2005 (propagación vegetativa de familias, mejoradas mediante cruzamientos controlados).

Las plántulas de *E. nitens* y *E. globulus* provienen de semillas y fueron sembradas al final de la temporada en Enero de 2008 (provenientes de cruzamientos controlados).

3.2.5 Premuestreo

El muestreo se realizó independientemente para cada especie, a las cuales se les midió la variable altura total. Para *E. nitens* y *E. globulus* se realizó un censo con un total de ciento veinte bandejas por especie (seis bandejas por tratamiento por cuatro repeticiones en cada especie). En el caso de *P.radiata* el muestreo es el 9% de cada bandeja en sentido transversal a ella abarcando la sexta línea de cada bandeja.

3.2.6 Método de muestreo

Derivado del premuestreo se estimó un número de muestras según especie por tratamiento y repetición independiente para *E. nitens* y *E. globulus*, para tomar un menor número de unidades muestrales y conservar un error de un 10%:

$$n = \frac{t^2 * CV\%^2}{E\%^2 * \left(\frac{t^2 * CV\%^2}{N} \right)}$$

Considerando:

Se asume un error de 10 % (Muñoz, 2007)

N: Número total de plantas existente por tratamiento

Se asume un $t = 2$

CV: es el coeficiente de variación (%) de la variable altura

Posteriormente se promedió según especie para llegar a un “n” (número de muestras) de:

Eucalyptus globulus: 34 muestras; fueron aproximadas a 40 muestras

Eucalyptus nitens: 25 muestras; fueron aproximadas a 32 muestras

El número de muestras fue aproximado a un “n” aplicable en terreno (ver figura 2 en anexo 3) debido principalmente a una mortalidad imprevista y la ausencia de plántulas en algunas cavidades de la bandeja. Además se debe considerar que “n” se realizó sólo en la bandeja central en *Eucalyptus spp.*, ya que en las bandejas de borde puede influir la llegada de radiación directa a algunas horas del día.

3.2.7 Ensayo en Valdivia

Se trasladó un número de seis plantas de *E. globulus*, seis plantas de *E. nitens* y ocho plantas de *P. radiata* por tratamiento de dos repeticiones R1 y R2 para continuar con la medición. Para ello se realizaron casetas con un armazón de madera de 70 x 70 x 60 cm. cubierta completamente por malla raschell, para evitar la entrada de radiación directa y evaluar solamente el efecto del color. Cabe mencionar que las plantas de *E. nitens*, *E. globulus* y *P. radiata* se trasladaron a bolsa el 25 de septiembre para observar si existen diferencias significativas en el crecimiento aéreo, área foliar total y área foliar específica entre tratamientos, sin limitantes de crecimiento radicular.

3.2.8 Tiempo de medición

La primera medición se realizó en marzo, siendo de carácter mensual hasta enero de 2009. Cabe considerar que operacionalmente en la época de invierno se retiran las mallas, principalmente para que se produzca un proceso de endurecimiento en las plantas, además el microclima que se crea bajo las mallas es propicio para la proliferación de hongos.

3.2.9 Segunda fase de trabajo

La segunda fase consistió en hacer germinar semillas de las mismas especies mencionadas en la etapa 1. Éstas fueron sembradas el 01 de octubre de 2008, y protegidas por una caseta de papel celofán, (para observar el efecto del color) con el objeto de determinar si tiene alguna influencia en la germinación y el crecimiento inicial de las plántulas recién emergidas.

Los tratamientos que se utilizaron durante el ensayo de calidad lumínica con papeles celofán fueron los siguientes:

Cuadro 4: Tratamientos que se utilizaron en ensayo de calidad lumínica con papel celofán de colores con plantas recién emergidas, en invernadero.

Tratamientos	Color del papel filtro	Código
Tratamiento 0	Sin papel	T
Tratamiento 1	Papel rojo	R
Tratamiento 2	Papel azul	A
Tratamiento 3	Papel blanco	B
Tratamiento 4	Papel verde	V
Tratamiento 5	Oscuridad	O

3.2.10. Diseño del ensayo de germinación

El diseño del ensayo corresponde a un diseño en bloques con cuatro repeticiones en cada tratamiento, donde se pretende que todos los individuos estén en todas las situaciones (ver figura 3 en anexo 3).

3.3 Variables y parámetros que se consideró en los ensayos.

Las principales variables a considerar para obtener una planta de calidad, desde el punto de vista morfológico son: altura total, diámetro de cuello y variables a nivel de raíz tales como el largo, la masa y la relación tallo/ raíz (Hasse, 2008). Cabe mencionar que para el presente trabajo sólo se consideró la altura total.

3.3.1. Crecimiento en altura

La variable altura total se midió hasta el brote más pequeño del ápice en las tres especies, teniendo como tope inferior, el borde de la cavidad de la bandeja, que generalmente coincide con el límite entre el sustrato y la parte aérea de la planta.

También se consideró el estado fisiológico de las plantas a través de la emisión de fluorescencia de la clorofila del PS II (F_v/F_m) y la concentración de clorofila, donde el primer parámetro se midió una vez en la temporada de invierno y una en primavera y el segundo se midió el mes de noviembre de 2008.

3.3.2 Desempeño del fotosistema II (F_v/F_m)

El análisis de los fotosistemas por emisión *in vivo* de fluorescencia de la clorofila a constituye una herramienta sensible y muy fácil de aplicar en la estimación de los

procesos fotoquímicos de la fotosíntesis, y por la vitalidad de las plantas (Montenegro, 2006).

Parámetros tales como eficiencia cuántica máxima (F_v/F_m , fluorescencia variable/fluorescencia máxima) indican la eficiencia fotoquímica, dicho parámetro evalúa la actividad y vitalidad de los cloroplastos (Cuevas, 2007). Tal parámetro da cuenta de la capacidad total y eficiencia potencial del aparato fotosintético ante condiciones de oscuridad y luz, respectivamente. Éste método es no destructivo, inocuo para la hoja y se evaluó usando un fluorímetro modulado Hausatech.

Procedimiento: Se oscurecieron las hojas durante 30 minutos aproximadamente, con el fin de que los centros de reacción se encuentren abiertos. Luego se aplicaron pulsos de luz, de intensidad y duración determinadas y se obtuvo el siguiente parámetro:

- F_o = fluorescencia mínima o basal, luego de aplicar una luz de medida de baja intensidad.
- F_m = fluorescencia máxima, luego de aplicar una intensidad saturante de luz.

$(F_m - F_o)/F_m = F_v/F_m$. Este parámetro estima la eficiencia fotoquímica máxima o potencial del PSII, cuando todos los centros de reacción están abiertos. Los valores óptimos para este parámetro son de alrededor de 0.83 (Steubing *et al.*, 2002). Las desviaciones más pronunciadas de éste parámetro son en muchas especies indicadoras de estrés ambiental.

3.3.3. Contenido de clorofila

La cantidad y tipo de pigmentos presentes en las plantas se encuentran influenciados por factores ambientales tales como la disponibilidad de luz, agua y nutrientes. Debido a que los pigmentos son sensibles a la acción de ácidos y oxidantes don utilizados como indicadores bioquímicos de contaminación ambiental.

Procedimiento: Se extrajo el material foliar y fue colocado en bolsas ziploc, luego fueron pesadas, para posteriormente extraer 5 discos de cada hoja de una dimensión de 5 mm. Adicionalmente se estimó el área foliar de cada hoja, para establecer una relación peso - superficie. Luego los discos fueron molidos en el mortero de porcelana con Nitrógeno líquido, para acelerar el proceso de trituración, además todo el procedimiento se realizó en un ambiente frío y de muy baja intensidad de luz para evitar la descomposición de los pigmentos fotosintéticos. Al material molido en el mortero, se le agregó 6 ml de acetona. La solución resultante se filtró con papel filtro. Posteriormente los tubos con la solución filtrada fueron recubiertos con papel aluminio para evitar la entrada de luz. Siguiendo la metodología de Steubing *et al.*, 2002.

Finalmente las muestras se midieron en un espectrofotómetro evaluando la absorbancia de luz a las siguientes longitudes de onda 663, 646 y 470. Los cálculos se realizaron aplicando las fórmulas que se señalan en el anexo 3.

3.3.4. Área foliar específica

Se estimó la superficie total de la hoja con un areafolímetro, instrumento que escanea y calcula según las superficies de la hoja.

Para el cálculo del área foliar específica fue necesario secar las hojas a una temperatura de 60° C en una secadora (horno), para obtener el peso seco. El cálculo del área foliar específica es el siguiente:

$$\text{Área foliar específica} = \frac{\text{Área foliar cm}^2}{\text{Peso seco mg}}$$

Cabe mencionar que para el análisis de contenido de clorofila y el área foliar se extrajo el tercer par de hojas (una para clorofila y otra para área foliar) desde el ápice hacia abajo.

3.3.5. Análisis estadísticos.

Para el análisis de datos se usó el programa SYSTAT 8.0 y SygmaStat 3.1. Se comenzará con un análisis de varianza simple que sirve para comparar si los valores de un conjunto de datos numéricos son significativamente distintos a los valores de otro o más conjuntos de datos. El procedimiento para comparar estos valores está basado en la varianza global observada en los grupos de datos numéricos a comparar. Típicamente, el análisis de varianza se utiliza para asociar una probabilidad a la conclusión de que la media de un grupo de puntuaciones es distinta de la media de otro grupo de puntuaciones. Para determinar la existencia de diferencias significativas se realizó una prueba de Tukey, y mediante una matriz de probabilidades que arroja el programa. Si éstas probabilidades son < a 0,05 se considera que existen diferencias significativas, además si la probabilidad es más cercana a 1 se consideran similares.

Los datos serán analizados utilizando como variable independiente los tratamientos (T, N, A, B, V) y como variable dependiente la altura, el contenido de clorofila, el área foliar, el área foliar específica, la temperatura, la intensidad de luz y la calidad de luz.

Para la evaluación de los datos de altura se considerarán etapas de crecimiento por separado de tres meses de duración, desde marzo- mayo, mayo- julio, julio-septiembre, septiembre- noviembre, considerando la variación de crecimiento desde el primer a tercer mes según la etapa correspondiente (marzo - mayo; mayo – julio; julio – septiembre; septiembre – noviembre; noviembre – enero 2009).

El número de muestras utilizado para realizar los análisis estadísticos de altura fueron: 14 individuos de *Pinus radiata*, 10 individuos de *Eucalyptus nitens* y 10 individuos de *Eucalyptus globulus* por tratamientos hasta septiembre. Posteriormente entre el mes de Septiembre y Enero, se mantuvo la mitad de las plantas en contenedor y la otra mitad fue trasladada a bolsa de 550 cc en especies del género *Eucalyptus spp.* y de 700 cc. en *Pinus radiata* se consideró un número de 6 plantas por tipo de recipiente en *Pinus radiata* y 4 en *Eucalyptus spp.*

3.3.6 Medición de calidad lumínica

La calidad de luz se determinó mediante un espectrofotómetro UV- visible (Shimadzu) que hace un barrido de longitudes de onda desde 290 a 800 nm. Para ello se cortó un trozo y se pesó las muestras de mallas raschel y papeles celofán por el espectrofotómetro, se cortó un rectángulo de cada malla de color y de cada papel celofán del tamaño de un porta objeto. El valor cero, de calibración corresponde a la cubeta sin malla ni papel celofán, el que se ajustó al inicio de la medición.

El espectrofotómetro entrega la absorbancia de la muestra, o sea que longitudes de onda (calidad de luz) absorbe principalmente cada cobertura. Para efectos prácticos se necesita conocer que calidad de luz transmite cada cubierta de las plantas y estimar la transmitancia que es la calidad de luz que recibirán las plantas bajo su cubierta, usando la siguiente fórmula:

$$\text{Transmitancia} = \frac{1}{10^A}$$

Donde A= Absorbancia

3.3.7. Medición de intensidad lumínica

La intensidad de luz en el ensayo, se midió con un radiómetro bajo cada cubierta, dicho instrumento entrega la cantidad de luz expresada en micromol de fotones/ m²/ seg. La intensidad fue medida a campo abierto y bajo cada malla de color o papel celofán, respectivamente para posteriormente calcular el porcentaje de atenuación (sombra) de cada cubierta.

3.3.8 Medición de temperaturas

Se realizó paralelamente al ensayo mediciones de temperatura con termómetros ambientales para cada tratamiento por 10 días en cada situación, bajo las mallas raschel y bajo cobertura de papel celofán.

Las mediciones se realizaron durante el mes de octubre a tres horas del día:

- Ensayo de cobertura con mallas raschel: 8:00/ 14:00/ 20:00 hrs.
- Ensayo de cobertura con papel celofán: 9:00/ 15:00/ 20:00 hrs.

4. RESULTADOS

4.1 Calidad de luz

4.1.1 Calidad de lumínica en papel celofán

El papel celofán es bastante selectivo en cuanto a las longitudes de onda que absorbe y por consecuencia las que transmite. Efectivamente el papel celofán azul transmite mayormente longitudes de onda entre los 380 y 490 nm, que corresponden al espectro de color azul y también sobre los 700 que corresponden al color rojo. El papel rojo transmite, pero en muy poca cantidad luz azul. Transmitiendo en mayor cantidad entre los 600 a los 800, donde se encuentra parte del espectro del rojo y rojo lejano. El papel verde transmite mayor cantidad de longitudes de onda que se encuentran en el espectro del color verde y el color rojo, en cambio bajo el papel transparente y bajo oscuridad, no se produce una selección de parte del espectro, transmitiendo en igual medida todas las longitudes entre los 300 y 800 nm aunque en distintas cantidades, transmitiendo en mayor cantidad el papel transparente y menor cantidad el color negro (ver figura 8).

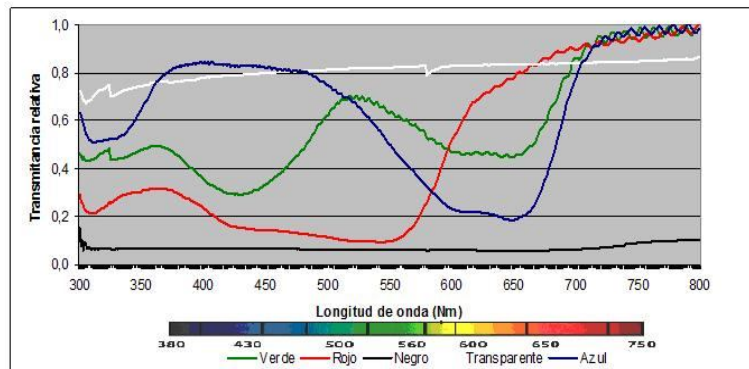


Figura 8: Transmitancia relativa de longitudes de onda desde los 300 a los 800 nm, en papel celofán de distintos colores.

4.1.2 Calidad lumínica bajo mallas raschel

Bajo la cobertura de mallas raschel la calidad de luz que es transmitida, en su mayoría corresponde a longitudes de onda entre el espectro de color azul y verde, principalmente transmitida por las mallas del mismo color, aunque cabe considerar que no es una tendencia muy marcada (ver figura 9).

En cambio la malla color blanco y color negro no transmiten calidades de luz distinta, siendo similares en cantidad todas las longitudes de onda del espectro entre los 300 y 800 nm (ver figura 13). Solo fue posible detectar una selección del espectro bajo la cobertura de malla raschel color azul y verde (A y V) que transmiten longitudes de onda cercanas a los 450 y 550 nm que corresponden al color azul- verde respectivamente.

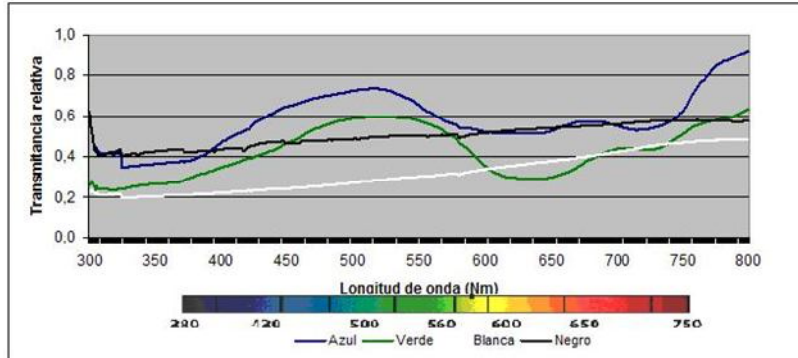


Figura 9: Transmitancia relativa de longitudes de onda desde los 300 a los 800 nm, en mallas raschel de distintos colores.

4.2 Porcentaje de sombra en papel celofán y mallas raschel

El porcentaje de sombra (intensidad lumínica que atraviesa a través de la malla) en las mallas raschel de color presenta diferencias significativas ($P= 0,000$) siendo todos los tratamientos distintos entre sí. La malla que provoca un mayor porcentaje de sombra, corresponde al color negro (tratamiento N) con un 70 %, azul con un 60 %, verde un 50% y blanca un 43% (ver figura 10 A).

El papel celofán de colores, tiene un menor porcentaje de sombra, (tratamientos: R, A, T_R , V) salvo el tratamiento “O” que corresponde a plena oscuridad 95 %. Se puede determinar que existen diferencias significativas en el porcentaje de sombra; donde A y V ($P=0,979$) no presentan diferencias significativas, pero si son distintos a los R, T_R y O (ver figura 10 B). El tratamiento A y V tiene un porcentaje de sombra de 30 % en tanto, R un 20 % y T_R un 10%.

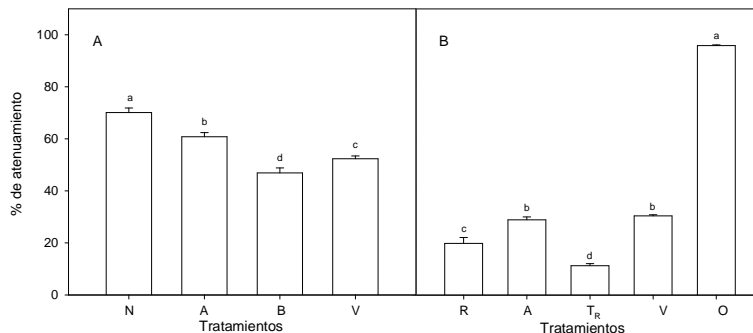


Figura 10: Porcentaje de atenuamiento de la luz. En la figura A las mallas raschel de color Negro (N), Azul (A), Blanco (B) y Verde (V), En la figura B papeles celofán de color Rojo (R), Azul (A), Transparente (T_R), Verde (V) y una situación a plena oscuridad (O).

4.3 Temperatura bajo cobertura de mallas raschel y bajo papel celofán

Con el fin de comprobar si las diferencias de sombra pudieran influenciar y/o provocar variaciones en la temperatura bajo cada tratamiento, se midió las temperaturas bajo cada tratamiento a tres horas del día como se indica en la figura 11. La gráfica indica que no existen diferencias significativas entre tratamientos a

ninguna de los tres horarios de medición tanto bajo mallas raschel (A) y bajo papel celofán (B).

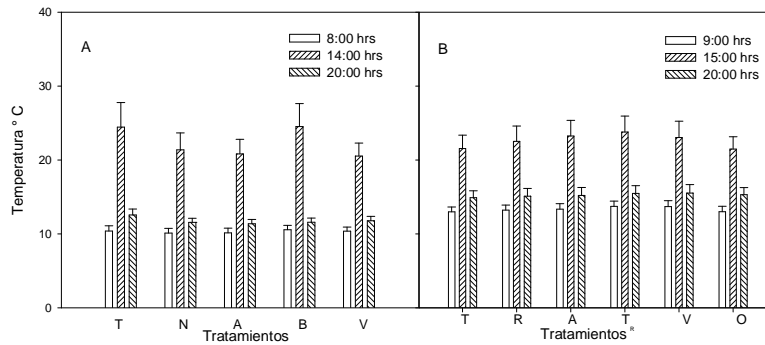


Figura 11: Temperatura en ° Celsius. A) Bajo tratamientos de mallas raschel (T, N, A, B, V) a las 8:00; 14:00 y 20:00 horas. B) Bajo tratamientos de papel celofán (T, R, A, B, V y O) a las 9:00; 15:00 y 20:00 horas.

4.4 Ensayo de germinación

4.4.1. Cinética germinativa en *Eucalyptus globulus*

Las semillas de *E. globulus* son capaces de germinar en aproximadamente un mes. En el ensayo bajo cobertura de papel celofán de colores las primeras semillas comenzaron a germinar alrededor de los 9 días en el tratamiento T_R, finalmente se produce una mayor germinación bajo O (76%), R y A con 56 % de germinación (ver figura 12).

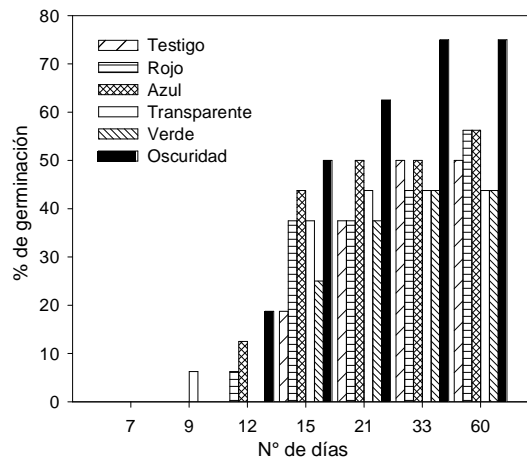


Figura 12: Cinética germinativa en *Eucalyptus globulus* evaluada en porcentaje de germinación.

4.4.2 Cinética germinativa de *Eucalyptus nitens*

Las semillas de *E. nitens*, germinan en aproximadamente un mes. Las primeras semillas del ensayo germinaron alrededor de los 12 días, bajo condiciones de oscuridad de un 95% (sombra) y posterior a los 15 días comenzaron a emerger bajo el resto de los tratamientos. Se puede observar que el tratamiento R tiene mayor germinación con un 56%. Luego de 33 días se estabiliza el número de semillas germinadas, no aumentando considerablemente (ver figura 13).

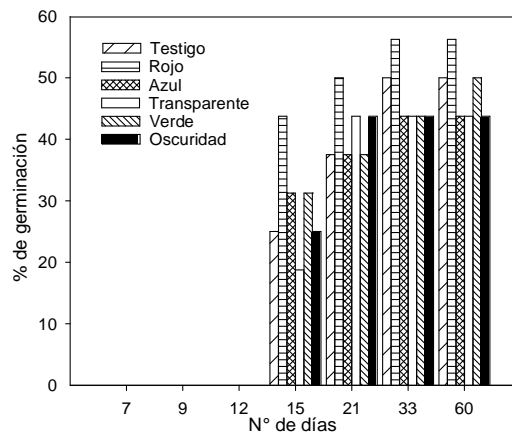


Figura 13: Cinética germinativa de *Eucalyptus nitens*, evaluada en porcentaje de germinación.

4.4.3 Cinética germinativa de *Pinus radiata*

P. radiata es una especie que tarda más de un mes en germinar. En el ensayo de germinación bajo papel celofán de colores se obtuvo un mayor porcentaje de germinación bajo el tratamiento R con un 70 % de germinación (ver figura 14).

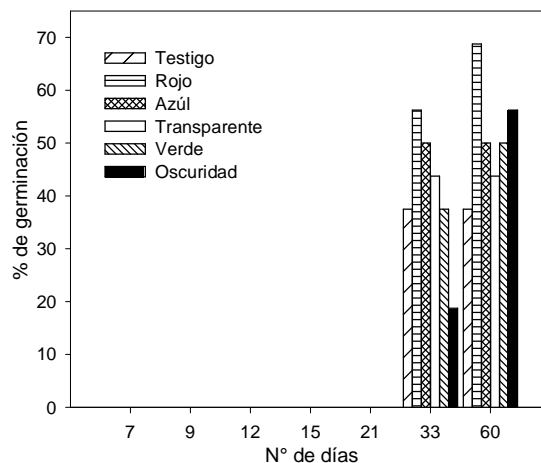


Figura 14: Cinética germinativa de *Pinus radiata*, evaluada en porcentaje de germinación.

4.5 Crecimiento en altura de plántulas bajo cobertura de papel celofán

El crecimiento en altura de las plántulas de *Pinus radiata* y *Eucalyptus nitens*, no presenta diferencias significativas entre tratamientos, con cobertura de papel celofán de color. En cambio en *Eucalyptus globulus* existen diferencias significativas entre tratamientos ($P=0,006$), donde las plantas bajo tratamiento R y A ($P=0,014$ y $P=0,00$ respectivamente) presentan mayor crecimiento que T (sin papel), con 10,92 cm de altura promedio en R y 14,06 cm en A, contra 7,19 cm de altura promedio en las plantas de T (ver figura 15).

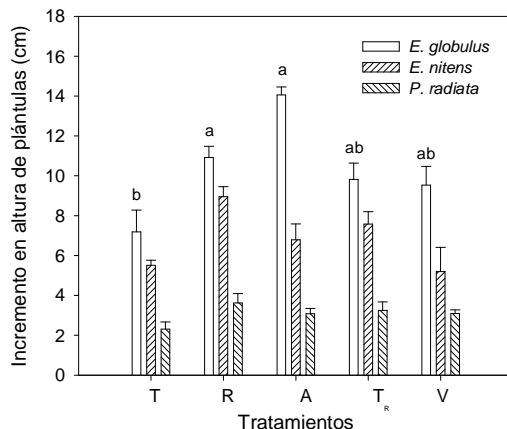


Figura 15: Incremento en altura (cm) de plántulas emergidas bajo tratamientos de papel celofán de color, T, R, A, T_R, V (n=6; por tratamiento en cada especie).

Cabe mencionar que las plantas que se encuentran bajo T_R y V tienen un crecimiento intermedio y no presentan diferencias significativas entre ellas con una altura de 9,82 cm en T_R y 9,53 cm promedio en V (ver figura 15). No se menciona el tratamiento de oscuridad ya que la mayoría de las plantas murió.

4.6 Incremento relativo en altura

4.6.1 Incremento de *E. globulus* durante marzo y septiembre en contenedor

El crecimiento relativo en altura en *E. globulus* tiene una marcada estacionalidad, presentando sus mayores crecimientos entre los meses de marzo a mayo, incrementándose alrededor del 16%. La etapa de menor crecimiento se observó entre mayo y septiembre donde el incremento es en promedio 5,8 % (ver figura 16).

Las diferencias entre tratamientos no son significativas en ninguna etapa, ni como crecimiento acumulado. Existiendo una estacionalidad del crecimiento, pero no una respuesta ante las distintas condiciones de cobertura.

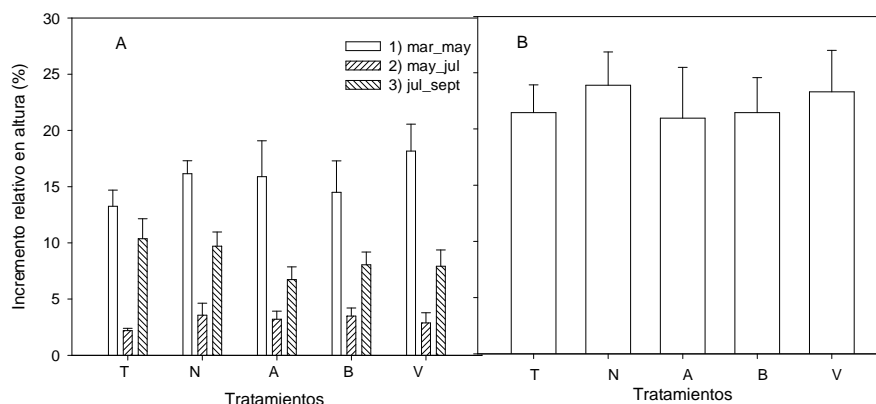


Figura 16: Crecimiento relativo en altura en plántulas de *Eucalyptus globulus* según tratamientos (n=10) T; N; A; B; V. Figura A: crecimiento relativo según 3 etapas de crecimiento, Figura B: incremento acumulado (marzo-septiembre).

4.6.2 Incremento relativo de contenedores v/s bolsa en *E. globulus*

Un 50% de las plántulas de *E. globulus* fueron transplantadas en septiembre, a una bolsa de 550 cc. y el porcentaje restante se dejó en contenedor (70 cc.) para observar si existe algún efecto enmascarado del tamaño del contenedor sobre la respuesta ante las distintas condiciones lumínicas, durante la estación de mayor crecimiento en las plantas entre primavera- verano. (ver figura 17)

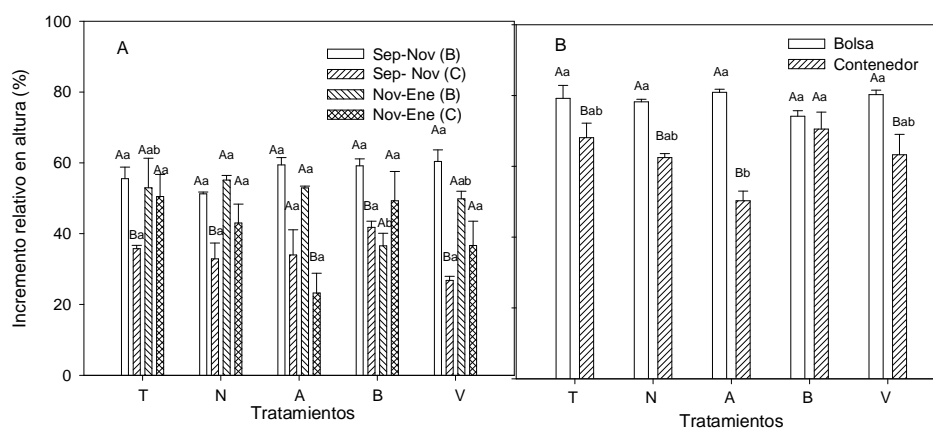


Figura 17: Crecimiento relativo en altura en plántulas de *Eucalyptus globulus* según tratamientos con mallas raschel de color; T, N; A; B; V. Figura A: durante 2 etapas de crecimiento en bolsa (550 cc) (n=4) y contenedor (70 cc) (n=4). Figura B: incremento acumulado (septiembre 2008 - enero 2009). Con letras mayúsculas se indican diferencias estadísticas entre envases y minúsculas entre tratamientos.

El incremento relativo en altura entre septiembre y noviembre (etapa 4) no presenta diferencias significativas entre tratamientos tanto en plantas transplantadas a bolsa como de contenedor (ver figura 17 A). Además existen diferencias significativas entre las plantas de bolsa y contenedor en los tratamientos T, N, B y V, no así en A.

El incremento relativo en altura durante noviembre - enero (etapa 5) presentó diferencias significativas entre tratamientos en las plantas transplantadas a bolsa, no así en las de contenedor (ver figura 17 A). Las diferencias significativas son entre N y A con B y T presentando un mayor crecimiento los primeros. En tanto si comparamos las plantas de bolsa y las de contenedor existen diferencias significativas bajo A.

En cambio si consideramos el incremento relativo en altura acumulado (ver figura 17 B), no existen diferencias significativas entre tratamientos en las plantas de bolsa (mayor crecimiento en A), pero si en las plantas de contenedor, donde existen diferencias significativas entre B y A, siendo mayor el crecimiento en B. En tanto si comparamos las plantas de contenedor con las transplantadas a bolsa, existen diferencias significativas en la totalidad de los tratamientos, con un mayor crecimiento en las plantas de bolsa, excepto en B, que son estadísticamente iguales.

4.6.3 Incremento en altura en *E. nitens* durante marzo y septiembre en contenedor

El incremento relativo en altura muestra una estacionalidad, donde el mayor crecimiento ocurre entre marzo y mayo con un 30 % en promedio. Las etapas que presentan un menor crecimiento, es la etapa 2 entre mayo y julio con un 5 % de incremento promedio (ver figura 18 A).

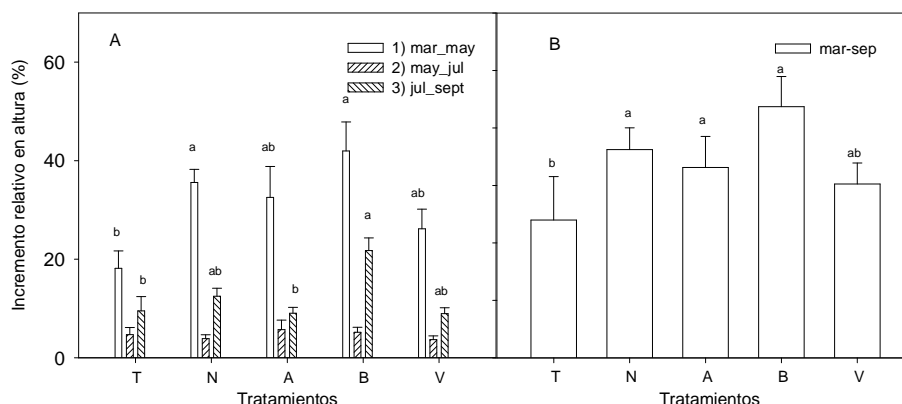


Figura 18: Crecimiento relativo en altura en plántulas de *Eucalyptus nitens* según tratamientos (n=10) T; N; A; B; V. Figura A: crecimiento relativo según 3 etapas de crecimiento, Figura B: incremento acumulado (marzo-septiembre).

Se encontró diferencias significativas en la etapa 1 ($P=0,006$), entre marzo - mayo y en la etapa 3 ($P=0,014$), entre julio - septiembre, no así en la etapa 2. En el incremento relativo total se encontraron diferencias significativas con una probabilidad de 0,00.

Durante los meses de marzo – mayo se estimó que los tratamientos que presentaron mejor crecimiento son el tratamiento N y B ($P=0,017$ y $0,005$ respectivamente), que son estadísticamente distintos a T.

Durante los meses de julio – septiembre el tratamiento que presentó mayor incremento relativo en altura fue el tratamiento B, siendo significativamente superior a A y T ($P=0,024$ y $0,020$ respectivamente).

El incremento acumulado en altura entre marzo – noviembre presentó diferencias significativas (ver figura 18 B), donde el tratamiento B es superior a T ($P=0,007$). Los tratamientos V, N y A no presentaron diferencias significativas.

4.6.4 Incremento relativo en altura de contenedores v/s bolsa en *E. nitens*

Las plantas de *E. nitens* que fueron transplantadas a bolsa de 550 cc (50% de las plantas) y las plantas que permanecieron en contenedor, no presentan diferencias significativas entre tratamientos ante distintas condiciones lumínicas entre los meses de septiembre y noviembre de 2008 ($P=0,058$ y $P=0,089$ respectivamente). En cambio si comparamos las plantas de bolsa y las de contenedor de cada tratamiento existen diferencias significativas, entre A y B, no así en T, N y V que no presentan diferencias entre las plantas de bolsa y contenedor ($P=0,291$) (ver figura 19 A).

Las plantas de *E. nitens* durante noviembre y enero de 2009 trasladadas a bolsa no presentan diferencias significativas entre tratamientos, en cambio las plantas que permanecieron en contenedor presentan diferencias significativas entre tratamientos (ver figura 19 A) V y B con un 47% y 17 % de incremento relativo en altura respectivamente ($P=0,028$). Ahora si comparamos las plantas transplantadas a bolsa y las plantas de contenedor, existen diferencias significativas entre ellas en el tratamiento B con un 52% de incremento en plantas de bolsa y un 17 % en las plantas de contenedor ($P=0,016$) y en el tratamiento A, con un 55% de incremento en plantas de bolsa y un 29% en las plantas de contenedor ($P=0,00$).

Si consideramos el incremento relativo en altura acumulado durante septiembre y enero de 2009 se considera que no existen diferencias significativas entre tratamientos en las plantas de bolsa, sí en las plantas de contenedor, entre el tratamiento V y B ($P=0,012$) siendo mayor en el primero, con un incremento de 71% y 47 % respectivamente (ver figura 19 B). Si comparamos las plantas trasladadas a bolsa con aquellas de contenedor, existen diferencias significativas en los tratamientos B (bolsa: 81%, contenedor: 47%) y A (bolsa: 78%, contenedor: 61%).

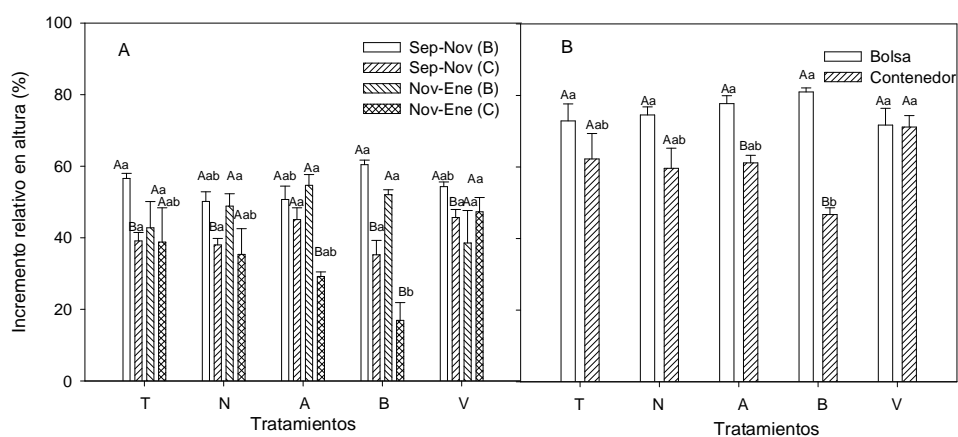


Figura 19: Crecimiento relativo en altura en plántulas de *Eucalyptus nitens* según tratamientos con mallas raschel de color; T, N; A; B; V. Figura A: durante 2 etapas de crecimiento en bolsa (550 cc) ($n=4$) y contenedor (70 cc) ($n=4$). Figura B: incremento acumulado (septiembre 2008 - enero 2009). Con letras mayúsculas se indican diferencias estadísticas entre envases y minúsculas entre tratamientos

4.6.5 Incremento en altura en *P. radiata* durante marzo y septiembre en contenedor

EL crecimiento relativo en plantas de *P. radiata* varía de acuerdo a la época del año (estacionalidad), siendo mayores en otoño, entre marzo y mayo con un 43% y menores durante fines de otoño e invierno 2% y 10% (etapa 2 y 3 respectivamente). Posteriormente en primavera se reanuda el crecimiento en alrededor de 16 % (ver figura 20 A).

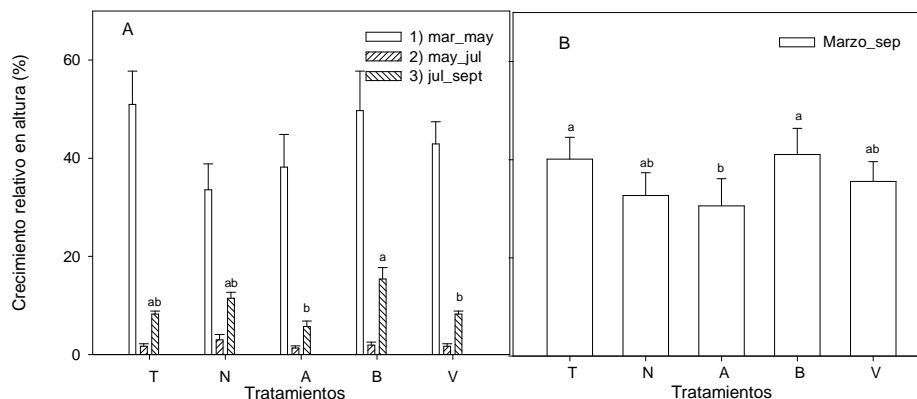


Figura 20: Crecimiento relativo en altura en plántulas de *Pinus radiata* según tratamientos (n=14) T; N; A; B; V. Figura A: crecimiento relativo según 3 etapas de crecimiento, Figura B: incremento acumulado (marzo-septiembre).

En la etapa 3 entre julio y septiembre existen diferencias significativas en el incremento relativo en altura en las plantas de *Pinus radiata* ($P=0,003$). Los mayores incrementos se obtuvieron con el tratamiento B, que es mayor que A y V ($P=0,003$ y $0,049$ respectivamente). En tanto N y T son intermedios (ver figura 20 A).

El incremento relativo acumulado desde marzo a septiembre (ver figura 20 B), presentó diferencias significativas ($P=0,014$), las diferencias se encuentran entre B y T, con A ($P=0,028$ y $P=0,043$ respectivamente), donde B presenta un incremento de 41% y T un 40% contra un 31% de A.

4.6.6 Incremento relativo en altura de contenedores v/s bolsa en *P. radiata*

Las plantas de *P. radiata* trasladadas a bolsa, presentan diferencias significativas entre los distintos tratamientos durante septiembre – noviembre ($P=0,00$) (ver figura 21 A), las diferencias se encuentran entre los tratamientos A, B y V y los tratamientos T y N que presentan un menor incremento de 14 y 16% respectivamente contra un 29% de A, 21% de B y 26% de V. En tanto las plantas de contenedor, presentan diferencias significativas entre tratamientos A y B ($P=0,032$) con un incremento de 28% en A y 15% en B. En cambio, si comparamos las plantas de bolsa y de contenedor solo existen diferencias significativas en N ($P=0,014$).

Con respecto al incremento relativo en altura durante noviembre – enero, existen diferencias significativas entre tratamientos en las plantas de bolsa, entre B y los tratamientos N y A ($P=0,049$ y $P=0,041$ respectivamente) donde el incremento de las plantas bajo B es de 25% contra un 8% en N y 10% en A (ver figura 21 A). Con respecto a las plantas de contenedor durante ésta época no existen diferencias significativas entre tratamientos ($P=0,128$). En tanto si comparamos el incremento en plantas de bolsa y de contenedor existen diferencias significativas entre ellas en los tratamientos T y B ($P=0,00$ y $P=0,001$) con un incremento en las plantas de bolsa de 17 y 25% respectivamente contra un 3% y 5% de plantas en contenedor.

El incremento acumulado durante septiembre y enero de 2009 presenta diferencias significativas entre tratamientos en las plantas transplantadas a bolsa entre B y V con el tratamiento N ($P=0,002$ y $P=0,001$ respectivamente) con un incremento relativo en

altura en B de 40% y V de 41% contra un incremento en el tratamiento N de 23%. En cambio las plantas que permanecieron en contenedor no presentaron diferencias significativas entre tratamientos (ver figura 21 B).

En tanto si comparamos las plantas de bolsa con las de contenedor existen diferencias significativas en los tratamientos N y B ($P=0,014$ y $P=0,001$). Contrariamente a lo esperado en el tratamiento N es mayor el incremento relativo acumulado en altura en las plantas de contenedor con un 32% contra un 23% de las plantas trasladadas a bolsa. En el tratamiento B ocurre lo contrario siendo mayor el incremento en las plantas de bolsa con un 41% contra un 20% de las plantas en contenedor (ver figura 21 B). Cabe mencionar que los tratamientos T, A y V no presentan diferencias significativas.

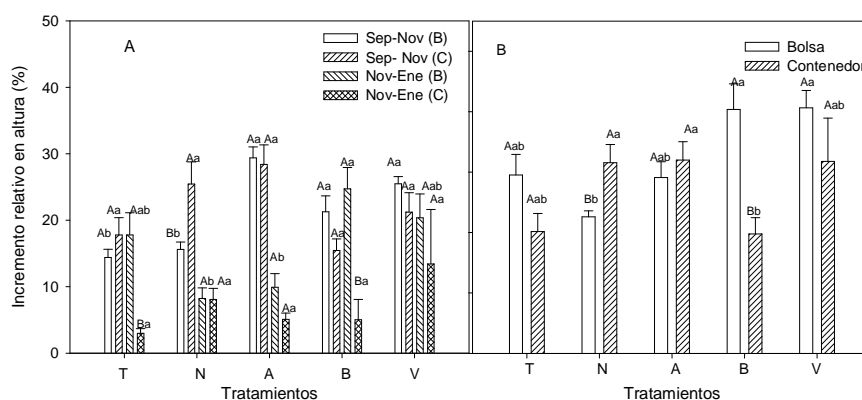


Figura 21: Crecimiento relativo en altura en plántulas de *Pinus radiata* según tratamientos con mallas raschel de color; T, N; A; B; V. Figura A: durante 2 etapas de crecimiento en bolsa (550 cc) ($n=6$) y contenedor (70 cc) ($n=6$). Figura B: incremento acumulado (septiembre 2008 - enero 2009). Con letras mayúsculas se indican diferencias estadísticas entre envases y minúsculas entre tratamientos

4.6.7 Incremento relativo en altura total de plantas

El incremento relativo en altura total en plantas de *Eucalyptus spp*, no presenta diferencias estadísticas entre tratamientos, en cambio *Pinus radiata* si ($P= 0.001$) (ver figura 22).

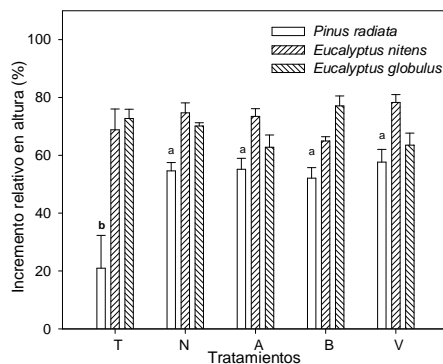


Figura 22: Incremento relativo en altura en plantas de *Eucalyptus globulus*, *Eucalyptus nitens* ($n=4$ por tratamiento) y *Pinus radiata* ($N=6$ por tratamiento) según tratamientos (T, N, A, B, V) que permanecieron en contenedor desde marzo a enero de 2009.

Cabe mencionar que las plantas analizadas son aquellas que estuvieron en contenedor toda la temporada de medición, desde marzo de 2008 a enero de 2009.

En *Eucalyptus globulus* el menor incremento se produce bajo la malla raschel de color azul y verde, 63 y 64% respectivamente y el mayor incremento ocurrió bajo malla raschel de color blanco, 77 %. En *Eucalyptus nitens* el menor incremento se produjo bajo la malla raschel de color blanco, 65% y el mayor bajo malla raschel de color verde con alrededor de un 75 %. En *Pinus radiata* el menor incremento se produjo en el tratamiento sin malla (T) con 21% contra un 55 y 58 % bajo cobertura de malla raschel color azul y verde respectivamente (ver figura 22).

4.7 Contenido de clorofila

No se encontraron diferencias significativas en el contenido de clorofila a y clorofila b entre tratamientos en cada especie. En *E. globulus* el contenido de clorofila a $P=0,272$, y en el contenido de clorofila b $P=0,247$ y para *E. nitens* en el contenido de clorofila a $P=0,314$, y en el contenido de clorofila b $P=0,797$. Cabe mencionar que existe mayor contenido de clorofila en *E. globulus* tanto en bolsa como en contenedor, siendo mayor en las plantas de bolsa en N y A.

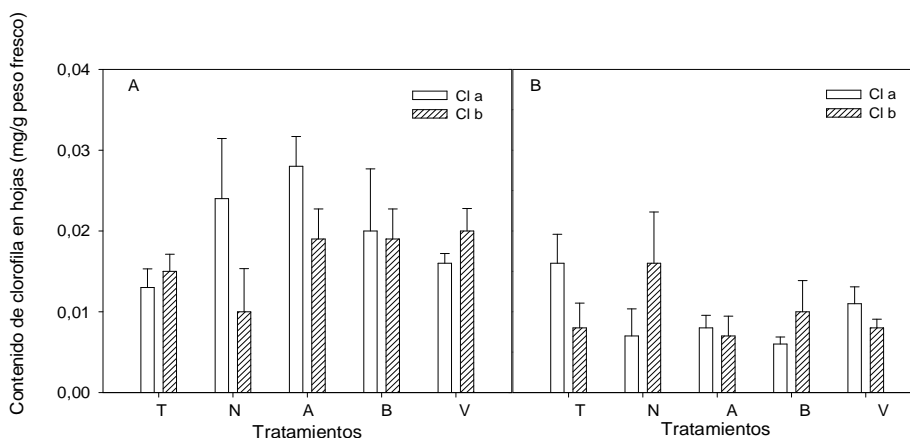


Figura 23: Contenido de clorofila a (Cl a) y clorofila b (Cl b) en hojas de A) *Eucalyptus globulus* (n=3) y B) *Eucalyptus nitens* (n=3) según tratamientos con mallas raschel de color, T; N; A; B; V. Cabe mencionar que se extrajo en ambas especies el tercer par de hojas desde el ápice hacia abajo, el muestreo y análisis se realizó en noviembre de 2008.

4.8 Área foliar

El área foliar en especies como *Eucalyptus globulus* y *Eucalyptus nitens*, presenta diferencias significativas entre tratamientos, principalmente en aquellas plantas transplantadas a bolsa. Donde en la figura A, las plantas *Eucalyptus globulus* ($P=0,00$) que se encuentran bajo tratamiento B, A, V y T presentan área foliar superiores a las hojas de aquellas plantas que se encuentran bajo N (ver figura 19). En cambio en las plantas de la misma especie pero en contenedor, no existen diferencias significativas entre tratamientos ($P=0,05$).

En las plantas de *Eucalyptus nitens* se encontraron diferencias significativas tanto en las plantas transplantadas a bolsa ($P=0,002$) y las de contenedor ($P=0,015$). En las

plantas de bolsa existe un mayor incremento en los tratamientos B y T que en N y A. También existen diferencias en las plantas de contenedor, donde el tratamiento B es significativamente distinto que N ($P= 0,015$) siendo mayor en las primeras. Las hojas de las plantas de los tratamientos V, A, T no presentan diferencias significativas entre ellas (ver figura 24).

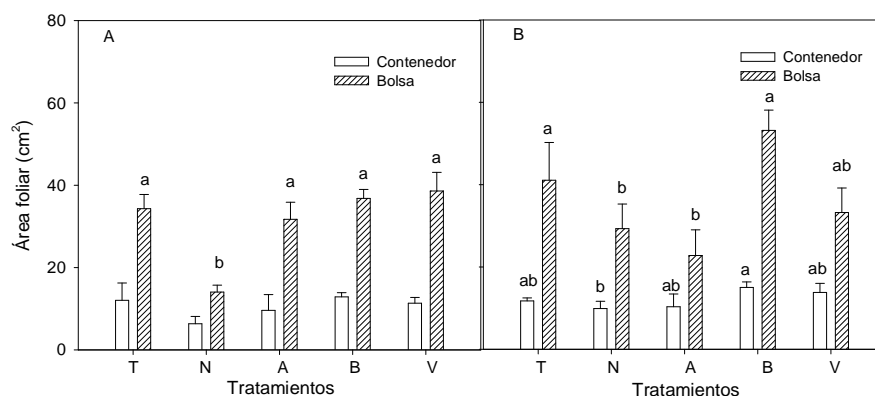


Figura 24: Área foliar, superficie en cm^2 para A) *Eucalyptus globulus* ($n=3$) y B) *Eucalyptus nitens* ($n=3$) para plantas en contenedor y plantas trasladadas hace dos meses a bolsa desde el contenedor, cuyas muestras provienen del tercer par de hojas desde el ápice hacia abajo, durante noviembre 2008.

4.9 Área foliar específica

En *Eucalyptus globulus* y *Eucalyptus nitens* en las plantas trasladadas a bolsa, existen diferencias significativas, ($P= 0,00$) teniendo mayor área foliar específica los tratamientos N y A contra B y T que tienen menor área foliar específica (ver figura 29). En tanto las plantas de *E. globulus* que se encuentran en contenedor no presentan diferencias significativas ($P= 0,572$) y por el contrario en *E. nitens* tiene menor SLA bajo los tratamientos B, V y sin malla (T) (ver figura 25).

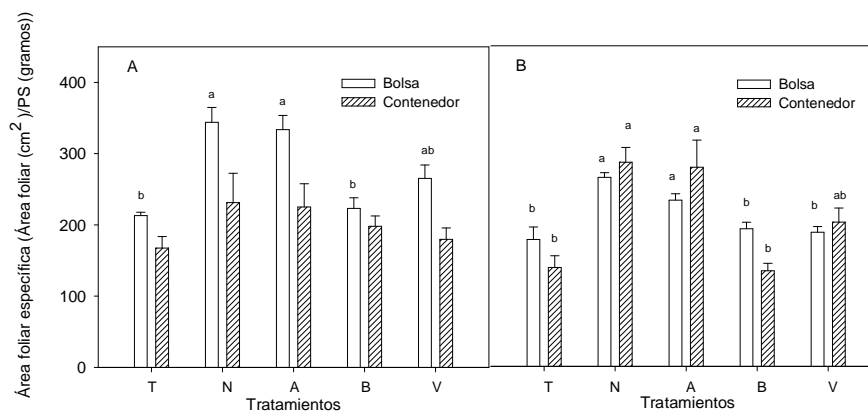


Figura 25: Área foliar específica (Área foliar cm^2 /Peso seco de la hoja) en A) *Eucalyptus globulus* ($n=3$) y B) *Eucalyptus nitens* ($n=3$) en plantas en contenedor y en aquellas plantas trasladadas a bolsa hace dos meses, cuyas muestras provienen del tercer par de hojas desde el ápice hacia abajo durante noviembre 2008.

4.10 Fluorescencia (indicador de estrés)

La fluorescencia en plantas de *Eucalyptus nitens* y *Eucalyptus globulus* no presentó diferencias significativas entre tratamientos (colores de mallas) durante la época de invierno ni durante la primavera, siendo sus valores cercanos al óptimo (0,83). En cambio, los individuos de la especie *Pinus radiata* sólo presentaron diferencias significativas durante la época de primavera (P= 0,006) (ver figura 26) aunque cabe mencionar que son valores cercanos al óptimo.

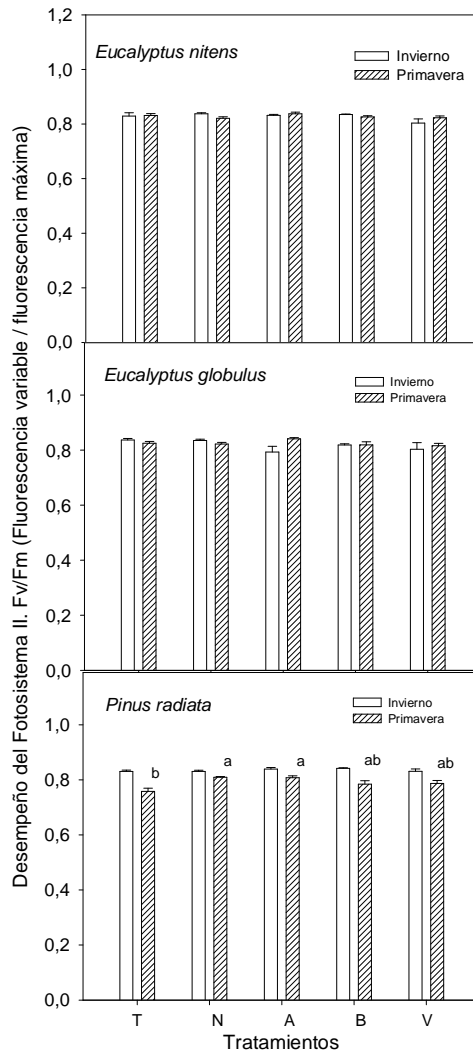


Figura 26: Desempeño fotosintético del fotosistema II (PSII) en plantas de *Eucalyptus nitens* (n=6), *Eucalyptus globulus* (n=6) y *Pinus radiata* (n=6), durante invierno (julio) y primavera (octubre).

5. DISCUSIÓN

5.1 Germinación

La germinación de las semillas de *Eucalyptus globulus*, *Eucalyptus nitens* y *Pinus radiata* es facilitada por el papel celofán rojo, presentándose los más altos porcentajes: 56 %; 56 % y 69%, para cada especie, respectivamente. Sin embargo, adicionalmente, en *E. globulus* el color azul promovida tasa de germinación llegando a ser de un 56%. Este resultado está de acuerdo con las observaciones realizadas para otras especies, donde la germinación es promovida por el aumento de la relación rojo/rojo lejano. Este proceso deriva de la activación del complejo fitocromo, las semillas de dichas especies presentan fotoblastismo (Figueroa y Vásquez, 2002). Los fitocromos como se mencionó en el marco teórico son pigmentos fotosensibles que tienen su máximo de absorción en la longitudes de onda correspondientes al rojo (640 y 740 nm) (Nobel, 2004; Azcón- Bieto y Talón, 2000; Barceló *et al.*, 2001). El aumento de la luz roja se relaciona en ambientes naturales con la apertura del dosel, en este caso aumenta la relación R/RL (rojo/rojo lejano) privilegiando la entrada de luz visible por sobre el espectro no visible que promueve la inhibición de la germinación (Azcón- Bieto y Talón, 2000, Taíz y Zeiger, 2002). El resultado encontrado para *Eucalyptus* en este ensayo, se relacionaría con una respuesta que facilitaría su crecimiento después de eventos de apertura del dosel, en ambientes naturales de Australia (Skolmen y Leding, 1990).

5.2 Crecimiento en plántulas de dos meses

El crecimiento de las plántulas de *E. globulus*, responde positivamente a modificaciones en su espectro de absorción de luz, principalmente bajo cobertura de papel celofán azul y rojo El crecimiento de las plántulas se relaciona directamente con la absorción de luz, por parte de la clorofila en las longitudes de onda en el rango del azul y el rojo, el que promueve la mayor eficiencia del proceso de fotosíntesis (Richter, 1972; Ray, 1981; Pérez, 1994; Barceló *et al.*, 2001; Nobel, 2004).

En tanto *E. nitens* y *P. radiata* no respondieron ante cambios en la calidad de luz, ya que no existieron diferencias significativas entre tratamientos. Las respuestas de crecimiento frente a calidad lumínica, evaluado en plantas de las tres especies y las dos edades (recién emergidas y de un año) mostraron resultados similares. Sin embargo, otras especies ante cambios de calidad lumínica han mostrado diferentes respuestas en distintas edades, por ejemplo en *Nothofagus nitida* ocurre un cambio en la adaptación del aparato fotosintético desde plántula recién emergida a brinzales, pudiendo regenerar bajo dosel como una especie tolerante, bajo condiciones de sombra y de calidad lumínica restrictiva (R/RL) y luego en estados más avanzados de desarrollo comportarse como una especie intolerante la sombra, formando parte del dosel superior. Éstas modificaciones del aparato fotosintético, en conjunto con el desarrollo cronológico en la comunidad vegetal desde doseles abiertos a cerrados, le permiten a *N. nitida* tener éxito en su ambiente llegando a ocupar el dosel superior en edades avanzadas (Coopman *et al.*, 2008).

5.3 Crecimiento en altura en plantas de contenedor

El crecimiento en altura en las plantas producidas en contenedor se ve favorecido durante la época de marzo a septiembre por la cubierta de malla raschel color blanco, resultados que coinciden con los mayores crecimientos obtenidos en estudios con plantas de uso ornamental como *Pittosporum variegatum* (Oren- Shamir *et al.*, 2001), plantas de uso agrícola como *Vaccinium corymbosum* (Rojas, 2005) y en *Lactuca sativa* (lechuga) (Gringerber *et al.*, 2000).

5.4 Crecimiento en altura en plantas transplantadas a bolsa

El crecimiento en altura en plantas transplantadas a un envase de mayor volumen fue mayor con malla raschel color azul sólo para *Eucalyptus globulus*, en cambio en *Eucalyptus nitens* y *Pinus radiata* se obtuvo un mayor incremento en altura bajo cobertura de color blanco. Se esperaba que éstas diferencias fueran significativas pero sólo lo fueron para *Pinus radiata*. Entonces podemos decir que la calidad lumínica afecta favorablemente a *Eucalyptus globulus* cuando sus raíces cuentan con el espacio suficiente (volumen de contenedor) (Landis *et al.*, 1990; Peñuelas *et al.*, 1996; Domínguez, 1997; Krause, 2005). Sin embargo, *Eucalyptus nitens* y *Pinus radiata* no se vieron favorecidos por cambios de calidad lumínica ya que el mayor crecimiento lo obtienen bajo malla color blanco, que de acuerdo al espectro de transmitancia, no modifica el espectro lumínico disponible, pero si la cantidad de luz (efecto sombra).

5.5 Efecto del volumen del contenedor

Si comparamos el crecimiento de la parte aérea de las plantas de contenedor, con aquellas transplantadas a un envase de mayor volumen podemos decir que a mayor volumen del contenedor mayor crecimiento de la parte aérea de la planta (Landis *et al.*, 1990; Peñuelas *et al.*, 1996; Domínguez, 1997 y Krause, 2005). Este efecto ha sido ampliamente reportado para varias especies, como *Pinus contorta*, *Pinus taeda*, *Pinus palustris*, y *Picea glauca* (Landis *et al.*, 1990).

En general, se encontraron diferencias entre tratamientos al utilizar un contenedor pequeño y un envase de mayor volumen para las tres especies. Contrariamente a lo esperado, *E. globulus* presenta diferencias en la mayoría de los tratamientos, no así bajo malla blanca, creciendo en ambos contenedores en forma similar. En cambio en *E. nitens* y *P. radiata* existieron diferencias significativas en el incremento relativo en altura bajo la malla blanca y azul. Cabe mencionar que la única tendencia contraria en crecimiento (mayor crecimiento en contenedor que en bolsa) ocurrió en *Pinus radiata* bajo malla negra. Entonces en general podemos afirmar que a mayor volumen de contenedor mayor crecimiento de la parte aérea de planta ya que cuenta con un mayor espacio disponible para desarrollar sus raíces, lo que se traduce en el crecimiento de la parte aérea, especialmente en latifoliadas que son más sensibles a éstos cambios, principalmente por su anatomía foliar (Landis *et al.* 1990).

Según Landis al aumentar el tamaño del contenedor en 8 veces en *Pinus contorta* se obtiene un crecimiento de 33%. Si lo comparamos con los resultados obtenidos en *P.*

radiata desde septiembre - enero ha incrementado su crecimiento en un 21% bajo malla raschel de color blanco, en tanto bajo malla verde y sin malla, se obtuvo un 9% de incremento. Sin embargo el estudio referido no señala en qué periodo del año y por cuánto tiempo fue evaluado este efecto. Variaciones estacionales significativas de la tasa de crecimiento y del efecto de la calidad y cantidad de luz sobre las plantas usadas en este trabajo, fueron observadas, por lo que contar con este dato facilitaría la comparación de resultados.

5.6 Estacionalidad de crecimiento

E. globulus y *E. nitens* tienen una marcada estacionalidad de crecimiento, alcanzando su máximo crecimiento relativo en altura durante la época de primavera-verano. En plantas de contenedor presentaron valores del orden de 60% y cercanos al 80% en plantas trasladadas a envases de mayor volumen. El menor crecimiento ocurre durante la época de invierno en *E. globulus* con un 5% de incremento relativo en altura y *E. nitens* en otoño con un 5% de incremento.

En *P. radiata* el mayor incremento relativo en altura se produce durante el otoño con un 43%, en tanto el menor incremento se produce a fines de otoño con un 2%. Posteriormente hay una nueva alza en crecimiento durante primavera-verano logrando incrementar en un 27%.

5.7 Parámetros ecofisiológicos y calidad de luz

Existen parámetros anatómicos, morfológicos y fisiológicos de mayor o menor plasticidad ante la variación de la calidad de luz. (Terashima *et al.*, 2005). Los resultados encontrados están de acuerdo con lo esperado, debido a que los parámetros que más se modificaron fueron desarrollo foliar, el área foliar específica, el contenido de clorofila y el crecimiento en altura. De acuerdo a lo reportado para ambientes naturales, de donde es originario *Eucalyptus*, estos resultados concuerdan con el nivel de sombra tolerancia definido para estas especies, es así como *E. globulus* modifica y expande en mayor medida sus hojas y acumula más clorofila por unidad de superficie, comparado con *E. nitens*, presentando una típica respuesta de especie más sombratoletante.

Plantas trasladadas a envases de mayor volumen pueden expandir sus hojas, pero tienden a mantener el área foliar específica, comparada con las hojas de contenedor. Las hojas que se encuentran bajo cobertura de malla raschel color negro y azul (mayor porcentaje de sombra, 70 y 60% respectivamente), tienen mayor área foliar específica, siendo hojas más delgadas y livianas, aunque cabe mencionar que los valores para *E. globulus* son más altos que para *E. nitens*. De acuerdo al nivel de sombratolerancia definido para cada una de estas especies en su ambiente natural. Analizando los resultado *E. globulus* presentó una mayor plasticidad a cambios en el ambiente lumínico comparado con *E. nitens*, resultado esperable debido a que es una especie más sombratolerante.

La cantidad y el tipo de pigmento presente en las plantas está influenciado por factores ambientales, especialmente por la disponibilidad de luz, agua y nutrientes.

El contenido de clorofila en especies arbóreas de la pluviselva valdiviana como *Aextoxicom punctatum* presentan valores de 0,98 mg/g/PF en clorofila “a” y 0,81 mg /g/ PF (PF: peso fresco) en clorofila “b” por ende los valores obtenidos en las plantas de *Eucalyptus globulus* y *Eucalyptus nitens* son consideramos como extremadamente bajos (bajo 0,03 mg/g/PF). Sin embargo *A. punctatum* y *L. phillypiana*, son dos de las especies más sombratolerantes del bosque chileno que presentan bajos requerimiento lumínicos, que corresponde a cerca del 2 % de la luz total, por lo que mantienen una alta concentración de pigmentos en sus hojas para optimizar la absorción de luz. Por otra parte *Eucalyptus* presenta requerimientos de luz de especies típicamente sombraintolerantes por lo cual su punto de compensación lumínica (Aphalo y Letton, 1997) es de 10 a 20 $\mu\text{mol m}^2/\text{seg}$, en cambio las especies sombratolerantes tienen puntos de compensación lumínicas entre 1-5 $\mu\text{mol m}^2/\text{seg}$, siendo 200% menores que para las especies sombraintolerantes (Taiz. y Zeiger, 2002). Cabe mencionar que el contenido de clorofila permite inferior el punto de compensación lumínico.

Se esperaba encontrar un efecto de la calidad lumínica en el contenido de clorofila distinto entre tratamientos lumínicos, ya que es un pigmento fotosensible. Sin embargo en este ensayo no se encontraron diferencias significativas en plantas de más de 2 meses. Cabe mencionar que *E. globulus* tiene mayor cantidad de clorofila “a” en las hojas bajo cobertura de color negro y azul, principalmente debido al efecto de la sombra, la cual es más intensa bajo mallas de color azul y negro. Este resultado también está de acuerdo con lo descrito para hojas de sol y sombra, donde el contenido de clorofila a y b sería mayor en hojas de sombra (Taíz y Zeiger, 2002) Si comparamos el contenido de clorofila entre especies, *E. globulus* tiene mayor contenido de clorofila que *E. nitens* que es más intolerante a la sombra que este último.

5.8 Efecto de la calidad e intensidad lumínica en el desempeño del PSII.

La medición de la emisión de fluorescencia es un método no invasivo ni destructivo con el cuál se pretende evidenciar algún tipo de estrés ambiental (Steubing *et al.*, 2002). En ésta tesis se pretendía determinar si los tratamientos de mallas raschel de color en alguna época del año provocarían estrés en las plantas. El valor óptimo de emisión de fluorescencia para numerosas especies agrícolas y forestales es 0,830 (Olivares, 2005). Ahora si comparamos los resultados obtenidos en ésta tesis podemos afirmar que las plantas se encuentran en muy buen estado tanto en primavera como verano en *Eucalyptus globulus*, *Eucalyptus nitens* y *Pinus radiata*, presentando los valores más bajos *Pinus radiata* (0,7) del tratamiento sin malla raschel durante la primavera, debido probablemente al exceso de radiación sin interceptar al momento de la medición, aunque no es considerado un valor que indique estrés.

5.9 Recomendaciones para el uso de mallas raschel de color en viveros forestales

Según los resultados obtenidos en este trabajo de titulación, el uso de mallas raschel de color en vivero debiera limitarse a la época del año en que se producen diferencias significativas entre tratamientos, ya que si se utilizan durante todo el periodo de crecimiento en especies como *Eucalyptus nitens* y *Eucalyptus globulus* no se presentan diferencias significativas en el incremento relativo en altura, por lo cuál no se justificaría el uso de mallas durante toda la temporada.

En cambio durante la época de mayor crecimiento (primavera – verano) entre los meses de septiembre y enero, en *Eucalyptus globulus* se propondría el uso de malla color blanco y, verde en *Eucalyptus nitens* ya que promueve significativamente un mayor crecimiento en altura, considerando el uso de contenedores (70 cc) como medio de producción de plantas. En cambio si se utiliza como medio de producción un envase de mayor volumen (550 cc) no se presentan diferencias significativas entre tratamientos, aunque cabe mencionar que el incremento es mayor bajo cobertura color azul en *Eucalyptus globulus* y blanca en *Eucalyptus nitens*. Por lo cual se recomienda su uso al utilizar un sistema de producción de plantas en envases de mayor tamaño. Además la malla azul, promueve una mayor área foliar específica y mayor contenido de clorofila en las hojas.

En *Pinus radiata* existen diferencias significativas en el crecimiento entre tratamientos si consideramos el uso de mallas raschel durante toda la temporada (marzo- enero) obteniendo un mayor crecimiento con todos los tratamientos, sobre un 52% de incremento, contra un 20 % de incremento en el testigo sin malla. Ahora si hablamos de recomendar la época del año en que se utilice, se recomienda la malla blanca durante julio – septiembre y la malla azul durante septiembre - enero si se tiene un sistema de producción en contenedor de 70 cc. En cambio si se considera la producción de plantas en envases de mayor volumen se recomienda el uso de mallas color blanco durante la época de septiembre – enero.

6. CONCLUSIONES

- Sólo algunas mallas de colores modifican la calidad de luz (azul y verde), en cambio la malla negra y blanca sólo modifican la cantidad de luz. El papel celofán rojo, azul y verde modifican la calidad lumínica más selectivamente que las mallas.
- La malla blanca promovió un mayor crecimiento en las tres especies donde los máximos fueron entre primavera - verano para *Eucalyptus* y marzo –mayo para *Pinus radiata*.
- El aumento del volúmen de contenedor favoreció significativamente el crecimiento en todos los tratamientos de mallas de colores.
- Se observó una variación estacional significativa en el crecimiento aéreo de todas las especies, donde *Eucalyptus* el mayor crecimiento se registra durante primavera (septiembre – noviembre) y el mínimo durante otoño – invierno (mayo- julio) y en *Pinus radiata* el mayor crecimiento se registra durante otoño.
- La calidad lumínica (celofán) afectó significativamente la tasa de germinación en las tres especies (rojo y azul), además del crecimiento inicial de las plántulas de *E. globulus* recién emergidas (azul).
- La cantidad de luz afectó significativamente el área foliar específica (SLA) y el contenido de clorofila en *Eucalyptus* siendo mayores ambos valores, bajo malla negra y azul.
- Los resultados permiten recomendar el uso de mallas raschel color blanco, ya que promueven el crecimiento en altura de las plantas en contenedores pequeños y en contenedores de mayor tamaño se recomienda el uso de malla azul. El uso de mallas podría aplicarse en periodos definidos no necesariamente por toda la temporada.

BIBLIOGRAFÍA

- Aphalo, P. J., Lehto, T. 1997. Effects of light quality on growth and N accumulation in birch seedlings. *Tree physiology*. Vol 17 (2): 125-132.
- Azcón, B., J; Talón M. 2000. Fundamentos de fisiología vegetal; ed. Universidad de Barcelona. España, editorial Mcgraw-Hill interamericana de España, S.A.U., 522.
- Barceló, C. J; Nicolás R. G; Sabater G., B; Sánchez T., R. 2001. Fisiología vegetal; ed. Pirámide. España, editorial Lavel, S.A. 566.
- Cuevas, M. 2007 Métodos no destructivos y métodos óptimos de cosecha del aguacate (*Persea americana* Mill.) Semil 34” en República Dominicana. Proceedings VI World Avocado Congress (Actas VI Congreso Mundial del Aguacate). Viña Del Mar, Chile. 12 – 16 Nov. 2007. ISBN No 978-956-17-0413-8.
- CRECIMIENTO Y EFICIENCIA FOTOSINTÉTICA, 2008 (disponible en <http://www.virtual.unal.edu.co/revistas/actabiol/PDF's/v13n1/v13n1a12.pdf> consultado el 07 de Julio de 2008)
- Coopman, R. E., Reyes, M. D., Briceño, V. F., Corcuera, L. J., Cabrera, H. M., Bravo, L. A. 2008. Changes during early development in photosynthetic light acclimation capacity explain the shade to sun transition in *Nothofagus nitida*. *Tree Physiology*. Vol. 28: 1561- 1571.
- Dirección meteorológica de Chile, 2007 (disponible en http://www.meteochile.cl/climas/climas_decima_region.html consultado el 13 de Julio de 2008)
- Domínguez, S. 1997. La importancia del envase en la producción de plantas forestales. *Quercus*. No 134: 34-37.
- Donoso, C. 2006. Las especies arbóreas de los bosques templados de Chile y Argentina, Autoecología. Marisa Cúneo ediciones. Chile, 678.
- Donoso, C. 1981. Ecología Forestal. El bosque y su medio ambiente. Santiago, Chile. Universitaria. 369.
- Empresas CMPC, 2007 (disponible en <http://www.papelnet.cl/arbore/eucalipto.htm> consultado el 10 de Agosto de 2008)
- Figuroa, J. A., Vásquez-Yanes, C. 2002. Efecto de la calidad de luz sobre la germinación de semillas en el árbol pionero tropical *Heliocarpus appendiculatus* (Tiliaceae). *Revista de Biología Tropical*. 50 (1): 1-6.

- FAO. 1981. Serie FAO: Montes - 11. El eucalipto en la repoblación forestal. 765.
- García R, E. Sotomayor G, A. Silva P, S. Valdebenito R, G. 2000. Establecimiento de plantaciones forestales; *Pinus radiata*, *Pinus ponderosa*, *Pseudotsuga menssiezzi*. INFOR (disponible en <http://www.agroforesteria.cl/MENU/publicaciones/Manual%20con%C3%ADferas.pdf> consultado el 6 de Agosto de 2008).
- García R, E. Sotomayor G, A. Silva P, S. Valdebenito R, G. 2000. Establecimiento de plantaciones forestales; *Eucalyptus sp.* INFOR, LOM ediciones. Documento de divulgación No 18, Abril 2000.
- Gringerber, A., Shomnon, M., Ganelevin, R. 2000. Ensayos de mallas sombreadoras. Instituto "Torá Va" aretz". Kfar Daros – Israel. 1-5 p.
- Haase, D. 2008. Understanding Forest Seedling Quality: Measurements and Interpretation. Nursery Technology Cooperative, Department of Forest Science. Oregon State University, Corvallis. OR. Tree Planters" Notes. Vol 52 (2). 24- 30.
- Kneeshaw, D. D., Kobe, R. K., Coates, K. D., Messier, C. 2006. Sapling size influences shade tolerance ranking among southern boreal tree species. *Journal of Ecology*. Vol 94: 471 – 480.
- Krause, R. 2005. Efecto de la dosis de fertilizantes solubles a base de N, P, K sobre el crecimiento de *Nothofagus obliqua* (Mirb) Oerst, producidas en contenedor tipo speedling. Tesis para optar al grado de Ing. Forestal. Universidad Católica de Temuco. Fac. de Cs. Agropecuarias y Forestales. Escuela de Cs. Forestales. Temuco, Chile 54 p.
- Landis, T.D.; Tinus, R.W.; McDonald, S.E.; Barnett, J.P. 1994. Manual de Viveros para la Producción de Especies Forestales en Contenedor, Vol. 1. Planeación, Establecimiento y Manejo del Vivero. Cap. 2, Selección del Sitio. Agric. Handbk. 674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service. 27-47 p.
- Landis, T. D. 1990. Containers: Types and Functions. In Landis, T. D.; Tinus, R. W.; McDonald, S. E.; Barnett, J. P. The Container Tree Nursery Manual, Volume 2. Agric. Handbk. 674. Washington, DC: U.S. Department of Agriculture, Forest Service: 1-89.
- Lusk, C. H., Falster, D. S., Jara, C. K., Jiménez, M. Saldaña, A. 2008. Ontogenic variation in light requirements of juvenile rainforest evergreens. *Functional Ecology*. Vol 22: 454 – 459.
- Muñoz, Z. 2007. Comparación de fibra de coco con los sustratos de corteza de pino compostada, perlita y vermiculita en la producción de plantas de *Eucalyptus globulus* (Labill). Tesis para optar al título de Ing. Forestal. Universidad Austral de Chile. Fac. de Cs. Forestales. Valdivia, Chile. 38.

- Montenegro, R. 2006. Caracterización fisiológica de tres proteáceas chilenas en respuesta al déficit hídrico. Tesis para optar al grado de Lic. en Cs. Biológicas. Universidad Austral de Chile. Fac. de Cs. Esc. de Cs. Valdivia, Chile. 53.
- Ministerio de Obras Públicas, 2004 (disponible en http://www.sinia.cl/1292/articles-31018_Valdivia.pdf consultado el 10 de Agosto de 2008)
- Nobel, P. 2004 . Physicochemical and environmental. Plant Physiology. Elsevier Academic Press. Third edition. Department of Ecology and evolution. 567.
- Olivares, E. 2005. Efecto de la sequía sobre la eficiencia fotoquímica del PSII en *N. dombeyi* (Mirb.) Oerst. Lic. en Cs. Biológicas. Valdivia – Chile. Universidad Austral de Chile. Fac. de Cs. Esc. de Cs. 386.
- Olivares, B., Meneses, M., Paredes, G. 1992. *Pinus radiata* investigación en Chile. Silvicultura, manejo y tecnología. América Ltda. Universidad Austral de Chile. Valdivia – Chile.
- Oren-Shamir M., Gussakovsky E. E., Spiegel E., Nissim-Levi A, Ratner K., Ovadia R., Giller Y. E. y Shahak Y. 2001. Mallas de sombreo de color pueden mejorar la producción y la calidad de ramas decorativas verdes de *Pittosporum variegatum*. Journal of Horticultural Science and Biotechnology. 76: 353-361.
- Pérez G., Martínez J, B. 1994. Introducción a la fisiología vegetal; ed. Mundi-Prensa. España, editorial Grafo S.A. 218.
- Pibernat, I.V. Abella, C.A. 1994. Efecto de la intensidad y calidad de luz en el desarrollo de poblaciones de bacterias fototróficas verde del azufre en una columna experimental de laboratorio. Asociación Española de Limnología, Madrid, España. Vol. 10 (1): 137-142.
- Piedrahita, C. 1997. Germinación de semillas de *Jacaranda copaia* bajo condiciones contrastantes de luz. Red de Revistas Científicas de América Latina y El Caribe (Red AL y C). Crónica Forestal y del Medio Ambiente. Universidad de Colombia, Centro de Comunicaciones. Colombia. Vol. 12 (1): 5.
- Peñuelas, J.; Ocaña, L. 1996. Cultivo de plantas forestales en contenedores, principios y fundamentos. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación, Centro de Publicaciones. Madrid, España.190.
- Quiroz, I.; Flores, L.; Pincheira, M.; Villarroel, A., 2001. Manual de Viverización de Especies Nativas. Instituto Forestal. Valdivia. Chile. 159.
- Ray P., 1981. La planta viviente; Trad. por Ambrosio A., editorial Holt. México, CIA. Editorial continental, S.A. 272.
- Richter, G., 1972. Fisiología del metabolismo de las plantas. Una introducción a la fisiología y bioquímica del metabolismo primario. Trad. Ludwing Muller.

- Continental S.A. Instituto de Botánica de la Universidad técnica de Harwover, Alemania. 44-144.
- Rojas, L. 2005. Influencia de mallas sombreadoras (Intensidad/ Color), sobre la fisiología de arándanos de arbusto alto (*Vaccinium corymbosum* ev. Berkeley). Tesis para optar al título de Ing. Agrónomo. Universidad de Talca.
- Salisbury B, F; Ross W,C. 2000. Fisiología de las plantas; Trad. por Alonso J. ed. Thomson. España, editorial Paraninfo S.A., 987.
- Sánchez, J. A. 2000. Estrategias regenerativas de las principales especies arbóreas pioneras de la Sierra del Rosario, bajo condiciones ecológicas adversas. Ciudad de La Habana. (Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente, Instituto de Ecología y Sistemática). 2-88.
- Skolmen, R., Leding, T. 1990. *Eucalyptus globulus* Labill. Eucaliptos goma azul. Mirtaceae. 1-6.
- Solla- Gullón, F., Alvarez, P., Díaz, E., Marey, M., Rodríguez, R., Merino, A. 2006. Proyecto FORSEE. Una red de zonas piloto para evaluar y mejorar a nivel regional los indicadores de gestión sostenible de los bosques de la fachada atlántica del sur de Europa. Informe regional final. Galicia. España.
- Steubing, L., Godoy, R., Alberdi, M. 2002. Métodos de ecología vegetal. Universitaria S.A. Santiago – Chile. 345.
- Terashima, I., Handa, Y. T., Tazoe, Y., Vyas, P., Yano, S. 2005. Irradiance and phenotype: comparative eco- development of sun and shade leaves in relation to photosynthetic CO₂ diffusion. Journal of Experimental Botany. Phenotypic Plasticity and the Changing Environment Special Issue. Vol 57 (2). 343 – 354.
- Taiz, L., Zeiger, E. 2002. Plant Physiology. Sunderland Massachusetts. 3º Edición.
- Wassink, E. C., Stolwijk, J. A. J. 2009. Effects of light quality on plant growth. Annual Reviews (AR). Laboratory for Plant Physiological Research, Agricultural University, Wageningen, Netherlands. 29 p.
- Vera. A, Zuñiga- Feest, Delgado. M, Saldaña. A, Alberdi. M, Donoso. P. Variación ontogénica de la sombratolerancia en dos especies siempreverde, *Aextoxicom punctatum* (olivillo) y *Laureliopsis philliphiana* (tepa). XX reunión anual de la Sociedad de Botánica de Chile, Olmué, septiembre 2008.

ANEXOS

Anexo 1
Abstract

ABSTRACT

Forest plantations in Chile, represents 2.5 millions ha, composed mainly by fast-growing species such as *Eucalyptus globulus*, *Eucalyptus nitens* and *Pinus radiata*. Reduction of production time maintaining seedling quality are relevant on forest nurseries. Height of seedling are the most important requirement for released production, considering that around 30% of seedlings nurseries production are refused by low height.

Manipulate light in order to accelerate growth is desirable on nursery activities. To this goal, a trial with coverage of raschel mesh with different colors (black, blue, white and green) was used on plants up to 1 year and also a trial of recently emerged seedlings of *E. globulus*, *E. nitens* and *P. radiata* covered by cellophane paper. Variables evaluated were: total height (cm), leaf chlorophyll content, specific leaf area (SLA) and fluorescence of photosystem II (PS II) as a plant vitality indicator.

Quality and light intensity are considered key environmental factors that may influence the rate of photosynthesis, and responses to promote both physiological and morphological changes from on plant from germination to first stages of seedling.

Color mesh transmission spectrum, revealed mainly shade level differences (black and white) however blue and green affect light quality. Cellophane filters presented more selective transmissions on each respective color (blue, green, red).

We observed differences on seasonal growth rate for all studied species, with maximum values at different times of the year. Spring for *Eucalyptus* and autumn for *Pinus*.

White mesh treatment promoted the highest height increment on container plants, however blue mesh treatment promoted the highest increment on soil bag plants. The highest germination rate was observed with red and blue cellophane filter and the initial highest increment on recently emerged plants was observed with blue cellophane filter only in *E. globulus*.

Specific leaf area (SLA) and chlorophyll concentration on both *Eucalyptus* species were significantly affected by light intensity, the highest values were observed with black and blue mesh (highest shade treatment). All species at two different ontogenic stages studied (1 year, recently emerged), presented good vitality, evaluated by Fv/Fm as an indicator.

Results showed that it is recommended to use white mesh or blue mesh if plants are produced on containers or soil bags, respectively.

Keywords: relative height growth, light quality, raschel mesh, chlorophylls, specific leaf area, nursery production.

Anexo 2
Antecedentes

DIAGRAMA OMBROTÉRMICO

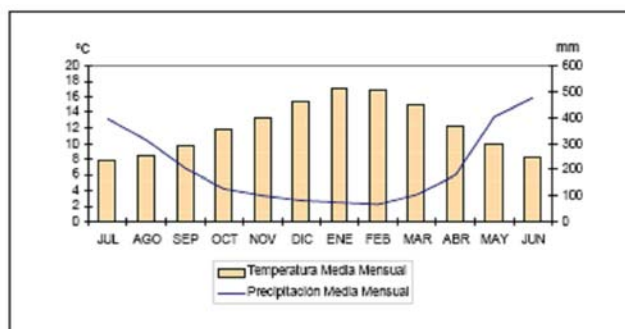


Figura 1: Diagrama Ombrotérmico de la ciudad de Valdivia, región de los Ríos (Fuente: Estación Meteorológica Valdivia, MOP, 2004).

REQUERIMIENTOS ECOLÓGICOS DE LAS ESPECIES

Factor ambiental	<i>Eucalyptus nitens</i>	<i>Eucalyptus globulus</i>
Pp media anual	750- 1350 mm	600- 1100 mm
T° media anual	10-15,5° C	11,4 a 18° C
T° mínima	-10° C	-6° C
Profundidad de suelos	Media a profundos	Moderada a profundos
Drenaje suelos	Bueno a moderado	Intermedio a Bien drenados
Meses secos	5	6 a 7
Humedad Relativa anual	Igual o mayor a 75%	73 a 81%
Heladas anuales	50 a 150	5- 30
Textura del suelo	Medias a pesadas	Limosos a franco arcillosos
Reacción del suelo	Ácida- ácida neutra	Mayor a 5

Cuadro 1: Requerimientos ecológicos de *Eucalyptus nitens* y *Eucalyptus globulus* (INFOR, 2000).

Factor ambiental	<i>Pinus radiata</i>
Pp media anual	Mayor o igual a 380 mm
T° media anual	10 a 18° C
T° mínima	-2° C
Profundidad de suelos	Mayor o igual a 25 cm
Drenaje suelos	Bueno a moderado
Meses secos	6 a 7
Humedad relativa anual	Mayor o igual a 40%
Heladas anuales	200
Textura del suelo	Muy liviana a pesada
Reacción del suelo	Neutra a ácida

Cuadro 2: Requerimientos ecológicos de *Pinus radiata* (INFOR, 2000).

Anexo 3
Método

METODO DE MUESTREO

	1	9	17	25	33	
	2	10	18	26	34	
	3	11	19	27	35	
	4	12	20	28	36	
	5	13	21	29	37	
	6	14	22	30	38	
	7	15	23	31	39	
	8	16	24	32	40	

	1		9		17		25
	2		10		18		26
	3		11		19		27
	4		12		20		28
	5		13		21		29
	6		14		22		30
	7		15		23		31
	8		16		24		32

				1					
				2					
				3					
				4					
				5					
				6					
				7					
				8					
				9					
				10					
				11					
				12					
				13					
				14					
				15					
				16					

Figura 2: Método de muestreo en a) *Eucalyptus globulus* (n=40), b) *Eucalyptus nitens* (n=32), y c) *Pinus radiata* (n=64; 16 por cada familia) considerando que el número de muestras indicado por especie se ve alterado por mortalidad o ausencia de plantas en las cavidades. Se considera un error de 10% en las primeras especies.

DISEÑO DEL ENSAYO DE GERMINACIÓN

n	p	G	G	n	p
g	n	P	P	g	n
n	p	G	G	n	p
p	g	N	N	p	g
p	g	N	G	p	n
n	p	G	N	g	p
p	g	N	P	n	g
g	n	P	N	g	p

R1	R2
R3	R4

Figura 3: Diseño del ensayo de germinación de *Eucalyptus globulus*, *Eucalyptus nitens* y *Pinus radiata* bajo cobertura de papel celofán de color en invernadero.

CONTENIDO DE CLOROFILA

Para el cálculo de contenido de clorofila se utilizaron las siguientes fórmulas:

Clorofila a= $(12,21 * E_{663}) - (2,81 * E_{646})$. Ug*ml de extracto

Clorofila b= $(20,13 * E_{646}) - (5,03 * E_{663})$. Ug*ml de extracto

Estos contenidos pueden ser expresados según el peso fresco de la hoja en mg/ g donde:

Contenido de pigmentos= $\frac{\text{Acetona (ml)} * \text{Contenido de pigmento (Ug*ml de extracto)}}{\text{Peso de la muestra (mg)}}$

ANÁLISIS ESTADÍSTICOS

Cabe mencionar que para el análisis de datos, (test de normalidad) se transformaron las variables con la siguiente fórmula ya que el programa estadístico no corría:

Nueva variable= $\text{LOG}(\text{variable original})/100$

* LOG: logaritmo en base 10

Anexo 4
Estadística descriptiva

ESTADÍSTICA DESCRIPTIVA DEL INCREMENTO RELATIVO EN ALTURA ENTRE SEPTIEMBRE – ENERO 2009

Tratamientos	Media SEPT-NOV (%)	DE SEPT-NOV	N	EE SEPT-NOV	ENVASE	ESPECIE
Testigo	14,39	3,05	6	1,25	B	PIRA
Malla negra	15,62	2,67	6	1,09	B	PIRA
Malla azul	29,39	4,03	6	1,65	B	PIRA
Malla blanca	21,28	5,84	6	2,38	B	PIRA
Malla verde	25,48	2,65	6	1,08	B	PIRA
Tratamientos	Media SEPT-NOV (%)	DE SEPT-NOV	N	EE SEPT NOV	ENVASE	ESPECIE
Testigo	17,79	6,35	6	2,59	C	PIRA
Malla negra	25,44	8,21	6	3,35	C	PIRA
Malla azul	28,4	7,19	6	2,94	C	PIRA
Malla blanca	15,44	4,3	6	1,76	C	PIRA
Malla verde	21,22	7,14	6	2,91	C	PIRA
Tratamientos	Media NOV-ENE (%)	DE NOV-ENE	N	EE NOV ENE	ENVASE	ESPECIE
Testigo	17,78	8,18	6	3,34	B	PIRA
Malla negra	8,22	3,94	6	1,61	B	PIRA
Malla azul	9,91	5,04	6	2,06	B	PIRA
Malla blanca	24,72	7,86	6	3,21	B	PIRA
Malla verde	20,37	8,77	6	3,58	B	PIRA
Tratamientos	Media NOV-ENE (%)	DE NOV-ENE	N	EE NOV ENE	ENVASE	ESPECIE
Testigo	2,98	1,73	6	0,71	C	PIRA
Malla negra	8,08	4,08	6	1,67	C	PIRA
Malla azul	5,09	2,32	6	0,95	C	PIRA
Malla blanca	5,03	7,48	6	3,05	C	PIRA
Malla verde	13,41	20,12	6	8,21	C	PIRA

Tratamientos	Media SEPT-NOV (%)	DE SEPT-NOV	N	EE SEPT NOV	ENVASE	ESPECIE
Testigo	56,58	2,82	4	1,41	B	EUNI
Malla negra	50,18	5,33	4	2,67	B	EUNI
Malla azul	50,72	7,46	4	3,73	B	EUNI
Malla blanca	60,42	2,59	4	1,30	B	EUNI
Malla verde	54,3	2,64	4	1,32	B	EUNI

Tratamientos	Media SEPT-NOV (%)	DE SEPT-NOV	N	EE SEPT NOV	ENVASE	ESPECIE
Testigo	39,13	4,72	4	2,36	C	EUNI
Malla negra	38,01	3,598	4	1,80	C	EUNI
Malla azul	45,07	6,63	4	3,32	C	EUNI
Malla blanca	35,26	8,07	4	4,04	C	EUNI
Malla verde	45,65	4,56	4	2,28	C	EUNI

Tratamientos	Media NOV-ENE (%)	DE NOV-ENE	N	EE NOV ENE	ENVASE	ESPECIE
Testigo	42,8	14,68	4	7,34	B	EUNI
Malla negra	48,87	6,9	4	3,45	B	EUNI
Malla azul	54,67	5,98	4	2,99	B	EUNI
Malla blanca	52,05	2,76	4	1,38	B	EUNI
Malla verde	38,55	18,13	4	9,07	B	EUNI

Tratamientos	Media NOV-ENE (%)	DE NOV-ENE	N	EE NOV ENE	ENVASE	ESPECIE
Testigo	38,82	19,16	4	9,58	C	EUNI
Malla negra	35,37	14,33	4	7,17	C	EUNI
Malla azul	29,2	2,53	4	1,27	C	EUNI
Malla blanca	16,91	9,99	4	5,00	C	EUNI
Malla verde	47,26	7,95	4	3,98	C	EUNI

Tratamientos	Media SEPT-NOV (%)	DE SEPT-NOV	N	EE SEPT NOV	ENVASE	ESPECIE
Testigo	55,54	6,51	4	3,26	B	EUGL
Malla negra	51,25	1,03	4	0,52	B	EUGL
Malla azul	59,4	4,19	4	2,10	B	EUGL
Malla blanca	59,16	3,92	4	1,96	B	EUGL
Malla verde	60,4	6,5	4	3,25	B	EUGL

Tratamientos	Media SEPT-NOV (%)	DE SEPT-NOV	N	EE SEPT NOV	ENVASE	ESPECIE
Testigo	35,76	1,87	4	0,94	C	EUGL
Malla negra	32,89	8,96	4	4,48	C	EUGL
Malla azul	33,99	14,24	4	7,12	C	EUGL
Malla blanca	41,79	3,49	4	1,75	C	EUGL
Malla verde	26,8	2,31	4	1,16	C	EUGL

Tratamientos	Media NOV-ENE (%)	DE NOV-ENE	N	EE NOV ENE	ENVASE	ESPECIE
Testigo	52,95	16,73	4	8,37	B	EUGL
Malla negra	55,14	2,58	4	1,29	B	EUGL
Malla azul	52,93	1	4	0,50	B	EUGL
Malla blanca	36,57	7,06	4	3,53	B	EUGL
Malla verde	49,84	4,25	4	2,13	B	EUGL

Tratamientos	Media NOV-ENE (%)	DE NOV-ENE	N	EE NOV ENE	ENVASE	ESPECIE
Testigo	50,48	12,51	4	6,26	C	EUGL
Malla negra	43	10,72	4	5,36	C	EUGL
Malla azul	23,23	11,23	4	5,62	C	EUGL
Malla blanca	49,29	16,57	4	8,29	C	EUGL
Malla verde	36,66	13,75	4	6,88	C	EUGL

Tratamientos	Media SEP-ENE (%)	SEP-ENE	N	EE NOV ENE	ENVASE	ESPECIE
Testigo	20,17	7,32	6	2,99	C	PIRA
Malla negra	31,56	7,37	6	3,01	C	PIRA
Malla azul	32,01	7,43	6	3,03	C	PIRA
Malla blanca	19,77	6,57	6	2,68	C	PIRA
Malla verde	31,78	17,57	6	7,17	C	PIRA

Tratamientos	Media SEP-ENE (%)	SEP-ENE	N	EE NOV ENE	ENVASE	ESPECIE
Testigo	62,24	14,24	4	7,12	C	EUNI
Malla negra	59,62	11,27	4	5,64	C	EUNI
Malla azul	61,17	4,22	4	2,11	C	EUNI
Malla blanca	46,7	3,83	4	1,92	C	EUNI
Malla verde	71,16	6,41	4	3,21	C	EUNI

Tratamientos	Media SEP-ENE (%)	SEP-ENE	N	EE NOV ENE	ENVASE	ESPECIE
Testigo	68,1	8,18	4	4,09	C	EUGL
Malla negra	62,46	2,29	4	1,15	C	EUGL
Malla azul	50,28	5,43	4	2,72	C	EUGL
Malla blanca	70,52	9,57	4	4,79	C	EUGL
Malla verde	63,28	11,49	4	5,75	C	EUGL

Tratamientos	Media SEP-ENE (%)	SEP-ENE	N	EE NOV ENE	ENVASE	ESPECIE
Testigo	29,52	8,39	6	3,43	B	PIRA
Malla negra	22,61	2,44	6	1,00	B	PIRA
Malla azul	29,1	6,43	6	2,63	B	PIRA
Malla blanca	40,39	10,36	6	4,23	B	PIRA
Malla verde	40,64	7,06	6	2,88	B	PIRA

Tratamientos	Media SEP-ENE (%)	SEP-ENE	N	EE NOV ENE	ENVASE	ESPECIE
Testigo	72,87	9,53	4	4,77	B	EUNI
Malla negra	74,54	4,53	4	2,27	B	EUNI
Malla azul	77,69	4,45	4	2,23	B	EUNI
Malla blanca	80,98	2,23	4	1,12	B	EUNI
Malla verde	71,73	9,3	4	4,65	B	EUNI

Tratamientos	Media SEP-ENE (%)	SEP-ENE	N	EE NOV ENE	ENVASE	ESPECIE
Testigo	79,2	7,32	4	3,66	B	EUGL
Malla negra	78,2	1,5	4	0,75	B	EUGL
Malla azul	80,91	1,73	4	0,87	B	EUGL
Malla blanca	74,16	3,09	4	1,55	B	EUGL
Malla verde	80,26	2,51	4	1,26	B	EUGL

CONTENIDO DE CLOROFILA a Y b (mg/gr de Peso fresco hoja).

Tratamientos	Especie	Media Cl a	DE Cl a	EE Cl a	Media Cl b	DE Cl b	EE Cl b	Cl Total
Testigo	EUNI	0,016	0,006	0,004	0,008	0,005	0,003	0,024
Malla negra	EUNI	0,007	0,006	0,003	0,016	0,011	0,006	0,023
Malla azul	EUNI	0,008	0,003	0,002	0,007	0,004	0,002	0,015
Malla blanca	EUNI	0,006	0,002	0,001	0,010	0,007	0,004	0,016
Malla verde	EUNI	0,011	0,004	0,002	0,008	0,002	0,001	0,019
Testigo	EUGL	0,013	0,004	0,002	0,015	0,004	0,002	0,028
Malla negra	EUGL	0,024	0,013	0,007	0,010	0,009	0,005	0,034
Malla azul	EUGL	0,028	0,006	0,004	0,019	0,006	0,004	0,047
Malla blanca	EUGL	0,020	0,013	0,008	0,019	0,006	0,004	0,039
Malla verde	EUGL	0,016	0,002	0,001	0,020	0,005	0,003	0,036

ÁREA FOLIAR (cm²)

Tratamientos	Especie	Media (cm ²)	DE	EE	Tipo
Testigo	EUGL	12,04	8,39	4,195	C
Malla negra	EUGL	6,33	3,55	1,775	C
Malla azul	EUGL	9,58	7,69	3,845	C
Malla blanca	EUGL	12,88	2,04	1,02	C
Malla verde	EUGL	11,33	2,79	1,395	C
Testigo	EUGL	34,31	6,89	3,445	B
Malla negra	EUGL	14,04	3,38	1,69	B
Malla azul	EUGL	31,7	8,31	4,155	B
Malla blanca	EUGL	36,78	4,39	2,195	B
Malla verde	EUGL	38,59	9,06	4,53	B
Testigo	EUNI	11,74	1,44	0,72	C
Malla negra	EUNI	9,89	3,51	1,755	C
Malla azul	EUNI	10,31	6,24	3,12	C
Malla blanca	EUNI	15,03	2,64	1,32	C
Malla verde	EUNI	13,81	4,39	2,195	C
Testigo	EUNI	41,07	18,3	9,15	B
Malla negra	EUNI	29,31	11,97	5,985	B
Malla azul	EUNI	22,76	12,48	6,24	B
Malla blanca	EUNI	53,16	9,89	4,945	B
Malla verde	EUNI	33,22	11,93	5,965	B

ÁREA FOLIAR ESPECÍFICA (cm²/gr (peso seco de la hoja))

Tratamientos	Media (cm ² /gr PS)	DE	Especie	Tipo
Testigo	167,381	32,400	EUGL	C
Malla Negra	231,230	82,440	EUGL	C
Malla Azul	225,026	65,420	EUGL	C
Malla Blanca	198,030	28,880	EUGL	C
Malla Verde	179,714	31,999	EUGL	C
Testigo	213,030	9,450	EUGL	B
Malla Negra	343,955	41,860	EUGL	B
Malla Azul	333,624	39,770	EUGL	B
Malla Blanca	223,170	29,527	EUGL	B
Malla Verde	265,232	37,580	EUGL	B
Testigo	178,137	34,695	EUNI	C
Malla Negra	265,215	13,120	EUNI	C
Malla Azul	233,242	18,120	EUNI	C
Malla Blanca	193,160	18,200	EUNI	C
Malla Verde	188,202	15,810	EUNI	C
Testigo	138,630	33,220	EUNI	B
Malla Negra	286,456	41,580	EUNI	B
Malla Azul	279,394	76,370	EUNI	B
Malla Blanca	134,123	20,850	EUNI	B
Malla Verde	202,318	39,620	EUNI	B

FLUORESCENCIA (no tiene unidad)

<i>Pinus radiata</i> 15 de octubre		
TT	Media	EE
Testigo	0,758	0,012
Malla negra	0,809	0,003
Malla azul	0,808	0,007
Malla blanca	0,785	0,012
Malla verde	0,787	0,011
<i>Eucalyptus globulus</i>		
TT	Media	EE
Testigo	0,825	0,006
Malla negra	0,822	0,006
Malla azul	0,841	0,004
Malla blanca	0,819	0,011
Malla verde	0,816	0,008
<i>Eucalyptus nitens</i>		
TT	Media	EE
Testigo	0,832	0,007
Malla negra	0,821	0,006
Malla azul	0,838	0,006
Malla blanca	0,826	0,005
Malla verde	0,823	0,007

Pinus radiata 14 de julio

TT	Media	EE
Testigo	0,831	0,005
Malla negra	0,830	0,005
Malla azul	0,839	0,006
Malla blanca	0,842	0,002
Malla verde	0,831	0,009

Eucalyptus globulus

TT	Media	EE
Testigo	0,829	0,006
Malla negra	0,837	0,005
Malla azul	0,832	0,021
Malla blanca	0,835	0,004
Malla verde	0,804	0,024

Eucalyptus nitens

TT	Media	EE
Testigo	0,837	0,012
Malla negra	0,835	0,004
Malla azul	0,793	0,003
Malla blanca	0,818	0,002
Malla verde	0,803	0,015

Anexo 5
Prueba de tukey para temperatura y sombra

TEMPERATURA Y PORCENTAJE DE SOMBRA BAJO MALLAS RASCHEL Y PAPEL CELOFÁN DE COLORES

Considerar 1, 2, 3, 4, 5 como tratamientos; testigo (sin malla), malla negra, malla azul, malla blanca y malla verde respectivamente.

Temperaturas bajo mallas raschel de color a las 8:00 hrs					P= 0,983
	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,999	1,000			
3	0,999	1,000	1,000		
4	0,999	0,984	0,988	1,000	
5	1,000	0,997	0,998	1,000	1,000

Temperaturas bajo mallas raschel de color a las 14:00 hrs					P=0,817
	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,961	1,000			
3	0,933	1,000	1,000		
4	1,000	0,947	0,914	1,000	
5	0,919	1,000	1,000	0,897	1,000

Temperaturas bajo mallas raschel de color a las 20:00 hrs					P=0,709
	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,805	1,000			
3	0,670	0,999	1,000		
4	0,812	1,000	0,999	1,000	
5	0,912	0,999	0,988	0,999	1,000

* Las temperaturas bajo papel celofán siguen la misma tendencia.

Porcentaje de sombra bajo papel celofán					P=0,000
	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,012	1,000			
3	0,001	0,000	1,000		
4	0,005	0,979	0,000	1,000	
5	0,000	0,000	0,000	0,000	1,000

(1: rojo;2: azul;3: transparente;4: verde;5: oscuridad)

Porcentaje de sombra bajo mallas raschel					P=0,000
	1	2	3	4	
1	1,000				
2	0,000	1,000			
3	0,000	0,000	1,000		
4	0,000	0,000	0,002	1,000	

(1: malla negra; 2: malla azul; 3: malla blanca; 4: malla verde)

Anexo 6
Prueba de tukey para variables fisiológicas y morfológicas

ÁREA FOLIAR Y CONTENIDO DE CLOROFILA EN *EUCALYPTUS NITENS* Y *EUCALYPTUS GLOBULUS*

Considerar 1, 2, 3, 4, 5 como tratamientos; testigo (sin malla), malla negra, malla azul, malla blanca y malla verde respectivamente.

		Clorofila a en <i>Eucalyptus Eucalyptus globulus</i>				P= 0,272
		1	2	3	4	5
1		1,000				
2		0,554	1,000			
3		0,227	0,945	1,000		
4		0,892	0,961	0,648	1,000	
5		0,951	0,908	0,539	1,000	1,000

		Clorofila b en <i>Eucalyptus Eucalyptus globulus</i>				P=0,247
		1	2	3	4	5
1		1,000				
2		0,582	1,000			
3		0,992	0,363	1,000		
4		0,966	0,277	1,000	1,000	
5		0,969	0,284	1,000	1,000	1,000

		Clorofila total en <i>Eucalyptus Eucalyptus globulus</i>				P=0,565
		1	2	3	4	5
1		1,000				
2		0,991	1,000			
3		0,488	0,734	1,000		
4		0,873	0,985	0,945	1,000	
5		0,915	0,994	0,910	1,000	1,000

		Clorofila a en <i>Eucalyptus Eucalyptus nitens</i>				P= 0,314
		1	2	3	4	5
1		1,000				
2		0,274	1,000			
3		0,772	0,857	1,000		
4		0,569	0,969	0,996	1,000	
5		0,969	0,569	0,980	0,887	1,000

		Clorofila b en <i>Eucalyptus Eucalyptus nitens</i>				P=0,797
		1	2	3	4	5
1		1,000				
2		0,370	1,000			
3		1,000	0,764	1,000		
4		0,998	0,939	0,992	1,000	
5		0,998	0,948	0,989	1,000	1,000

		Clorofila total en <i>Eucalyptus Eucalyptus nitens</i>				P=0,412
		1	2	3	4	5
1		1,000				
2		0,995	1,000			
3		0,442	0,644	1,000		

4	0,595	0,796	0,998	1,000	
5	0,917	0,990	0,875	0,961	1,000

Área foliar en Eucalyptus *Eucalyptus globulus* de contenedor P= 0,048

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,505	1,000			
3	0,593	1,000	1,000		
4	0,811	0,075	0,102	1,000	
5	0,999	0,367	0,448	0,912	1,000

Área foliar en Eucalyptus *Eucalyptus globulus* de bolsa P=0,000

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,000	1,000			
3	0,994	0,000	1,000		
4	0,779	0,000	0,530	1,000	
5	0,815	0,000	0,573	1,000	1,000

Área foliar en Eucalyptus *Eucalyptus nitens* de contenedor P= 0,015

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,589	1,000			
3	0,995	0,811	1,000		
4	0,335	0,015	0,175	1,000	
5	0,713	0,069	0,480	0,968	1,000

Área foliar en Eucalyptus *Eucalyptus nitens* de bolsa P=0,002

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,279	1,000			
3	0,046	0,898	1,000		
4	0,786	0,026	0,002	1,000	
5	0,935	0,729	0,230	0,329	1,000

Área foliar Específica (SLA) en Eucalyptus *Eucalyptus globulus* de contenedor P= 0,048

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,655	1,000			
3	0,638	1,000	1,000		
4	0,898	0,988	0,985	1,000	
5	0,995	0,857	0,844	0,986	1,000

Área foliar Específica (SLA) en Eucalyptus *Eucalyptus globulus* de bolsa P=0,000

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,001	1,000			
3	0,007	0,829	1,000		
4	0,991	0,002	0,017	1,000	
5	0,195	0,078	0,410	0,376	1,000

Área foliar Específica (SLA) en Eucalyptus *Eucalyptus nitens* de contenedor P= 0,015

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,002	1,000			
3	0,003	0,997	1,000		
4	1,000	0,001	0,003	1,000	
5	0,141	0,198	0,325	0,111	1,000

Área foliar Específica (SLA) en Eucalyptus *Eucalyptus nitens* de bolsa P=0,002

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,003	1,000			
3	0,029	0,738	1,000		
4	0,804	0,023	0,205	1,000	
5	0,927	0,013	0,125	0,998	1,000

Anexo 7
Prueba de tukey para el incremento relativo en altura

INCREMENTO EN ALTURA EN *PINUS RADIATA*, *EUCALYPTUS GLOBULUS* Y *EUCALYPTUS NITENS*

Considerar 1, 2, 3, 4, 5 como tratamientos; testigo (sin malla), malla negra, malla azul, malla blanca y malla verde respectivamente.

Pinus radiata

Incremento relativo en altura durante marzo- mayo

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,367	1,000			
3	0,683	0,986	1,000		
4	1,000	0,393	0,710	1,000	
5	0,932	0,838	0,985	0,945	1,000

Incremento relativo en altura durante mayo- julio

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	1,000	1,000			
3	0,478	0,491	1,000		
4	0,826	0,836	0,978	1,000	
5	0,699	0,711	0,997	0,999	1,000

Incremento relativo en altura durante julio- septiembre

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,989	1,000			
3	0,057	0,168	1,000		
4	0,823	0,536	0,003	1,000	
5	0,415	0,715	0,850	0,049	1,000

Eucalyptus nitens

Incremento relativo en altura durante marzo- mayo

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,802	1,000			
3	0,581	0,996	1,000		
4	0,007	0,112	0,232	1,000	
5	0,828	1,000	0,993	0,100	

Incremento relativo en altura durante mayo- julio

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,936	1,000			
3	0,998	0,822	1,000		
4	0,888	0,447	0,970	1,000	
5	1,000	0,872	1,000	0,847	1,000

	Incremento relativo en altura durante julio- septiembre				
	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,663	1,000			
3	0,999	0,763	1,000		
4	0,020	0,296	0,024	1,000	
5	0,941	0,976	0,980	0,107	1,000

	Eucalyptus globulus				
	Incremento relativo en altura durante marzo- mayo				
	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,900	1,000			
3	1,000	0,932	1,000		
4	0,997	0,728	0,991	1,000	
5	0,835	1,000	0,878	0,635	1,000

	Incremento relativo en altura durante mayo- julio				
	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,931	1,000			
3	0,859	1,000	1,000		
4	0,868	1,000	1,000	1,000	
5	1,000	0,926	0,851	0,860	1,000

	Incremento relativo en altura durante julio- septiembre				
	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	1,000	1,000			
3	0,337	0,458	1,000		
4	0,931	0,977	0,808	1,000	
5	0,786	0,886	0,943	0,997	1,000

ESTADÍSTICA DEL INCREMENTO RELATIVO EN ALTURA DESDE SEPTIEMBRE –ENERO

Estadística *Eucalyptus globulus* (contenedor)

1. Incremento relativo en altura entre Septiembre - Noviembre

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,980	1,000			
3	0,937	1,000	1,000		
4	0,954	0,723	0,600	1,000	
5	0,630	0,908	0,965	0,266	1,000

2. Incremento relativo en altura entre Noviembre - Enero

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	1,000	1,000			
3	0,121	0,148	1,000		
4	0,999	0,994	0,074	1,000	
5	0,912	0,947	0,434	0,791	1,000

3. Incremento relativo en altura acumulado entre Septiembre - Enero

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,998	1,000			
3	0,150	0,238	1,000		
4	0,912	0,787	0,033	1,000	
5	0,305	0,446	0,990	0,076	1,000

Estadística *Eucalyptus globulus* (Bolsa)

1. Incremento relativo en altura entre Septiembre - Noviembre

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,727	1,000			
3	0,770	0,166	1,000		
4	0,803	0,185	1,000	1,000	
5	0,639	0,112	0,999	0,998	1,000

2. Incremento relativo en altura entre Noviembre - Enero

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,968	1,000			
3	0,996	0,999	1,000		
4	0,189	0,063	0,105	1,000	
5	1,000	0,949	0,991	0,218	1,000

3. Incremento relativo en altura acumulado entre Septiembre - Enero

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,998	1,000			
3	0,955	0,858	1,000		
4	0,425	0,595	0,152	1,000	
5	0,990	0,940	0,999	0,222	1,000

Estadística *Eucalyptus nitens* (Contenedor)

1. Incremento relativo en altura entre Septiembre - Noviembre

	1	2	3	4	5
--	---	---	---	---	---

1	1,000				
2	0,999	1,000			
3	0,681	0,527	1,000		
4	0,784	0,901	0,151	1,000	
5	0,583	0,434	1,000	0,114	1,000

2. Incremento relativo en altura entre Noviembre - Enero

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	1,000	1,000			
3	0,990	0,997	1,000		
4	0,137	0,169	0,284	1,000	
5	0,905	0,855	0,680	0,028	1,000

3. Incremento relativo en altura acumulado entre Septiembre - Enero

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,997	1,000			
3	1,000	0,996	1,000		
4	0,158	0,266	0,153	1,000	
5	0,647	0,455	0,658	0,012	1,000

Estadística *Eucalyptus nitens* (Bolsa)

1. Incremento relativo en altura entre Septiembre - Noviembre

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,314	1,000			
3	0,370	1,000	1,000		
4	0,819	0,520	0,065	1,000	
5	0,961	0,677	0,745	0,444	1,000

2. Incremento relativo en altura entre Noviembre - Enero

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,910	1,000			
3	0,620	0,954	1,000		
4	0,753	0,631	0,951	1,000	
5	0,939	0,945	0,618	0,254	1,000

3. Incremento relativo en altura acumulado entre Septiembre - Enero

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	1,000	1,000			
3	0,964	0,954	1,000		

4	0,660	0,631	0,951	1,000	
5	0,932	0,945	0,618	0,254	1,000

Estadística *Pinus radiata* (Contenedor)

1. Incremento relativo en altura entre Septiembre - Noviembre

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,326	1,000			
3	0,160	0,967	1,000		
4	0,979	0,123	0,032	1,000	
5	0,859	0,874	0,516	0,542	1,000

2. Incremento relativo en altura entre Noviembre - Enero

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,491	1,000			
3	0,892	0,948	1,000		
4	1,000	0,582	0,940	1,000	
5	0,158	0,924	0,567	0,203	1,000

3. Incremento relativo en altura acumulado entre Septiembre - Enero

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,187	1,000			
3	0,168	1,000	1,000		
4	1,000	0,192	0,172	1,000	
5	0,381	0,991	0,986	0,390	1,000

Estadística *Pinus radiata* (Bolsa)

1. Incremento relativo en altura entre Septiembre - Noviembre

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,939	1,000			
3	0,015	0,083	1,000		
4	0,023	0,118	1,000	1,000	
5	0,000	0,002	0,506	0,402	1,000

2. Incremento relativo en altura entre Noviembre - Enero

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,350	1,000			
3	0,312	1,000	1,000		
4	0,825	0,049	0,041	1,000	

5	0,992	0,172	0,149	0,969	1,000
---	-------	-------	-------	-------	-------

3. Incremento relativo en altura acumulado entre Septiembre - Enero

	1	2	3	4	5
1	1,000				
2	0,390	1,000			
3	1,000	0,385	1,000		
4	0,130	0,003	0,133	1,000	
5	0,094	0,001	0,096	1,000	1,000