

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA**



TESIS DE GRADO

EFFECTO DE TRES MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN EN EUCALIPTO BABY BLUE (*Eucalyptus pulverulenta* L.) PARA LA PRODUCCIÓN DE PLANTINES EN EL CENTRO EXPERIMENTAL COTA COTA

GRACIELA MARY LEVANDRO TICONA

La Paz- Bolivia

2021

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA**

**EFFECTO DE TRES MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN EN
EUCALIPTO BABY BLUE (*Eucalyptus pulverulenta* L.) PARA LA
PRODUCCIÓN DE PLANTINES EN EL CENTRO EXPERIMENTAL
COTA COTA**

Tesis de Grado presentado como
requisito parcial para optar el
título de Ingeniero Agrónomo

GRACIELA MARY LEVANDRO TICONA

Asesor (es):

Ing. Ph.D. Carmen Del Castillo Gutiérrez

Ing. Esther Tinco Mamani

Tribunal Revisor:

Ing. Ph. D. Alejandro Bonifacio Flores

Ing. Freddy Carlos Mena Herrera

Ing. M. Sc. Estanislao Poma Loza

Presidente Tribunal Examinador:

APROBADA

2021

DEDICATORIA

A nuestro Señor Jesús por darme la vida y la oportunidad de llegar hasta esta etapa de mi vida y de poder realizar esta investigación.

A mis padres Benedicta Ticona Guaygua y Basilio Levandro Chiri que con mucho amor y sacrificio supieron guiar en mi formación personal y profesional.

A mi hermanos Sonia Mónica, Gabriel y Oliver por darme su apoyo hasta lograr mis objetivos.

A mis amigos Richard, Daniela, Fernando, Betty, Oscar, Williams y en especial a Miriam Estivarez

“Nunca se aparten de ti la misericordia y la verdad, átalas a tu cuello, escríbelas en la tabla de tu corazón; y hallaras gracia y buena opinión ante los ojos de Dios y de los hombres”

Proverbios 3:3-4

AGRADECIMIENTOS

A Dios, porque es El supremo creador de la humanidad y de la naturaleza.

A mis padres Basilio Levandro y Benedicta Ticona por todo el apoyo que me brindaron en las buenas y en las malas etapas de mi vida, por su apoyo en todos los sentidos. A mis hermanos Oliver Levandro y Sonia Levandro por darme su apoyo cuando realizaba la investigación.

A la Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía, por mi formación profesional.

Al Centro Experimental de Cota Cota, dependiente de la Universidad Mayor de San Andrés, por el apoyo técnico brindado en la presente tesis.

Agradecimientos a mi tribunal revisor: Ing. Ph. D. Alejandro Bonifacio Flores, Ing. Freddy Carlos Mena e Ing. M. Sc. Estanislao Poma Loza que me guiaron en el proceso de revisión, en las correcciones y su aporte para mejorar el presente trabajo.

Al Ing. Esther Tinco Mamani, por su orientación, apoyo, comprensión y compartir todo su conocimiento y su amistad durante toda la etapa de investigación.

A Ing. Ph.D. Carmen Del Castillo Gutiérrez, por su asesoramiento, amistad, orientación y también por su importante aporte en sugerencias desde el inicio de la investigación en el presente estudio de tesis, por motivarme a seguir el final de esta etapa.

A todos los docentes y compañeros de la Carrera de Ingeniería Agronómica.

CONTENIDO

	Páginas
DEDICATORIA.....	I
AGRADECIMIENTO.....	II
CONTENIDO.....	III
ÍNDICE DE TABLAS.....	VIII
ÍNDICE DE FIGURAS.....	IX
RESUMEN.....	X
ASBTRACT.....	XI

INDIC GENERAL

I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Objetivo General	3
1.2 Objetivo Especifico.....	3
1.3 Hipótesis.....	3
II. REVISIÒN BIBLIOGRÀFICA.....	4
2.1 Características del Eucalipto.....	4
2.1.1 Origen.....	4
2.1.2 Descripción Botánica.....	4
2.1.2.1 Taxonomía.....	4
2.1.2.2 Morfología de la planta.....	4
2.1.3 Requerimientos Ambientales.....	6
2.1.3.1 Suelo.....	7
2.1.4 Propagación.....	8
2.1.4.1 Procedencia de la semilla.....	9
2.2 Semilla.....	9
2.2.1 Partes de una semilla.....	10
2.2.1.1 Cubierta seminal.....	10
2.2.1.2 Endospermo.....	10
2.2.1.3 Embrión.....	11

2.3	Propiedades externas de la semilla.....	11
2.3.1	Pureza física.....	11
2.3.2	Numero de semillas por kilogramo.....	12
2.3.3	Propiedades internas de la semilla.....	12
2.3.3.1	Germinación y emergencia.....	12
2.3.3.2	Viabilidad.....	13
2.3.3.3	Energía germinativa.....	13
2.4	Factores ambientales que afectan la germinación.....	13
2.4.1	Agua.....	13
2.4.2	Temperatura.....	14
2.4.3	Oxígeno.....	14
2.4.4	Luz.....	14
2.5	Clases de germinación.....	15
2.5.1	Germinación epigea.....	15
2.5.2	Germinación hipogea.....	15
2.5.3	Latencia.....	15
2.6	Sustratos.....	17
2.6.1	Clases de sustratos.....	18
2.6.2	Descripción de los materiales de sustrato.....	19
2.6.3	Desinfección del sustrato.....	20
2.7	Tratamientos pre germinativos de la semillas.....	20
2.7.1	Escarificación.....	22
2.7.2	Escarificación mecánica.....	22
2.7.3	Escarificación física.....	23
2.7.4	Escarificación química.....	23
2.7.4.1	Peróxido de hidrógeno.....	24
2.7.4.2	Uso del peróxido en la agricultura.....	24
2.7.4.3	Aplicaciones del peróxido en la agricultura.....	24
2.8	Viveros forestales.....	26
2.8.1	Tipos de viveros forestales.....	26

2.9	Siembra.....	26
2.9.1	Siembra en Almacigo.....	27
2.10	Riego.....	28
2.11	Deshierbe.....	29
2.12	Trasplante.....	29
2.13	Índice de esbeltez.....	30
2.14	Plagas y enfermedades.....	30
2.14.1	Plagas.....	30
2.14.2	Enfermedades.....	31
2.15	Usos y beneficios del eucalipto.....	32
III.	MATERIALES MÉTODOS.....	34
3.1	Localización.....	34
3.1.1	Ubicación Geográfica.....	34
3.1.2	Descripción agroecológica de la zona de Cota Cota.....	35
3.1.2.1	Clima.....	35
3.1.2.2	Topografía.....	35
3.1.2.3	Vegetación.....	36
3.1.2.4	Ecología.....	36
3.1.3	Características reproductivas.....	36
3.2	Materiales.....	37
2.2.2	Material vegetal	37
2.2.3	Material de Gabinete.....	37
2.2.4	Material de Campo.....	37
3.3	Metodología.....	38
3.3.1	Procedimiento Experimental.....	38
3.3.1.1	Tratamientos pre germinativos o de escarificación.....	39
3.3.2	Trasplante o repicado.....	41
3.3.3	Diseño experimental.....	41
3.3.3.1	Modelo lineal aditivo.....	41
3.3.3.2	Dimensiones del área experimental.....	42
3.3.3.3	Croquis del experimento.....	42

3.3.4	Variables de Respuesta	43
IV.	RESULTADOS Y DISCUSION.....	46
4.1	Variables de respuesta.....	46
4.1.1	Determinación de las características físicas de las semillas.....	46
4.1.1.1	Porcentaje de germinación.....	46
4.1.2	Variables agronómicas.....	48
4.1.2.1	Numero de hojas.....	48
4.1.2.2	Altura de planta.....	53
4.1.2.3	Diámetro de tallo.....	57
4.1.2.4	Índice de esbeltez.....	58
V.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	60
5.1	Conclusiones.....	60
5.2	Recomendaciones.....	60
VI.	BIBLIOGRAFÍA.....	62
	ANEXOS.....	69

INDICE DE TABLAS

Tabla 1 Porcentaje de germinación.....	46
Tabla 1 Análisis de varianza para el porcentaje de germinación.....	47
Tabla 2 Análisis de varianza para el número de hojas (17 de junio).....	49
Tabla 3 Análisis de varianza para el número de hojas (26 de agosto).....	49
Tabla 4 Prueba Duncan número de hojas en relación al vivero-pared.....	50
Tabla 5 Análisis de varianza para el número de hojas (4 de octubre).....	51
Tabla 6 Prueba Duncan para el número de hojas.....	52
Tabla 7 Análisis de varianza para altura de planta (17 de junio).....	54
Tabla 8 Análisis de varianza para altura de planta (26 de agosto).....	54
Tabla 9 Prueba Duncan para altura de planta.....	55
Tabla 10 Análisis de varianza para altura de planta (4 de octubre).....	56
Tabla 11 Prueba Duncan para altura de planta.....	56
Tabla 12 Análisis de varianza diámetro de tallo (4 de octubre).....	57
Tabla 13 Análisis de varianza Índice de esbeltez.....	58
Tabla 14 Prueba Duncan para índice de esbeltez.....	59

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Planta de eucalipto Baby blue.....	6
Figura 2. Ubicación geográfica del vivero multipropósito.....	34
Figura 3. Ubicación del experimento dentro del vivero multipropósito.....	35
Figura 4. Agrotecnia multiagro y semillas de eucalipto Baby blue.....	37
Figura 5. Pasos antes de la siembra.....	40
Figura 6. Trasplante a bolsas, ubicación de los tratamientos con sus repeticiones	41
Figura 7. Distribución de los tratamientos.....	42
Figura 8 Presenta la presencia del número de hojas durante el periodo de estudio	48
Figura 9. Presenta la altura de planta alcanzada a distintas fechas de evaluación.	53

RESUMEN

El eucalipto Baby blue (*Eucalyptus pulverulenta* L.) es una especie ornamental forestal, atractivo para decoraciones posee una gran variedad de tonalidades, es un arbusto de hojas perenne ubicadas en espiral.

El presente trabajo de investigación se realizó en el Centro Experimental Cota Cota de la ciudad de La Paz, cuyo objetivo fue evaluar el efecto de tres métodos de escarificación en eucalipto Baby blue (*Eucalyptus pulverulenta* L.) para la producción de plantines.

Los tratamientos de escarificación o pre germinativos fueron: un testigo (T0), escarificación mecánica (con el uso de lija), escarificación física (sumersión en agua por 24 horas antes de la siembra) y la escarificación química (con el uso del peróxido de hidrogeno más conocida como agua oxigenada), usando distancias del vivero-pared de 0.50. 1.00. 1.50 y 2.00 metros.

El análisis de varianza del diseño de bloques completamente al azar propuesto en el trabajo se analizó los resultados con el software infostat.

El porcentaje de germinación en el T1 (escarificación con lija), T2 (escarificación sumersión en agua por 24 horas) y T3 (escarificación con peróxido de hidrogeno) con un 80 % de germinación y el T0 (sin escarificación) con un 70 %

Para la variables de respuesta número de hojas y altura de planta a una distancia de vivero-pared de 0.50 m. se obtuvo en promedio 23 hojas por planta con una altura de 21.66 cm., y a una distancia de vivero-pared de 2.00 m. un promedio de 21 hojas por planta con una altura de 19.84 cm.

Para la variable diámetro de tallo, los datos del análisis de varianza registrados fueron no significativos lo que inca que el diámetro de tallo son iguales (0.2 a 0.3 mm) en cada uno de los tratamientos y bloques.

El índice de esbeltez fue diferente, debido a factores ambientales, donde los resultados muestran que a una distancia vivero-pared de 0.50 y 1.00 metro existe mejor desarrollo de los plantines en relación las variables en estudio, así mismo se

identifica que los plantines producidos no están en condiciones para ser llevadas a campo definitivo.

ABSTRACT

The baby blue eucalyptus (*Eucalyptus pulverulenta* L.) is a forest ornamental species, attractive for decorations, has a great variety of shades, and is a shrub with evergreen leaves located in a spiral.

This research work was carried out at the Cota Cota Experimental Center in the city of La Paz, with the objective of evaluating the effect of three scarification methods on Baby blue eucalyptus (*Eucalyptus pulverulenta* L.) for the production of seedlings.

The scarification or pre-germination treatments were: a control (T0), mechanical scarification (with the use of sandpaper), physical scarification (immersion in water for 24 hours before planting) and chemical scarification (with the use of hydrogen peroxide, better known as hydrogen peroxide), using nursery-wall distances of 0.50. 1.00. 1.50 and 2.00 meters.

The analysis of variance of the completely randomized block design proposed in the work was analyzed with the infostat software.

The percentage of germination in T1 (scarification with sandpaper), T2 (scarification by immersion in water for 24 hours) and T3 (scarification with hydrogen peroxide) with 80% germination and T0 (without scarification) with 70% germination.

For the response variables number of leaves and plant height at a nursery-wall distance of 0.50 m, an average of 23 leaves per plant was obtained with a height of 21.66 cm, and at a nursery-wall distance of 2.00 m, an average of 21 leaves per plant with a height of 19.84 cm.

For the variable stem diameter, the data of the analysis of variance recorded were not significant, which indicates that the stem diameter is equal (0.2 to 0.3 mm) in each of the treatments and blocks.

The slenderness index was different, due to environmental factors, where the results show that at a nursery-wall distance of 0.50 and 1.00 meter there is better development of the seedlings in relation to the variables under study, likewise it is

identified that the seedlings produced are not in conditions to be taken to the final field.

1 INTRODUCCIÓN

Se considera, por lo general, que los eucaliptos son árboles australianos. La gran mayoría de muchas especies y subespecies son endémicas en el continente australiano y en las islas muy cercanas. Sin embargo, varias de ellas se hallan naturalmente en la gran extensión de tierra de Nueva Guinea hacia el norte de Australia, y ciertas especies se presentan en algunas de las islas en la parte oriental del archipiélago indonesio, como en Timor, las Islas Menores de la Sonda Flores y Wetar (FAO, 1981).

Es endémico de la provincia Australiana de Nueva Gales del Sur, donde aparece en dos pequeñas poblaciones aisladas: una en las Montañas Azules al oeste de Sydney, y la otra en las áreas de Bredbo y Bombala en las Mesetas del Sur. Probablemente su ares de distribución era más amplia en el pasado, habita en las laderas superiores de las montañas entre 800 y 1000 msnm, generalmente en suelos esqueléticos muy bien drenados con abundantes afloramientos rocosos. Generalmente consiste en una planta del sotobosque que crece debajo de numerosas especies más altas de eucaliptos que forman bosques abiertos y soleados, esta especie también forma parte de bosques bajos de acacias y cipreses, en otras partes de Australia así como en california la especie de *eucalyptus pulverulenta* se cultiva ampliamente, sobre todo para utilizar su atractivo follaje como decoración (Martinez, 2016).

El Eucalipto Baby Blue es el nombre popular del *Eucalyptus pulverulenta* y posee una gran variedad de formas de hojas y tonalidades. Esta variedad de eucalipto, es un arbusto de hojas perenne ubicadas en espiral (Mygloballflowers, s/f).

El Baby Blue es un eucalipto muy utilizado en decoración ornamental. Este eucalipto por sí solo tiene mucha fuerza por eso no es necesario combinarlo con otras plantas y/o flores preservadas. Los recipientes que suelen utilizarse para colocar el Baby blue son sobrios y discretos, pues así recae toda la atención en la elegancia de esta clase de eucalipto (Verdisismo, s/f).

El Baby Blue es un eucalipto muy utilizado en decoración ornamental. Normalmente lo encontrarás en los ambientes de estilo modernista. Este eucalipto por sí solo tiene mucha fuerza por eso no es necesario combinarlo con otras plantas y/o flores preservadas. Los recipientes que suelen utilizarse para colocar el Baby Blue son sobrios y discretos, pues así recae toda la atención en la elegancia de esta clase de eucalipto.

Es uno de los follajes más recurrentes en ornamentación. Es perfecto para crear ambientes y decoraciones modernas y de estilo muy actual. Si se coloca en un recipiente de materiales sobrios y elegantes se consigue el ambiente deseado (Floresencasa, s/f).

De manera específica no existe información con relación a la germinación, valor germinativo, índice de esbeltez y algunas características más del eucalipto Baby blue (*Eucalyptus puleurulenta*).

1.1 Objetivo General

- Evaluar el efecto de tres métodos de escarificación en eucalipto Baby Blue (*Eucalyptus pulverulenta L.*) para la producción de plantines en el Centro Experimental Cota Cota.

1.2 Objetivos Específicos

- Determinar el tiempo de germinación con la aplicación de los tratamientos pre germinativo.
- Evaluar las variables agronómicas (altura de planta, número de hojas y diámetro de tallo) en las plántulas de eucalipto Baby blue (*Eucalyptus pulverulenta L.*).
- Determinar el índice de esbeltez en plántulas de eucalipto Baby blue (*Eucalyptus pulverulenta L.*).
- Evaluar el desarrollo de las plántulas de eucalipto Baby blue (*Eucalyptus pulverulenta L.*) en relación a la distancia con la pared dentro del vivero.

1.3 Hipótesis

- **Ho**= Los tratamientos pre germinativos y la ubicación dentro del vivero no influyen en las variables agronómicas de las plántulas de eucalipto en estudio.
- **Ha**= Al menos un tratamiento pre germinativo es diferente en relación a la ubicación de los plantines dentro del vivero y a las variables agronómicas de las plántulas de eucalipto en estudio.
- **Ho**= Los tratamientos pre germinativos aplicados no influyen en el índice de esbeltez,
- **Ha**= Los tratamientos pre germinativos aplicados influyen en el índice de esbeltez.

2 REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 Características del eucalipto

2.1.1 Origen

El eucalipto es un árbol originario de Tasmania, Australia y otras islas indomalasias, existen cerca de 700 especies de eucalipto, todas ellas de gran valor medioambiental, de las cuales unas 37 tienen interés para la industria forestal y apenas 15 son utilizadas con fines comerciales (Ence, 2009).

El eucalipto comenzó a ser utilizado en plantaciones fuera de su área de distribución natural hace más de 200 años en Europa. Fueron botánicos europeos los descriptores del género y de sus principales especies. El primer registro del eucalipto en la Península Ibérica data de 1829 en Portugal. En Estados Unidos se introdujo a mediados del siglo XIX por el flujo migratorio con Nueva Zelanda y Australia, que a su vez supuso la introducción del pino en Australia (Ence, 2009).

2.1.2 Descripción botánica

2.1.2.1 Taxonomía

La clasificación taxonómica del Eucalipto Baby Blue según Martínez (2016) es la siguiente:

Orden	Myrtales
Familia	Myrtaceae
Subfamilia	Myrtoideae
Genero	<i>Eucalyptus</i>
Especie	<i>Eucalyptus pulverulenta</i>
Nombre común	Gomero plateado

2.1.2.2 Morfología de la planta

El eucalipto Baby Blue (*Eucalyptus pulverulenta*), pertenece a la familia de las Myrtaceae y puede alcanzar alturas hasta los 5 metros, es un árbol de hoja perenne y corteza rugosa, fibrosa, rojiza, persistente. La raíz es pivotante, muy

profunda pues el árbol posee simetría axial, es decir que la raíz mide aproximadamente lo mismo que la parte aérea y posee glándulas que segregan una sustancia que tiene acción desinfectante.

El gomero plateado de montaña es un gran arbusto o pequeño árbol perennifolio de copa extendida, que alcanza hasta diez metros de altura, aunque generalmente estas tallas solo se alcanzan en estado silvestre. Su corteza es de un verde grisáceo con parches de amarillo y cobrizo, se desprende en largas tiras. Sus hojas son redondas, opuestas y carentes de peciolo cuando son jóvenes, y algunas se alargan y se vuelven alternas y pecioladas conforme el árbol madura, como sucede en los demás eucaliptos, sin embargo esta especie se destaca por que gran parte de su follaje permanece en su forma juvenil incluso en arboles adultos. Las hojas adultas miden hasta 10 centímetros de longitud y dos de anchura, las hojas son de color azulado con una pruinescencia plateada y son aromáticas. De mayo a diciembre produce en las axilas de las hojas superiores grupos de tres grandes flores sésiles de color blanco cremoso. Estas triadas, al igual que hojas y tallos están cubiertas de una pruinescencia plateada, de ahí el nombre de la especie: *pulverulenta*, ya que parece estar cubierta de una capa de polvillo blanco (Martinez, 2016).

Los grandes frutos, sésiles de hasta 8 milímetros de diámetro y otros tienen forma de copa (Martinez, 2016).



Figura 1. *Planta de eucalipto Baby blue*

Fuente: Boyanup Botanical (2018)

2.1.3 Requerimientos Ambientales

Según la FAO (1981) la evolución de los eucaliptos ha producido especies y procedencias adaptables a una enorme variedad de condiciones ambientales dentro del área natural de distribución del género. Exceptuando las regiones templadas frías, boreales y los bosques tropicales pluviales, no debería haber dificultades para hallar una o más especies cuyas condiciones ambientales concuerden razonablemente con las del país de introducción.

Por otra parte, las características de hibridación de los eucaliptos genera una gran variabilidad genética, aun dentro de una población local, y esta variabilidad se expresa en una predisposición tanto para que el fenotipo individual se ajuste a los cambios del ambiente como para que la población introducida se adapte a través de sucesivas generaciones por selección natural. Esta variabilidad permite cambios en la estructura o en la función para ajustarse a las condiciones

modificadas del ambiente, lo que ha hecho que los eucaliptos sean reconocidos por su adaptabilidad.

En consecuencia, la mayor evidencia sobre la resistencia relativa a las heladas y al frío de las diferentes especies de eucalipto cuando se han plantado como especies exóticas, ha tendido a provenir de la observación más bien que de la experimentación. En diversos casos, la plantación en climas fríos ha tenido la tendencia de favorecer a las especies ornamentales más bien que a las de producción (FAO, 1981).

2.1.3.1 Suelo

El suelo es la capa superior de la tierra que está compuesto de sólidos (minerales y materia orgánica), líquidos (agua y sustancias disueltas), gases (principalmente oxígeno y dióxido de carbono) y contiene organismos vivos. Todos estos elementos le dan sus propiedades físicas y químicas (Flores, 2009)

Entre las propiedades según Flores (2009) los suelos se encuentran:

- Propiedades químicas: La composición química de las partículas determinan la permeabilidad, la capilaridad, la tenacidad, la cohesión y otras propiedades resultantes de la combinación de todos los integrantes del suelo, capacidad de intercambio iónico, sales solubles y óxidos amorfos-sílice alúmina y óxidos de hierro libres, iones asociados a los coloides, pH del suelo y la conductividad eléctrica.
- Propiedades físicas: Entre estas el color, textura, estructura, porosidad, estabilidad de agregados, permeabilidad, profundidad efectiva, drenaje. Densidad de las partículas o específica, densidad aparente, propiedades térmicas otra propiedad física de los suelos que se considera es la temperatura, que tiene como fuente principal la irradiación solar.
- Fertilidad de los suelos: Es el suelo fértil que tiene buena cantidad de alimentos para las plantas. Estos alimentos se llaman nutrientes. Los nutrientes que las plantas necesitan en mayor cantidad para su crecimiento

y fructificación son: Nitrógeno, Fósforo, Potasio, Calcio, Magnesio. Estos nutrientes se llaman mayores. Hay otros nutrientes que las plantas necesitan en menor cantidad, estos nutrientes se llaman menores son: Boro, Zinc, Hierro, Manganeso, Cobre, Molibdeno, Cobalto, Azufre.

La tierra que se usa para llenar los envases y almácigos tiene que cumplir varias funciones: dejar entrar y retener el agua; ser rica en nutrientes; blanda para que la raíz pueda crecer y no desarmarse cuando se saque el envase. Como es difícil encontrar la tierra “perfecta”, se prepara un sustrato mezclando distintos materiales como arena, mantillo, lombricario, abono, tierra, etc. La mezcla debe pasarse por una zaranda para que sea bien fina y no lleve piedras, basura o terrones. Amasando un poco de sustrato se prueba si la mezcla es buena para retener el agua y los nutrientes. La mezcla no debe ser demasiado arenosa (se escapa el agua) o demasiado arcillosa (absorbe el agua muy despacio). (Navarro, R. y Pemán, J. 1997).

La mayoría de las especies de eucaliptos reaccionan bien a la plantación en suelos profundos de mediana fertilidad y con buena textura y estructura. Si bien el nivel aceptable de fertilidad es muy inferior al de los cultivos agrícolas, es superior al que se requiere, por ejemplo, para muchos de los pinos. Los beneficios que se pueden obtener por la aplicación de abonos dependerá mucho de las condiciones locales del suelo, pero hay una cantidad de casos bien identificados en los que se ha tenido una gran reacción favorable a los fertilizantes (FAO, 1981).

2.1.4 Propagación

En los viveros, los eucaliptos pueden sembrarse en bandejas y las plantitas apenas germinadas repicarse en recipientes, en los cuales se llevarán al terreno, pero pueden ser sembradas directamente en los recipientes (tiestos de barro, tubos de polietileno, envases de turba, etc.) o pueden sembrarse en hileras en almácigas cuidadosamente preparadas y luego sometidas a podas de raíces antes de plantarlas a raíz desnuda. Indudablemente, el método más común es el de criar las plantas en recipientes individuales, de formas diversas (FAO, 1981).

El material de propagación es la parte de la planta madre que usamos para hacer nuevas plantas. Hay dos tipos: de origen sexual (semillas) y de origen vegetativo (estacas, injertos, acodos, etc). Los árboles producidos por semilla son generalmente más altos, de raíz profunda y no son exactamente iguales, lo que es favorable ante enfermedades o plagas. Los árboles producidos en forma vegetativa repiten exactamente las características de la planta madre, lo cual es bueno en frutales, e inician la producción de fruta mucho antes que los de semilla (Navarro, R. y Pemán, J. 1997).

2.1.4.1 Procedencia de la Semilla

Las cápsulas de eucalipto recolectadas deben vaciarse sobre una superficie plana limpia, o sobre una lona, en ambiente cálido y sacudirlas regularmente para que caigan las semillas. Al cabo de pocos días, pueden tamizarse las cápsulas de las semillas, almacenándolas hasta la siembra en el vivero (FAO, 1981).

El método más económico de recolección de semilla es hacerla después de los apeos en los bosques de producción. Se comprobará que la mayor cantidad de semilla dentro de una determinada área (por lo menos el 85%) se concentrará sobre los árboles dominantes y codominantes. Si se cosecha de los árboles dominantes, habrá automáticamente una cierta selección por vigor (pero no por forma), sin aumentar el costo de la recolección (FAO, 1981).

La época de recolección para cada especie será la intermedia entre la maduración del fruto y la diseminación. Estos momentos, según la especie de que se trate, pueden ser muy próximos o estar separados. Por tanto, hay que conocer de cada especie, dentro de cada ámbito geográfico, cuando se producen para determinar la época de recolección más adecuada. En algunas especies la época de recogida del fruto puede adelantarse a la maduración, produciéndose ésta en el almacenamiento (Serrada, 2000).

2.2 Semilla

Una semilla es una unidad reproductiva que se desarrolla a partir de un óvulo, por lo general una vez que haya sido fecundado (Willian, 1991).

La semilla como un embrión en estado de vida latente, acompañado o no de tejido nutricional y protegido por el epispermo; en consecuencia, la semilla es el órgano de reproducción de la planta (Rodríguez, 2000).

2.2.1 Partes de una semilla

Las partes que conforma la semilla son el embrión, endospermo, tegumento o testa.

2.2.1.1 Cubierta seminal

Los integumentos del óvulo se convierten en la cubierta de la semilla madura. Está cubierta consiste a veces en dos revestimientos distintos, una cubierta externa, típicamente firme, que es la testa, y otra interna, por lo general delgada y membranosa, que es el tegmen. La testa protege al contenido de la semilla de la desecación, los daños mecánicos o los ataques de hongos, bacterias e insectos, hasta que se abre en la germinación (Krugman y otros 1974, citado por Willian, 1991).

En algunos géneros puede persistir la nucela en forma de una capa delgada el perisperma que está situada en la parte interna de la cubierta y que suministra reservas nutritivas al embrión. En la mayoría de las angiospermas, en cambio, desaparece pronto, y su función pasa a desempeñarla el endospermo (Willian, 1991).

2.2.1.2 Endospermo

El endospermo es un tejido de reserva de la semilla, formado en el saco embrional como consecuencia de la unión de los núcleos secundarios con un núcleo espermático precedente del tubo polínico (Rodríguez, 2000).

El endospermo suele crecer con más rapidez que el embrión durante el período que sigue inmediatamente a la fecundación. Acumula reservas de alimentos y en su máximo desarrollo es rico en carbohidratos, grasas, proteínas y hormonas del crecimiento. En algunas especies el endospermo sigue siendo evidente y continúa ocupando más sitio en la semilla que el embrión, aun en las semillas maduras. En otras especies, el embrión va absorbiendo las reservas nutricias del endospermo

durante sus últimas fases de desarrollo, hasta que el endospermo desaparece cuando la semilla está madura (Kemp, 1975).

2.2.1.3 Embrión

Rodríguez (2005), define que el embrión consta de un eje, el eje de la raíz hipocotilo, que lleva en su extremo el meristemo radical, en el otro el cotiledón o cotiledones y el meristemo del primer brote. A veces, el epicotilo y un primordio radicular, o radícula, se encuentran en el embrión. Usualmente se desarrolla una caliptra sobre el extremo de la raíz embrionaria.

El embrión ocupa la parte central de la semilla, la radícula en la germinación dará lugar a la raíz primaria; la plúmula, de la que surgirá el tallo primario, y el hipocótilo, que conecta los cotiledones con la radícula. Cuando el embrión absorbe todas las reservas nutricias del endospermo, los cotiledones gruesos y carnosos suelen convertirse en los principales órganos de almacenamiento de alimento y ocupar casi toda la cavidad seminal (Rolston, 1978).

El embrión ocupa la parte central de la semilla. Su grado de desarrollo cuando la semilla está madura varía considerablemente según la especie. En los embriones de algunas especies se pueden distinguir todas las partes de la planta rudimentaria la radícula, que en la germinación dará lugar a la raíz primaria; las hojas de la semilla o cotiledones; la plúmula, de la que surgirá el tallo primario, y el hipocótilo, que conecta los cotiledones con la radícula. Cuando el embrión absorbe todas las reservas nutricias del endospermo, los cotiledones gruesos y carnosos suelen convertirse en los principales órganos de almacenamiento de alimento y ocupar casi toda la cavidad seminal (Kemp, 1975).

2.3 Propiedades externas de la semilla

2.3.1 Pureza física

ISTA (1976), las muestras de semilla de árboles pueden contener impurezas como semillas de malas hierbas, semillas, de otras especies arbóreas, estructuras seminales separadas, partículas de hojas y otros materiales. El análisis de pureza

tiene por finalidad determinar la composición, en peso, de la muestra que es objeto del ensayo. Para ello se separa la muestra en las partes que la componen.

Del componente semilla pura que se obtiene en el análisis de pureza puede tomarse una sub-muestra para el ensayo de germinación, así como para determinar el peso de la semilla. Como el ensayo de germinación se basa en semilla pura, se advierte enseguida que el análisis de pureza y el ensayo de germinación se complementa entre sí (Turnbull, 1975).

2.3.2 Número de semillas por kilogramo

El cálculo de semillas por kilogramo, es una información muy importante en las operaciones del vivero y para determinar el rendimiento de las plantas. Además el peso de las semillas esta positivamente relacionado con la calidad de la semilla (Poulsen, 1993).

2.3.3 Propiedades internas de la semilla

2.3.3.1 Germinación y emergencia

La germinación es el proceso mediante el cual una semilla colocada en un medio ambiente se convierte en una nueva planta. Este proceso se lleva a cabo cuando el embrión se hincha y la cubierta de la semilla se rompe. Fisiológicamente se define la germinación como la reanudación del crecimiento del embrión que comienza con la imbibición de agua y abarca hasta la formación de una plántula fotosintéticamente activa. En los ensayos de laboratorio se define la germinación, como la emergencia y crecimiento del embrión de la semilla a partir de sus estructuras esenciales (Rodríguez, 2008).

La germinación consiste en tres procesos parcialmente simultáneos: absorción de agua, principalmente por imbibición, que hace que la semilla se hinche y acabe abriéndose la cubierta seminal; actividad enzimática e incremento de las tasas de respiración y asimilación, que indican la utilización de alimento almacenado y su transposición a las zonas en crecimiento y engrandecimiento y divisiones celulares que tienen como consecuencia la aparición de la radícula y la plúmula (Evenari 1957, citado por Krugman y otros 1974).

Toole (1998), señala que la germinación comienza con la entrada de agua a las semilla, que le permiten reanudar la actividad metabólica (respiración, síntesis de proteínas y otros) y termina con el crecimiento de la radícula que emerge al exterior, para esto utiliza parte de los nutrimentos de reserva y desarrolla gradualmente sistemas enzimáticos que le permitirán asumir luego su existencia autotrófica.

2.3.3.2 Viabilidad

Jara (1996) Citado por Jiménez (2014), indica que es un periodo variable depende del tipo de semilla y de las condiciones de almacenamiento.

La viabilidad es la capacidad potencial que posee una semilla para germinar esta depende del estado de madurez de la semilla y de su capacidad, que significa tamaño, color, contenido de humedad entre otros y que una de las prácticas para determinar la viabilidad es la prueba de flotación que consiste en sumergir las semillas en un recipiente con agua; las semillas viables por efecto de la gravedad específica se sumergen y permanecen en el fondo. Mientras que las no viables quedan flotando en la superficie (Zalles, 1988).

2.3.3.3 Energía germinativa

La energía germinativa se refiere al porcentaje de semilla en la muestra que ha germinado durante una prueba hasta el momento en que la cantidad de semilla que germina por día ha llegado a su máximo. La cantidad de días requeridos para alcanzar este máximo es el período energético o periodo de energía. La capacidad de germinación es la cantidad total de semillas en la muestra que ha germinado en un ensayo, más la cantidad de semillas que queda por germinar, pero que son aún sanas al final de la prueba, expresadas en porcentajes (González y Reigosa de la Garza, 2006).

2.4 Factores ambientales que afectan la germinación

2.4.1 Agua

El contenido de agua es un factor muy importante en el control de la germinación de la semilla. Con menos del 40 o 60 % de agua en la semilla (con base en peso

fresco), no se efectúa la germinación. Una curva de absorción de agua por semillas secas tiene tres partes:

- a) Una absorción inicial rápida, que en su mayor parte es de Inhibición.
- b) Un periodo lento.
- c) Un segundo incremento rápido a medida que emerge la radícula y se desarrolla la plántula (Hartmann y Kester, 1997).

2.4.2 Temperatura

Las semillas varían su sensibilidad a la temperatura, pero en términos generales se conservan mejor a temperaturas bajas que altas.

Hay dos consideraciones importantes: generalmente la temperatura cercana a 0 °C prolonga la vida de la semilla. No es conveniente las fluctuaciones de temperatura, lo óptimo es mantenerla constante.

Las semillas que pueden secarse hasta bajo contenidos de humedad se almacenan mejor a temperaturas por encima de los 0 °C ya que no existe la posibilidad que se congelen. Las semillas que tiene alto grado de humedad sobreviven mejor en temperaturas bajas que altas (Vasquez, 2001).

2.4.3 Oxígeno

Hartmann y Kester (1995) señalan que un buen intercambio de gases entre el medio de germinación y el embrión es básico para una germinación rápida y uniforme. La mayor parte de las semillas requieren para su germinación un medio suficientemente aireado que permita una adecuada disponibilidad de O₂ y CO₂ (Wilson y Loomis, 1992).

2.4.4 Luz

Fernández & Jhonson (1998), indican que para muchas especies la luz es un factor que influye directamente sobre la germinación, acelerándola o inhibiéndola, en cambio para otras no tiene ningún efecto directo. Su acción puede estimular la germinación de las semillas.

El efecto de luz en la germinación difiere en las distintas especies, algunas lo requieren otras no. El efecto de luz puede variar de acuerdo con las condiciones ambientales y se dice que la cantidad exigida puede variar entre 20.000 luz y 100.000 luz (Vásquez, 2001).

2.5 Clases de germinación

El proceso de germinación no es uniforme en todas las semillas, existen dos tipos de germinación: germinación epigea e hipogea (Rodríguez, 2005).

2.5.1 Germinación epigea

Los cotiledones se observan por encima de la superficie del suelo, frecuentemente con la testa o cubierta todavía prendida a ellos, después de pocos días los cotiledones aumentan de tamaño y se independizan de la testa, dejándola caer al suelo (Goitia, 2011).

La germinación epigea, sucede cuando los cotiledones emergen del suelo debido a un considerable crecimiento del hipocótilo (porción comprendida entre la radícula y el punto de inserción de los cotiledones). Posteriormente, en los cotiledones se diferencian cloroplastos, transformándolos en órganos fotosintéticos y, actuando como si fueran hojas. Finalmente, comienza el desarrollo del epicótilo (porción del eje comprendida entre el punto de inserción de los cotiledones y las primeras hojas) (Rost, 1997).

2.5.2 Germinación hipogea

Los cotiledones quedan debajo de la superficie del suelo, existe un crecimiento rápido de la plúmula o tallito inicial y la formación de las hojas primarias que inician el proceso fotosintético, los cotiledones que quedan debajo de la superficie del suelo son fuente de alimento de la planta mientras esta se fotosintetiza los diferentes compuestos necesarios para su desarrollo. Sin embargo hay factores ambientales, que son condiciones indispensables para la germinación como son: el agua, aire, temperatura y luz, (Goitia, 2011).

2.5.3 Latencia

La latencia física corresponde a una condición morfológica, que impide la germinación de la semillas, normalmente se relaciona con la conformación de la cubierta, manifestándose en ocasiones tan dura, que no permite el desarrollo del embrión, o bien tiene una condición restrictiva impermeable al paso de la humedad y los gases, indispensables para el inicio de la germinación (Goitia, 2003).

Flores (2004) señala que hay varias causas que determinan el letargo prolongado entre ellas: presencia de embriones rudimentarios o fisiológicamente inmaduros, la resistencia mecánica o cubiertas seminales impermeables, los inhibidores de la germinación y el almacenaje insuficiente.

La latencia en esta especie, por lo común, puede ser suspendida almacenando la semilla en ambiente oscuro y húmedo durante 4 semanas a temperaturas de 1–4°C, después de lo cual debería germinar en el curso de pocos días. Una vez tratada la semilla para suspender la latencia, debería sembrarse inmediatamente, puesto que, de lo contrario, su capacidad germinativa se vería reducida drásticamente (FAO, 1981).

La dormancia se define como: la detención temporal del crecimiento de las plantas, órganos o tejidos sanos debido a la falta de un factor indispensable del medio externo o interno, sin comprometer la vida de dichas plantas, acompañadas por una actividad metabólica reducida y relativamente independiente de condiciones ambientales, es un estado fisiológico en el cual una semilla predispuesta a germinar no lo hace, aun en presencia de condiciones ambientales favorables.

El estado de dormición, latencia o letargo es definido como la incapacidad de una semilla intacta y viable, de germinar bajo condiciones de temperatura, humedad y concentración de gases que serían adecuadas para la germinación. En particular, en el sector forestal se utiliza la palabra latencia, la cual proviene del latín “latensis” y significa oculto, escondido o aparentemente inactivo para referirse a esta incapacidad de la semilla a germinar, la cual puede constituir un problema por

ejemplo para los programas de producción de plántulas en vivero. La latencia se establece durante la formación de la semilla, y posee una importante función que consiste en restringir la germinación en la planta madre antes de su dispersión en el campo. Además, se considera que la latencia es una adaptación que contribuye a la supervivencia del individuo, ya que restringe la germinación cuando los factores ambientales son desfavorables para el desarrollo de la plántula (López, 1979; Patiño et al., 1983; FAO, 1991; García, 1991; Baskin, 1989 cit. por Figueroa y Jaksic, 2004).

2.6 Sustratos

Un sustrato es la mezcla de distintos materiales utilizados en un vivero, entre los que los que encontramos tierra vegetal, tierra negra, arenilla, lama, guano compost y tierra del lugar (Goitia, 2000).

También se define al sustrato como la mezcla de distintos materiales utilizados en un vivero, entre los que se encuentran tierra vegetal, tierra negra, arenilla, guano, compost y tierra del lugar. Es el medio en el cual germinaran las semillas. Este debe ser un material fino, poroso, suelto y liviano, de tal manera que permita una buena formación de la raíz (Fossati y Olivera, 1996).

Los mismos autores indican, que el sustrato de almacigo debe tener una textura arenosa a limosa. El sustrato para el llenado de bolsas debe contener un mayor número de nutrientes y una textura franco limoso a franco arcilloso, en este sustrato las plántulas crecen y se desarrollan hasta su establecimiento en plantación.

Es la mezcla de suelo (tierra negra), arena y materia orgánica (estiércol de ganado vacuno, gallinaza, humus, compost, etc.) que se usa para llenar las bolsas en el vivero. A continuación se describen los componentes:

- La tierra negra generalmente es la capa o tierra superficial del bosque, cuyo espesor varía entre 10 a 20 cm. de profundidad, esta capa es la que contiene mayor cantidad de nutrientes en el suelo, ya que en ella se descomponen los diversos materiales orgánicos.

- La arena sirve para mejorar el drenaje del sustrato, permitiendo la filtración del agua con facilidad, evita el endurecimiento del sustrato cuando se seca y facilita el desarrollo de la raíz.
- La materia orgánica o abono proporciona los nutrientes suficientes que requiere el sustrato para alimentar a las plantitas repicadas. Puede estar conformada por gallinaza, estiércol de ganado, de caprino, madera podrida, humus de lombriz, compost, etc. (Iglesias y Alarcón, 1994).

2.6.1 Clasificación de sustratos

Existen diferentes criterios de clasificación de los sustratos que están basados en el origen de los materiales, su naturaleza, sus propiedades, su capacidad de degradación como se describe a continuación:

Por sus propiedades:

Sustratos químicamente inertes: Arena granítica o silíceo, grava, roca volcánica, perlita, arcilla expandida y otra.

Sustratos químicamente activos: Turbas rubias y negras, corteza de pino, vermiculita y materiales ligno-celulósicos.

Las diferencias entre ambos vienen determinadas por la capacidad de intercambio catiónico o la capacidad de almacenamiento de nutrientes por parte del sustrato. Los sustratos químicamente inertes actúan como soporte de la planta, no interviniendo en el proceso de adsorción y fijación de los nutrientes, por lo que han de ser suministrados mediante la solución fertilizante.

Los sustratos químicamente activos sirven de soporte a la planta, pero a su vez actúan como depósito de reserva de los nutrientes aportados mediante la fertilización, almacenándolos o cediéndolos según las exigencias del vegetal.

Por el origen de los materiales:

a) Materiales orgánicos

De origen natural: Se caracterizan por estar sujetos a descomposición biológica (turba).

De síntesis: Son polímeros orgánicos no biodegradables, que se obtienen mediante síntesis química (espuma de poliuretano y poli estireno expandido).

Sub productos y residuos de diferentes actividades agrícolas, industriales y urbanas. La mayoría de los materiales de este grupo deben experimentar un proceso de compostaje, para su adecuación como sustratos (cascarillas de arroz, pajas de cereales, fibra de coco, cortezas de árboles, aserrín, virutas de la madera, residuos sólidos urbanos y lodos de depuración de aguas residuales).

b) Materiales inorgánicos o minerales

De origen natural: Se obtienen a partir de rocas o minerales de origen diverso, modificándose muchas veces de modo ligero, mediante tratamientos físicos sencillos. No son biodegradables (arena, grava y tierra volcánica). Transformados o tratados: A partir de rocas o minerales, mediante tratamientos físicos, más o menos complejos, que modifican notablemente las características de los materiales de partida (perlita, vermiculita y arcilla expandida).

Residuos y subproductos industriales: Comprende los materiales procedentes de muy distintas actividades industriales (escorias de horno alto y estériles del carbón).

2.6.2 Descripción de los materiales de sustratos

Las características y funciones de los materiales más comunes que se utilizan en los diferentes sustratos de acuerdo a Fossati y Olivera (1996) son:

a) Arenas

Las que proporcionan los mejores resultados son las arenas de río. Su granulometría más adecuada oscila entre 0.5 y 2 mm de diámetro. Su densidad aparente es de 1.500-1.800 kg/m³ similar a la grava. Su capacidad de retención del agua es media (20 % del peso y más del 35 % del volumen); su capacidad de aireación disminuye con el tiempo a causa de la compactación; su capacidad de intercambio catiónico es nula.

b) Turbas

Las turbas son materiales de origen vegetal, de propiedades físicas y químicas variables en función de su origen. Se pueden clasificar en dos grupos: turbas rubias y negras. Las turbas rubias tienen un mayor contenido en materia orgánica y están menos descompuestas, las turbas negras están más mineralizadas teniendo un menor contenido en materia orgánica.

Es más frecuente el uso de turbas rubias en cultivo sin suelo, debido a que las negras tienen una aireación deficiente y unos contenidos elevados en sales solubles. Las turbas rubias tienen un buen nivel de retención de agua y de aireación, pero muy variable en cuanto a su composición ya que depende de su origen.

c) Tierra del lugar

Aquellas tierras ubicadas en sitios sobre los 3000 m.s.n.m., o en zonas húmedas, presentan características de suelos de textura mediana (franco arcilloso) y reacción ácida. Aquellos suelos de zonas por debajo de los 3000 m.s.n.m., presentan características desde ligeramente ácidas a ligeramente alcalinas, con suelos livianos o franco arenosos y suelos semi pesados o franco limoso (estos últimos compuestos de arcillas rojas con pocos nutrientes).

La función de la tierra del lugar es de substituir, en forma barata, sencilla, a materiales del sustrato que son difíciles de encontrar. Además, le da a la planta un medio parecido al que tendrá en su sitio de plantación.

2.6.3 Desinfección del sustrato

La desinfección de los sustratos para almácigos es una operación necesaria e importante debido a que un hongo o enfermedad podría eliminar miles de plántulas en corto tiempo. Un método práctico y barato, aunque no muy efectivo es el uso de agua hervida. Se aplica agua hirviendo, con regadera, directamente a la almaciguera, en una proporción de 8 litros por 2 metros cuadrados; esto se debe realizar inmediatamente antes que el agua enfríe y pierda su efectividad (Fossati y Olivera, 1996)

2.7 Tratamientos pre germinativos de la semilla

El fenómeno germinativo y el establecimiento de plántulas en su hábitat constituyen dos eventos de radical importancia para la supervivencia de cualquier especie.

El proceso de germinación comprende el lapso de vida de la planta en el cual el embrión inicia su crecimiento hasta que la plántula se establece; resulta importante tener en cuenta, para entender mejor tal proceso, que las semillas necesitan cierta cantidad y calidad de luz, humedad y temperatura para poder germinar (Tarima, 2000).

El objetivo del tratamiento pre-germinativo es obtener el máximo número de plántulas por unidad de peso de semilla y que la germinación sea uniforme, muchas semillas no requieren de tratamiento (Goitia, 2012).

Antes de sembrar, algunas semillas necesitan un tratamiento para “despertar” y así dar una germinación más pareja. Algunos de los tratamientos más usados en vivero para esto son: remojo en agua tibia dejándola enfriar y sacándolas a las 8 o 12 horas; lijado (pasada rápida sobre un papel de lija medio) y sacudida con arena en un tarro. Todos estos tratamientos intentan apurar la entrada de agua en la semilla, para que se hinche y germine (INIA, 2002).

Según Cerrada, 2000 el letargo exógeno físico se supera mediante:

Tratamiento con ácidos.- Consiste en escarificar las cubiertas mediante ataque con ácido, normalmente sulfúrico, de concentración comercial, haciendo variar el tiempo de exposición entre 15 y 60 minutos y la temperatura entre 15 y 25 °C. Requiere un manejo cuidadoso y ensayos parciales previos para encontrar la concentración, el tiempo y la temperatura adecuados a cada lote, pues un exceso de ataque puede destruir la semilla y un defecto hacer inútil el tratamiento. Posteriormente se lavan las semillas con agua abundante. Es un tratamiento habitual para leguminosas. Tratamiento por inmersión en agua caliente o escaldado, consiste en sumergir la semilla en agua a temperatura entre 75 y 100

°C, dejando enfriar durante 12 horas. Ensayos parciales previos determinan la temperatura más adecuada. - Tratamiento por inmersión en agua fría o macerado.- Se sumergen las semillas en agua a temperatura ambiente entre 24 y 48 horas.

Tratamiento por escarificación mecánica.- Se procede al lijado con abrasivos, en máquinas adecuadas, variando la dureza del abrasivo y el tiempo.

2.7.1 Escarificación

Es cualquier proceso de romper, rayar, alterar mecánicamente o ablandar las cubiertas de las semillas para hacerlas permeables al agua y a los gases. Estos se describen a continuación (Goitia, 2000).

Este tratamiento se utiliza para eliminar la latencia provocada por la testa o dureza de la cubierta de las semilla, y consiste en el adelgazamiento o abertura de la cubierta externa mediante abrasión para hacerla permeable, sin dañar el embrión ni endospermo en su interior (Patiño et al., 1983; Hartmann y Kester, 1988; FAO, 1991; García, 1991).

2.7.2 Escarificación Mecánica

Consiste en raspar la cubierta de las semillas con lijas, limas o quebrarlas con un martillo. Si es a gran escala se utilizan maquinas especiales como tambores giratorios recubiertos en su interior con papel lija, o combinados con arena gruesa o grava.

Tarima (1996), describe que ese tratamiento se realiza con la ayuda de una lija u otra material de raspado. Se coloca las semillas entre dos hojas de lijas y se frotan hasta que pierdan el brillo natural y su aspecto sea poroso. Cuando la semilla es bastante grande se puede raspar manualmente una por una ya sea en lijas, piedras o superficies ásperas.

De la misma forma para Luca (s/f), la escarificación mecánica consiste en raspar la cubierta de las semillas con lijas, limas, o quebrarlas con un martillo, si es a

gran escala se utilizan maquinas especiales como tambores giratorios recubiertos en su interior con papel lija o combinados con arena gruesa.

La escarificación física consiste en raspar la cubierta de las semillas con lijas o limas, o bien quebrarlas con algún elemento pesado o herramienta como martillo. En el caso de tratar grandes cantidades de semillas, se puede utilizar una hormigonera con grava o arena en su interior, o bien en un tambor forrado en su interior con material abrasivo (ej.: lija, cemento) o dotados de discos abrasivos giratorios (Kemp, 1975, y Goor y Barney, 1976, cit. por FAO 1991; García, 1991).

2.7.3 Escarificación Física

Se colocan las semillas en un recipiente en una proporción de 4 a 5 veces su volumen de agua caliente a temperatura entre 77 y 100 °C. De inmediato se retira la fuente de calor y las semillas se dejan remojar durante 12 a 24 horas en el agua que se va enfriando gradualmente. Las semillas se deben sembrar inmediatamente después del tratamiento (Willan, 1991).

Sobre el tema Tarima (1996), indica que consiste en colocar la semilla en un pedazo de tela fina, atarla a un palo y sumergirla en agua hirviendo a 80° por el tiempo de uno a dos minutos o dependiendo de las características de cada especie. Luego se procede al secado como en el tratamiento anterior debe tenerse especial cuidado en el tiempo de inmersión si se excede en el tiempo se podrían dañar las semillas e inutilizarlas.

2.7.4 Escarificación Química

Las semillas secas se colocan en recipientes no metálicos y se cubren con ácido sulfúrico concentrado en proporción de una parte de semilla por dos de ácido. Durante el período de tratamiento las semillas deben agitarse regularmente con el fin de obtener resultados uniformes. El tiempo de tratamiento varía según la especie. Al final del período de tratamiento se escurre el ácido y las semillas se lavan con abundante agua para quitarles el restante (Sanabria, 2001).

La escarificación química, consiste en remojar las semillas por períodos breves, por 15 minutos a 2 horas, en compuestos químicos. Se utiliza comúnmente ácido

sulfúrico en alta concentración. Luego de la aplicación de estos compuestos, se debe efectuar un lavado de las semillas con agua por un período mínimo de 5 minutos (García, 1991).

2.7.4.1 Peróxido de hidrogeno

El peróxido de hidrógeno también conocido como agua oxigenada, es un líquido débilmente ácido, claro e incoloro. Es soluble en agua en todas sus proporciones, aunque es ligeramente más viscoso que ésta, debido a la cantidad de puentes de hidrógeno que puede formar. La fórmula del peróxido de hidrógeno es H_2O_2 y su masa molecular es 34,014 g/mol, posee una estructura no polar H-O-O-H en sus cuatro átomos entrelazados covalentemente. El peróxido de hidrógeno es un producto sintético que se encuentra disponible comercialmente en soluciones acuosas de diversas concentraciones y ha sido considerado el mejor agente desinfectante por sus características oxidativas. El peróxido de oxígeno reacciona frente a huéspedes nocivos que atacan al organismo mediante mecanismos oxidativos. Esta es la razón por la cual es un aliado perfecto en la actividad agrícola en todas sus formas (Arquimi, 2018).

2.7.4.2 Usos del peróxido en la agricultura

El sector de la agricultura encuentra en el peróxido de hidrógeno un gran poder oxidante de este compuesto y un aliado imprescindible. Sobre todo en la erradicación de microorganismo y agentes patógenos que amenazan la salud de los cultivos. El peróxido de hidrógeno es capaz de reaccionar con la materia orgánica y descomponerse en sus elementos, oxígeno y agua. La agencia para la protección del medio ambiente (EPA) ha reconocido al peróxido de hidrógeno como el agente germicida más seguro y efectivo en los procesos agrícolas, tanto en la agricultura tradicional como en la agricultura orgánica (Arquimi, 2018).

2.7.4.3 Aplicaciones del peróxido en la agricultura

El peróxido de hidrógeno es un compuesto que actúa como bactericida, fungicida, como destructor de esporas, pudiendo disolver algunas sales por su fuerte acción desinfectante y los organismos activos de su composición. Es muy utilizado durante procesos de riego con aplicación sobre el follaje de las plantas para

erradicar insectos y hongos, tanto de hojas como de sustratos. Adicionalmente, aporta beneficios al sistema radicular de la planta, ya que el agua oxigenada, como desinfectante, penetra en el suelo, se descompone y libera oxígeno por contacto directo con la materia orgánica, lo que se traduce en procesos fotosintéticos más eficientes. Normalmente se utiliza a bajas concentraciones, entre 3 y 9 %, pero se puede llegar a disponer de él hasta al 50 %. En contraposición, se debe tener cuidado con las proporciones empleadas, debido a que el peróxido de hidrógeno no es selectivo, así que es capaz de eliminar todo tipo de organismos en los cultivos (Arquimi, 2018).

En los procesos de germinación pueden acelerarlos hasta casi un 50 %, e inhibe a las bacterias y hongos de las nuevas raíces en su etapa más sensible. Pero también hay que decir que puede romper la permeabilidad de las semillas y afectar a su correcto desarrollo. La aplicación debe mantener una concentración y unas proporciones acordes al proceso. Gran poder fungicida, pesticida o insecticida. Con respecto al cultivo en sí, a sus partes vegetativas, las plagas, ciertos agentes patógenos son difíciles de detectar hasta que no se encuentran habitando en gran cantidad de cepas. El peróxido de hidrógeno tiene la cualidad de eliminar todas estas plagas y bacterias que afectan de forma considerable a la producción y estado del cultivo. Para ello, una disolución de agua oxigenada puede ejercer un potente poder fungicida, pesticida o insecticida. Sin embargo, está comprobado que como mejores resultados ofrece es con la prevención. Es decir, rociando los cultivos o siembras, con cantidades más diluidas, pero de manera quincenal o incluso semanal (entre el 1% y 2 %). Esto permite, que antes de su reproducción, y debido a la cantidad de peróxido de hidrógeno, este se descomponga rápidamente en los tejidos externos, eliminando larvas, insectos, gusanos, pulgas o cualquier parásito que atente contra la salud de las plantas. El peróxido de hidrógeno es una excelente alternativa a los pesticidas convencionales. En este caso, como mejor actúa es sumergiendo las herramientas en disoluciones de este versátil compuesto. La acción fertilizante del peróxido de hidrógeno en cantidades adecuadas, además de oxigenar y ayudar al terreno a

recuperar sus ciclos de aire, provoca que las raíces absorban nutrientes con mayor facilidad, ayuda en la fertilización (Arquimi, 2018).

2.8 Viveros forestales

Es un espacio de terreno destinado a la producción y reproducción de plantas forestales, ornamentales frutales y medicinales, que serán utilizadas en plantaciones forestales y agroforestales. La importancia de producir plantas es un arte que contribuye al cuidado de la vida y nos garantiza tener plántulas de calidad y adaptadas a nuestra comunidad, lo que contribuirá a formar plantaciones y sistemas agroforestales sostenibles, cambiando nuestro entorno natural, constituyéndose en una fuente de ingreso económico para la familia o comunidad (Jica, 2014).

2.8.1 Tipos de viveros forestales

Según CUST-MMCCCL-PIA-ACC-56-UMSA (2018) existen varios tipos, de viveros escolares, comunales, familiares, etc., pero todos estos tipos se clasifican en dos, los permanentes y temporales

- a) Viveros temporales: Usualmente contruidos por familias cuya infraestructura es bastante simple se utilizan materiales de bosque, como madera redonda, hojas de palmera para producir el tinglado o techo de camas de almacigo y repiques para que produzcan sombra o protección contra la luz solar a las semillas almacigadas o plantones repicados, sogas de monte para los amarres, todos estos materiales tiene una duración por un periodo de tiempo corto, pero la suficiente para que cumpla con su objetivo de producir plantines para una o dos campañas de reforestación
- b) Viveros forestales de investigación: Forman parte de un experimento o bien su producción se destina a ensayos
- c) Viveros forestales de producción específica: abastecen programas o proyectos concretos.

2.9 Siembra

Aguilar (1966) señala que la siembra se puede realizar de las siguientes formas: Siembra al voleo: inmediatamente después de la regada de la semilla, se cubre con tierra y con arena, luego con un rodillo muy liviano de madera o con una tabla se apisona.

Existen dos tipos de siembra. La siembra al voleo, en la cual la semilla se distribuye de forma uniforme en toda la superficie y la siembra en hileras en la cual las semillas se distribuyen en surcos equidistantes hechos a cierta profundidad (Goitia, 2000).

Según FAO (1981), una de las maneras más comunes y eficaces de criar plantas de eucaliptos es la de hacer germinar la pequeña semilla sobre bandejas y luego repicar las jóvenes plántulas en el momento en que están formando el segundo par de hojas por encima de los cotiledones, plantándolas en recipientes de uno u otro tipo, en los que se mantendrán hasta que estén listas para ser llevadas al terreno.

En los viveros, los eucaliptos pueden sembrarse en bandejas y las plantitas apenas germinadas repicarse en recipientes, en los cuales se llevarán al terreno, pero pueden ser sembradas directamente en los recipientes (en tiestos de barro, tubos de polietileno y envases de turba) o pueden sembrarse en hileras, en almácigos cuidadosamente preparadas y luego sometidas a podas de raíces antes de plantarlas a raíz desnuda. Indudablemente, el método más común es el de criar las plantas en recipientes individuales, de formas diversas (Galloway, 1983).

2.9.1 Siembra en almacigo

La siembra en las almacigueras puede ser a voleo o en hileras. En la siembra a voleo para facilitar la distribución y obtener una densidad uniforme de semillas. La distribución de pequeñas semillas se puede facilitar mezclándolas con arena fina. En la siembra en hileras, se debe establecer un espaciado adecuado, la semilla se distribuye con ayuda de la mano (Goitia, 2011).

Los almácigos son las áreas de vivero en que se siembra las semilla, con la finalidad de lograr plántulas que posteriormente se pasarán a las camas de crecimiento, hasta que alcancen su tamaño óptimo para salir a campo. El tipo, la forma y el tamaño de los almácigos pueden variar según las condiciones del vivero y las especies por propagar, los más comunes según Musalem y Fierros (1983) son:

Semilleros fijos: consisten en una pileta que se construye sobre el propio terreno y pueden hacerse de concreto y/o tabique o madera. Generalmente se les da una forma rectangular de 1.20 m de ancho (medida interior) y una altura que varía entre 20 y 80 cm. Su parte interior debe ser impermeable, con una pequeña pendiente y un tubo con tapón que le sirva de drenaje en el momento requerido.

Semilleros portátiles: Es un cajón con dimensiones de fácil manejo (largo=55 cm; ancho=35 cm y alto=12 cm) con orificios para drenar el exceso de agua. Otros recipientes de metal o plástico con perforaciones en su base pueden servir como semilleros portátiles (Pimentel, 1971).

2.10 Riego

Para Goitia (2003), es necesario mantener la humedad tanto en las almacigueras como en las bolsas, para obtener el óptimo crecimiento de las plantas, asimilación de sales nutritivas y la compensación de la pérdida de infiltración y evaporación. La humedad también regula las temperaturas del suelo y por lo tanto equilibra el sobrecalentamiento debido al sol.

Se realizan los riegos para mantener la humedad de la almaciguera, asimilación de sales nutritivas, pérdida da infiltración y evaporación. Los riegos pueden ser diarios o alternado, temprano en las mañanas o al atardecer. Las almacigueras deberán cubrirse con mantillos de paja, los que deben mantenerse húmedos (Goitia, 2000).

Los plantines necesitan el agua para transportar los nutrientes y alimentos. En las zonas donde el agua escasea, hay que usarla bien para que dure. Debemos evitar que al regar el agua se evapore y debemos tratar de que el suelo la absorba. Por

eso es mejor regar al amanecer y a la oración. También ayuda cubrir los envases (y almácigos) con 2 cm de pasto seco. Para regar envases, puede ahorrarse mucha agua usando riego por goteo, con un tanque elevado y cintas. Cuando las plantas son muy chicas, deben regarse con una lluvia muy fina. Si no hay una regadera, se puede mojar una rama y sacudirla sobre las plantitas (Navarro, y Pemán, 1997)

2.11 Deshierbe

Para Goitia (2003), en los viveros la competencia de las malezas es fuertemente agresivo para las plántulas, es necesario realizar la extracción de las hierbas, en las camas de almacigo el deshierbe debe ser muy cuidadoso, así como en las bolsas para el trasplante.

2.12 Trasplante

Se conoce como trasplante al paso de las plántulas del almacigo a los envases colocados previamente en la sección de crecimiento (Pimentel, 1971; Musalen y Fierros, 1983). Mediante el trasplante se permite que cada plántula tenga mayor espacio para su desarrollo hasta lograr la magnitud deseada para la plantación en el campo y conservar sus raíces protegidas por la tierra que las envuelve (Cozzo, 1976).

Cuando la altura de las plántulas rebasa lo establecido previamente, se tiene problemas en el trasplante porque las raíces son muy largas y causan el encorvamiento del extremo de la raíz en el envase, problema que no se soluciona jamás y que origina plantas de escasa vitalidad y que terminan dominadas o morirán pronto, se mejora si al momento del trasplante se recortaron las raíces (Cozzo, 1976).

Cuando las plantitas tienen unos 5 a 8 cm de alto, deben transplantarse a los envases, para que tengan buen espacio para crecer. Este trabajo es muy delicado y las plantitas sufren mucho. El almacigo debe regarse bien el día anterior para que las plantas “carguen” agua, y se ablande el terreno. Es mejor transplantar al atardecer, para que las plantitas se recuperen por la noche. Con una cuchara o

cuchillo se saca la planta, tirándola despacio de las hojas. Si la raíz es muy larga (más que el envase) se poda con una tijera (Navarro y Pemán, 1997),

2.13 Índice de esbeltez

Es la relación entre la altura de la planta (en cm) y su diámetro (en mm), siendo un indicador de la densidad de cultivo. Es un parámetro importante en las plantas en contenedor, donde se pueden desarrollar plantas ahiladas (Thompson, 1985).

2.14 Plagas y enfermedades

2.14.1 Plagas

Según la FAO (1981), en ocasiones, se producen pérdidas catastróficas en el vivero a causa de una invasión de langostas. A veces se presentan daños menos graves por culpa de saltamontes, grillos y alacranes cebolleros que mastican las hojas o cortan las plantas pequeñas a nivel del suelo.

El *Gonipterus scutellatus* Gyll., el escarabajo trompudo de los eucaliptos, es un curculiónido nativo de Australia, introducido en Nueva Zelandia, Mauricio, Madagascar, Santa Elena y países de África meridional y oriental, donde en el pasado ha llegado a ser un importante defoliador de los eucaliptos. Tanto los adultos como las larvas se alimentan de las hojas y brotes frescos de las especies susceptibles; las larvas producen el mayor daño, destruyendo la epidermis de las hojas. Los huevos se depositan sobre las hojas jóvenes por lo general, dos generaciones anuales.

Entre los defoliadores indígenas en América Latina, las larvas de la polilla limantride, *Sarsina violascens*. Causaron graves daños. Fue identificada por primera vez en Brasil en 1949, y ha sido señalada en la mayoría de los Estados del Brasil, así como en Misiones (Argentina). Algunos ataques han sido controlados por los parásitos *Lespesia* sp., *Copidosoma koehleri* y *Apanteles gaytotini* Blanchard, o por un depredador de la familia de los pentatómidos.

Muchas especies de eucaliptos son atacadas, pero la resistencia al ataque parece relacionarse con la resistencia de las especies a la sequía, que deriva de su

relativa capacidad de conservar una elevada presión osmótica sin daños durante la época seca (Chararas, 1971. Citado por FAO, 1981).

Desde el punto de vista de las plantaciones de eucaliptos, las verdaderas hormigas que representan los daños mayores son las hormigas cortadoras de hojas de los géneros *Atta* y *Acromyrmex*, que ocupan América del Sur, desde el centro de Argentina hacia el norte, algunas especies se extienden hacia el norte, hasta Texas, y hacia el este, hasta las islas del caribe.

La característica de estas hormigas es que tienen castas que cortan las hojas en trozos del tamaño aproximado de la uña de un dedo meñique y los llevan a sus ciudades subterráneas. En los túneles o cavidades de estas ciudades se apilan los trozos de hojas, que es una tarea de otras castas, y sobre ellos cultivan hongos. Las hormigas pueden emplear casi cualquier tipo de hoja para el cultivo de hongos, pero las hojas de eucaliptos son muy favorecidas, a pesar de que estos árboles han sido introducidos sólo recientemente en América Latina (FAO, 1981).

2.14.2 Enfermedades

En el vivero, la podredumbre de los semilleros damping off es una enfermedad compleja, muy distribuida, que puede producir notables pérdidas en las almácigos, antes y después de la germinación. La enfermedad posterior a la germinación aparece como una podredumbre de los tejidos del talluelo al nivel del suelo, provocando la caída de las plántulas y su marchitamiento, se extiende rápidamente dejando los manchones característicos de plantas muertas. Una gran variedad de hongos generan estas condiciones, entre los cuales están *Pythium* spp., *Phytophthora* spp., *Fusarium* spp. y *Thanatephorus cucumeris* Donk (*Rhizoctonia solani* Künn). Las condiciones que favorecen el ataque varían con el patógeno, pero el peligro de pérdidas puede generalmente reducirse evitando elevadas densidades de siembra, semilleros con alto contenido orgánico y una reacción alcalina, y el exceso de riegos y de sombra. Puede ser necesario, en casos excepcionales, esterilizar los almácigos y tratar la semilla con

fungicidas, bien encapsulándola, o empleando un baño fungicida (Gibson, 1975. Citado por FAO, 1981).

El chancro provocado por *Diaporthe* fue mencionado por primera vez en plantaciones experimentales de *E. saligna* y *E. grandis*, en Suriname, con una edad de hasta 3 años. Se presentaron muertes de hasta el 90% en rodales infectados, que llevaron a suspender ulteriores plantaciones con estas especies. Se comprobó que la causa era un hongo, identificado entonces como *Endothia havanensis* Bruner (Boerboom y Maas, 1970. Citado por FAO, 1981).

El *Corticium salmonicolor* es un patógeno del tallo de una amplia gama de árboles huésped que se presenta en la mayoría de las regiones tropicales y subtropicales húmedas del viejo y nuevo mundo. Es el causante del llamado mal rosado del gomero, y la mayor parte de los estudios se hicieron sobre estos árboles. Esta enfermedad puede provocar la muerte de las ramas o de grandes porciones de la copa de la planta huésped, pero raramente mata totalmente al árbol (Hilton, 1958. Citado por FAO, 1981).

2.15 Usos y beneficios del eucalipto

Las especies del genero *Eucalyptus* producen algunos metabolitos secundarios de interés comercial tales como los aceites esenciales, con aplicaciones industriales, medicinales, farmacológicas y en el control biológico de plagas.

Según Metro (1955) menciona que todas las especies de eucaliptos tienen glándulas que secretan aceite en sus hojas, el cual produce el característico olor de las hojas. Estos aceites se denominan “aceites esenciales” y comprenden una variedad de aceites naturales que, en su conjunto, dan a las hojas del eucalipto su perfume característico, pero que pueden ser diferenciados en productos químicos separados (no necesariamente todos en la misma especie), que son, o que pueden ser, de valor industrial.

Usos tradicionales:

- **Uso interno:** Afecciones de vías respiratorias altas tales como catarro, resfrío, faringitis o inflamación de amígdalas, bronquitis, gripe y asma y

diabetes mellitus. La infusión se prepara con 1 cucharada del vegetal para 1 litro de agua recién hervida; beber 1 taza 3 veces en el día. En enfermedades respiratorias se puede endulzar con miel.

- **Uso externo:** La misma infusión para uso externo en lavados, no administrar durante embarazo y lactancia, ni a niños menores de dos años. Puede disminuir los efectos de fenobarbital, sedantes, antiepilépticos y analgésicos. No debe ser usado en dosis alta por personas con presión sanguínea baja. Los efectos secundarios más comunes son náusea, vómitos, diarrea, bronco espasmo, cefalea. Estos productos tienen el carácter de auxiliares sintomáticos y no reemplazan lo indicado por el médico en el tratamiento de una enfermedad. Al consultar al médico, infórmele que está usando esta hierba medicinal. Evite su preparación en utensilios de aluminio (Köhler 1887).

3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Localización

3.1.1 Ubicación geográfica

Los ensayos experimentales se realizaron, en el vivero multipropósito que pertenece al Centro Experimental de Cota Cota, de la Facultad de Agronomía (figura 1). Este se encuentra localizado en la Provincia Murillo del Departamento de La Paz, al sureste del área urbana de la ciudad de La Paz, a 40 minutos del centro de la ciudad, tiene una altitud de 3445 m.s.n.m., y está a 16° 32' 04" de latitud sud y 68° 03' 44" de longitud oeste (Centro Experimental Cota Cota, 2019).



Figura 2. *Ubicación geográfica del vivero multipropósito*

Fuente: Google Maps (2020)



Figura 3. *Ubicación del experimento dentro del vivero multipropósito*

Fuente: Elaboración propia

3.1.2 Descripción agroecológica de la zona de Cota Cota

3.1.2.1 Clima

El clima es de montaña típico de cabecera de valle con inviernos secos y fríos con nevadas y granizos ocasionales, los veranos son frescos debido a las elevadas precipitaciones. La época húmeda se presenta entre los meses de diciembre y marzo debido a que en estas fechas se concentran las lluvias de manera estacional, la precipitación promedio es de 600 mm. La temperatura promedio anual es de 11,5 °C, la máxima promedio de 21,5 °C y la mínima promedio de -0,6 °C. Tiene vientos moderados en agosto. En el verano la temperatura puede alcanzar entre los 28 °C y 29 °C (SENAMHI, 2019).

3.1.2.2 Topografía

La topografía del lugar es variada, una parte del área corresponde a la ladera de un cerro compuesto por una topografía abrupta con pendientes del 40-50%, al pie

de esta ladera se encuentran las áreas de experimentación cuya topografía está compuesta de pequeñas terrazas de pendientes que varían aproximadamente del 10-15%, por otra parte existen planicies conseguidas bajo la acción del hombre para cultivos especiales de experimentación, el lugar presenta también exuberante vegetación sobre todo lo que corresponde a las áreas verdes.

3.1.2.3 Vegetación

La cobertura vegetal se remite tan solo al área forestal, excluyendo a las áreas exclusivas de investigación experimental del Centro Experimental de la Facultad de Agronomía, tomando en cuenta que las áreas circundantes están totalmente urbanizadas. La cobertura está conformada por una variedad de especies, cuyos nombres científicos están conforme al catálogo de plantas de Rojas (2001) como las siguientes:

Kikuyo (*Pennisetum clandestinum*), Paja brava (*Stipa ichu*), Diente de león (*Taraxacum officinalis*), Sewenka (*Cortaderia quila*), Trébol blanco (*Trifolium repens*), Ligustro cerco (*Ligustrum vulgare*), Margarita (*Chrysanthemum leucathenum*), Manzanilla (*Matricaria chamomilla*), Eucalipto Macho (*Eucalyptus globulus*), Acacia florida (*Acacia floribunda*), Acacia aroma (*Acacia melanoxylon*), Retama (*Spartium junceum*), Ciruelo (*Prunus insititia*), Durazno (*Prunus pérsica*), Tuna (*Opuntia ficus indica*) y Pera (*Pyrus comunis*).

3.1.2.4 Ecología

La zona de vida de la región presenta un patrón de distribución paralelo al valle de río, zona de vida de bosque cálido ocupándose y extendiéndose por las colinas circundantes hasta una altura de 3,500 msnm aproximadamente, se encuentra en la zona sur de la ciudad de La Paz, cabecera de valle con topografía accidental y suelos aluviales (Zeballos, 2000).

3.1.3 Características productivas

Cota Cota es una zona residencial de la ciudad de La Paz, es un área urbanizada. La actividad productiva es educativa y comercial. En las partes marginales existe pequeña actividad agropecuaria, a ello se adhiere el Centro Experimental de Cota

Cota que también produce hortalizas en carpa solar y campo abierto así también la cría de animales menores.

3.2 Materiales

3.2.1 Material vegetal

La semilla Baby Blue utilizada fue adquirida de una Agrotecnia ubicada en la Zona San Pedro (figura 4).



Figura 4. a) Agrotecnia *MULTIAGRO* y b) Semilla de eucalipto *Baby Blue* (*BASFOR*)

Fuente: Elaboración propia

3.2.2 Material de gabinete

- ❖ Computadora
- ❖ Calculadora
- ❖ Hojas bon
- ❖ Flash memory
- ❖ Regla
- ❖ Cuaderno
- ❖ Cámara fotográfica
- ❖ Paquete estadístico SAS (Statistical Analysis System)
- ❖ Vernier

3.2.3 Material de campo

- ❖ Palas

- ❖ Picotas
- ❖ Carretilla
- ❖ Tamizador
- ❖ Regadera
- ❖ Semi-sombra
- ❖ Formol
- ❖ Turba
- ❖ Arena
- ❖ Tierra negra

3.3 Metodología

3.3.1 Procedimiento Experimental

El estudio se realizó en el vivero multipropósito del Centro Experimental Cota Cota, el mismo cuenta con almacigueras y camas flotantes. Para la preparación de sustrato se usó una relación de 2 partes de turba, 2 partes de tierra negra 1 parte de arena, cernida, previamente lavada y desinfectada, posteriormente realizamos la mezcla con ayuda de palas hasta lograr obtener una mezcla homogénea, realizando una prueba de tacto.

El sustrato preparado se procedió a desinfectar con formol en una relación de 20 tapitas (1 tapita = 5 ml) para un balde de 20 litros. Se usó alrededor de 5 litros por metro cuadrado dejando reposar por 15 días.

Después de haber desinfectado el almacigo (1.30 * 0.70 m.) se procedió a dividir la almaciguera en partes iguales, cada una de las divisiones media 0.15 * 0.15 metros para la siembra de cada tratamiento.

3.3.1.1 Tratamientos pre germinativos o de escarificación

Para aplicar los tratamientos se realizó el pesado de las semillas, para cada tratamiento se usó 5 gramos dando un total de 20 gramos de semilla (Eucalipto Baby blue) para el experimento.



a) Sin escarificación (T0)

Las semillas no pasaron por ningún tipo de tratamiento.

a) Escarificación mecánica (T1)

Se lijo las semillas por 1 minuto aproximadamente. Una vez pesada las semillas procedimos a lijarlas de manera conjunta por 1 minuto de manera constante.

b) Escarificación física (T2) (remojo en agua por 24 horas antes de la siembra)

Se colocó la semilla en un recipiente (vaso de plástico) luego se le agregó agua, se dejó remojando las semillas por 24 horas.

c) Escarificación química (T3) (remojo en peróxido de hidrogeno agua oxigenada por 5 minutos)

Se colocó las semillas en un recipiente (platillo de plástico), luego se agregó el peróxido de hidrogeno, dejando reaccionar por 5 minutos, después de ese lapso de tiempo se realizó la siembra.



Figura 5. a) Preparación del almacigo para la siembra b) Semillas de eucalipto baby blue lijadas c) Remojo de las semillas en agua por 24 horas d) Remojo de las semillas en peróxido de hidrogeno por 5 minutos e) Distribución de los tratamientos pre germinativos-

Fuente: Elaboración propia

3.3.2 Trasplante o repicado

El trasplante se realizó a los 60 días, una vez que las plántulas tengan un altura promedio de 10 a 15 centímetros.



Figura 6. a) *Trasplante a bolsas* b) *Ubicación de los tratamientos con sus repeticiones.*

Fuente: Elaboración propia

3.3.3 Diseño experimental

El diseño empleado en el experimento fue un diseño de bloques al azar con 4 tratamientos (Ochoa, 2009).

Teniendo como factor de estudio los 3 tratamientos con escarificación más un testigo, con 5 repeticiones (bloques), distancia pared-vivero con un total de 100 unidades experimentales.

3.3.3.1 Modelo lineal aditivo

El modelo lineal aditivo es el siguiente:

$$X_{ij} = \mu + \beta_i + T_i + \epsilon_{ij}$$

Dónde:

X_{ij} = Cualquiera de las observaciones

μ = Media general o población

β_i = Efecto del i-esimo bloque

T_i = Efecto fijo i-esimo tratamientos pre germinativos

E_{ij} = Error Experimento

3.3.3.2 Dimensiones del área experimental

- a) Área total del experimento = 32.2 m²
- b) Área utilizada por bloque = 0.60 m²
- c) Área de la unidad experimental = 0.05 m²
- d) Número de tratamientos = 3 tratamientos
- e) Número de testigo = 1 (sin tratamiento)
- f) Número de repeticiones por tratamiento = 5 repeticiones (bloque)

3.3.3.3 Croquis del Experimento

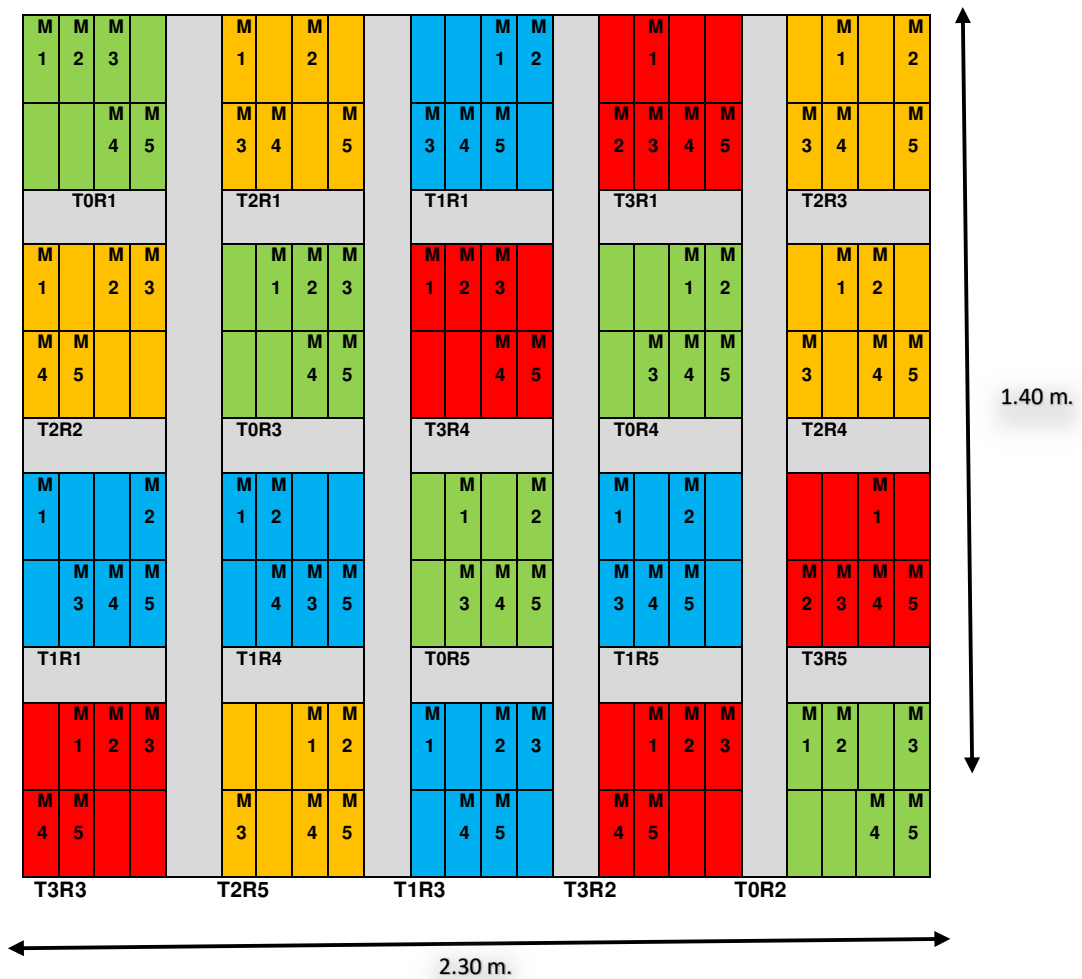


Figura 7. Distribución de los tratamientos

T0= Sin escarificación

T1= Escarificación mecánica (lija)

T2= Escarificación física (remojo en agua)

T3= Escarificación química (remojo en peróxido de hidrogeno P2O2)

R = repeticiones (R1, R2, R3, R4 y R5)

M = número de muestras (M1, M2, M3, M4 y M5)

3.3.4 Variables de Respuesta

➤ Porcentaje de pureza

La FAO (1981) indica que el porcentaje de pureza varía de acuerdo al tamaño de las semillas, donde las semillas de mayor tamaño presentan menor cantidad de impurezas y las semillas más pequeñas presentan mayor cantidad de impurezas.

Según Basfor (2020) el dato de pureza no es posible obtener con facilidad debido a que es complicado diferenciar la parafisis de la semilla.

➤ Número de semillas por kilogramo

Basfor (2020) nos indica que el número de semillas de eucalipto Baby blue por kilogramo es 70.000, siendo viables 55.000 semillas por kilogramo.

➤ Viabilidad

Zalles (1988), define a la viabilidad como la capacidad potencial que posee una semilla para poder germinar, para su determinación se tomaron en cuenta la respuesta germinativa de las semillas.

➤ Energía germinativa

Justice (1972), citado por Cosme (2002), menciona que la energía germinativa es el poder o vigor en actividad que poseen las semillas para demostrar mejor su capacidad de germinación en un tiempo determinado.

Se utilizaron las semillas previamente tratadas, el primero que es nuestro testigo sin ningún tratamiento, el segundo que es el tratamiento con lija, el tercero con remojo en agua por 24 horas a temperatura ambiente y el ultimo que remojo por 5 minutos con peróxido de hidrogeno.

Se prepararon platillos con algodón húmedo como sustrato. Se contó 100 semillas por tratamiento. Se distribuyó uniformemente las semillas, evitando que entren en contacto unas con otras, humedeciendo constantemente el algodón, se procedió con el conteo de las semillas germinadas durante 15 días. Al finalizar el ensayo se contaron todas las semillas germinadas y no germinadas.

➤ **Porcentaje de germinación**

Para la determinación del porcentaje de germinación, es necesario utilizar semillas puras el cual garantiza la germinación de la mayoría de las semillas, tal como indica FAO (1981).

Para poder obtener este resultado se realizó la siembra en platillos de plástico colocando como base algodón cada semilla ya estaba tratada con cada uno de los tratamientos de escarificación.

Para el cálculo del porcentaje de germinación se utilizó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Germinacion} = \frac{\text{Nro. de semillas germinadas}}{\text{Nro. de Semilla ensayadas}} * 100$$

Dónde:

Nro. S G = Número de semillas germinadas en total

Nro. S E = Número total de semillas ensayadas

➤ **Desarrollo de las plántulas con relación a la ubicación dentro del vivero**

Para determinar el desarrollo (número de hojas, altura de planta e índice de esbeltez) de las plántulas de eucalipto Baby blue dentro del vivero se tomó en cuenta la ubicación de los las plántulas en relación a la distancia o espacio que

existe hacia la pared del vivero, se tomó en cuenta tres distancias que son a los .0.50 m., 1.00 m., 1.5 m. y 2 m.

➤ **Numero de hojas**

Para la determinación de esta variable de respuesta se realizó un conteo del número de hojas desde las dos primeras hojas verdaderas de cada muestra que existía dentro de cada tratamiento y su repetición.

➤ **Altura de planta**

La medición de la altura de los plantines se realizó una vez que tuvieron las primeras dos hojas verdaderas. Se seleccionaron 5 muestras al azar por cada sub unidad experimental en las cuales se tomaron la altura utilizando una regla, donde se midió desde la base del tallo hasta el ápice terminal de la planta. Los datos se registraron cada 15 días, la última toma de datos fue cuando los plantines alcanzaron una altura entre 20 a 30 cm.

➤ **Diámetro de tallo**

Este dato se tomó solo en tres ocasiones, la primera al momento del trasplante, la segunda a la mitad de la investigación y la tercera cuando finalizo la investigación.

➤ **Índice de esbeltez**

Es la relación entre la altura de la planta (en cm) y su diámetro (en mm), siendo un indicador de la densidad de cultivo. Es un parámetro importante en las plantas en contenedor, donde se pueden desarrollar plantas ahiladas (Thompson, 1985).

$$IE = \frac{\text{Altura de planta (cm)}}{\text{Diámetro de tallo (mm)}}$$

IE= Índice de Esbeltez *Altura (cm) Diámetro (mm)*

4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Variables de respuesta

4.1.1 Determinación de las características físicas de la semilla

4.1.1.1 Porcentaje de germinación

Estos datos fueron tomados una vez germinaron las semillas (tabla 1)

Tabla 1 *Porcentaje de germinación*

	Tratamiento	Días a la germinación	R1	R2	Promedio
T0	Sin escarificación (testigo)	9	70	70	70
T1	Escarificación mecánica (lija)	9	70	80	80
T2	Escarificación física (remojo en agua)	8	80	80	80
T3	Escarificación química (remojo en agua oxigenada H ₂ O ₂)	9	70	80	80

Fuente: Investigación propia

Los resultados obtenidos nos indican que no existe diferencias significativas entre los tratamientos T1 (escarificación con lija), T2 (escarificación remojo en agua), T3 (escarificación con peróxido de hidrogeno), ya que los tres tratamientos presentan un 80 % de germinación en relación al testigo (T0) que presenta un 70 % de germinación.

Tabla 2 Análisis de varianza para el porcentaje de germinación

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
TRATAMIENTOS	100.00	3	33.33	1.33	0.3813	NS
ERROR	100.00	4	25.00			
TOTAL	200.00	7				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V.= 6.67 %

Los resultados que se muestran en la tabla 2, indica que el resultado es NS (no significativo) en relación a la variable porcentaje de germinación, es decir que los tratamientos aplicados T0 (sin escarificación), T1 (escarificación con lija), T2 (escarificación remojo en agua por 24 horas) y T3 (escarificación con peróxido de hidrogeno), en las semillas de eucalipto Baby blue no influyen en el porcentaje de germinación.

Delouche (1964), citado por Marca (2001), indica que el oxígeno es raramente un factor limitante a menos que el humedecimiento excesivo de semilla o del sustrato restrinja el intercambio gaseoso. Sin embargo en condición de un suelo demasiado húmedo la falta de oxígeno puede ser un factor limitante.

Fernández y Jonhston (1986), mencionan que, el rango de temperatura para la germinación es bastante amplio, dependiendo de la especie.

En el caso del intercambio de oxígeno fue una de las limitantes que impidió la germinación de la semilla, ya que hubo excesivo riego por parte del investigador.

La temperatura es otro de los factores que impidió la germinación de la semilla en la primera siembra que se realizó en la investigación, ya que fue en fechas cercana a las heladas.

4.1.2 Variables Agronómicas

4.1.2.1 Número de hojas

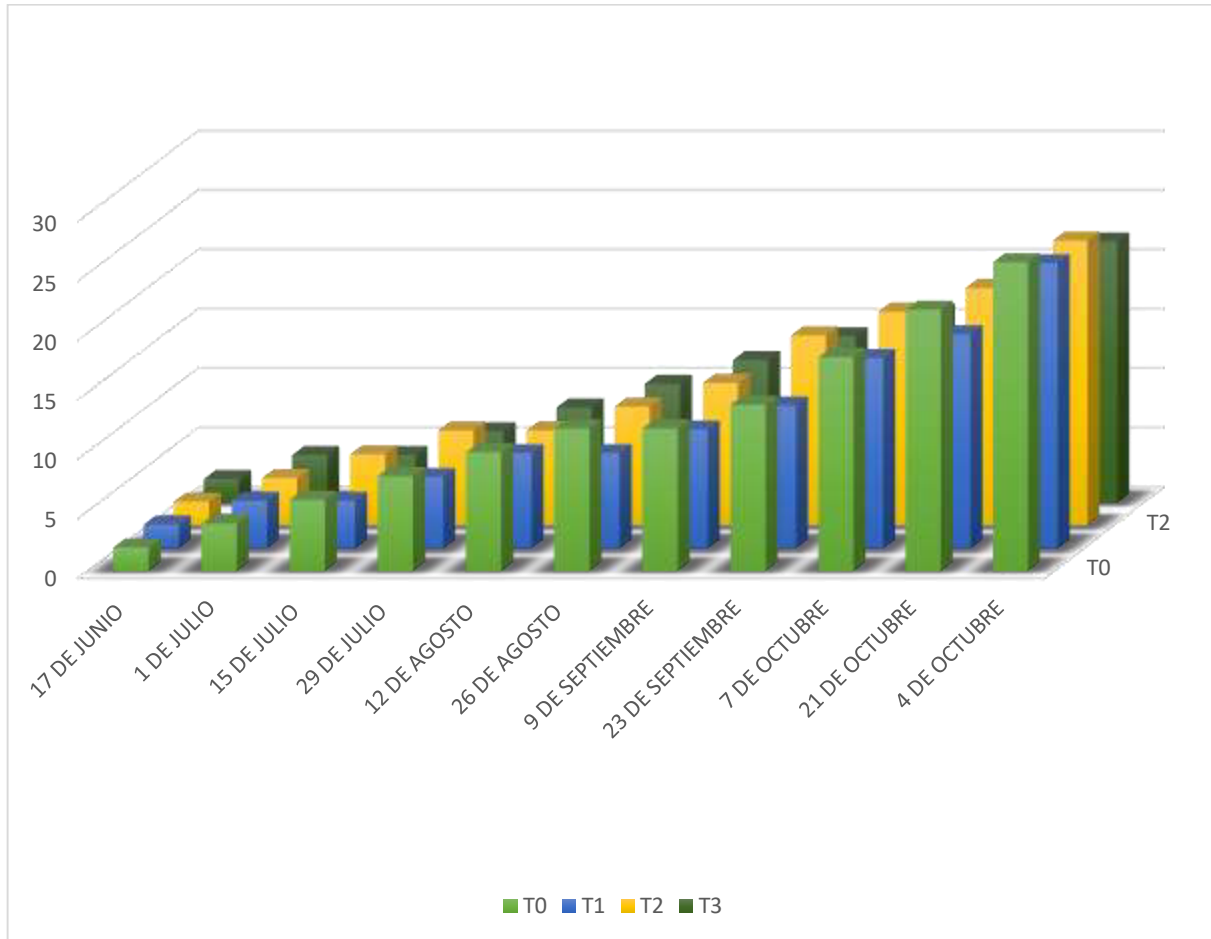


Figura 8 Presenta la presencia del número de hojas en las plantas durante el periodo de estudio

Fuente: Elaboración propia

En la figura 8 se observa de qué manera el número de hojas se incrementaba, en algunos casos como en las primeras semanas se mantiene el mismo número de hojas como es en caso de las primeras hojas 17 de junio y 1 de julio entre las fechas 12 de agosto y 26 de agosto existe una diferencia significativa entre T0 (testigo), T1 (escarificación con lija) T2 (escarificación remojo en agua 24 horas) y T3 (escarificación con peróxido de hidrogeno) en el periodo de desarrollo esto es por la ubicación que tienen en el vivero.

Tabla 3 Análisis de varianza para el número de hojas a la primera semana de ser trasplantado (17 de junio)

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	0.55	3	0.18	1.29	0.3213	NS
BLOQUE	0.30	4	0.08	0.53	0.7166	NS
ERROR	1.70	12	0.14			
TOTAL	2.55	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V. = 17.51%

El análisis de varianza realizado para la variable número de hojas a la primera semana (17 de junio) de ser trasplantados (tabla 3), fueron NS (no significativas) para la variable vivero-pared y para la fuente de variación bloques fueron NS (no significativas), lo que explica que el diseño empleado perdió precisión.

El coeficiente de variación se encuentra en el rango de confiabilidad.

Tabla 4 Análisis de varianza para el número de hojas a la sexta semana de ser trasplantado (26 de agosto)

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	6.95	3	2.32	9.93	0.014	*
BLOQUE	1.20	4	0.30	1.29	0.3294	NS
ERROR	2.80	12	0.23			
TOTAL	10.95	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo, * = Significativo.

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V. = 4.37 %

En el análisis de varianza realizados para la variable número de hojas a la sexta semana de ser trasplantada (26 de agosto), como se observa (tabla 4) los resultados para la variable vivero-pared es significativo esto nos indica que la ubicación de los tratamientos influye en el desarrollo de las plántulas de eucalipto.

Para bloques el resultado es NS (no significativo), el diseño empleado pierde precisión-

El coeficiente de variabilidad se encuentra dentro del nivel de confiabilidad.

Tabla 5 Prueba Duncan número de hojas en relación al vivero-pared

VIVERO-PARED	MEDIAS	N	E.E.	
0.50	12.00	5	0.22	A
1.50	11.00	5	0.22	B
1.00	10.80	5	0.22	B
2.00	10.40	5	0.22	B

Fuente: Elaboración propia

En la tabla 5 para la prueba de medias Duncan, se observa que las plántulas de eucalipto se desarrollan mejor a una distancia mínima (0.50 m.) de la pared, a diferencia de los otros tratamientos que se encuentran a un distanciamiento mayor en la que existe menor número de hojas desarrolladas.

Tabla 6 Análisis de varianza para el número de hojas (4 de octubre)

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	12.13	3	4.04	4.03	0.0338	*
BLOQUE	3.71	4	0.93	0.93	0.4810	NS
ERROR	12.03	12	1.00			
TOTAL	27.87	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo, * = Significativo.

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V. = 4.49 %

Como se observa en la tabla 6 el análisis de varianza de número de hojas los resultados nos indican que existe diferencia significativa en relación a la ubicación (vivero-pared) de las plántulas dentro del vivero para cada una de los tratamientos pre germinativos aplicados, esto nos indica que rechazamos la H_0 (hipótesis nula) y aceptamos la H_a (hipótesis alterna) lo que indica que la ubicación de los plantines dentro del vivero influyen en el desarrollo de las plántulas, pero también es porque en el momento de trasplante no todas las plántulas tenían el mismo número de hojas, se tomó en cuenta el promedio en altura (este dato se tomó cuando las plántulas aún estaban en almacigo).

Para bloque el resultado del análisis fue no significativos, lo que explica que el diseño empleado perdió precisión, es por eso que no es necesario una prueba de medias.

El coeficiente de variación se encuentra en el rango de confiabilidad.

Tabla 7 Prueba Duncan para el número de hojas

VIVERO-PARED	MEDIAS	N	E.E.		
0.50	23.04	5	0.45	A	
1.50	23.04	5	0.45	A	
1.00	21.76	5	0.45	A	B
2.00	21.28	5	0.45		B

Fuente: Elaboración propia

En los resultados la prueba de medias Duncan (tabla 7), indica que existirá mejor desarrollo de las plántulas más cerca de la pared y de la luz, así como se observa en la tabla 7 que a una menor distancia (0.50m) de la pared hay más hojas (23).

El T0 (testigo o sin escarificación), el T2 (escarificación sumersión el agua por 24 horas) y el T1 (escarificación con lija) que presentan en promedio 22 hojas por planta, en el T3 (escarificación con peróxido de sodio) se tiene una mínima diferencia con 21 hojas por planta. Este resultado de diferencias es porque no existió uniformidad de plántulas al momento del trasplante.

4.1.2.2 Altura de planta

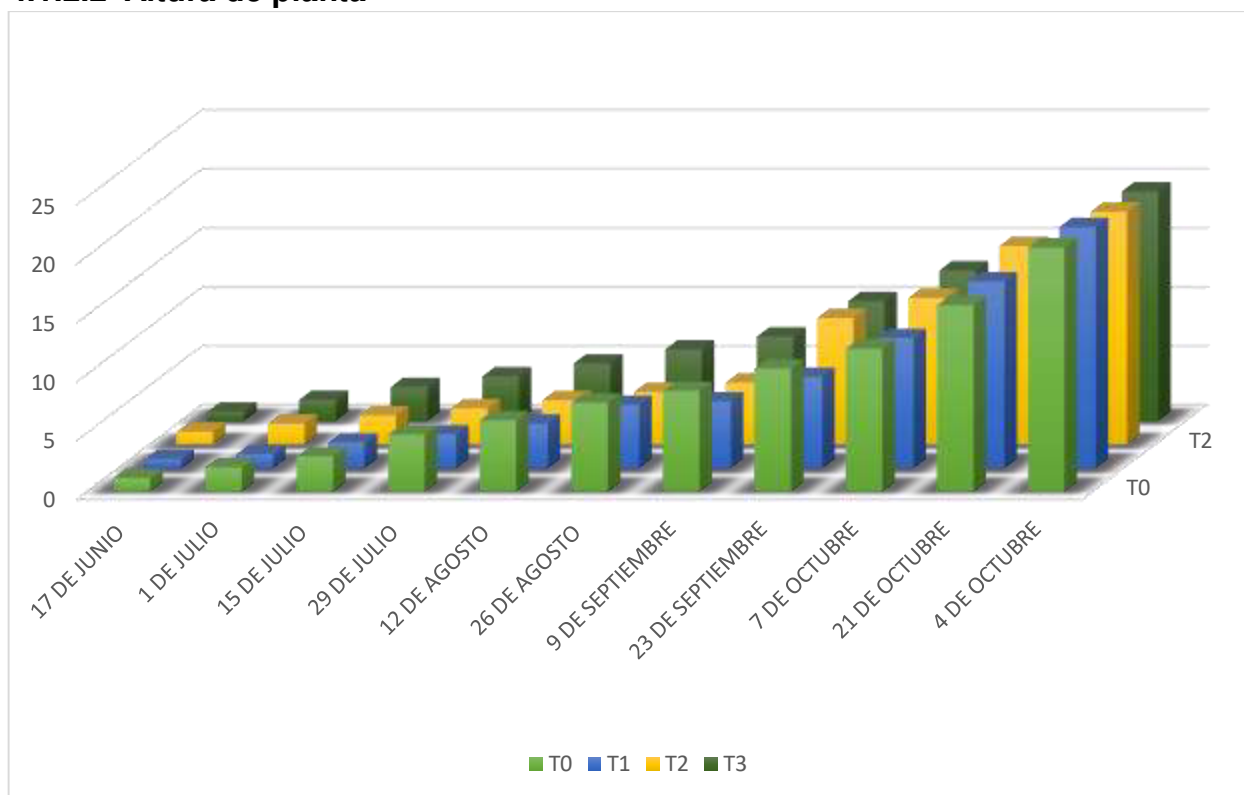


Figura 9. Presenta la altura de planta alcanzada a distintas fechas de evaluación

Fuente: Elaboración propia

En la figura 9 se observa que en fechas 12 de agosto, 26 de agosto y 9 de septiembre existió diferencias, el T0 (testigo) es el que obtuvo mayor altura de planta en relación a los demás tratamientos T1 (escarificación con lija), T2(escarificación remojo en agua 24 horas) y T3 (escarificación con peróxido de hidrogeno).

Estos resultados son por factores ambientales como de ubicación dentro del vivero.

Tabla 8 Análisis de varianza para altura de planta a la primera semana de ser trasplantado (17 de junio)

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	0.02	3	0.01	0.95	0.4495	NS
BLOQUE	0.03	4	0.01	0.82	0.5345	NS
ERROR	0.09	12	0.01			
TOTAL	0.14	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V. = 8.10 %

En los resultados del análisis de varianza para altura de planta a la primera semana de ser trasplantados no se observa diferencias significativas en las fuentes de variación vivero- pared y bloques, donde se pierde precisión por el diseño empleado.

El coeficiente de variabilidad de 8.10 % está en el rango de confiabilidad.

Tabla 9 Análisis de varianza para altura de planta a la sexta semana de ser trasplantado (26 de agosto)

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	3.94	3	1.31	3.42	0.0529	*
BLOQUE	2.61	4	0.65	1.70	0.2149	NS
ERROR	4.62	12	0.38			
TOTAL	11.17	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo, * = Significativo.

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V. = 9.33 %

En la tabla 9 de análisis de varianza para altura de planta a la sexta semana de ser trasplantadas, se observa significancia en la fuente de variabilidad vivero-pared, para saber la diferencia entre las distancias empleadas realizaremos la prueba de medias Duncan.

El coeficiente de variabilidad se encuentra en el rango de confiabilidad

Tabla 10 Prueba Duncan para altura de planta

VIVERO-PARED	MEDIAS	N	E.E.		
0.50	7.34	5	0.28	A	
1.50	6.72	5	0.28	A	B
1.00	6.30	5	0.28		B
2.00	6.22	5	0.28		B

Fuente: Elaboración propia

En la tabla 10 de la prueba de medias Duncan se observa que a una distancia de 0.50 m existe mejor desarrollo de las plántulas, a una distancia de 1.50, no existía semi sombra en la parte donde se ubicaban estas plántulas, ya que la luz les llegaba de manera directa es por eso que se observa este resultado en todos los casos.

Tabla 11 *Análisis de varianza para altura de planta (4 de octubre)*

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	8.8	3	2.93	2.95	0.0757	*
BLOQUE	6.86	4	1.71	1.72	0.2093	NS
ERROR	11.93	12	0.99			
TOTAL	27.59	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo, * = Significativo.

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V. = 4.82 %

En la tabla 11 se observa un resultado significativo lo que nos dice que aceptamos la Ha (hipótesis alterna) y rechazamos la Ho (hipótesis nula), para saber cuál de los tratamientos es diferente con relación a la variable altura de planta se realizó la prueba Duncan (tabla 12).

Para bloques el resultado es no significativo lo que nos indica que no existe diferencia entre bloques, pero se pierde precisión.

El coeficiente de variabilidad es de 4.82 %, los datos manejados en el experimento son confiables.

Tabla 12 *Prueba Duncan para altura de planta*

VIVERO-PARED	MEDIAS	N	E.E.		
0.50	21.66	5	0.45	A	
1.50	20.88	5	0.45	A	B
1.00	20.44	5	0.45	A	B
2.00	19.84	5	0.45		B

Fuente: Elaboración propia

En los datos que se observan en la tabla 12 de prueba Duncan, nos indican que a menor distancia de la pared del vivero se desarrollan mejor las plántulas, también a que existe luz solar en mayor cantidad, esto también nos da a entender que el ambiente nos es homogéneo.

Coarite (2000), señala que el crecimiento se ve afectado por la luz, ya que existen especies extremadamente susceptibles a este factor y que influyen en su desarrollo. Además de que las variaciones en el crecimiento se deben a la incidencia de la luz solar.

4.1.2.3 Diámetro de tallo

Tabla 13 *Análisis de varianza diámetro de tallo (4 de octubre)*

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
TRATAMIENTOS	0.01	3	0.9E-03	2.21	0.1396	NS
BLOQUES	2.3E-03	4	5.7E-04	0.65	0.6367	NS
ERROR	0.01	12	8.9E-04			
TOTAL	0.02	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V.= 13.09 %

Los resultados de la tabla 13 demuestran la no significancia, respecto al diámetro de tallo en los cuatro tratamientos esto quiere decir que aceptamos la H_0 (hipótesis nula) y rechazamos la H_a (hipótesis alterna), no existe diferencia con relación a la variable diámetro de tallo en los tratamientos aplicados en la

investigación, es por eso que no se realizó la prueba Duncan para la variable diámetro de tallo.

El resultado para bloques es no significativo lo que indica que el diseño de bloques pierde precisión, también nos indica que no hay diferencias entre los bloques estudiados.

El diámetro de tallo estuvo entre los 0.20 a .0.28 milímetros de grosor con un promedio de altura de 22 cm y según la recomendación técnica (FAO, 1981), no está habilitado aun para su trasplante a campo definitivo.

El resultado 13.09 % nos indica que los datos manejados son confiables.

4.1.2.4 Índice de esbeltez

Tabla 14 *Análisis de varianza Índice de esbeltez*

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	1065.12	3	355.04	5.18	0.0159	*
BLOQUES	1226.28	4	306.57	4.47	0.0192	*
ERROR	822.19	12	68.52			
TOTAL	3113.58	19				

Fuente: Elaboración propia

* = Significativo.

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V.= 8.86

Los datos obtenidos en la tabla 14 del análisis de varianza para la variable índice de esbeltez son significativos para vivero-pared y bloques esto nos indica que existe diferencias en los dos casos, para bloques la significancia gana precisión en la investigación por el diseño empleado.

El coeficiente de variabilidad obtenido nos indica que los datos manejados en la investigación son confiables.

Tabla 15 *Prueba Duncan para índice de esbeltez.*

VIVERO-PARED	MEDIAS	N	E.E.	
1.00	100.64	5	3.70	A
0.50	100.52	5	3.70	A
1.50	87.79	5	3.70	B
2.00	84.54	5	3.70	B

Fuente: Elaboración propia

En los datos obtenidos en la tabla 15 de prueba de medias Duncan, nos indica que a menor distancia de la pared dentro de un vivero (0.50 y 1.00 m.) las plántulas se desarrollan mejor esto debido a diversos factores como: la luz solar que no llega a todas las plántulas de manera homogénea, así como lo menciona Coarite (2000), el ambiente dentro del vivero que no es homogéneo y la ubicación de los tratamientos dentro del vivero.

Esto nos indica que la calidad de los plantines producidos en el vivero no están listos para salir a campo definitivo.

5 CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

Cada uno de los tratamientos de escarificación o tratamientos pre germinativos aplicados a las semillas de eucalipto Baby blue no tuvieron, efecto en relación a las variables en estudio (germinación, altura de planta, número de hojas, diámetro de tallo e índice de esbeltez).

El tiempo de germinación de las semillas de eucalipto Baby blue aplicando los tratamientos, no existió diferencias significativas en relación a los días de la germinación, el tratamiento sin escarificación germinó a los 9 días, las semillas escarificadas con lija germinaron a los 8 días, las semillas escarificadas con agua germinaron a los 8 días y las semillas escarificadas con peróxido de hidrogeno germinaron a los 9 días.

El crecimiento de las plántulas de eucalipto Baby blue en las primeras semanas fueron estadísticamente iguales (2 pares hojas y una altura de 1 cm a 1.2 cm), en la sexta semana (5 pares de hojas y una altura de 8 a 10 centímetros) y al final de la investigación se obtuvo significancia en las variables número de hojas y altura de planta, esto debido a la ubicación dentro del vivero, la distancia que se tenía de la pared hacia los plantines y el ambiente no homogéneo dentro del vivero, donde se obtuvo en promedio 10 pares de hojas por planta y una altura de 23 cm. en promedio.

El índice de esbeltez fue estadísticamente diferente, debido a factores ambientales así como se menciona en la parte inicial, donde se observa que a una distancia vivero-pared de 0.50 y 1.00 metro existe mejor desarrollo de los plantines, así mismo se identifica que los plantines producidos no están en condiciones para ser llevadas a campo definitivo.

5.2 Recomendaciones

De acuerdo a los resultados y conclusiones obtenidas en el presente trabajo de investigación se realiza las siguientes recomendaciones:

Realizar otro tipo de investigaciones usando diferentes sustratos, para observar si existe alguna diferencia en el desarrollo.

Realizar experimentos a campo abierto y dentro del vivero, para observar las diferencias en el desarrollo de las plántulas.

Realizar investigaciones dentro del vivero bloqueando factores ambientales.

6 BIBLIOGRAFIA

Aguilar, I. 1966. Relación de unos aspectos de la flora útil. Segunda edición. Guatemala. 383 p.

Arquimi, 2018. Disponible en: <https://www.arquimi.com/blog/p13544-peroxido-de-hidrogeno-en-la-agricultura.html>

Boerboom y Maas, 1970. Citado por FAO, 1981. El eucalipto en la repoblación forestal. Roma. 234 p.

Boyanup botanical, 2018. Disponible en: <https://boyanupbotanical.com.au/plant-of-the-month-eucalyptus-pulverulenta/>

Centro Experimental Cota Cota, 2019. Datos obtenidos del tablero de ubicación del Centro Experimental, Facultad de Agronomía, Universidad Boliviana “Mayor de San Andrés”, La Paz, Bolivia.

Charapas, 1971. Citado por FAO, 1981. El eucalipto en la repoblación forestal. Roma. 256 p.

Coarite, J. 2000. Tratamientos pre – germinativos de la semilla de Tembe (*Bactris gasipaes kunth*) bajo diferentes substratos en almácigo, en la región de Ixiamas. Tesis de grado para optar al título de licenciatura. Universidad Mayor de San Andrés Facultad de Agronomía, La Paz, Bolivia. 82 p.

CONIF, 1997. Corporación Nacional de Investigación y Fomento Forestal. Guía de insectos dañinos en plantaciones forestales. Ministerio del Medio Ambiente. Bogotá. 52 p.

Cozzo. D. 1976. Citado por: Manual de Prácticas de Viveros y semillas forestales. 2010. Revista Bosques y Fauna. México 26 p.

CUST-MMCCCL-PIA-ACC-56-UMSA. 2018. Disponible en: <file:///C:/Users/pc/Downloads/28-%20IIAREM.pdf>

Delouche, J. 1964. Citado por Ibi G. Z. 2015. El Proceso de la Germinación. Trad. Jaira Correa. Curso Internacional de Entrenamiento sobre semilla mejorada para América Latina. Campiña, Brasil. pp 25-26.

Ence, S.A. (Grupo Empresarial Ence), 2009. La gestión forestal sostenible y el Eucalipto, España. pp. 8-10.

Evenari 1957, citado por Krugman y otros 1974. Semillas de pre tratamiento y los principios de manejo de viveros. En Informe de la FAO/DANIDA curso de capacitación sobre Recolección de Semillas Forestales y manipulación vol. II. FAO, Roma.

FAO. 1981. El eucalipto en la repoblación forestal. Roma. 1 p. Disponible en: <http://www.fao.org/3/a-ac459s.pdf>

FAO. 1981. El eucalipto en la repoblación forestal. Roma. 155 p. Disponible en: <http://www.fao.org/3/a-ac459s.pdf>

FAO. 1981. El eucalipto en la repoblación forestal. Roma. 156 p. Disponible en: <http://www.fao.org/3/a-ac459s.pdf>

FAO. 1981. El eucalipto en la repoblación forestal. Roma. 157 p. Disponible en: <http://www.fao.org/3/a-ac459s.pdf>

FAO. 1981. El eucalipto en la repoblación forestal. Roma. 167 p. Disponible en: <http://www.fao.org/3/a-ac459s.pdf>

FAO. 1981. El eucalipto en la repoblación forestal. Roma. 256 p.

FAO. 1981. El eucalipto en la repoblación forestal. Roma. pp. 369-370-377.

Fernández y Johnston, 1986. Fisiología Vegetal Experimental. Servicio Editorial IICA. San José, Costa Rica. 351 p.

Flores E., 2009. Scielo. Efecto de las plantaciones de eucalipto (*Eucalyptus globulus L.*) sobre los suelos de comunidades asentadas en la red ferroviaria Cliza, Cochabamba, Bolivia. Disponible en:

http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1683-07892009000100013

Flores V. 2004. La Planta: Estructura y función. Segunda Edición, Cartago. Editorial Tecnológica de Costa Rica.

Floresencasa, 2002. Disponible en <https://floresencasa.es/producto/eucaliptus-preservado-eucalipto-baby-blue/>

Fossati, J. y Olivera, T. 1996. Sustratos pre germinativos. Programa de repoblación forestal. Tercera número. Prefectura del departamento de Cochabamba – Bolivia. 14 p. Disponible en: <http://tesis.unsm.edu.pe/bitstream/handle/11458/3368/AGRONOMIA%20-%20Esdras%20Gonzales%20Ramirez.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

García, 1991). Citado por Vivero Forestal: Producción de Plantas Nativas a Raíz Cubierta. 2009. Chile. 35 p.

Gibson, 1975. Citado por FAO, 1981. El eucalipto en la repoblación forestal. Roma. 234 p.

Goitia L. 2000. Manual preliminar de prácticas. Universidad Mayor de San Andrés. Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia. 30 p.

Goitia, L. 2000. Dasonomía y Silvicultura. Editorial Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía. 1 ed. La Paz, Bolivia. 380 p.

Goitia, L. 2003. Manual de Dasonomía y Silvicultura. Universidad Mayor de San Andrés-Facultad de Agronomía, Carrera de Ingeniera Agronómica. La Paz, Bolivia. 159 p.

Goitia, L. 2011. Manual Preliminar de Prácticas, Dasonomía y Silvicultura. Universidad Mayor de San Andrés. Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia. pp 30 – 38.

Goitia, L. A. 2011. Dasonomía y Silvicultura. La Paz, Bolivia. 300 p.

Goitia L. A. 2012. Manual preliminar de prácticas. Universidad Mayor de San Andrés. Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia. 30 p.

González, J.; Reigosa M. y de la Garza P. 2006. Potencial alelopático de la especie invasora *Acacia melanoxylon* en Galicia: efecto sobre los índices de germinación. Laboratorio de Ecofisiología Vegetal, Facultad de Biología, Universidad de Vigo, Ed. Lagoas-Marcosende. 36 p.

Hartmann y Kester (1995) citado por, Universidad Católica de Santa María- Core. Arequipa, Perú. 41 p.

Hartmann, H. y Kester, D. 1997. Propagación de Plantas. Compañía Editorial Continental. México. 760 p.

Hilton, 1958. Citado por FAO, 1981. El eucalipto en la repoblación forestal. Roma. 237 p.

Iglesias Gutiérrez, L. y Alarcón Bustamante, M. 1994. Preparación de sustratos artificiales para la producción de plántula en vivero. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias. 13 p.

ISTA. 1976. Normas internacionales para las pruebas sobre semillas. Normas y los anexos. Internacional Seed Testing Association, Sci. y Tecnología. 177 p.

Jica, 2014. Manejo de viveros forestale. Ecuador. Disponible en: <https://www.jica.go.jp/project/spanish/ecuador/001/materials/c8h0vm00008bcae4-att/manejo.pdf>

Kemp, 1975, y Goor y Barney, 1976.cit. por FAO 1991; García, 1991). Citado por Vivero Forestal: Producción de Plantas Nativas a Raíz Cubierta. 2009. Chile. 35 p.

Kemp, R.H. 1975. Semillas de pre tratamiento y los principios de manejo de viveros. En Informe de la FAO/DANIDA curso de capacitación sobre Recolección de Semillas Forestales y manipulación vol. II. FAO, Roma.

Köhler, 1887. Medicamentos Herbarios Tradicionales MHT. Chile. 72 p.

Krugman y otros 1974, citado por Willian. 1991. Guía para la manipulación de semillas forestales, estudio con especial referencia a los trópicos. DANIDA - FAO Montes 20/2.

López, 1979; Patiño et al., 1983; FAO, 1991; García, 1991; Baskin y Baskin, 1989 cit. por Figueroa y Jaksic, 2004. Latencia y germinación de semillas. Tratamientos pregerminativos. 3 p. Disponible en: https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_latencia.pdf

Marca, M. G. 2001, Germinación y crecimiento en vivero de dos especies forestales (*Calophyllum brasiliense* cambess y *Otoba parvifolia* Markgraf), en diferentes sustratos en la región de San Buenaventura. Tesis de grado para optar al título de licenciatura. Universidad Mayor de San Andrés. Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia. 86 p.

Martinez, I. 2016. *Eucalyptus pulverulenta*. América, Norteamérica, Estados Unidos, California, San Diego, Encinitas. Disponible en: <https://tubiologia.forosactivos.net/t11750-eucalyptus-pulverulenta#22980>

Musalem, M. y A. M. Fierros. 1983. Citado por: Manual de Prácticas de Viveros y semillas forestales. 2010. Revista Bosques y Fauna. México. pp 12-26.

Myglobalflowers, s/f. Disponible en <https://myglobalflowers.com/es/article/3033/eucalyptus-baby-blue>

Navarro, R. y Pemán, J. 1997. Apuntes de Producción de Planta Forestal. Universidad de Córdoba. Córdoba. pp. 8-10-11-12.

Ochoa, RR. 2009. Diseños Experimentales. La Paz, Bolivia

Patiño et al., 1983; Hartmann y Kester, 1988; FAO, 1991; García, 1991. Citado por Vivero Forestal: Producción de Plantas Nativas s Raíz Cubierta. 2009. Chile. 35 p.

Pimentel B. L. 1971. Citado por Manual de Prácticas de Viveros Forestales, 2010. Revista Bosques y Fauna. México 26 p.

Pimentel B. L. 1971. y Musalem, M. y A. M. Fierros. 1983 Citado por: Manual de Prácticas de Viveros Forestales. 2010. Revista Bosques y Fauna. México 26 p.

Poulsen, K. 1993, Análisis de Semillas. CATIE

Rodriguez, M. R. 2008. Guía Manual de Especies Forestales. México. 52 p.

Rodriguez, M. R. 2005. Guía Manual de Especies Forestales. México. 952 p.

Rodriguez, M. R. 2000. Morfología y Anatomía Vegetal. Ed. COLORGRAF. Cochabamba, Bolivia. 514 p.

Rojas, F. 2001. Catálogo de plantas. Universidad Mayor de San Andrés, Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia.

Rolston, M.P. 1978. Water impermeable seed dormancy. Bot. Rev. pp 365-396.

Sanabria, D. 2001 Escarificación química y mecánica de semillas subterráneas de *Centrosema Rotundifolium*. Bioagro. pp. 17-124.

Senamhi, 2019, Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología, Registros.

Serrada, R. 2000. Apuntes de Repoblaciones Forestales. FUCOVASA. Madrid. 4 p,

Tarima, J. 1996. Módulos de Capacitación en sistemas Agroforestales: Manual de viveros. 2da edición. Santa Cruz, Bolivia. pp. 53 - 61.

Thompson B.E., 1985. Seedling morphology: what you can tell by looking. En: Evaluating Seedling Quality: Principles, Procedures, and Predictive Abilities of Major Tests. Duryea M. L., ed. Corvallis, Oregon, FRL, pp. 59-71.

Toole, E. 1998. Cultivo y mejoramiento de plantas tropicales. Trad. Adaptado del inglés por Alonso Blackalleer. 2da edición México D.F. Limusa. 761 p.

Turnbull, J.W. 1975. Ecología y variación de *Eucalyptus camaldulensis*. Información sobre Recursos Genéticos Forestales Nº 2. FAO, Roma.

Vásquez, A. 2001. Silvicultura de Plantaciones forestales en Colombia Universidad del Tolima. Facultad de ingeniería forestal. Ibagué – Tolima. pp. 46-47.

Verdisismo, s/f. Disponible en: <https://www.verdissimo.com/es/noticias/los-tipos-eucaliptos-verdissimo-diferentes-usos>

Weaver, P. L. 1993. *Tectona grandis* L. f. Department of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experiment Station. New Orleans, U. S. A. 540 p.

Willian, R. L. 1991. Guía para la manipulación de semillas forestales, estudio con especial referencia a los trópicos. DANIDA - FAO Montes 20/2. 502 p.

Wilson, CL; Loomis, WE. 1992. Botánica. Trad IL de Coll. México, D.F. México, Limusa 41 p.

Zallez, T. 1988. Manual del técnico forestal. Silvicultura-viveros. Escuela Técnica Superior Forestal. Misión forestal Alemana UMSS-GTZ-Cochabamba, Bolivia. pp. 3-37.

Zeballos, M. 2000. Estudio de los cambios en la composición florística, cobertura vegetal y fenología a lo largo de un ciclo anual en el área permanente de Cota Cota – La Paz. Tesis de grado para obtener el grado para obtener el grado de Licenciatura Universidad Mayor de San Andrés. Facultad de Agronomía. La Paz, Bolivia. 110 p.

ANEXOS

Anexo 1. Ubicación del lugar.



Fotografía 1. Vivero multipropósito donde se realizó la investigación.



Fotografía 2. Ubicación de la investigación.

Anexo 2. *Archivo fotográfico.*



Fotografía 1. Limpieza a las semillas de eucalipto Baby blue.



Fotografía 2. Semillas de eucalipto Baby blue para los tratamientos pre germinativos.



Fotografía 3. Germinación del T0
(Sin escarificación)



Fotografía 4. Germinación del T1
(Lijado de las semillas)



Fotografía 5. Germinación del T2
(Remojo en agua por 24 horas)



Fotografía 6. Germinación del T3
(Remojo en peróxido de hidrogeno)



Fotografía 7. Preparación del almacigo



Fotografía 8. Semillas germinadas en el almacigo



Fotografía 9. Semillas de eucalipto germinadas a los 20 días



Fotografía 10. Trasplante de eucalipto Baby blue



Fotografía 11. Plantas de eucalipto en crecimiento



Fotografía 12 y 13. Plantines de eucalipto en crecimiento de los T1R2 Y T0R3.

Anexo 3. Datos de tabulación

PORCENTAJE DE GERMINACION			
	R1	R2	Promedio
T0	70	70	70
T1	70	80	80
T2	80	80	80
T3	70	80	80

Tabla 1. Datos variable porcentaje de germinación

		NUMERO DE HOJAS					
		R1	R2	R3	R4	R5	Promedio
T0	M1	24	20	24	22	26	23,2
	M2	24	20	24	20	26	22,8
	M3	22	22	22	20	24	22
	M4	22	26	24	20	24	23,2
	M5	24	22	20	28	26	24
T1	M1	28	20	22	20	18	21,6
	M2	22	26	22	22	20	22,4
	M3	24	22	18	20	20	20,8
	M4	26	20	24	24	18	22,4
	M5	28	20	20	20	20	21,6
T2	M1	24	20	26	24	22	23,2
	M2	22	20	22	24	26	22,8
	M3	24	20	24	22	22	22,4
	M4	24	22	24	20	28	23,6
	M5	26	20	20	22	28	23,2
T3	M1	18	18	18	20	20	18,8
	M2	22	26	18	22	22	22
	M3	24	24	26	18	20	22,4
	M4	22	22	18	18	22	20,4
	M5	20	22	28	22	22	22,8

Tabla 2. Datos de la variable número de hojas

ALTURA DE PLANTA							
		R1	R2	R3	R4	R5	Promedio
T0	M1	21	19,8	23,2	21	25,5	22,1
	M2	22	22,2	25,2	19,8	21,2	22,08
	M3	19,5	20,3	20	19,5	20,8	20,02
	M4	24,1	25	20,5	19,2	21,8	22,12
	M5	21,9	19,8	20	28,5	28	23,64
T1	M1	30	22,5	19	18,5	16,2	21,24
	M2	20	23	18,5	18,2	20,5	20,04
	M3	21,5	20,1	19,5	18,9	18,5	19,7
	M4	19,8	19,5	20,5	21	19,8	20,12
	M5	24,2	19,5	19,5	19,1	18,2	20,1
T2	M1	16,5	18,9	26,1	19,8	18,5	19,96
	M2	22,1	24,1	21,1	19,2	20,1	21,32
	M3	20,2	18,8	19,5	21,5	20,5	20,1
	M4	19,5	19,5	19,6	19,5	23,1	20,24
	M5	24,1	17,5	18,5	19,2	21,5	20,16
T3	M1	20,1	19,6	19,5	17,5	19,5	19,24
	M2	20,2	24,5	18,2	29,1	19,8	22,36
	M3	23,5	22	19,5	20,3	18,4	20,74
	M4	18,5	20,6	16,5	20,1	19,5	19,04
	M5	20,5	20,5	20,3	18,2	19,7	19,84

Tabla 3. Datos de la variable altura de planta

TRATAMIENTOS	DIAMETRO DE TALLO
T0	0,2
T1	0,2
T2	0,3
T3	0,25
T0	0,21
T1	0,2
T2	0,25
T3	0,22
T0	0,2
T1	0,21
T2	0,2
T3	0,23
T0	0,22
T1	0,22
T2	0,2
T3	0,25
T0	0,24
T1	0,2
T2	0,21
T3	0,3

Tabla 4. Datos de la variable diámetro de tallo

Anexo 4. Análisis de varianza

Porcentaje de germinación

	Tratamiento	Días a la germinación	R1	R2	Promedio
T0	Sin escarificación (testigo)	9	70	70	70
T1	Escarificación mecánica (lija)	9	70	80	80
T2	Escarificación física (remojo en agua)	8	80	80	80
T3	Escarificación química (remojo en agua oxigenada H ₂ O ₂)	9	70	80	80

Fuente: Investigación propia

Tabla 16 Análisis de varianza para el porcentaje de germinación

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
TRATAMIENTOS	100.00	3	33.33	1.33	0.3813	NS
ERROR	100.00	4	25.00			
TOTAL	200.00	7				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

Tabla 17 *Análisis de varianza para el número de hojas a la primera semana de ser trasplantado (17 de junio)*

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	0.55	3	0.18	1.29	0.3213	NS
BLOQUE	0.30	4	0.08	0.53	0.7166	NS
ERROR	1.70	12	0.14			
TOTAL	2.55	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V. = 17.51%

Tabla 18 *Análisis de varianza para el número de hojas a la sexta semana de ser trasplantado (26 de agosto)*

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	6.95	3	2.32	9.93	0.014	*
BLOQUE	1.20	4	0.30	1.29	0.3294	NS
ERROR	2.80	12	0.23			
TOTAL	10.95	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo, * = Significativo.

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V. = 4.37 %

Tabla 19 Prueba Duncan número de hojas en relación al vivero-pared

VIVERO-PARED	MEDIAS	N	E.E.	
0.50	12.00	5	0.22	A
1.50	11.00	5	0.22	B
1.00	10.80	5	0.22	B
2.00	10.40	5	0.22	B

Fuente: Elaboración propia

Tabla 20 Análisis de varianza para el número de hojas (4 de octubre)

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	12.13	3	4.04	4.03	0.0338	*
BLOQUE	3.71	4	0.93	0.93	0.4810	NS
ERROR	12.03	12	1.00			
TOTAL	27.87	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo, * = Significativo.

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V. = 4.49 %

Tabla 21 Prueba Duncan para el número de hojas

VIVERO-PARED	MEDIAS	N	E.E.		
0.50	23.04	5	0.45	A	
1.50	23.04	5	0.45	A	
1.00	21.76	5	0.45	A	B
2.00	21.28	5	0.45		B

Fuente: Elaboración propia

Tabla 22 Análisis de varianza para altura de planta a la primera semana de ser trasplantado (17 de junio)

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	0.02	3	0.01	0.95	0.4495	NS
BLOQUE	0.03	4	0.01	0.82	0.5345	NS
ERROR	0.09	12	0.01			
TOTAL	0.14	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V. = 8.10 %

Tabla 23 Análisis de varianza para altura de planta a la sexta semana de ser trasplantado (26 de agosto)

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	3.94	3	1.31	3.42	0.0529	*
BLOQUE	2.61	4	0.65	1.70	0.2149	NS
ERROR	4.62	12	0.38			
TOTAL	11.17	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo, * = Significativo.

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V. = 9.33 %

Tabla 24 Prueba Duncan para altura de planta

VIVERO-PARED	MEDIAS	N	E.E.		
0.50	7.34	5	0.28	A	
1.50	6.72	5	0.28	A	B
1.00	6.30	5	0.28		B
2.00	6.22	5	0.28		B

Fuente: Elaboración propia

Tabla 25 Análisis de varianza para altura de planta (4 de octubre)

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	8.8	3	2.93	2.95	0.0757	*
BLOQUE	6.86	4	1.71	1.72	0.2093	NS
ERROR	11.93	12	0.99			
TOTAL	27.59	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo, * = Significativo.

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V. = 4.82 %

Tabla 26 Prueba Duncan para altura de planta

VIVERO-PARED	MEDIAS	N	E.E.		
0.50	21.66	5	0.45	A	
1.50	20.88	5	0.45	A	B
1.00	20.44	5	0.45	A	B
2.00	19.84	5	0.45		B

Fuente: Elaboración propia

Tabla 27 Análisis de varianza diámetro de tallo (4 de octubre)

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
TRATAMIENTOS	0.01	3	0.9E-03	2.21	0.1396	NS
BLOQUES	2.3E-03	4	5.7E-04	0.65	0.6367	NS
ERROR	0.01	12	8.9E-04			
TOTAL	0.02	19				

Fuente: Elaboración propia

NS= No significativo

Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V.= 13.09 %

Tabla 28 Análisis de varianza Índice de esbeltez

F.V.	S.C.	G.L.	C.M.	F.	p-valor	
VIVERO-PARED	1065.12	3	355.04	5.18	0.0159	*
BLOQUES	1226.28	4	306.57	4.47	0.0192	*
ERROR	822.19	12	68.52			
TOTAL	3113.58	19				

Fuente: Elaboración propia

* = Significativo.

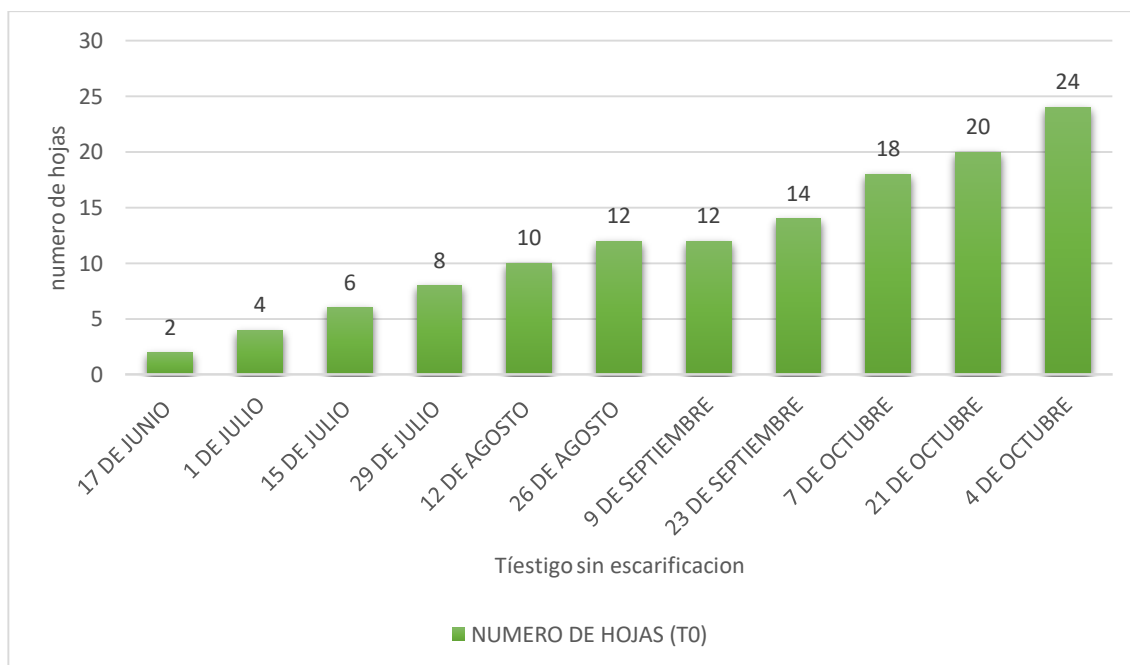
Diferencia estadística significativa al nivel de 5%

C.V.= 8.86

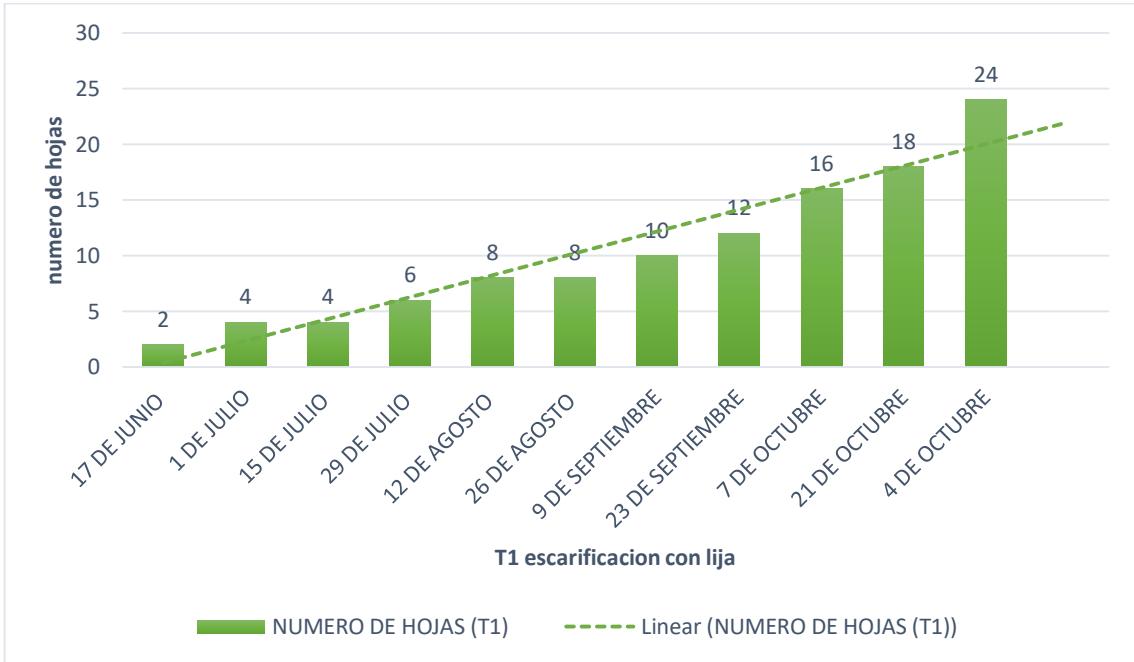
Tabla 29 Prueba Duncan para índice de esbeltez.

VIVERO-PARED	MEDIAS	N	E.E.	
1.00	100.64	5	3.70	A
0.50	100.52	5	3.70	A
1.50	87.79	5	3.70	B
2.00	84.54	5	3.70	B

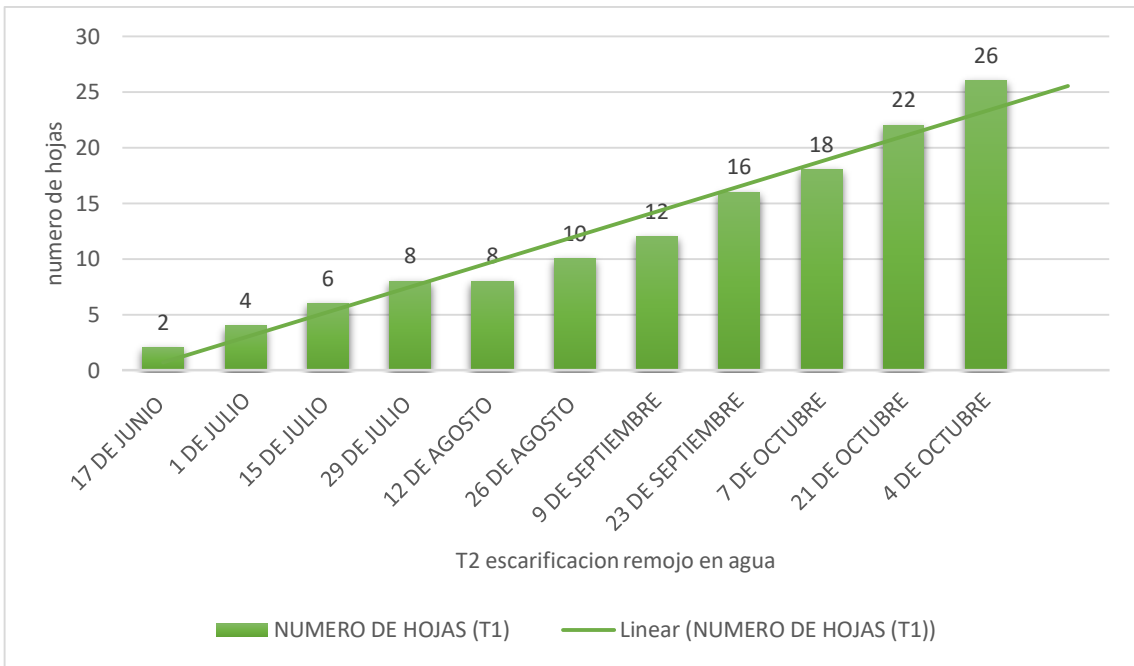
Fuente: Elaboración propia



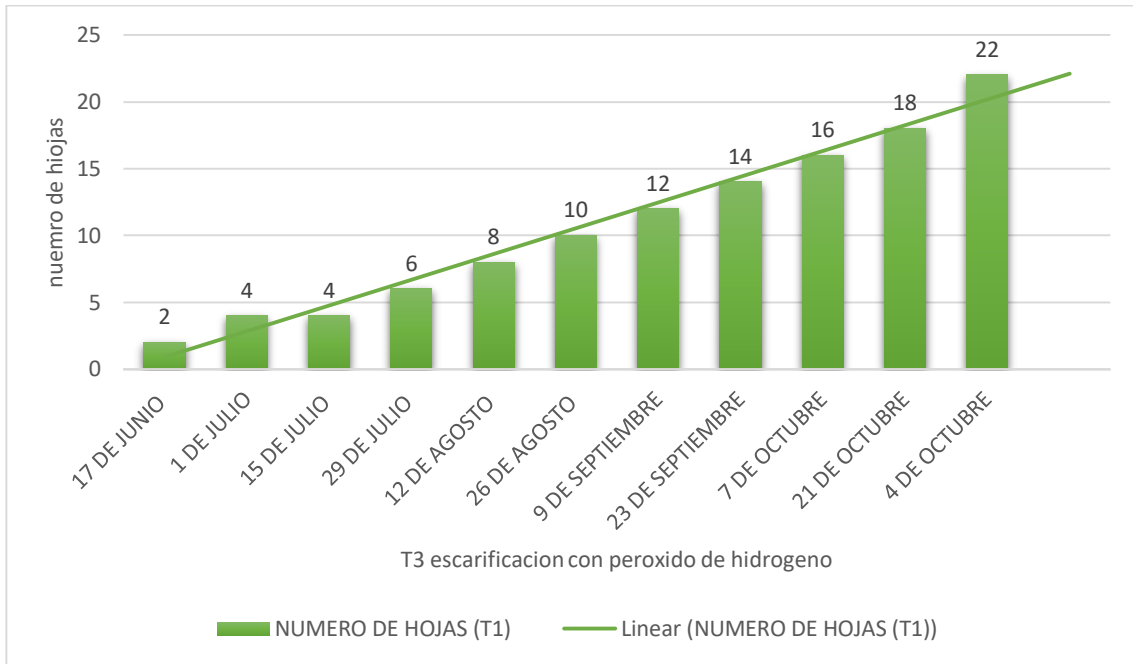
Anexo 11 Aumento del número de hojas del T0 (testigo)



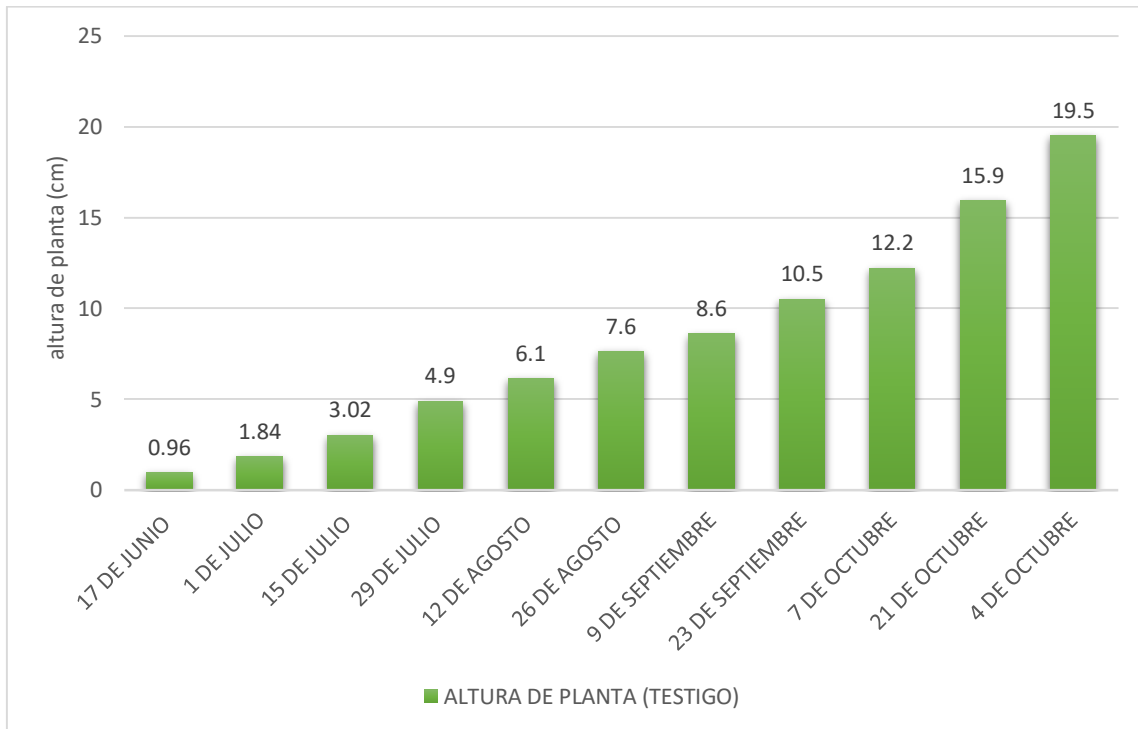
Anexo 11 Aumento el número de hojas del T1 (escarificación con lija).



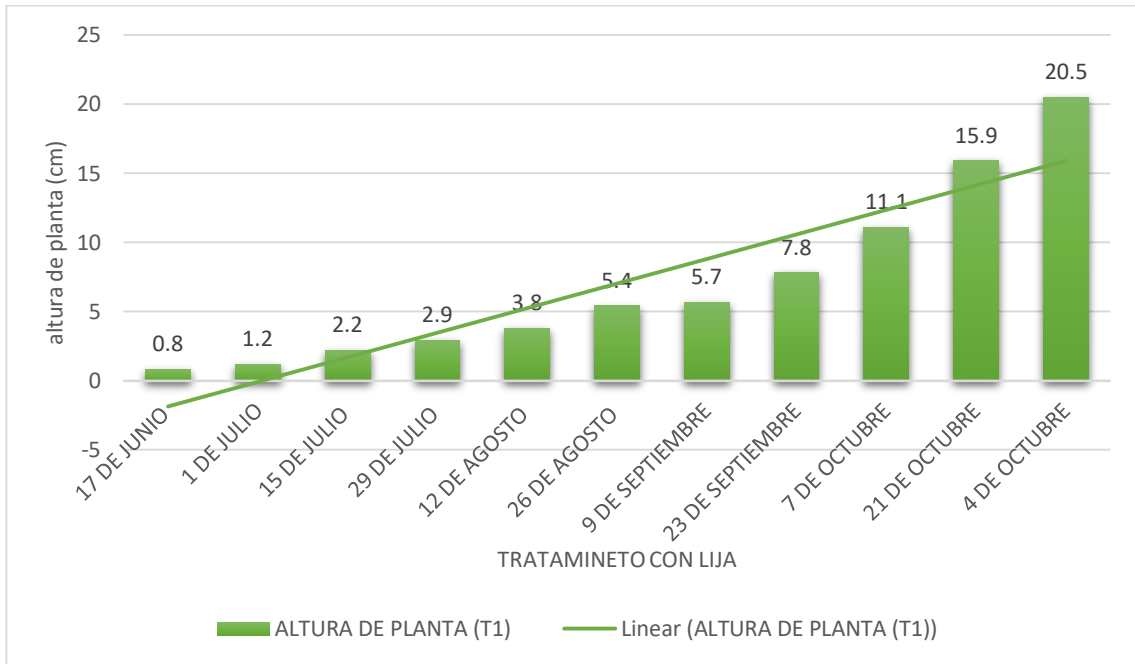
Anexo 12 Aumento el número de hojas del T2 (escarificación remojo en agua por 24 horas)



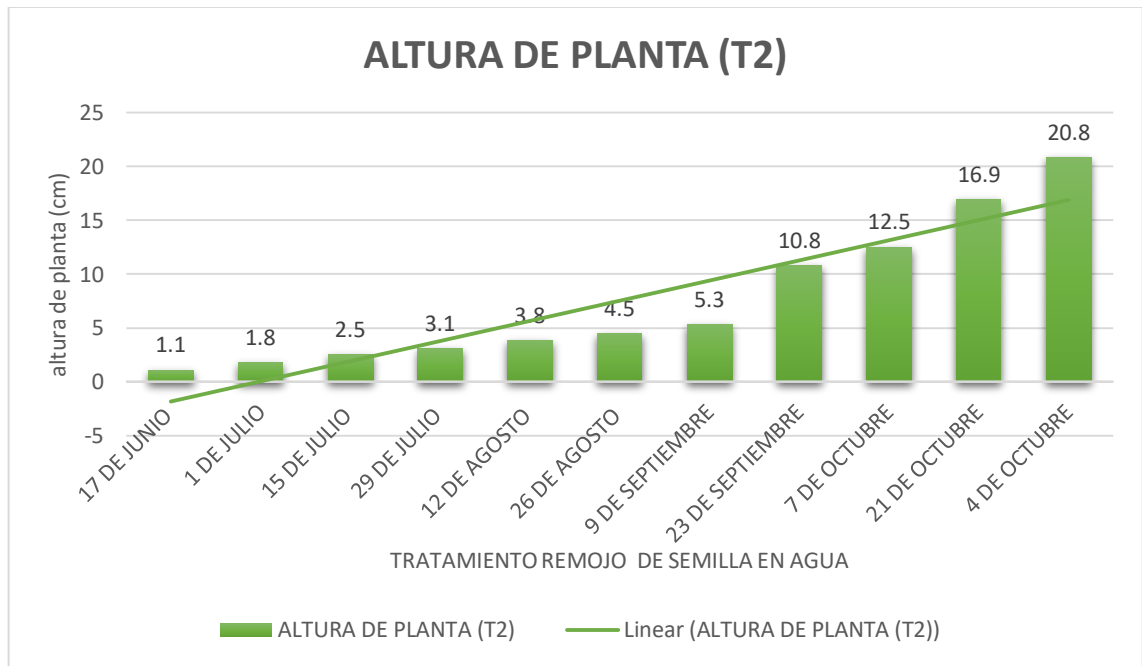
Anexo 13 Aumento el número de hojas del T3 (escarificación con peróxido de hidrogeno)



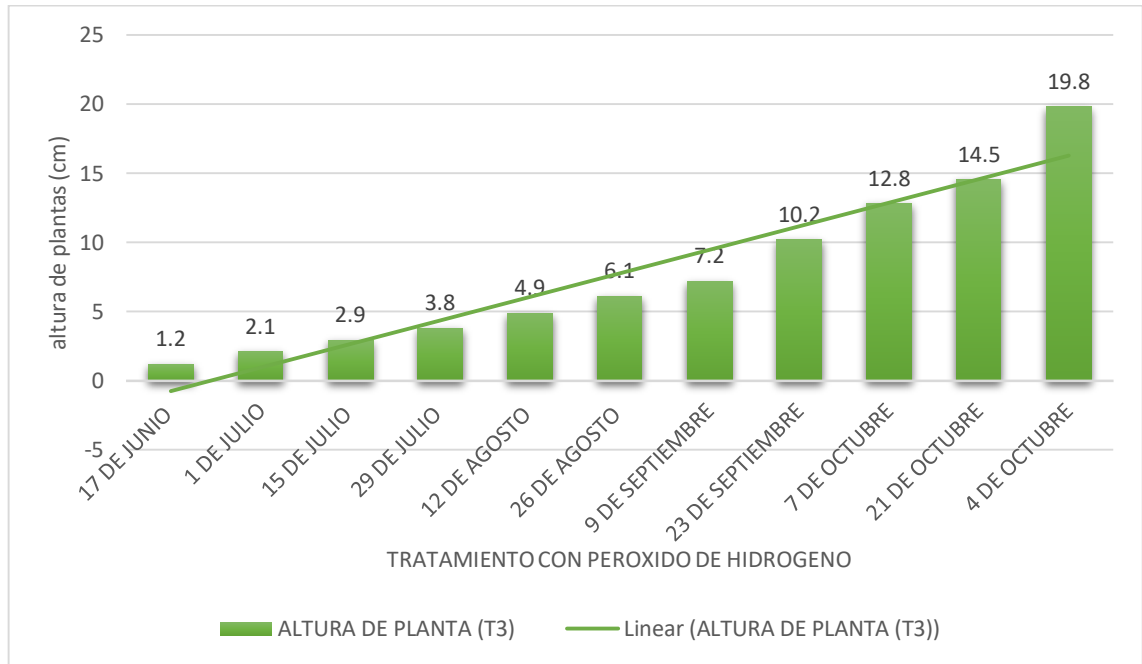
Anexo 14 Altura de planta del T0 (testigo)



Anexo 15 Altura de planta del T1 (escarificación con lija)



Anexo 16 Altura de planta del T2 (escarificación remojo en agua por 24 horas)



Anexo 17 Altura de planta del T2 (escarificación con peróxido de hidrogeno)