

**CAPÍTULO I**  
**INTRODUCCIÓN**

# CAPÍTULO I

## INTRODUCCIÓN

### 1.1. Introducción

El análisis de crecimiento es una aproximación cuantitativa, que usa datos simples y básicos, para la descripción e interpretación de las plantas que crecen bajo ambiente natural, seminatural o controlado. (Hunt 1978, 2003) y (Hunt et ál., 1984)

La producción de diferentes tipos de cultivos de árboles exóticos como también nativas en el departamento de Tarija, es de gran importancia ya que son esenciales para mantener el equilibrio ecológico en la tierra, producen oxígeno, absorben dióxido de carbono y otros gases contaminantes, proporcionan sombra, refugio para la fauna, la calidad del aire, la prevención de la erosión del suelo y la reducción del impacto del cambio climático. Además de las funciones y beneficios para el hombre, juega un rol importante en la ornamentación y estética de la ciudad.

El Brachichito (*Brachychiton populneus* (Schott & Endl.)) es una especie forestal exótica, que es muy utilizado con fines ornamentales y como árbol de sombra, soporta casi todo, la sequía, las temperaturas de hasta 40°C e incluso puede aguantar las heladas de corta duración sin sufrir daños. Además de todas estas cualidades, hay que decir también que su ritmo de crecimiento es muy rápido, (Sánchez, 2008), un estudio más profundo sobre el crecimiento de esta especie hará entender, la calidad de las semillas que posee.

Desde que germina la semilla, a medida que pasa el tiempo, la planta va creciendo, sus células se dividen y multiplican, luego se alargan; el efecto, por supuesto, es que la planta aumenta en tamaño y peso, sin embargo, el crecimiento no es uniforme en toda la planta. (Bidwell, R.G.S., 1993)

El análisis morfofisiológico del crecimiento Brachichito (*Brachychiton populneus* (Schott & Endl.)) en fase de vivero, se enfoca en el estudio de las características de la planta, así como en los procesos que intervienen en su crecimiento y desarrollo, estas características pueden variar según la especie, la edad y las condiciones ambientales en las que se desarrolla el árbol. También es importante que la planta tenga la dimensión y energía adecuada, que las proporciones de tallo y raíz sean tales que aseguren el

equilibrio fisiológico y que las semillas tengan una conformación que la predisponga para una rápida utilización de todas las posibilidades de penetración, expansión y absorción de la está dotada la especie.

Las técnicas que se utilizaron para este estudio es un análisis morfofisiológico del crecimiento que son herramientas útiles para estudiar aspectos como medidas directas tales como masa seca total de la planta, área foliar total y tiempo; y medidas derivadas como son la relaciones entre estas tasas de crecimiento (TRC) con algunos rasgos funcionales de las plantas, como la arquitectura de la copa y la captura de luz, la composición química de la hoja y su longevidad y la resistencia al estrés. La importancia que tiene el peso de la semilla (disponibilidad inicial de recursos) con las tasas de crecimiento de las plántulas y su probabilidad de supervivencia.

## **1.2. Justificación**

El crecimiento de los árboles es producto de la acción encontrada entre el anabolismo (fotosíntesis) y el catabolismo (respiración), pues las plantas crecen cuando la formación sobrepasa la degradación, y cuando el crecimiento se detiene es cuando se equilibran ambos procesos (Bertalanffy 1976, Ortega 2001).

Dicho crecimiento, está influenciado por diversos factores ambientales, como la intensidad de luz, temperatura, concentración de CO<sub>2</sub>, vientos, nubosidad, suministro de agua y condiciones del suelo (Taiz & Zeiger 1991, Baker et al. 2003); incluso las variaciones interanuales en el clima pueden llegar a explicar parcialmente las tasas de crecimiento de los árboles (Clark y Clark 1994). También, está influenciado por el potencial genético de la semilla y la calidad de la misma.

La Silvicultura Urbana se relaciona con el cultivo y ordenación de árboles en áreas urbanas para la obtención de bienes y servicios para los habitantes de la ciudad, tales como, aire limpio y fresco, captura y almacenamiento de carbono, agua, suelo, paisajes naturales, protección de la fauna y flora, control de condiciones climáticas, consolidación de espacios para el desarrollo de actividades como pesca, recreación, recolección de frutos entre otras. En este sentido la producción entonces incluye todas las acciones que deben realizarse para garantizar el correcto crecimiento de las diferentes especies y dentro de la ordenación se establecen el conjunto de acciones para

prevenir todo tipo de afectación que se pueda presentar por el incorrecto manejo e intervención técnica de las especies arbóreas.

La calidad de la semilla tiene un efecto decisivo sobre la calidad de los árboles establecidos y sobre la economía de su plantación. Su importancia es la misma ya se trate de sembrar en plantaciones comerciales a gran escala, bosques de granja difusos en pequeña escala o árboles individuales dispersos, en áreas urbanas. A través de este trabajo se pretende tener mayor conocimiento para optimizar el crecimiento de esta especie, con la finalidad de identificar el tamaño más adecuado destinados a la producción de plantines de Brachichito (*Brachychitum populneus* (Schott y ENDL.)) de buena calidad, en la fase de vivero.

Los resultados de este trabajo, los parámetros e índices morfofisiológicos generados son útiles para la producción de Brachichito en vivero; destacando la importancia de complementar los ensayos de germinación con pruebas de viabilidad para obtener más información acerca de la calidad de semillas.

Teniendo presente que en los últimos años se incrementa la utilización de la especie en nuestro Departamento y País, principalmente en áreas urbanas como así mismo, en áreas productivas (empleado como cortinas rompe vientos), esto debido a su velocidad de crecimiento, resistencia a heladas no muy acentuadas, porte, forma de la copa, follaje persistente y otras particularidades de la especie.

### **1.3. Planteamiento del Problema**

El departamento de Tarija presenta condiciones favorables para el cultivo de diferentes tipos de árboles, tanto, exóticas como nativas, el Brachichito (*Brachychitum populneus* (Schott y Endle.) R. Br. en la actualidad muestra un rápido crecimiento y buena adaptación a las condiciones climáticas de la ciudad, por lo cual, su uso como ornamental va en incremento, sin embargo, su cultivo no es muy conocido, siendo necesario generar conocimiento técnico y científico. Con el fin de contribuir a la solución de este problema, se propuso el presente trabajo de investigación, para mejorar las condiciones de producción que permitan obtener plantines con mejor calidad, basado en características morfofisiológicas que aseguren su adaptación y sobrevivencia en la plantación definitiva de la especie.

#### **1.4. Formulación del problema**

¿Cómo influye el tamaño o peso de las semillas en el crecimiento de la fase inicial de producción de plantines en vivero, evaluado en base a índices de crecimiento morfofisiológico de Brachichito?

#### **1.5. Hipótesis**

El tamaño o peso de las semillas de especies forestales, tienen influencia en las características morfológicas y fisiológicas de las plántulas de Brachichito (*Brachychitum populneus* (Schott y ENDL.) R. Br. y se manifiesta en las tasas de crecimiento.

#### **1.6. Objetivos**

##### **1.6.1. Objetivo General**

- Evaluar el crecimiento de Brachichito (*Brachychitum populneus* (Schott y ENDL.) en los primeros estadios de desarrollo (fase de plántula), empleando variables morfofisiológicas que permitan determinar los índices de crecimiento y conocer la mejor opción de producción de plántulas vigorosas y mejor calidad, para restaurar ecosistemas y ornato público de la ciudad de Tarija.

##### **1.6.2. Objetivos Específicos**

- Examinar la importancia que tiene el peso de la semilla (disponibilidad inicial de recursos) respecto a los índices de crecimiento de las plántulas en vivero y su probabilidad de supervivencia.
- Caracterizar el crecimiento vegetativo de la especie a partir del cálculo de las medidas derivadas de crecimiento: Tasa de asimilación neta (TAN), Tasa de crecimiento relativo (TCR), Tasa de crecimiento del cultivo (TCC), Relación del área foliar (RAF), Duración del área foliar (DAF) e índice de área foliar (IAF).
- Evaluar las relaciones alométricas con algunos índices de crecimiento (TCR) con algunos rasgos funcionales de las plantas, como: altura total, longitud y peso del sistema radicular, superficie foliar y relación raíz /vástago.

**CAPÍTULO II**  
**REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA**

## CAPÍTULO II

### REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

#### 2.1. Descripción botánica de la especie

Es un árbol semi-perenne (o semi-caduco, es lo mismo) originario de Australia, donde recibe el nombre de kurrajong. En los diferentes países lo llamamos brachichito, braquiquito o árbol botella, refiriéndonos a la forma que adquiere el tronco. Crece hasta los 12 metros de altura, y desarrolla una copa redondeada compuesta por hojas simples o puntiagudas, con o sin lóbulos; incluso a veces se da el caso de que un mismo ejemplar tiene varios tipos de hojas. (Martínez, 2018). En invierno pierde parcialmente su follaje, morfológicamente posee hojas de color verde oscuro y forma lanceoladas.

#### 2.1.1. Taxonomía de la especie

Cuadro N°1 Clasificación taxonómica

<b>TAXONOMÍA</b>	
Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Subclase:	Dilleniidae
Orden:	Malvales
Familia:	Malvaceae
Subfamilia:	Sterculioideae
Género:	Brachychiton
Especie:	<i>B. populneus</i> (Schott & Endl.)
Nombre científico:	<i>Brachychiton populneus</i> (Schott & ENDL.)
Nombre común:	Brachichito, Braquiquito, Árbol botella.

Fuente: Elaboración propia

## **2.1.2. Características morfológicas del Brachichito (*Brachychiton populneus* (Schott & ENDL.))**

### **2.1.2.1. Hojas**

Las hojas presentan disposición alterna, de forma lanceolada a ovado-lanceoladas, a veces cordiformes, rara vez rómbicas, de 6 a 12 cm de longitud, con un largo pecíolo glabro de 3 a 8 cm de largo, a su vez son de color verde oscuro brillantes arriba, más pálidas o glaucescentes debajo, enteras o con 1 o 2 lóbulos laterales cortos, o profundamente 3 a 5 lobulados en subespecie trilobus (Guymer, 1988); las estípulas son caducas, estrechamente triangulares, acuminadas, escasamente puberulentas, de 4 a 7 mm de largo y 0.7 a 1.2 mm de ancho.

### **2.1.2.2. Tallo**

Poseen crecimiento simpodial, el tronco es generalmente recto y cilíndrico y a veces se ensancha por su base, lo que le permite al brachichito almacenar agua en tiempos de sequía. (Guymer, 1988).

### **2.1.2.3. Corteza**

Su corteza cuando es joven es de color verde y textura lisa, pero con los años se ennegrece y se agrieta, de forma que le aparecen pequeñas fisuras longitudinales. (Guymer, 1988).

### **2.1.2.4. Flores**

Flores vistosas, con forma acampanada. Las flores masculinas son de color blanco y glabras arriba, rojas y glandulares puberulentas en la base; las femeninas son de color crema o verde pálido y glabras en la parte superior y rojas y glandulares puberulentas en la base. Ambas flores tienen alrededor de 20 estambres (Guymer, 1988).

Crecen agrupadas en racimos que cuelgan de la axila de las hojas (entre la hoja y el tallo). Florece en primavera o verano.



#### **2.1.2.5. Inflorescencias**

Las inflorescencias son densas panículas axilares, con flores unisexuales por aborto de uno de los sexos, acampanadas, de 1-1,5 cm de diámetro, de color crema o verde pálido en el exterior y verde pálido o blanco amarillento y manchado o moteado de rojo por dentro. (Guymer, 1988).

#### **2.1.2.6. Fruto**

Fruto seco de tipo folículo, leñoso, con varios gajos, tiene forma abarquillada de 1 a 7 cm de largo, termina en pico y cuelga de un largo pedúnculo. El fruto, que es de color negro cuando madura, se abre longitudinalmente por la zona central; dentro contienen de 4 a 18 semillas de color amarillo, revestidas de cortos pelos que pueden producir irritación cutánea y ocular. (Guymer, 1988).

#### **2.1.2.7. Semilla**

Las semillas son ovoides, lisas y amarillas, se observa una cantidad numerosa, entre ocho y dieciocho en cada folículo. Están rodeadas de un endocarpo piloso y estos pelos son urticantes. Los pelos que dan su nombre al género, funcionan como protección ante ciertos animales impidiendo que estos se los coman y actúan adhiriéndose al pelaje de algunas especies de mamíferos como método de propagación. (Guymer, 1988)

Las semillas son dispersadas por gravedad y al caer del suelo por el comportamiento de forrajeo de roedores y por aves omnívoras no migratorias de Australia.

#### **2.1.2.8. Reproducción**

Se reproduce por semilla o por esqueje. La semilla germina con facilidad; para aumentar su poder de germinación conviene sumergirla previamente en agua durante 12 horas.

Brotan a alta temperatura y no a la luz, brota entre una y tres semanas, pero en conjunto tardan bastante tiempo.

Cuando las plántulas alcanzan una altura de 2,5 cm, se sumergen y se trasplantan a una pequeña maceta. Se propaga también por esquejes de unos 12 cm de largo, que, después

de secarse, se colocan en un sustrato suelto de arena, musgo y perlita con la adición de fungicida, se cubre con una película. (Robledo, 2020)

## **2.2. Enfermedades y Plagas**

El árbol brachichito generalmente está libre de plagas y enfermedades, pero la alimentación puede fomentar un crecimiento frondoso que puede atraer a la oruga de rodillo de hoja Kurrajong o a las aves que buscan refugio.

Con todo, se ve afectada por los ácaros araña, los insectos escamas y las moscas blancas, la putrefacción de la raíz es posible con un riego excesivo.

Sufre de falta de luz: crece lentamente, los brotes se estiran, las hojas se vuelven menos, se vuelven pálidas. Las plantas jóvenes pueden sufrir de exceso de luz porque se producen quemaduras de sol en las hojas. (Robledo, 2020)

## **2.3. Factores de producción**

### **2.3.1. Ubicación**

El brachichito es una planta que crece expuesto a la luz del sol de forma directa, gracias a ella puede realizar la fotosíntesis con normalidad, algo que mejora su salud y le permite tener un tronco recto y fuerte.

No está considerado un árbol invasor, pero sí que debemos tener en cuenta que rebrota de la raíz siempre que sea joven. (Mula, 2020).

### **2.3.2. Climatología**

Debemos ubicar al árbol en una zona muy soleada, ya que está acostumbrado a crecer a pleno sol. En cuanto a temperaturas, aguanta bien temperaturas cálidas y ligeramente bien el frío, soportando pequeñas heladas invernales. (Mula, 2020).

### **2.3.3. Suelo**

Este árbol se adapta muy bien a todo tipo de texturas de suelo y pH, aunque tiene preferencia por los alcalinos o calcáreos. Se necesita un buen drenaje ya que es una especie acostumbrada a recibir pocos riegos.

Es importante mantener fértil el suelo, y la mejor forma de conseguirlo es aportar materia orgánica a razón de 3 o 4 kg/árbol, alrededor del tronco, reponiendo cada año o cada 2 años. (Mula, 2020)

#### **2.3.4. Agua**

Soporta situaciones de sequía, aunque debemos aportar agua especialmente en los meses más calurosos de primavera y verano, coincidiendo con la época de floración.

La forma más fácil de regarlo es colocando 1 gotero por árbol con una dosificación de 4 L/h, aunque puede realizarse con riego manual sin problemas.

Una forma apropiada de dosificar el agua de riego para el brachichito sería la siguiente, adaptándolo a las condiciones climáticas y de suelo de la zona. (Mula, 2020).

- Riego en primavera y verano: 2 a 3 riegos por semana, aportando entre 3 y 4 litros por riego.
- Riego en otoño e invierno: 1 a 2 riegos por semana de 30 minutos, aportando entre 2 y 3 litros por riego.

#### **2.3.5. Fertilización orgánica**

El árbol brachichito no es necesario abonar si más o menos se conserva un suelo fértil con el aporte continuo de materia orgánica. Se necesita un estímulo para facilitar la brotación y la floración, para este tipo de especie lo más recomendable es aportar abono sólido granulado.

La recomendación un abono NPK alto en nitrógeno y con macronutrientes secundarios (calcio o magnesio) y algo de micronutrientes. Se aplica 1 kg por árbol, alrededor del tronco, de 2 a 4 veces por año, repartido en los meses de primavera y verano. (Mula, 2020).

#### **2.4. Poda**

El árbol brachichito no se suele podar debido a que desarrolla un crecimiento vertical. Sin embargo, se recomienda de cortar ramas que se crucen, estén dañadas o afectadas por el viento. (Mula, 2020)

No requiere en realidad una poda constante como tal más allá de lo que se considera estético, encontrándose que si se requiere hacer unas modificaciones han de ser más por mejorar su apariencia que por necesidad. Siendo así, se le puede también quitar las hojas secas en verano si lo necesitase o mantenerlo a una altura en específico.

Entendiéndose que esto no es algo que necesite, sino que se hace más por preferencia puesto que existes quienes aseguran que no se necesita podar en lo absoluto. (Robledo, 2020)

## **2.5. Germinación de la especie**

La forma más sencilla de multiplicar el brachichito es mediante semillas, una vez se produce la floración, aparecen pequeños frutos envueltos en una vaina. El proceso consiste en esperar a que se seque por completo una vez están maduros, desprendiendo las semillas con facilidad. (Mula, 2020).

## **2.6. Principales usos**

### **2.6.1. Uso forestal o jardinero**

El brachichito es utilizado principalmente para ser sembrado en parques, avenidas y jardines amplios, se usa en jardinería urbana como árbol de sombra, tanto en alineaciones como en grupo y de forma aislada. En su zona de origen se planta en los márgenes de los caminos y en las lindes de los campos.

### **2.6.2. Otros usos**

A lo largo de su historia, se han encontrado diferentes aprovechamientos de especies del género *Brachychiton*. Los antiguos aborígenes, se alimentaban de sus semillas al tostarlas. La madera, suave al tacto y elástica, se utilizaba como escudo protector, y con las fibras de la corteza se hacían sandalias y ropajes.

Las poblaciones nativas en tierras agrícolas, a menudo los retienen para proporcionar sombra densa y forraje de sequía. Las hojas cortadas de las ramas son nutritivas y deseables para almacenar, sin embargo, el consumo de la fruta puede causar enfermedades. Los árboles de raíces profundas tienen un impacto mínimo en el cultivo

y también apoyan la producción de miel. Las semillas molidas se pueden preparar en un sustituto del café o agregarse al pan. La raíz primaria hinchada, parecida a la zanahoria, es nutritiva y agradable y el exudado de la goma también es comestible. La fibra extraída del tallo se ha utilizado en la fabricación de cordeles y redes (Taverner, 2000).

Recientes estudios han demostrado que el aceite de las fibras de las semillas es más rico en tocoles, clorofilas y carotenoides que el aceite de las semillas. Estos compuestos poseen propiedades antioxidantes. También se demostró una correlación positiva entre el ácido oleico en el aceite de semilla de fibra y linolénico y ácido estercúlico en el aceite de semilla (Mokbli et al, 2017). El ácido linolenico conjugado (ALC), un ácido graso de la serie omega-6 puede influir positivamente sobre el exceso de grasa corporal (Baddini et al, 2009). Los primeros informes sobre los efectos positivos del ALC fueron publicados hace más de 20 años. Los resultados atribuían al ALC un papel reductor de la grasa corporal (Pariza & Ha, 1990) y también un efecto anticarcinogénico. Además de otros efectos benéficos tales como son la reducción de la grasa corporal acumulada, el aumento de la masa magra, la reducción de los síntomas de arteriosclerosis e hipertensión, la mejora del sistema inmunológico, la reducción de la inflamación y efecto favorecedor de la mineralización ósea, así como su utilidad en la prevención y tratamiento de alergias alimentarias (Forga et al, 2006; Valeille et al, 2005; Gómez Ayala, 2009).

Alia et al (2019) realizaron investigaciones en hojas frescas y secas y también en ramas frondosas molidas secadas al aire. Por medio de metanol 70% obtuvieron extracto de *B. populneus* y dieron como resultado el aislamiento e identificación de diecisiete flavonoides mediante diferentes técnicas cromatográficas y espectroscópicas; once de ellos reportados por primera vez desde esta planta.

También investigaron la actividad potencial del extracto de *B. populneus* contra aloxano que induce estrés oxidativo y diabetes en ratas macho. El extracto revirtió los valores de peso corporal de las ratas diabéticas inducidas por aloxano a los de los animales de control después de 24 h. Además, el extracto de *B. populneus* contrarrestó

el efecto del estrés oxidativo inducido por el aloxano provocando un aumento significativo en el nivel de contenido de glutatión y una disminución relativa del nivel de malondialdehído y contenido de óxido nítrico en suero después de 24 h de tratamiento en comparación con ratas diabéticas inducidas por aloxano y con control normoglucémico.

## **2.7. Germinación**

Se denomina colectivamente como germinación, al proceso que ocurre desde el momento en que el embrión reinicia su crecimiento hasta la plántula se establece (Cronquist, 1997). La germinación de la semilla es del desarrollo del embrión hasta la formación de la planta durante la germinación ocurre una serie de cambios bioquímicos consistentes principalmente la solubilización de los azúcares, proteínas y grasas de reservas que sufren variaciones para poder ser asimilados (Tarima, 1998).

Según Duffus y Slaughter (1980), el proceso de germinación está compuesto de tres fases simultáneas:

- Absorción de agua, 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 trasposición a las zonas de crecimiento.
- Agrandamiento y divisiones celulares que traen como consecuencia la aparición de la radícula y la plúmula.
- Agrandamiento y divisiones celulares que traen como consecuencia la aparición de la radícula y la plúmula.

### **2.7.1. Proceso de la germinación**

#### **2.7.1.1. Imbibición**

El agua penetra a la semilla por la imbibición que produce al poco tiempo aumento del volumen (hinchazón). Se destacan una serie de cambios, el embrión respira

rápida y empieza a crecer tomando el alimento que ha estado almacenando en la semilla, o en otro caso lo toman de los cotiledones, toda esta actividad tiene como consecuencia el rompimiento de los tegumentos con esto el embrión se libera y reanuda su desarrollo (Vásquez, 2001).

#### **2.7.1.2. Digestión**

La digestión es el inicio de una actividad enzimática con aumento de la respiración y asimilación, que indican la utilización del alimento almacenado y su traslación a las áreas de crecimiento (Zalles, 1988).

#### **2.7.1.3. Movilización y transporte de alimento**

Asad (1933), ferry y Ward (1996), citado por Mamani (2006), menciona que los procesos de movilización y transporte de los alimentos digeridos se transforman en cuerpos vivos (protoplasma) antes de ser usados en el proceso de crecimiento.

#### **2.7.1.4. Respiración**

Asad (1933), ferry y Ward (1996), citado por Mamani (2006), mencionan que, es el proceso generador de la energía, es decir, las células toman oxígeno del aire y del agua utilizando en procesos exudativas para producir energía química, biológicamente el ATP.

#### **2.7.2. Factores necesarios para germinación**

Aparicio et al. (1999) indica que para que aparezca la germinación es necesaria que existan factores intrínsecos lo que hace referencia a que la semilla debe de estar madura y que conserve su capacidad germinativa (latencia y viabilidad), y de factores propios extrínsecos, es decir, que mantengan vivos e inalterados los tejidos de formación (agua, luz, temperatura, sustrato o medio de cultivo).

### **2.7.2.1. Factores intrínsecos**

#### **Latencia**

Existen diferentes factores inertes de la semilla que afectan su germinación. La latencia es un factor que impide a las semillas germinar hasta que las condiciones que las rodean sean las más favorables (Gaytán, 2001).

Ecológicamente, se piensa que los mecanismos de control de la germinación, se han originado como mecanismos para la supervivencia en la naturaleza (Hartman y Kester, 1989).

#### **Viabilidad**

Es una característica fisiológica de la semilla mediante la cual es potencialmente capaz de germinar. Esta cualidad se ve fluida por factores que actúan antes y después de la maduración de las semillas.

Todas las semillas pasan por un periodo en el cual su viabilidad permanece más o menos constante, aunque con la tendencia natural a disminuir; una vez superado este periodo, el envejecimiento se acelera hasta que la semilla pierde su capacidad de germinar (Hartman y Kester, 1989).

### **2.7.2.2. Factores extrínsecos**

#### **Agua**

Ninguna semilla puede germinar si no está en presencia de agua, las semillas por lo general tienen un contenido de agua relativamente bajo y los procesos fisiológicos para la germinación ocurren solo cuando la proporción de agua ha aumentado (Vásquez, 2001).

#### **Aire**

Las semillas de distintas especies tienen diversas exigencias de oxígeno de gran importancia para la germinación, de gran importancia ya que las semillas respiran rápidamente, es necesario para llevar a cabo las reacciones químicas que transforman las reservas junto a fenómenos respiratorios se intensifican a medida que la plántula



desarrolla. La concentración de oxígeno en el suelo es afectada por la cantidad de agua presente (no germina en suelos anegados de o encharcados), los mismo que cuando se siembran muy profundas (Vásquez, 2001).

### **Temperatura**

Presenta gran interés y constituye un factor capaz de incluir la germinación y crecimiento de las platas, también actúa ecológicamente siendo en buen parte el factor de mayor importancia en la distribución de las plantas. Las semillas difieren en cuanto a las exigencias de temperatura y depende de las especies y del medio ambiente. Para cualquier especie existe un máximo y un mínimo, por encima o debajo del cual la germinación no ocurre (Vásquez, 2001).

### **Luz**

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

### **Medio de cultivo**

La germinación de la semilla se ve notablemente influenciadas por las características físico-químicos del sustrato. Es aquí donde los factores del medio de cultivo interactúan entre sí para generar una gran diversidad de condiciones ambientales, algunas de las cuales desfavorecen y otras favorecen tanto la germinación como el crecimiento y desarrollo de las plántulas (Niembro, 1986).

Las características de sustrato donde se siembren las semillas deben favorecer el crecimiento y desarrollo de las plántulas; básicamente esto se debe a las diferencias entre la temperatura, la disponibilidad de agua y los nutrientes, así como la facilidad del sustrato que le brinde a la raíz para que esta se desarrolle en el interior de la cavidad de envase (Niembro, 1986).

## **2.8. Tratamientos pre germinativos**

Para la operación eficiente de un vivero, se necesita una germinación rápida y uniforme, por consiguiente, se precisa diseñar tratamientos para romper la latencia de la semilla, dicho tratamiento varía de acuerdo a la latencia presente, así como los requerimientos de la especie (CATIE, 2000).

Es importante verificar la existencia de la vida en la semilla que se quiere utilizar antes de realizar un tratamiento pre-germinativo, en especial si la semilla no está certificada por algún banco de semillas. Para hacer esto, se puede colocar la semilla en agua y eliminar las que flotan. También se puede cortar algunas semillas por la mitad para observar si la semilla está completa (Fossati y Olivera, 1996).

Para superar el bloqueo natural que impide la germinación o para uniformizar y mejorar la velocidad de la misma, es posible la utilización de los llamados tratamientos pre-germinativos, una de estas formas es la estratificación en arena, escarificación mecánica, remojo en agua, utilización de ácidos hormonas vegetales entre otros (Goitia, 2003).

### **2.8.1. Lixiviación**

El remojo en agua a temperatura ambiente a veces incrementa la velocidad de germinación en semillas sin latencia y ligeramente latentes. El efecto es la imbibición más rápida de la humedad que rodea la semilla de la que se puede lograr una cama humedecida de semilla (CATIE, 2000).

El crecimiento vegetativo es un proceso fisiológico muy complicado y dependiente de la mayoría de otros factores que tienen un lugar en una planta como: fotosíntesis, respiración, absorción de agua, sustancias nutritivas, minerales y orgánicas. Los procesos fisiológicos se caracterizan por el desarrollo de los órganos de asimilación, como las raíces, tallos y hojas (Rodríguez, 1991).

### **2.9. Sustrato**

Los sustratos permeables para drenar bien y permitir el desarrollo de las raíces en todo volumen del envase. De igual manera indican que los sustratos deben tener el agua para

permitir un cierto espaciamiento entre los riesgos asegurando un buen abastecimiento en agua para la planta (Mesón y Montoya, 1993).

Un sustrato es la mezcla de distintos materiales utilizando en un vivero entre los que encontramos: tierra vegetal, tierra negra, arenilla, guano, compost y tierra del lugar. El sustrato del almacigo es el medio en el cual germinaran las semillas esta debe ser un material fino, poroso, suelto y liviano, de tal manera que permita una buena formación de la raíz principal en todas las especies. Por tanto, el sustrato debe tener una textura arenosa a limosa (Fossati y Olivera, 1996).

La estructura del suelo tiene una gran influencia en el desarrollo a través de su incidencia en el crecimiento de la raíz, corresponde a la resistencia física opuesta a la penetración de la raíz. Una estructura porosa, esponjosa, mullida asegura una buena aireación y retención de la humedad y ofrece las mismas resistencias físicas al crecimiento de la raíz; en cambio si las raíces se encuentran, por ejemplo, capas sucesivas de arenas y arcillas, atraviesan la primera y se multiplicaran en la segunda (Domínguez, 1984).

El sustrato para almacigueras debe ser preparado sin piedras, con material fino, bien nivelado, es recomendable tamizar la tierra, las tierras arcillosas se mezclan con limo o arena para hacerlas más livianas y porosas (Goitia, 2003).

El uso sustrato adecuado debe eliminar o minimizar, los efectos de los problemas en la producción de plantas (Vifinex, 2002).

El sustrato tiene que ser fino, aireado, sano, libre de enfermedades, semillas y malezas. Por eso, hay escoger bien los materiales que sirven para preparar la mezcla. Por eso, hay que escoger bien los materiales que sirven para preparar la mezcla, debiéndose escoger únicamente materiales de alta calidad la mezcla se compone en general de 65% - 75 % de material inerte, con 25 – 35 % de un material orgánico. Los materiales más aptos son: turba orgánica o humus de lombriz como material orgánico y vermiculita o perlita como materia inerte (Meir, 2005).

## **2.10. Semilla**

Para Salisbury y Ross (2000), la semilla es como una forma de supervivencia de las especies vegetales donde el embrión renueva su vitalidad después que sus progenitores ya han desaparecido y cuyo desarrollo suele ser esencial para el crecimiento normal del fruto.

### **2.10.1. Vigor de la semilla**

Espinosa (1996), señala que el vigor de la semilla es la suma total de aquellas propiedades que determinan el nivel de actividad y capacidad de la semilla del lote de semillas durante la germinación y emergencia de la plántula. A su vez Urueña (1980), indica que la semilla no vigorosa, los daños mecánicos pueden afectar la viabilidad y vigor de las semillas y son más susceptibles al ataque de microorganismos.

El vigor es una propiedad de la semilla que permite establecer poblaciones aceptables bajo condiciones de campo tanto óptimas como adversas; otros términos sinónimos son: "valor de siembra". Vigor es el termino más aceptado y ampliamente usado (Lees, 1980).

## **2.11. Recolección de semillas**

Zalles (1998), señala que la recolección de semillas se organiza evaluando el sistema más adecuado para cada especie en función del tamaño del árbol, hábitos de fructificación, tipo y densidad del bosque, forma de diseminación y tamaño de los frutos. Las semillas y los frutos deben ser recolectados cuando están maduros, por otro lado, estas deben ser cosechadas antes de que se deterioren. Las fechas de recolección varían según cada especie y localidad, de acuerdo a esto se aconseja elaborar para cada región, un calendario fenológico indicando el mes de cosecha de las especies más importantes.

Sandoval (1997), indica que hay dos maneras de adquirir semillas, comprando a instituciones especializadas, o mediante recolección local. En ambos casos hay que

verificar una adecuada procedencia. La procedencia se refiere al lugar de origen de la semilla, es decir la localidad geográfica donde se ha desarrollado el árbol padre.

William (1991), menciona que las recolecciones que se efectúan en pequeña escala con fines de investigación, la selección de los árboles dependerá de los objetivos concretos de la investigación proyectada. En muchos países se está presentando mucha atención a la investigación de procedencias, el asesoramiento de la Unión Internacional de Organizaciones de Investigación Forestal (IUFRO) sobre recolección de semillas de procedencias comprende las recomendaciones siguientes en cuanto a la selección de árboles:

- Recolectar en árboles de rodales normales.
- Recolectar en un mínimo de 10 árboles de cada rodal o mejor 25 a 50.
- Los árboles semilleros deben estar separados entre sí por lo menos por la distancia de caída de las semillas.
- Se debe marcar los árboles en los que se recolecta la semilla.
- Se debe recolectar igual número de frutos por árbol.

## **2.12. Propiedades externas de la semilla**

### **2.12.1. Pureza física**

Álvarez y Verona (1988), mencionan que este análisis trata de averiguar el porcentaje de semilla pura (por masa) en una muestra de semilla, lo cual servirá para conocer si se trata o no de esa semilla y así se necesitará mayor o menor cantidad para una siembra dada, en conjunción con los resultados de la germinación de la fracción de semilla pura.

Según la Asociación Internacional para el Ensayo de Semilla (ISTA 1976), citado por Zalles (1988), menciona que la expresión semilla pura, hace referencia a la semilla de la especie de que se trate y además de las semillas maduras y sin daños, se incluyen las semillas de tamaño inferior al normal consumidas inmaduras y germinadas

siempre que puedan identificarse claramente como potenciales especies de las que se trate y los trozos de semillas rotas cuyo tamaño es superior a la mitad original.

### **2.12.2. Peso en mil semillas**

La Asociación Internacional para el Ensayo de Semilla (ISTA 1976), citado por Zalles (1988), prescribe como ocho réplicas de cien semillas cada una con las que se puede calcular la desviación típica y el coeficiente de variación, así como la media; si el coeficiente de variación es inferior a cuatro, entonces se acepta la media, pero si es superior prescriben otras ocho replicas.

Moreno (1984), indica que el objeto de esta prueba es determinar el peso de mil semillas de una muestra. Esto puede llevarse a cabo:

- En la totalidad de la semilla pura, obtenida en el análisis de pureza.
- En ocho repeticiones de cien semillas cada una, de la semilla pura.

## **2.13. Propiedades internas de la semilla**

### **2.13.1. Viabilidad**

Mesón y Montoya (1993), mencionan con respecto a la vialidad y practican diversos tipos de ensayo para determinar este dato fundamental, desde los ensayos en germinadora a las pruebas de campo o a las tinciones con productos que solamente tiñen los tejidos vivos, a veces basta con contarlas para conocer si está viva o no, el sabor puede ser muy ilustrativo, así como el color a veces simplemente el aspecto inferior.

Zalles (1988), define la vialidad como la capacidad potencial que posee una semilla para germinar. Esta capacidad depende por un lado del estado de madurez de la semilla y por otro de su capacidad que significa tamaño, color, contenido de humedad, etc.

### **2.13.2. Germinación y emergencia**

Gómez (1972), define a la germinación de una semilla como: “la emergencia y el desarrollo a partir del embrión, de todas aquellas estructuras esenciales, siendo indicativas de su habilidad para producir una planta normal bajo condiciones favorables”.

Carl (1980), define la germinación a la historia de una semilla que solo queda completa cuando esta ha germinado y la plántula ha quedado establecida. Germinación es la reanudación del crecimiento del embrión y termina al aparecer la radícula al exterior de la cubierta seminal, el establecimiento ha recibido varias definiciones, pero aquí entendemos por tal el periodo que empieza al final de la germinación y termina cuando la plántula se independiza del alimento acumulado en la semilla.

Duffus y Slaughter (1985), indican que la germinación es un proceso de cambio, de una pequeña estructura inactiva viviendo con abastecimiento mínimo, a una planta que crece activamente, destinada a llegar a ser autosuficiente antes de que los materiales de reserva de la semilla se terminen. La germinación está compuesta por dos fases:

- Inicio del metabolismo activo en el embrión, seguido rápidamente por el crecimiento y diferenciación del embrión, apoyado por la utilización de materiales de reserva embrionaria inmediata.
- Crecimiento continuo del embrión, apoyado por el flujo de productos del hidrólisis de los cotiledones o reserva alimenticia extraembrionaria tal como el endospermo, esta fase continua hasta que la planta se establece como un organismo fotosintético o muere por haberse terminado la reserva alimenticia.

Fernández y Almora (1989) describen a la germinación como el fenómeno por el cual una semilla ubicada en condiciones favorables, es capaz de dar a partir de su embrión una postura.

Esta correlación de efectos debe tener como causa inmediata la presencia de sustancias químicas; de hecho, la auxina es importante a este respecto y sin duda las giberelinas y citocininas también juegan un papel, así como los inhibidores. Sin embargo, es muy

probable que existan aún otras hormonas de correlación desconocidas. La teoría de que las hormonas son las responsables de esta correlación actualmente no se discute.

## **2.14. Factores ambientales que afectan la germinación**

### **2.14.1. Agua**

Hartmann y Kester (1997), indican que, 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 Imbibición, b) un periodo lento y c) un segundo incremento rápido a medida que emerge la radícula y se desarrolla la plántula.

### **2.14.2. Temperatura**

La temperatura es uno de los principales y más influyentes factores de la germinación, se han reportados rangos mínimos por encima de 0°C, óptimos entre 25 y 31°C, máximos de 40-50°C. El factor desencadenante es la variación de la temperatura, por debajo o por encima de estos límites puede ocurrir la muerte de la semilla.

Los mismos autores indican que, cuando las semillas son sometidas a temperaturas constantes se presentan modificaciones en la estructura de las capas lipídicas, si la temperatura se eleva de 30 a 35° C., se aumenta el flujo de aminoácidos durante la germinación. Asimismo, las enzimas tienen un óptimo de temperatura para su actividad metabólica, la influencia de los niveles o cambios de temperatura influyen decididamente presentando alteraciones metabólicas. La germinación es muy sensible a la variación de la temperatura en unos pocos grados, lo cual se ha verificado a través de múltiples pruebas de germinación. Algunas especies necesitan alternancia de la temperatura para inducir la germinación.



### **2.14.3. Oxígeno**

El oxígeno es necesario como sustrato en las reacciones metabólicas importantes de la semilla, especialmente la respiración. Aunque en los primeros estadios de la germinación los procesos (antes de que la radícula rompa el tegumento, las reacciones son de carácter anaeróbico), posteriormente el proceso se hace totalmente dependiente del oxígeno. La disponibilidad de oxígeno también se afecta por otros factores como la temperatura, el grado de humedad, concentración de CO<sub>2</sub>, dormancia y algunos hongos y bacterias.

### **2.14.4. Luz**

La sensibilidad de las semillas a la luz es bastante variable de acuerdo a la especie. Algunas semillas se estimulan positivamente por la luz y otras negativamente. La respuesta de las semillas a la luz, está ligada a una cromoproteína denominada fitocromo, pigmento responsable censor de señales del medio ambiente y fotorregulador, ya que capta, traduce y amplifica la información, actuando solo en semillas hidratadas, aunque está presente en semillas secas.

La luz activa el fitocromo y este a su vez favorece la producción de giberelina estimulante de la germinación. La necesidad de luz en las semillas se reduce a medida que se acerca al nivel óptimo de la germinación. Las semillas son sensibles a la calidad, cantidad, dirección y duración de la luz.

## **2.15. Crecimiento y Desarrollo**

Uno de los aspectos más fascinantes de los organismos vivientes es su capacidad para crecer y desarrollarse. La síntesis continua de macromoléculas a partir de iones y moléculas pequeñas no sólo conduce a la formación de células más grandes sino también más complejas. Más aún, no todas las células crecen y se desarrollan de igual forma, lo que resulta en una planta madura compuesta por numerosos tipos de células.

Desde que germina la semilla, a medida que pasa el tiempo, la planta va creciendo. Sus células se dividen y multiplican y luego se alargan; el efecto, por supuesto, es que la

planta aumenta en tamaño y peso. Sin embargo, el crecimiento no es uniforme en toda la planta. Se encuentra localizado en las zonas meristemáticas, las que producen células que formarán nuevos tejidos y órganos. Estas zonas se encuentran ubicadas en los ápices tanto del tallo como de la raíz, en las axilas de las hojas, en la base de las hojas de gramíneas, y en los tallos, lo que les permite crecer en grosor (Bidwell, 1998)

Después de la fecundación del óvulo y la formación de un cigoto, los procesos de crecimiento, diferenciación y morfogénesis, operando conjuntamente, producirán una planta adulta. Las formas físicas de las plantas son el resultado de una serie de procesos fisiológicos que actúan armónicamente e influenciados, en mayor o menor grado, por los factores ambientales incidentes. Toda esta variedad de formas se debe a tres acontecimientos sencillos que ocurren en las células: 1) la división celular, en la cual una célula madura se divide en dos células separadas; 2) el crecimiento celular, en el que las células hijas aumentan de volumen y 3) la diferenciación celular, en la cual la célula que ha alcanzado su volumen definitivo se especializa en una de muchas formas posibles (Salisbury y Ross 1994). Las diversas maneras de división, aumento de tamaño y especialización de las células explica la existencia de los diversos tejidos y órganos de una planta.

Según Taiz y Zeiger (2002), el desarrollo de una planta inicia con la embriogénesis, el cual es un proceso continuo en el que se establece la forma básica de la planta y se forman los meristemas, que generan los órganos de la planta adulta. Estos pueden ser considerados como fábricas de células en las cuales el proceso continuo de división celular, expansión y diferenciación genera la forma de la planta, al igual que determina su tamaño y estructura. El crecimiento total puede ser definido como la suma de patrones locales de expansión celular o por medio del acercamiento cinemático, forma por la que se describe matemáticamente dicho fenómeno.

El número de células es un parámetro conveniente para medir crecimiento de organismos unicelulares, pero no de plantas multicelulares, debido a que el incremento en células puede no aumentar el volumen. Sin embargo, si la división celular está asociada a una expansión que produzca desplazamiento de pequeñas distancias desde

el ápice, se verá un crecimiento por desplazamiento y se puede aplicar el principio de cinemática (medición de movimiento). El desarrollo meristemático es similar al movimiento de los fluidos y, por tanto, se puede usar un método similar de medición (Taiz y Zeiger, 2002).

Podemos definir al crecimiento como un aumento irreversible y permanente de volumen de una célula, tejido, órgano o individuo, población, generalmente acompañado de un aumento de masa. No basta que haya solamente división celular. También se caracteriza por no ser uniforme y estar relacionado con el cambio de volumen o peso en la semilla, raíz, tallo y hoja de la planta. Entre las principales medidas que se utilizan para cuantificarlo se encuentran la elongación, el peso fresco y el peso seco, altura, área foliar, longitud foliar y producción de macollos en gramíneas (Fernández y Johnston, 1986).

El desarrollo vegetal es el proceso conjunto de crecimiento y diferenciación celular de las plantas que está regulado por la acción de diversos compuestos, dentro de los que se destacan carbohidratos, proteínas, ácidos nucleicos, lípidos y hormonas. Ambos procesos se alternan durante todas las etapas de vida de la planta. A partir del desarrollo del embrión, pasando por la etapa juvenil hasta la planta adulta en donde continuamente se están diferenciando apéndices tales como hojas, flores y frutos (Bidweell, 1998).

El concepto de desarrollo se considera como superior y comprende todos los cambios que, por lo general, están condicionados a factores genéticos, es decir cambios no accidentales y normalmente irreversibles, que ocurren en el organismo durante su vida, desde la fecundación del óvulo, pasando por la formación del organismo maduro y hasta su envejecimiento y muerte. Esta definición del desarrollo puede aplicarse también para plantas que se reproducen vegetativamente por medio de bulbos, embriones somáticos (cultivo de tejidos) o esquejes e injertos (en este caso el desarrollo no se considera a partir de la fecundación del óvulo).

El desarrollo comprende dos procesos básicos: crecimiento y diferenciación. El crecimiento denota los cambios cuantitativos que tienen lugar durante el desarrollo, mientras que la diferenciación se refiere a los cambios cualitativos. El desarrollo se

considera sinónimo de morfogénesis. El desarrollo (o morfogénesis) puede, por lo tanto, definirse como el conjunto de cambios graduales y progresivos en tamaño (crecimiento), estructura y función (diferenciación) que hace posible la transformación de un cigoto en una planta completa. Esta definición también es aplicable al desarrollo de un órgano, un tejido o incluso, una célula.

El envejecimiento (senescencia) y muerte de las células, de órganos o de toda la planta, se considera también como una parte del desarrollo, por ejemplo, las células que forman vasos y traqueidas, mueren y se vacían facilitando de esta manera el transporte del agua. De forma similar el envejecimiento y la caída de las hojas antes de las heladas en el otoño, en regiones de clima templado y frío, o antes de la sequía en regiones con periodos prolongados sin lluvia, es un fenómeno normal en la vida de las plantas leñosas, pero muy importante para la sobrevivencia de éstas.

Como la morfogénesis es el estudio de la emergencia y de la forma de los nuevos órganos y su arreglo en el espacio, el desarrollo es alcanzado a través de los procesos de crecimiento, diferenciación y morfogénesis.

### **2.15.1. Factores que afectan el crecimiento**

#### **2.15.1.1. Factores externos**

El crecimiento, como todo proceso fisiológico, está influenciado por los factores del medio externo y, como este proceso depende estrechamente de la energía liberada en la respiración, es comprensible entonces que el crecimiento dependa de la temperatura como principal factor del medio, presentando un mínimo hacia los 5 o 10°C, un óptimo hacia los 35° y un máximo hacia los 45°.

La luz es también un importante factor del crecimiento. Las plantas que crecen en falta de luz, además de tener un pobre contenido de clorofila, se alargan en su eje longitudinal y muestran retardo en el desarrollo foliar; este fenómeno se denomina ahilamiento o etiolación.

Cuando un factor actúa en deficiencia a lo largo de todo el ciclo, la curva de crecimiento es análoga a la normal, pero se va separando de ella paulatinamente, quedando más corta y baja.

#### **2.15.1.2. Factores internos**

El organismo multicelular se caracteriza por un crecimiento organizado de sus diversas partes, que incluye una diferenciación armónica de los tejidos. Cada especie tiene una determinada forma en sus órganos; en la implantación de las hojas, en su ramificación, etc.

La forma de los órganos depende de la distribución de las células, y a su vez ésta depende del plano de división de las células recién formadas. La forma del vegetal descansa, pues, en la polaridad, en la distribución de los cromosomas durante la división celular.

#### **2.16. Proceso Biológico de Crecimiento**

El crecimiento de una célula, tejido, órgano u organismo vivo se puede definir como un aumento irreversible de su tamaño, acompañado generalmente, por un incremento de su masa.

El crecimiento de un árbol, como cualquier organismo, es la respuesta de dos procesos: uno que impulsa al organismo a aumentar su tamaño mediante la acumulación de energía bioquímica y el otro, que frena el crecimiento mediante el gasto de energía para realizar sus funciones fisiológicas. Estos dos procesos son conocidos como los procesos anabólicos y catabólicos respectivamente (von Bertalanffy, 1957). La ecuación a continuación describe este modelo

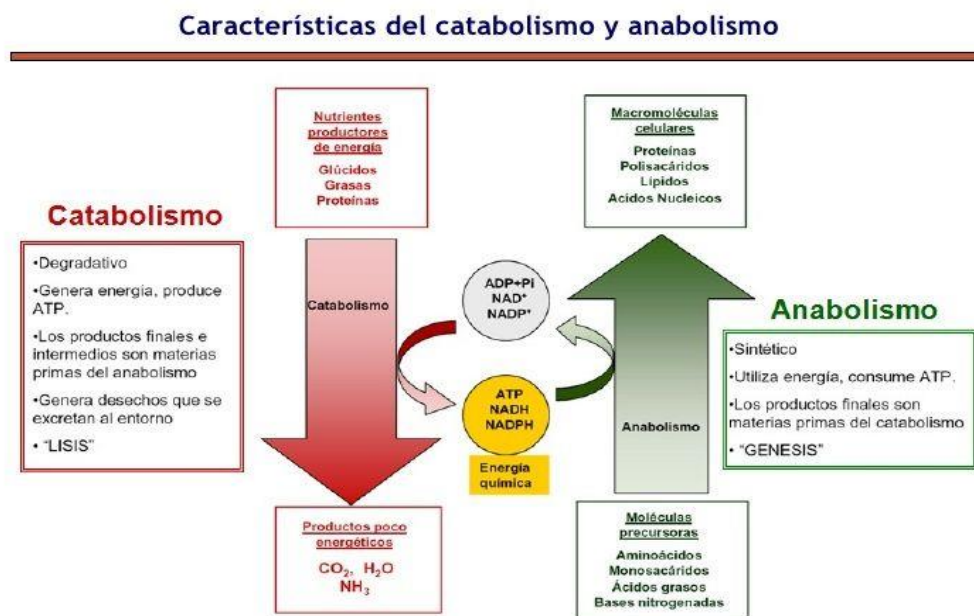
$$\text{Crecimiento} = \text{Procesos anabólicos} - \text{Procesos catabólicos}$$

Los procesos anabólicos tienen una relación directa con el tamaño de la copa y la extensión de las raíces o en general el área foliar del vegetal. Esta situación se da porque el vegetal crece mediante el proceso de fotosíntesis. Para que esto sea posible el vegetal requiere los siguientes elementos: energía solar, carbono, nutrientes, reguladores del

crecimiento y agua. El proceso de fotosíntesis utiliza la luz solar y el dióxido de carbono para generar la energía bioquímica y asimilar carbono.

El proceso catabólico es la respiración. El organismo tiene que respirar, para generar energía bioquímica para sus actividades fisiológicas normales. Este proceso tiene una relación directa con la biomasa viva del organismo, o mejor con la cantidad de tejido metabólicamente activo que compone una comunidad vegetal (biomasa).

Figura N° 1 Acoplamiento entre Anabolismo y Catabolismo



Fuente: Introducción al metabolismo y bioenergética.

## 2.17. Análisis Cuantitativo del Crecimiento

El crecimiento por división celular puede ser visualizado como un proceso mediante el cual una célula se divide y forma dos; éstas a su vez se dividen y forman cuatro, las cuales después originan ocho y así sucesivamente. Este tipo de crecimiento es conocido como crecimiento logarítmico y cuya expresión matemática es:

$$\text{Log } N = \text{log } N_0 + K * t$$

Donde:

- $N$  = Número final de células
- $N_0$  = Número original de células
- $t$  = Tiempo
- $K$  = Constante (velocidad de crecimiento por unidad de tiempo)

Sí se traza una curva entre la población celular y el tiempo, por tanto, la curva de crecimiento de la planta, así como de cualquiera de sus órganos y en general, de todos los seres vivos posee la típica forma de S o sigmoide.

Examinando la curva hipotética del crecimiento de un vegetal, expresada en términos de materia seca o altura del tallo, se observa que existe un periodo inicial en que el crecimiento es lento, seguido a una fase central de rápido aumento de tamaño, y finalmente un decrecimiento en la acumulación de materia seca, o en altura de la planta, o crecimiento lento.

En esta curva (Fig. 2) se pueden distinguir tres fases con diferentes velocidades de crecimiento: fase exponencial, fase lineal y fase de senescencia.

- 1- Fase exponencial. - En esta fase, la velocidad de crecimiento (aumento de tamaño por unidad de tiempo) es lenta al comienzo, aparentemente debido a la existencia de un número bajo de células en división. El número de células con capacidad de crecimiento va aumentando en forma exponencial, esto es según una progresión geométrica (del tipo 1, 2, 4, 8, 16, etc.) Durante esta fase predomina la división celular. Este tipo exponencial de crecimiento se encuentra también en cultivos bacterianos en donde cada producto de la división es a su vez capaz de crecer y dividirse nuevamente. En las plantas superiores, esta fase exponencial se presenta para el aumento en peso durante las primeras etapas del crecimiento, es decir cuando la relación entre las áreas meristemáticas y el resto del cuerpo del vegetal es alta.
- 2- Fase lineal. - La segunda fase se caracteriza porque a períodos iguales de tiempo corresponden aumentos iguales de crecimiento, en forma independiente del

tamaño del sistema considerado. Es característica de los aumentos en longitud, volumen, peso, etc, de estructuras cilíndricas en las que las áreas meristemáticas permanecen constantes.

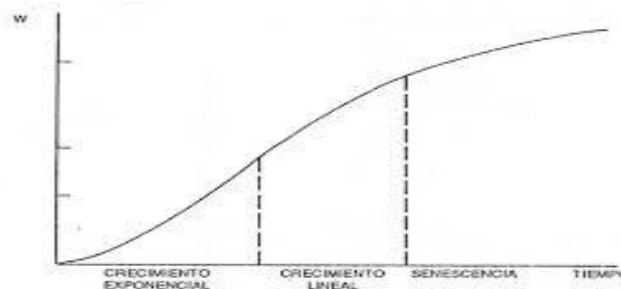
- 3- Fase de senescencia. - La última fase es la de crecimiento desacelerado y en su transcurso el sistema se vuelve cada vez menos efectivo hasta que cesa totalmente.

En los órganos de crecimiento determinado, como las hojas, puede prolongarse durante mucho tiempo, iniciándose mucho antes que se noten los primeros síntomas visuales de la real senescencia del órgano.

A pesar de que las curvas presentadas son representativas de numerosas especies, existen variaciones de acuerdo a la especie considerada. Algunas veces la fase lineal no se detecta, en cuyo caso las fases, exponencial y de senescencia son casi continuas.

En contraposición, es muy frecuente observar curvas de crecimiento con la fase lineal más amplia debido a un extenso intervalo de tiempo.

Figura N° 2 Curva Ilustrativa del Crecimiento Sigmoidal de una Planta



Fuente: Análisis de crecimiento en plantas

- (a) La curva dependerá del tiempo, del órgano, del individuo, y de muchos factores, que producirán periodos de latencia o de crecimiento que se salgan de la curva estándar.



Otro de los factores que cambian la curva será el tipo de planta, pudiendo ser anual o perenne:

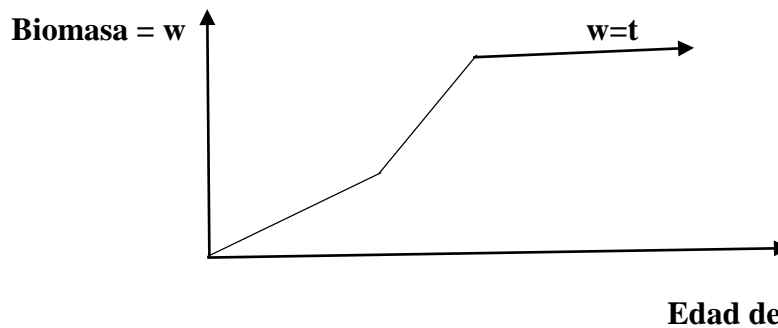


Fuente: Análisis de crecimiento en plantas

(b) La curva del crecimiento permite un tratamiento matemático para su interpretación.

Si los números obtenidos son transformados en logaritmos los valores de peso seco o de altura de la planta, la gráfica toma la forma de la Fig. 3.

Figura N° 3 Grafica de valores transformados a logaritmos



En este caso las tres fases de la ontogenia de la planta quedan perfectamente caracterizadas, destacándose un periodo lineal de crecimiento denominado fase logarítmica o exponencial. Durante ese tiempo, el organismo crece en dependencia del material ya, existente. La relación entre tiempo y producción de materia seca es dada por  $N = 2t$  donde N cantidad de material vegetal existente y t intervalo de tiempo considerado.

El análisis del crecimiento se refiere a la evaluación de la producción líquida de las plantas, derivadas del proceso fotosintético y el resultado del desempeño del sistema asimilatorio durante un cierto periodo de tiempo.

El fundamento del análisis de crecimiento es la medida secuencial de la acumulación de materia orgánica y la determinación normalmente es hecha considerando el peso seco de la planta. Debido a que este procedimiento es destructivo, las plantas tomadas como muestras en cada tiempo, deben representar la población en estudio, a fin de que técnicas estadísticas apropiadas puedan ser utilizadas.

La medida del peso seco de las partes de la planta es simple y solamente se necesita una estufa para el secado a 80 °C y una balanza apropiada para pesar la cantidad de material en estudio, que debe alcanzar peso constante.

La determinación de la superficie foliar puede ser hecha por diferentes métodos, algunos utilizando células fotoeléctricas, componentes de instrumentos electrónicos, otros empleando el planímetro y otros basados en la comparación de peso de un área conocida de papel, con el peso de recortes de los perímetros (De las hojas, trazados sobre un mismo papel), otro método es utilizando sacabocados para tomar discos de hojas de área conocida y relacionarlo con el peso seco de los mismos.

La determinación del área foliar es importante porque son las principales responsables de la captación de la energía solar y la producción de materia orgánica a través de la fotosíntesis.

### **2.17.1. Técnicas de medición del crecimiento**

Según Rodríguez (1995), el análisis del crecimiento vegetal fue desarrollado por los fisiólogos de la escuela inglesa Blackman (1919), Kidd y West (1920), Watson (1952), Blackman (1968), y es considerado internacionalmente como el método patrón para la estimación de la productividad biológica, o la productividad primaria de las comunidades, vegetales. En ecosistemas la tasa de producción vegetal puede ser definida como la acumulación de producto de la fotosíntesis por unidad de área de terreno, por unidad de tiempo, es también llamada Productividad Primaria. Esta tasa de

producción puede ser expresada en cantidad de peso seco, materia orgánica, carbono, gas carbónico, energía solar fijada, etc.

Desarrollos posteriores han permitido evaluar la eficiencia de la planta en cuanto a la utilización de los recursos del ambiente para la producción de biomasa. Actualmente, el análisis de crecimiento se ha establecido como una disciplina relacionada con la ecofisiología y la agronomía, con sus propios conceptos, términos y herramientas de cálculo (Poorter, 1989; Poorter y Garnier, 1996; Ordoñez et al., 2009; Poorter y Sack, 2012).

Guimarães, (2005) clasifica las técnicas de evaluación del crecimiento en: Medición directa (destruktiva) de la biomasa y Medición indirecta (no destruktiva) de la biomasa con las cuales se puede obtener información de la variación específica del tamaño de tallo, raíz, hoja(s), fruto(s) y la plántula completa. Sin embargo, no se tiene a la fecha un método único o preferente y se considera aún como un problema de investigación abierto.

#### **2.17.1.1 Medición directa (destruktiva) de la biomasa**

Esta técnica permite hacer mediciones en distintos períodos de tiempo con diferentes materiales en cada uno de los muestreos. El material debe ser lo más homogéneo posible ya sea en la parte aérea (follaje, flores, frutos y tallos), subterránea (raíces y rizomas) o ambas, pues la medición del incremento en peso o contenido energético requiere la destrucción del individuo (Gómez 1995) (Roberts et al. 1988).

En cada muestreo se remueve todo el material aéreo cortando la planta al ras del suelo; todo el material recolectado se coloca en bolsas plásticas y en algunos casos junto con una pequeña cantidad de agua para impedir daños por desecación. Antes de procesar, las bolsas con el material se deben almacenar a una temperatura entre los 2-5°C para minimizar las pérdidas de pos cosecha debidas a la respiración. Las diferentes partes aéreas son separadas, así como el material muerto del viviente (Roberts et al. 1988).

### **2.17.1.2 Medición indirecta (no destructiva) de la biomasa**

Una metodología de análisis de crecimiento no destructivo o metodología indirecta a sido poco utilizada por los investigadores del área, pero existen registros de la aplicabilidad y la concordancia de datos que arroja está. (Hussey 1980, Brand et al. 1986, y Roberts et al. 1988). Han comprobado que los cambios en biomasa también se pueden estimar con métodos no destructivos, que además tiene la ventaja de muestrear repetidamente los mismos individuos y así se elimina la variación entre muestras tomadas en diferentes fechas.

La metodología no destructiva permite hacer mediciones de algunas características o variables relacionadas con el peso seco de las plantas (como altura y longitud) a intervalos adecuados de tiempo en material que ha sido mapeado y marcado con anterioridad al proceso. Las relaciones entre estas variables y el peso seco se establecen de las determinaciones destructivas en otras muestras. El peso ganado o perdido del material puede derivarse de ecuaciones de regresión que relacionen el peso con las características medidas (Hussey 1980). Esta metodología, es lo que se conoce como la alometría (Guimarães, 2005).

Existen ahora técnicas modernas y sofisticadas para determinar el crecimiento, entre ellas se conocen: la fluorescencia inducida por láser, análisis digital de imágenes, interferometría y sus características, técnica de espectroscopia de infrarrojo cercano, método acústico, la de inductancia eléctrica, entre otras (Taiz y Zeiger 2002).

### **2.17.2. Método directo (destructivo) o Método manual**

Es el más conocido y utilizado en las prácticas de laboratorio para determinar el crecimiento de vegetales; es directo y en la mayoría de los casos destructivo, debido a que el sistema vegetal estudiado es dañado.

El personal encargado del experimento debe tomar los datos y registrarlos, lo que da lugar a errores y retrasos en el análisis. Los parámetros comúnmente utilizados son:

### **Elongación**

Se selecciona un segmento en crecimiento (tallo, raíz u hoja), se determina la variación de su longitud y se grafica este valor con respecto al tiempo (en días o semanas), obteniendo una curva sigmoidea de crecimiento. Cuando se selecciona la hoja, se identifica en cada una de las plantas en estudio, marcando su pecíolo (parte que une a la hoja con el tallo). Su longitud se mide utilizando la vena central como referencia, proceso que se hace en diferentes momentos del experimento (Fernández y Johnston, 1986, pp. 235-248).

### **Peso fresco**

Se extrae el sistema vegetal del medio en el que se esté desarrollando y se pesa en una báscula de precisión. Esta medida no es destructiva y se realiza en diferentes momentos del experimento (tiempo en días o semanas). De esta manera se puede determinar por medio de la variación del peso del sistema vegetal la velocidad de crecimiento (Fernández y Johnston, 1986).

El peso fresco de las plantas que crecen en tierra fluctúa, dependiendo de los cambios en el estado del agua, por lo tanto, este criterio es un indicador pobre de crecimiento (Taiz y Zeiger, 2002).

### **Peso seco**

Se expone el sistema vegetal a temperaturas entre 60° C a 80° C durante aproximadamente 72 horas y luego se pesa. Esta medida es destructiva y se debe seleccionar otra muestra para continuar con el experimento. En este caso el valor de crecimiento se determina según las variaciones del peso de las plantas escogidas (Fernández y Johnston, 1986). Utilizando cualquiera de los parámetros descritos anteriormente se obtiene una curva sigmoideal de crecimiento, analizada acápites anteriores.

De acuerdo con Hunt (1978, 1982), el análisis de crecimiento es una aproximación cuantitativa, que usa datos simples y básicos para la descripción e interpretación de las plantas o poblaciones de estas que crezcan bajo ambientes naturales, seminaturales o

controlados. Hunt (1990) indica que el análisis de crecimiento es una técnica que usa expresiones matemáticas para cuantificar la relación entre el crecimiento, la materia seca y la expansión del área foliar.

El análisis de crecimiento utiliza medidas directas, tales como: peso seco total de la planta, área foliar total y tiempo; de estas medidas se derivan: la tasa de crecimiento relativo (TCR), la tasa de crecimiento del cultivo (TCC), la tasa de asimilación neta (TAN), el índice de área foliar (IAF) y otros índices que no pueden ser obtenidos directamente, sino que son calculados a partir de las medidas directas (Radford 1967, Hunt 1978).

Sivakumar y Shaw (1978) señalan que las técnicas utilizadas para cuantificar los componentes de crecimiento de un cultivo, se conocen colectivamente como “análisis de crecimiento” Este término, usualmente se refiere al análisis matemático de la variación en tamaño o peso del material acumulado por la planta o sus partes y a parámetros relativos a las dimensiones de los órganos asimilatorios, como en el caso del área foliar.

Went (1957) explica que los datos se obtienen a intervalos regulares durante la época de crecimiento del cultivo, los registros periódicos de los atributos de crecimiento permiten graficar en función del tiempo su variabilidad y obtener indicativos exponenciales que señalan cambios fisiológicos en las plantas (Coombs et al.1988), además, utilizando el método de regresión es posible elegir una función matemática que represente en forma adecuada la curva de crecimiento (Coombs et al.1988)

En síntesis, el análisis de crecimiento es una técnica que consiste en medir a intervalos de tiempo el área foliar y el peso seco de las plantas y sus órganos, para luego proceder a realizar cálculos que posibilitan cuantificar el crecimiento total o por órgano, la eficiencia del área foliar y la distribución de asimilados entre los diferentes órganos de la planta.

Estos análisis de crecimiento vegetal son una herramienta ampliamente utilizada en diferentes áreas, tales como la fisiología vegetal y la agronomía. Su metodología

empezó a evolucionar en 1920 con Blackman y ha sido practicado de dos maneras distintas. La primera denominada Análisis Clásico de Crecimiento, contempla medidas realizadas a intervalos relativamente largos de tiempo y usando un gran número de plantas. La segunda denominada Análisis Funcional de Crecimiento comprende medidas a intervalos de tiempo más frecuentes y usando un pequeño número de plantas. La diferencia entre los dos se basa en el uso que del método de regresión hace el análisis funcional (Hunt 1978,1982).

Como se indicó anteriormente el uso de medidas derivadas para analizar el crecimiento se basa en el cálculo y utilización de ciertas fórmulas llamadas índices de crecimiento. La estimación de estos parámetros inherentes en los análisis de crecimiento, permiten seguir la dinámica de la producción fotosintética neta y por ello, constituyen una técnica adecuada para medir el éxito de una especie dentro de un cierto hábitat, así como el grado de competencia intraespecífica, cuando se hacen cultivos mezclados en diferentes proporciones (Medina1977, Pérez & Martínez 1994).

### **2.18. Índice de Crecimiento**

Los índices de crecimiento son parámetros que permiten describir cuantitativamente el crecimiento; sus componentes son relativamente simples y permiten analizar y comparar la habilidad de una especie vegetal para crecer y desarrollarse en un ambiente dado explicando su comportamiento en función del tiempo (Garciniegas & Ramírez 1993).

Para aplicar cualquiera de los índices que desarrollaremos a continuación, es necesario medir en cada intervalo de tiempo ( $\Delta t$ ) el material vegetal presente ( $W$ ) que se expresará en peso seco / unidad de área ( $m^2$ ) y que normalmente representa toda la biomasa cosechada a nivel del piso o bien cualquier porción de la planta (tallos, hojas, raíces, etc.).

En algunos casos también es posible determinar el peso de las raíces con exactitud (por ej. en plantas acuáticas flotantes o en ensayos de crecimiento en contenedores o macetas). Otra variable que necesitamos conocer es la magnitud del aparato

fotosintético o del sistema asimilatorio representado por la superficie foliar fotosintéticamente activa y que se expresa a través del índice de área foliar (LAI o IAF, número adimensional) que se obtiene por la relación entre el área o superficie fotosintética (m<sup>2</sup>) y la unidad de superficie (m<sup>2</sup>) en que crece el área fotosintética. Otro dato importante es el peso seco del sistema fotosintetizante. En otros casos puede medirse el contenido de proteínas en hojas, clorofila total, etc.

### **2.18.1. Tasa de Asimilación Neta (TAN)**

Es una medida de la eficiencia de la planta o de la población como sistema asimilatorio. Es decir, la ganancia neta de asimilados por unidad de área foliar y por unidad de tiempo, por ser una medida de la ganancia neta de materia seca por planta. También es denominada tasa foliar unitaria la cual se define como el incremento de material vegetal por unidad de material asimilatorio por unidad de tiempo, sus unidades son g/cm<sup>2</sup>. día (Warren 1980 y Clavijo 1989).

Went (1957) y Plazas (1997) explican que la TAN no es una medida real de fotosíntesis sino la diferencia entre la materia seca acumulada mediante el proceso fotosintético y la materia seca perdida por respiración y fotorrespiración, por consiguiente, varía de acuerdo con la magnitud de la respiración.

Marín (1989). Leopold & Kriedman (1975) indican que la TAN depende de la superficie foliar, de la arquitectura o disposición de las hojas, de la edad de la hoja, y de los procesos de regulación internos relacionados con el suplemento y demanda de asimilados, también depende o se encuentra bajo la influencia de factores ambientales, tales como la intensidad de la luz y la temperatura.

La tasa de asimilación neta (TAN) corresponde a la ganancia en peso por unidad de área, por unidad de tiempo y es una medida indirecta de la fotosíntesis (Escalante y Kohashi, 1993). La TAN generalmente disminuye al avanzar la ontogenia del cultivo, esta disminución se debe al sombreado de las hojas superiores sobre las inferiores, a la disminución de la capacidad fotosintética de las últimas hojas formadas y a los efectos de los lugares de demanda sobre la fotosíntesis (Azofeifa y Moreira, 2004).



### 2.18.2. Tasa Relativa de Crecimiento (TCR)

La tasa de crecimiento relativo (TCR) se define como el incremento de materia seca por una unidad de materia presente, por unidad de tiempo.

Expresa el incremento en peso seco en un intervalo de tiempo con relación a un peso inicial. La TCR representa la eficiencia de la planta como productor de nuevo material y fue propuesta como una medida que integra el contenido fisiológico de las plantas, se puede usar para comparar el comportamiento de especies bajo condiciones controladas; sus unidades son g/día (Clavijo 1989); (Coombs et al. 1988). Este índice representa la capacidad de la planta para producir material nuevo, varía con el tiempo y al igual que el TAN depende de la fotosíntesis y de la respiración; aunque existe una pequeña contribución debido a los minerales que la planta absorbe del suelo. (Medina 1977).

Formula de TAN y TCR:

$$TAN = \left( \frac{PS_2 - PS_1}{AF_2 - AF_1} \right) \left( \frac{\log AF_2 - \log AF_1}{t_2 - t_1} \right)$$

$$TCR = \frac{\log PS_2 - \log PS_1}{t_2 - t_1}$$

Este índice representa la capacidad de la planta para producir material nuevo, varía con el tiempo y al igual que el TAN depende de la fotosíntesis y de la respiración; aunque existe una pequeña contribución debido a los minerales que la planta absorbe del suelo. (Medina 1977).

### 2.18.3. Relación del Área Foliar (RAF)

El RAF expresa la proporción de área foliar cuya fotosíntesis mantiene a toda la planta. En general a mayor RAF, mayor producción de materia orgánica y menor valor de RAF se presenta en edades avanzadas. (Coombs et al. 1988). Este índice relaciona el área foliar y el peso en el material vegetal medido, también representa la relación existente entre la fotosíntesis y la respiración de los tejidos dentro de la planta. (Radfort 1967).

Se define como el cociente existente entre el área foliar (A) y el peso seco total de la planta (P), es decir:

$$RAF = \frac{A}{P}$$

#### 2.18.4. Duración del Área Foliar (DAF)

El crecimiento vegetal es decisivamente influenciado por el tiempo en que la planta mantiene activa su superficie foliar. Este índice está definido por la duración del área foliar (DAF) y puede ser representado por la ecuación:

$$D = \frac{1}{2}(A_2 + A_1)(t_2 - t_1)$$

$$DAF = (A_2 - A_1) / (\ln A_2 - \ln A_1) \times (t_2 - t_1)$$

La duración del área foliar (DAF) representa la duración del funcionamiento de la superficie asimiladora y sirve para interpretar el costo energético de la formación de la unidad de superficie foliar y su rendimiento en la producción de asimilados.

#### 2.18.5. Índice de Área Foliar (IAF)

Se define: como la relación entre el área foliar de la planta y la superficie del suelo ocupada por la planta. Se expresa en  $\text{cm}^2/\text{cm}^2$  y puede ser calculado de la siguiente manera:

$$\text{IAF} = \text{Área foliar por planta} / \text{Área del suelo cubierto por planta}$$

Valora la velocidad con que el área foliar ocupa el área del suelo disponible. Indica la capacidad de ocupación del terreno por las partes aéreas de las plantas, puede ser determinada a través de la determinación del área foliar existente en una superficie de terreno determinada.

Existen diversos métodos para su medición y una buena revisión al respecto puede hallarse en el trabajo de Ginzo (1968). Actualmente, existen medidores de área foliar

electrónicos de lectura digital directa con apreciación de 1 mm<sup>2</sup>. También se ha desarrollado un nuevo procedimiento metodológico para el cálculo del área foliar - método destructivo- mediante el uso de un escáner de mesa y un software para procesamiento de imágenes (Lallana, 1999).

Los métodos para determinar el área foliar se clasifican según el tratamiento que se les dé a las muestras (Ginzo, 1968; Fernández et al., 1989) y en general se pueden clasificar en: Métodos destructivos, Métodos de estimación y Métodos no destructivos. Una descripción sucinta de cada método se presenta en el trabajo de Lallana (1999).

Varía de acuerdo a la forma de la hoja y la distribución tanto vertical como horizontal de las hojas en el dosel. El IAF óptimo se define como aquel que soporta la máxima tasa de incremento de la materia seca y se consigue cuando un cultivo intercepta virtualmente toda la radiación fotosintética activa disponible Hunt (1978). El IAF Expresa el rendimiento de los cultivos por unidad de área y por unidad de suelo ocupado por el cultivo (Coombs et al. 1988 y Clavijo 1989).

Como se dijo anteriormente el IAF se define como la suma de las superficies de hojas fotosintéticamente activas dividido la superficie de terreno que ocupan dichas hojas.

El IAF es, por tanto, el principal factor a determinar en la productividad de un cultivo.

#### **2.18.6. Alometría (Relaciones Alométricas)**

Los coeficientes alométricos cuantifican la distribución de la biomasa entre diferentes órganos de la planta. Se expresan como la pendiente de la ecuación que representa la biomasa (o el logaritmo natural de la biomasa) de un órgano vs. la de otro. En la mayoría de los casos, el uso de logaritmos es necesario para que dicha relación sea lineal. Si bien no aparecen unidades de tiempo en las alometrías, el tiempo se encuentra implícito, ya que para la construcción de los gráficos se requieren puntos muestrales a lo largo del ciclo de vida de la planta. Resultan particularmente útiles cuando aparecen órganos nuevos (por ejemplo, tubérculos, bulbos, raíces reservantes o frutos) durante el ciclo de vida. En estos casos, la alometría permite comparar el carbono particionado

a este órgano desde el momento que se formó en adelante bajo distintos tratamientos (Li et al., 1996; Niklas, 2004; Niklas et al., 2008; John et al., 2013; Feller et al., 2015).

En determinadas circunstancias experimentales, se hace importante conocer la forma por la cual la materia orgánica producida es distribuida en los diferentes órganos de la planta, la cual se obtiene a través del cálculo de las tasas de crecimiento relativo de las diferentes partes de la planta, valores que son comparados entre sí o con el crecimiento de todo el organismo (Magalhaes, 1995).

Un ejemplo de estas relaciones alométricas está dado por el cociente entre el crecimiento de las raíces y las partes aéreas. Esta relación posee un gran significado ecológico y morfológico y puede indicar a la contribución de las reservas almacenadas en el sistema radical para el crecimiento de la parte aérea. Las líneas alométricas características de varios órganos de las plantas durante el crecimiento según direcciones diferentes, indicando alteraciones en la distribución de metabolitos a través de la planta como se observa en la figura 4.

Figura N° 4 Relación Alométrica entre Biomasa Forrajera y Número de brotes

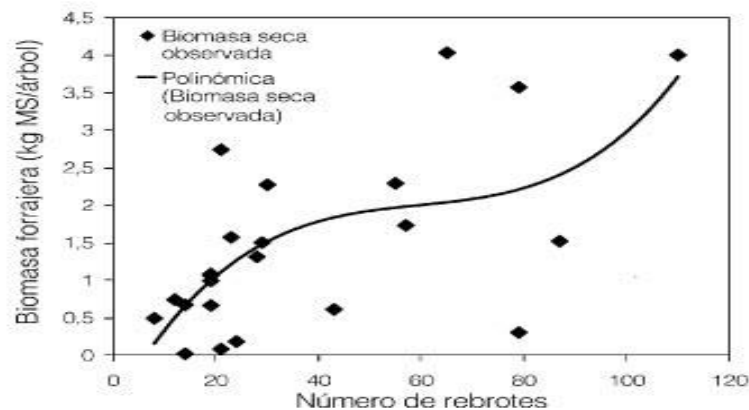


Figura 1. Biomasa forrajera seca según número de rebrotes para *A. Pennatula*.  $n= 23$ ,  $p<0,05$ .

Fuente: Relaciones alométricas para la predicción de biomasa

### **2.18.7. Relación Raíz/ Vástago**

El crecimiento y desarrollo de las raíces depende del aporte de moléculas carbonadas y fitohormonas desde del tallo. Por ejemplo, el periodo de formación de frutos y semillas reduce significativamente el crecimiento de las raíces. La relación entre el tamaño del tallo y de la raíz depende de la especie y edad de la planta, y de las condiciones ambientales. Este indicador se determina normalmente en relación al peso seco de la raíz y peso seco del vástago

Esta relación raíz/tallo puede ir desde 0,12 en un bosque tropical, hasta 3 en la remolacha, pasando por 0,5 en el maíz.

Los trabajos en torno a la estimación de la proporcionalidad del vuelo y de la raíz mostrados por la literatura disponible son variados y ambiguos. La mayoría trata sobre especies forestales de bosques templados, andinos y otros. Hay escasa información sobre bosques tropicales.

Por ejemplo, (Cairns, et al 1997), encontró valores de razón R/T (raíz/tallo) para distintos lugares del mundo entre 20 y 30 % de biomasa radicular con respecto a la biomasa aérea. (Vallejo, 2009), al ejercitar la distribución del volumen de biomasa de un bosque, afirma que del 4 a 23% corresponde a la biomasa subterránea (suelo y raíces), del 5 a 7% a la madera muerta.

**CAPÍTULO III**  
**MATERIALES Y MÉTODOS**

## CAPÍTULO III

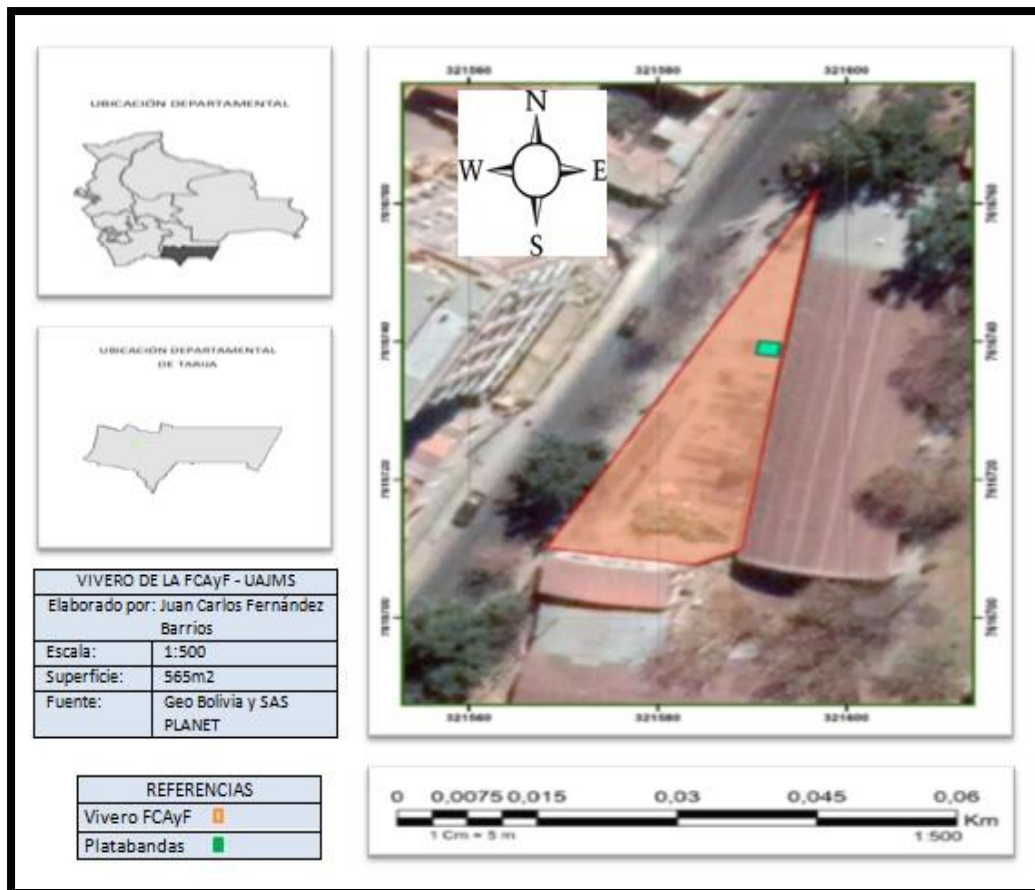
### MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Ubicación de la zona de estudio

##### 3.1.1. Localización

La presente investigación se realizó en el vivero de Facultad de Ciencias Agrícolas y Forestales que se encuentra ubicado detrás del Laboratorio de Biología y de Suelos, en la Universidad Autónoma Juan Misael Saracho, zona El Tejar, provincia Cercado, cuya ubicación geográfica se muestra a continuación: Coordenadas  $21^{\circ}32'46''$ S latitud sur  $64^{\circ}43'22''$ W de longitud oeste, a una altura de 1859 m.s.n.m. (ver *figura N°5 Mapa de Ubicación del vivero*)

Figura N°5 Mapa de Ubicación del vivero



Fuente: Elaboración propia

### **3.1.2. Características climáticas**

#### **3.1.2.1. Precipitación**

Presenta un periodo de 602.6mm/año, los meses de mayor precipitación son en enero con 137.5mm, diciembre 128.3mm, febrero 114.3 mm y noviembre con una media de 67.3mm. Podemos decir que el 85% de la precipitación se concentra de octubre a marzo según datos de año 2018, tomado en cuenta de la estación del Aeropuerto. (SENAMHI, 2019).

#### **3.1.2.2. Temperatura**

La temperatura está entre los 17.8°C y 26.1°C, con máximas extremas que pasan los 39.7°C, en verano y mínimas extremas de hasta menor a 9.6°C en invierno la temperatura máxima esta entre 26.1°C y la media de 17.8°C en invierno pueden bajar hasta extremos -2 a -9°C por las noches causados por el ingreso de periodos cortos con “surazos ‘vientos fríos y húmedos, según los datos brindados por el (SENAMHI, 2019).

#### **3.1.2.3. Humedad**

La humedad relativa del Valle Central de Tarija, encontramos alrededor del 60% con variaciones en microclima y por región, presenta en general una humedad relativa alta en verano y otoño e invierno baja, la humedad relativa se encuentra en un orden de 61%. (SENAMHI, 2019).

#### **3.1.2.4. Clima**

La provincia Cercado presenta varios tipos climáticos, determinados por la orografía, altitud sobre el nivel del mar y orientación de las pendientes. En general, el verano se caracteriza principalmente por vientos dominantes del sud sudeste, una temperatura máxima 35°C la humedad relativa alta, masas de aire inestables de 60 % produciéndose precipitaciones aisladas de alta intensidad, corta duración, por otro lado, el invierno se caracteriza por temperaturas, humedad relativa generalmente bajas, la ausencia de precipitaciones. El invierno también está asociado a la llegada de frentes fríos provenientes del sur (Patagonia, Argentina), llamados "surazos", que traen consigo



masas de aire frío, dando lugar a veces a temperaturas de muy baja intensidad de  $-9^{\circ}\text{C}$  en los meses de mayo, julio, agosto. (SENAMHI, 2019).

### **3.1.2.5. Vegetación**

En la provincia Cercado del departamento hay una serie preliminar debido que predomina *Prosopis alpataco-Acacia caven*. Bosques bajos espinosos y abiertos, dominados por el Churqui tarijeño (*Acacia caven*), que actualmente constituyen la vegetación del nivel altitudinal basal del amplio valle o cuenca central de Tarija; aparentemente constituyen una vegetación secundaria permanente (disclímax) estabilizada por el uso humano intensivo de estos valles desde hace siglos, siendo difícil por estas razones deducir actualmente la vegetación original. (Maldonado, 2002).

La vegetación en el Campus Universitario, donde se encuentra ubicado el Vivero, está conformada por arboles exóticos en su mayoría, entre ellos tenemos: *Casuarina cunnighamiana* (Casuarina), *Persea americana* (Palta), *Brachychitum populneus* (Brachichito), *Melia Azedarach* (Paraiso), *Morus nigra* (Mora), *Grevillea robusta* (Grevilla), entre otras.

## **3.2. Materiales**

### **3.2.1. Material biológico**

- Semillas de Brachichito

### **3.2.2. Material de escritorio**

- Computadora
- Libreta
- Cámara fotográfica
- Calculadora

### **3.2.3. Material de laboratorio**

- Balanza analítica
- Estufa eléctrica
- Regla milimétrica

- Sacabocado 8 mm
- Tijera de podar
- Vernier o Calibrador

#### **3.2.4. Material de campo**

- Pala
- Ladrillo
- Bolsas de plástico
- Rastrillo
- Carretilla
- Flexómetro o Cinta de medir
- Palos
- Tamizador
- Alambre
- Malla media sombra
- Balde
- Manguera
- Mochila fumigadora
- Maxim XL (Fungicida)
- Abathor 18 (Insecticida)

#### Sustrato

- Materia orgánica
- Limo

### **3.3. Metodología**

La metodología empleada para estudio fue descriptiva.

El trabajo se dividió en tres fases: fase de gabinete, fase de vivero y fase de laboratorio.

### 3.3.1. Fase de Gabinete

#### 3.3.1.1 Selección del árbol padre y obtención de la semilla

La obtención de las semillas de Brachichito (*Brachychitum populneus* (Schott y ENDL.)), fue realizada de ejemplares de los alrededores de la Universidad Juan Misael Saracho de la provincia Cercado del departamento de Tarija coordenadas 21°54'49''S y 64°20'33''W, los árboles padres elegidos previamente, cumplían las condiciones adecuadas para la selección como arboles padres, según la apariencia externa fenotipo, y buen estado fitosanitario, es decir, libre plagas y enfermedades. Posteriormente se midió y separo las semillas de acuerdo al tamaño, obteniendo así semillas grandes, semillas medianas y semillas pequeñas cuyas dimensiones se encuentran en la imagen adjunto. (ver Imagen N°1 Selección del árbol padre).

Imagen N°1 Selección del árbol padre

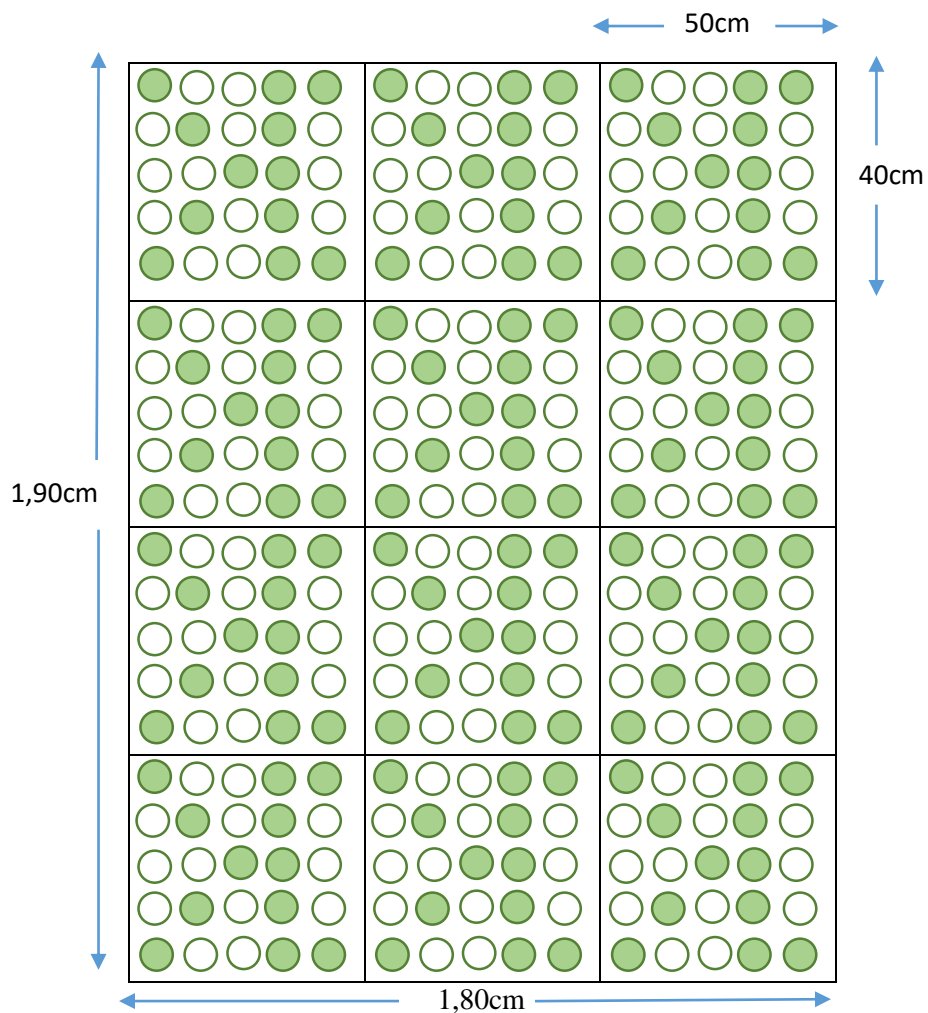


### 3.3.1.2. Diseño experimental

El diseño empleado es bloques aleatorizado o bloques al azar, el cual consta de tres tratamientos, 3 tamaños de semillas, con cuatro repeticiones o bloques. Cada unidad experimental estuvo compuesta de 25 plántulas. Por tanto, se tuvieron 100 semillas por tratamiento, haciendo un total de 300 por todo el ensayo ver croquis de vivero a continuación:

Cuadro N°2 Diseño de croquis de vivero. Distribución de tratamientos en bloques al azar y unidad experimental conformada por 25 plántulas

Plantines estudiados: ●



Diseño experimental es el siguiente:

Cuadro N°3 Diseño experimental

T1: Semillas grandes T2: Semillas medianas T3: Semillas pequeñas

BLOQUES	TRATAMIENTOS		
	$B_1T_1$	$B_2T_2$	$B_3T_3$
	$B_1T_2$	$B_2T_3$	$B_3T_1$
	$B_1T_3$	$B_2T_1$	$B_3T_2$
	$B_1T_1$	$B_2T_2$	$B_3T_3$

### 3.4.1.3 Variables a Medir

La evaluación se realizó por un periodo de 24 semanas, en el cual se realizaron las mediciones correspondientes de las variables que se indican a continuación:

- Germinación
- Tamaño y peso de las semillas
- Altura de plántulas
- Diámetro de copa de plántulas
- Peso verde de raíz, tallo, ramas y hojas
- Peso seco de raíz, tallo, ramas y hojas

### 3.3.1.3.1. Germinación

Se realizó mediante conteo diario para documentar la cuantificación del número de plántulas germinadas (*Imagen N°2*), en relación a la cantidad de semillas depositadas por bolsa. Durante un tiempo aproximado de un mes.

Imagen N°2 Germinación en el vivero



### 3.3.1.3.2. Porcentaje de germinación

Una vez acabado el ensayo de germinación el cual se registró por un periodo, se realizó la suma total de semillas germinadas en cada especie para poder obtener el porcentaje de germinación (*ver en resultados Cuadro N°5 Porcentaje de Germinación*) para cada sitio mediante la siguiente formula:

$$\%germinación = \frac{\text{número de semillas germinadas}}{\text{número total de semillas ensayadas}} * 100$$

Ejemplo:

$$\%germinación = \frac{300}{300} * 100 = 100\%$$

### 3.3.1.3.3. Tamaño y peso de las semillas

La medición de las semillas, se produjo primeramente en la separación y selección del cada una de las semillas para cada tratamiento, se separaron en diferentes tamaños de semillas 100 semillas grandes, 100 semillas medianas y 100 semillas pequeñas.

Después de la selección se hizo la medición correspondiente en el laboratorio de semillas para determinar su altura, diámetro y largo de las semillas sacado un promedio de 20 semillas, con la ayuda del vernier se hizo la medición de las semillas.

En la medición del peso de las semillas se realizó el conteo se hizo el conteo de 300 semillas, 100 para cada tratamiento (*ver en resultados Cuadro N°6 Peso de las semillas*) después se realizó el pesaje de la misma con ese dato se pudo obtener el número de semillas por kilogramo aplicando la siguiente formula:

$$N^{\circ} \text{ de semillas} * kg. = \frac{\text{número de semillas que contiene la muestra} * 1000}{\text{peso de la muestra en gramos}}$$

Ejemplo:

$$N^{\circ} \text{ de semillas} * kg. = \frac{300 * 1000}{24,65} = 12170.38 \text{ kg}$$

### 3.3.1.3.4. Altura de las plántulas

El dato de esta variable se midió a 12 plántulas ya seleccionados (*Imagen N°3*), en intervalos de tiempo de cada 15 días, una vez termina la etapa de germinación. Para ello se usaron una regla milimetrada, realizando la medición desde la superficie de la bolsa hasta el ápice terminal de la planta durante 16 semanas de medición en el experimento.

Imagen N°3 Medición de la altura con la regla milimétrica



#### 3.3.1.3.5. Diámetro basal de las plántulas

La medición se realizó a 12 plántulas cada 15 días (*Imagen N°4*), juntamente con la medición de la altura, para ello se utilizó un vernier o calibrador realizando la medición a ras de la base de la planta, durante las 16 semanas.

Imagen N°4 Medición del diámetro con el vernier





### 3.3.1.6. Análisis Morfofisiológico

Una vez elegidos los árboles tipo se siguió el procedimiento del manual técnico N°1 CATIE (1984), para determinar el peso seco por plántula.

Se realizó el análisis a 72 muestras 6 por tratamiento y bloques en donde se sacó se trabajó con un promedio de las muestras ya que fue de manera más óptima para el ensayo.

#### 3.3.1.6.1. Medición de la copa

Para la medición de la copa se realizó a las plántulas previamente seleccionadas según el estudio, una primera vez y después de 15 días una segunda vez a los otros plantines esto se realizó una vez terminada la etapa de crecimiento, se midieron dos diámetros en cruz con regla milimétrica y luego se obtuvo el promedio de ellos, valor con el que realizo los cálculos posteriores.

$$dc = \frac{d1+d2}{2}$$

Donde:

- $dc$  = diámetro de copa ( $cm$ )<sup>2</sup>
- $d1$  = diámetro 1 ( $cm$ )
- $d2$  = diámetro 2 ( $cm$ )

Ejemplo:

$$dc = \frac{15,9 + 15,6}{2} = 15,6(cm^2)$$

#### 3.3.1.6.2. Medición del número de hojas

Esta medición se realizó por conteo directo, en los mismos ejemplares seleccionados como muestras finales de la etapa de crecimiento, con un intervalo de tiempo de 15 días. Esta medición consistió en contar todas las hojas que tienen cada plántula manualmente, para poder determinar el número que existen de hojas en la plántula, es

un paso sencillo, pero a la vez es un paso que es necesario para determinar la calidad que tienen las hojas y si están bien nutrida e hidratada la planta.

#### **3.3.1.6.3. Medición de la altura**

La medición de la altura, esta variable se estudió a los plantines ya seleccionados, una primera vez y después de 15 días una segunda vez a otros plantines esto se realizó una vez terminada la etapa de crecimiento.

Para ello se utilizó una regla milimetrada, realizando la medición desde la superficie de la bolsa hasta el ápice terminal de la planta para determinar el tamaño exacto de los plantines.

#### **3.3.1.6.4. Medición del diámetro basal**

La medición de diámetro basal, se realizó a los plantines ya seleccionados, una primera vez y después de 15 días una segunda vez a otros plantines esto se realizó una vez terminada la etapa de crecimiento, juntamente con la medición de la altura.

Para ello se utilizó un vernier o calibrador realizando la medición a ras de la base de la planta, esta variable será el indicador de la calidad de la planta.

#### **3.3.1.6.5. Medición del área foliar**

Los métodos para calcular el área foliar, se clasifican en dos categorías principales: métodos directos e indirectos. Los primeros miden el área foliar propiamente sobre el material, mientras que los segundos derivan el área foliar de parámetros más fácilmente medibles.

La medición para estudio se utilizó un método directo (destrutivo) de sacabocado según (Jonckheere. et al., 2004).

##### **3.3.1.6.5.1. Método directo (destrutivo) de Sacabocado**

Para emplear este método primero se separan los peciolo de los limbos, se escogen aquellas hojas en las cuales pueda penetrar el sacabocado (cuchilla cilíndrica) y cortar discos de un diámetro conocido, para ello se utilizó el sacabocado de 8 mm, en esta práctica se realizó como mínimo 30 discos en 10 hojas seleccionadas según su tamaño.

Los discos se colocan dentro de una bolsa de plástico y se los llevo a una balanza analítica para luego determinar su peso de cada uno y sacar un promedio, también se midió con el vernier el diámetro exacto de cada uno de los discos, con los cuales se calcula el área o superficie de disco, de acuerdo a la fórmula:

$$\text{Área disco } (Ad) = \pi r^2$$

Donde:

- $r$  = radio del disco  $r = D/2$   $D$  = diámetro del disco
- $\pi = 3,1416$

Ejemplo:

$$\text{Área disco } (Ad) = 3,1416 * 3,985^2 = 49,889(\text{cm}^2)$$

Con una regla de tres simples se calcula el área total foliar usando el área del disco por el peso de las hojas dividido por el peso promedio de los discos, eso es expresando en centímetros cuadrados.

$$Af = \frac{Ad * Pth}{Pd}$$

Donde:

- $Af$  = Área foliar  $(\text{cm})^2$
- $Ad$  = Área del disco  $(\text{cm})^2$
- $Pth$  = Peso total de la hoja  $(g)$
- $Pd$  = Peso Promedio del disco  $(g)$

Ejemplo:

$$Af = \frac{0,498 * 8,86}{0,0140} = 315,16(\text{cm}^2)$$

### 3.3.1.6.6. Determinación del peso seco

El primer paso fue determinar el peso verde (PV) exacto de cada muestra en una balanza de precisión. Seleccione las muestras del tallo y ramas en pedazos pequeños para facilitar la deshidratación y coloque en un plato plástico conservando la identificación del vivero. Ubique las muestras en una estufa a 80 °C hasta obtener peso seco (PS) constante. Con el peso verde y el seco, determine para cada muestra la relación:

$$R = PS / PV$$

Donde:

- R = Relación de peso seco con el peso verde (*g*)
- Ps = Peso seco (*g*)
- Pv = Peso verde (*g*)

Ejemplo:

$$R = \frac{0,34}{0,97} = 0,28 \text{ (g)}$$

En forma individual para fuste, ramas y follaje, determine el promedio de la relación, para todas las plántulas muestreadas. Estos datos serán utilizados para transformar los pesos verdes de cada plántula a peso seco de sus componentes.

Para determinar el peso seco de cada plántula por tratamiento, multiplique el promedio de la relación correspondiente (eje, ramas y follaje) por el peso verde correspondiente obtenido en el laboratorio y súmelos para obtener el peso seco total.

### 3.3.1.6.7. Medición de la raíz

La producción de biomasa de la raíz, se evaluó a través del ensayo destructivo, el mismo consistió de acuerdo a Salazar (1984) en proceder cortar la parte de la raíz hasta el cuello del vástago de la plántula, con la ayuda de una tijera de podar, para poder utilizar toda raíz después se colocó en un recipiente de plástico, para llevar acabo su pesó en estado verde, en una balanza de precisión, después se introdujo en una estufa

a 80°C por 48 horas, hasta que la raíz se deshidrato por completo, una vez que la raíz obtuvo su peso constante, se sacó de la estufa para llevar acabo su medición en estado de peso seco.

#### **3.3.1.6.8. Medición del vástago**

Consistió en cortar la parte del comienzo del vástago de la plántula, sin las partes de las ramas con la ayuda de una tijera de podar, para poder utilizar el vástago completo después se colocó en un recipiente de plástico, donde se llevó a cabo su pesó verde, con una balanza de precisión se utilizó para obtener el peso correcto, se procedió a colocar en la estufa a 80°C por 48 horas, hasta que el vástago se deshidrato por completo, una vez que el vástago obtuvo su peso constante en seco se sacó de la estufa para llevar acabo su medición, para pesar todas las muestras estando en un peso seco.

Terminado el cálculo de los pesos del experimento se realizó los cálculos correspondientes.

#### **3.3.1.6.9. Medición de la hoja**

En la medición de la hoja, se realizó 2 veces, primeramente, a los plantines ya seleccionados y después de 15 días una segunda vez a otras plantines esto se realizó una vez terminada la etapa de crecimiento, juntamente con la medición de la altura, diámetro basal, área foliar y medición de la copa, para poder evidenciar que existe un crecimiento respectivo a la anterior medición.

El comportamiento de acuerdo a la producción de biomasa se evaluó través del ensayo destructivo, para ello se destruyeron 36 plantas seleccionadas de según tamaño de la especie estudiada.

El experimento del crecimiento de las hojas de las plántulas consistió en cortar la parte del peciolo de la plántula con la ayuda de una tijera de podar, así poder utilizar todas hojas completas, después se colocó en un recipiente de plástico, para llevar calcular su pesó en estado verde, con una balanza de precisión, después se colocó en una estufa a 80°C por 48 horas hasta que las hojas se deshidrate por completo, una vez que las hojas

obtuvo un peso constante, se sacó de la estufa para llevar a cabo su medición de las muestras peso seco.

### **3.3.2. Fase de vivero**

#### **3.3.2.1. Establecimiento del área de estudio**

La elaboración del estudio se realizó en la fecha 24 de agosto del 2023 (*Imagen N°5*), en el vivero campus Universitario El Tejar, detrás de los laboratorios de Biología y de Suelos adyacentes a la avenida España, para el cual se procedió a elaborar una platabanda ubicada adentro del vivero en un espacio específico, la cual se hizo un mantenimiento previo con la limpieza de hierbas altas del lugar y desinfección de agentes patógeno.

Imagen N°5 Selección del área de estudio



#### **3.3.2.2. Construcción del vivero**

Se construyó el vivero en la fecha 24 y 25 de agosto del 2023 (*Imagen N°6*), donde se realizó un área de germinación, con un total de 12 unidades experimentales en la superficie de suelo con una dimensión de 40cm x 50cm por unidad experimental. Lo que se hizo la unidad experimental, para el ancho y largo fue de 1,80m x 1,90m con una profundidad de 8cm (*Cuadro N°2 Diseño de croquis*).

Imagen N°6 Construcción del vivero



### 3.3.2.3. Preparación de platabandas

Se realizó en la fecha 25 de agosto del 2023 (*Imagen N° 7*), una limpieza de las malezas existentes, remoción y nivelación del terreno, medición y diseño de la platabanda, cuyas dimensiones fueron de 1,80m de ancho x 1,90m de largo presentando en forma rectangular se usó estacas para delimitar el área, cuya profundidad es de 8 cm bajo el suelo con el objetivo de acomodar mejor las bolsas, en los bordes de la plantabanda se utilizó ladrillos también para delimitar cada una unidad experimental.

Imagen N°7 Elaboración de la plantabanda



### 3.3.2.4. Limpieza y desinfección

La limpieza del área se hizo en la fecha 28 de agosto del 2023, esto se realizó para nivelar y evitar patógenos, se realizó la preparación del sustrato entendiendo que la

mezcla debe presentar materia orgánica y ser rica en nutrientes de modo que sea apta para la producción, el cual no debe tener ni piedras ni raíces, por esa razón es que se debe cernir.

### 3.3.2.5. Preparación del sustrato

Para la preparación del sustrato, se realizó en fecha 29 de agosto del 2023 (*Imagen N°8*), donde se utilizó una carretilla y palas para llevar los sustratos al lugar del estudio, se preparó el sustrato 50% limo ( $0.496 \text{ m}^3$ ) con una proporción 90% materia orgánica ( $0,892 \text{ m}^3$ ) esto es muy eficiente para este tipo de especie, luego de mezclar la preparación consistió en el colado utilizando tamizador juntamente con palas para terminar de mezclar bien el sustrato y no dejar ningún tipo de piedras y raíces.

Imagen N°8 Preparación del sustrato



### 3.3.2.6. Llenado y preparación de bolsas

En el llenado y la preparación de las bolsas se realizó en fecha 29 de agosto (*Imagen N°9*), en donde el tamaño de las bolsas de polietileno negro fue de 14cm x 18cm ya que es adecuado para este tipo de estudio, el envase tiene la función de retener el sustrato hasta que la planta crezca. El llenado fue de manera manual cada una de las bolsas, una vez llenada la bolsa se le realizaron unos pequeños agujeros para la filtración de agua.



Imagen N°9 Llenado de las bolsas



### 3.3.2.7. Separación e introducción de semillas

Se clasificaron las semillas según el tamaño unos días antes de la introducción de las semillas en las bolsas, esto fue de acuerdo a los objetivos del estudio en tres tamaños, se regaron las macetas antes de sembrar, de modo que el sustrato tenga suficiente humedad y sea más fácil la introducción de las semillas.

La semilla se sembró en las macetas en fecha del 29 de agosto del 2023 (*Imagen N°10*), se sembró a una profundidad de 3 cm se sembró en cada envase una semilla según el tamaño (grandes, medianas y pequeñas). Realizada la siembra se procedió nuevamente a regarlas con mucho cuidado para que no se salgan las semillas.

Imagen N°10 Introducción de semillas



### 3.3.2.8. Implementación del umbráculo

La implementación del umbráculo o malla media sombra, se hizo una vez ya establecida la almaciguera, en la fecha 30 de agosto del 2023 (*Imagen N°11*), ya que este nos ayudara a darle sombra y evitara el daño del sol directo, que pueda quemar a las semillas que están en punto de germinación.

Imagen N°11 Implantación del umbráculo



### 3.3.2.9. Tratamiento pre germinativo

Se realizó el tratamiento pre germinativo antes de la siembra de las semillas para los tres tamaños de semillas, que consistió en el remojo en agua destilada en temperatura ambiente en recipientes separados por unas 24 horas, para poder penetrar su testa y tener una rápida germinación al momento de hacer la siembra directa.

### 3.3.3. Labores culturales

#### 3.3.3.1. Riego

Se efectuó el riego día por medio debido a la que la especie no presenta un buen comportamiento con exceso de agua debido que presenta su raíz pivotante por lo cual esta especie tiende a acumular de agua en sus raíces, el exceso de agua hace que se estresé llegando a la putrefacción de la especie.

### 3.3.3.2. Raleo

Se realizó el raleo respectivo (*Imagen N°12*), pasando un mes de la siembra teniendo una altura promedio 5cm a todas las plántulas que existían más de una planta con el fin de evitar la competencia entre ellas.

Imagen N°12 Raleo en el vivero



### 3.3.3.3. Deshierbe

Esta labor cultural (*Imagen N°13*), se realizó cada vez que existió una maleza (malas yerbas o yuyos) con el propósito de obtener plántulas vigorosas evitando que perjudican al crecimiento óptimo de la plántula.

Imagen N°13 Deshierbe en el vivero





#### 3.3.3.4. Uso de Fungicida

Se empleo de fungicida Maxim XL (*Imagen N°14*), en la germinación, como método de para la protección de semillas y plántulas del damping-off, donde se colocó una proporción recomendada para la dosis a utilizar de Maxim XL que fue de 15ml – 60ml en 20 litros de agua, dentro de la mochila fumigadora, una vez hecha la mezcla se procedió a fumigar por completo todo la almaciguera para tener un buen resultado de hizo 2 veces esta operación.

Imagen N°14 Fungicida Maxim XL



#### 3.3.3.5. Uso de Insecticida

Se empleó el insecticida Abathor 18 (*Imagen N°15*) una vez crecidas las plantitas, como método de protección de los insectos que estaban atentando con los plantines mayormente de pulgón blanco y arañas rojas, se colocó una proporción recomendada para la dosis a utilizar 5ml – 20ml en 20 litros de agua dentro de la mochila fumigadora, una vez hecha la mezcla se procedió a fumigar por completo todo la almaciguera para tener un buen resultado se realizó las veces que fueron necesarias para la eliminación de las plagas.

Imagen N°15 Insecticida Abathor 18



### **3.3.4. Fase de laboratorio**

Terminado la etapa de crecimiento, se realizó dos mediciones con el método directo o destructivo para encontrar las diferentes variables morfofisiológicas y dasométricas, en donde se seleccionaron 72 muestras, para eso se buscó las muestras que tuvieran las mismas similitudes como ser: la altura, el diámetro de fuste, número de hojas y diámetro de copa, esto nos permitió calcular con más precisión los índices de crecimiento planteados en la presente investigación.

Se separaron en 36 muestras para cada análisis, las primeras muestras fueron sujetas al estudio dasométricos, consecutivo se realizó el análisis morfofisiológico de manera destructiva para la determinar el peso verde, posteriormente se introdujo al horno eléctrico, para calcular los pesos secos, después de 15 días, se realizó de la misma manera las otras 36 muestras restantes para concluir la investigación.

#### **3.3.4.1. Primera determinación o medición de las variables por método destructivo**

En fecha 27 de marzo del 2024 (*Imagen N°16*), se realizó la primera medición de todas las variables indicadas en acápite anteriores, en todo el proceso se hizo en el laboratorio de semillas de la facultad de ciencias agrícolas y forestal.

Una vez terminado las mediciones dasométricas, se procedió a realizar de manera destructivas las muestras, para proceder a pesar en la balanza analíticas las muestras en peso verde (PV), se introdujo las muestras en la estufa eléctrica en 80°C en 48 horas, posteriormente se pesó de la misma manera, hasta que se determinó el peso seco (PS), finalizado esta parte del procedimiento se concluyó con los cálculos morfofisiológico correspondientes que se muestran en el *Cuadro N°9 Planilla N°1 Análisis morfofisiológico*.

Imagen N°16 Primera elaboración de Análisis morfofisiológico



#### **3.3.4.2. Segunda determinación o medición de las variables por método destructivo**

En fecha 10 de abril del 2024 (*Imagen N°17*), se realizó la segunda medición de todas las variables indicadas anteriormente.

Imagen N°17 Segunda elaboración de Análisis morfofisiológico



Se utilizó las muestras restantes, fueron llevadas al laboratorio de la facultad, para determinar el análisis dasométricos y morfofisiológicos correspondiente con el método destructivo, se calculó el peso verde (PV) de las muestras, se procedió a introducir las muestras en la estufa eléctrica en 80°C en 48 horas, posteriormente se determinó el peso seco (PS), con los datos concluidos de este procedimiento se realizó los cálculos correspondientes que se muestran en el *Cuadro N°10 Planilla N°2 Análisis morfofisiológico*.

**CAPÍTULO IV**  
**RESULTADOS Y DISCUSIÓN**



## CAPÍTULO IV

### RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 4.1. Análisis de germinación

El análisis de germinación se llevó a cabo utilizando los resultados de la planilla de germinación (*ver ANEXO N° 1 control de germinación*) para determinar el porcentaje alcanzado en términos de germinación. Luego se determinó el peso de las semillas y también se realizó el análisis de varianza para establecer si el tamaño de las semillas tuvo alguna relevancia.

##### 4.1.1. Porcentaje de germinación

Se empleó el Cuadro N°4 para determinar el criterio de calificación del porcentaje de germinación, identificando sus respectivos criterios. Expectativas sobre los grados de germinación de las semillas de la especie empleada.

Cuadro N°4 Rangos de porcentaje de germinación

Rangos de porcentajes de germinación	Criterios de calificación
0 – 40	Poca (Baja germinación)
41 – 69	Buena germinación
70 – 80	Muy Buena
81 – 100	Excelente

En el Cuadro N°5, se determinó que se alcanzó un porcentaje excelente del 81 al 100%, lo que implica que se emplearon semillas de alta calidad para la germinación, logrando un porcentaje final del 100% de germinación, lo que resultó ser excelente para el progreso de la investigación.

Cuadro N°5 Resultado de porcentaje de germinación

<b>Brachichito</b>			
<b>Semana</b>	<b>Germ/Sem</b>	<b>Acumulada</b>	<b>% Porcentaje/Sem</b>
1	49	49	16,33
2	50	99	16,67
3	48	147	16,00
4	52	199	17,33
5	41	240	13,67
6	35	275	11,67
7	25	300	8,33
<b>TG</b>	300		
<b>TS</b>	300		
<b>%</b>	100		

Se determinó que las semillas grandes alcanzaron un porcentaje de 100% de germinación en un corto periodo de germinación, lo que fue más destacado en comparación con los otros tratamientos de semillas (medianas, pequeñas) que también alcanzaron un porcentaje de 100%, aunque el tiempo de germinación fue un poco más largo.

De alguna forma se incluye en los valores mencionados en la literatura, por ejemplo, Reynel (1988) explica que la semilla comienza a germinar aproximadamente entre 10 y 15 días después de la siembra y los últimos en germinar esta entre 25 – 35 días 45 siendo el porcentaje de germinación entre 80 a 90 %, la energía germinativa es regular a buena. Estos hallazgos respaldan la hipótesis alternativa de que el peso o tamaño de las semillas influye en la germinación de la especie, concluyendo que no tiene impacto en el porcentaje de germinación.

En un escenario semejante, de acuerdo con otro contexto parecido, Trujillo (1997), señala que los factores externos influencia sobre la germinación, como la humedad, temperatura, luz, oxígeno y dióxido de carbono. Esto se evidenció en el tiempo de germinación que influye de forma indirecta en la humedad, provocando el damping-

off. Por lo tanto, es imprescindible estar listo para proteger la producción con el fungicida apropiado. En este escenario, se empleó el Maxim XL para prevenir este problema.

#### 4.1.2. Determinación del peso de las semillas

El peso de la semilla se determina en el componente de la semilla pura, que ha sido separada a través de un ensayo de pureza. Usualmente, se expresa como el peso de 1000 semillas puras. Es fácil transformar estas cifras en la cantidad de semillas por gramo o por kilogramo, dependiendo de lo que se necesite.

Cuadro N°6 Peso de las semillas

Peso Semillas Grandes		Peso Semillas Medianas		Peso Semillas Pequeñas	
Peso 100	9,22 gr	Peso 100	8,13 gr	Peso 100	7,30 gr

El siguiente Cuadro N°7 muestra los resultados logrados de la especie.

Cuadro N°7 Determinación del peso de semillas usados en el ensayo

Especie	N° de semillas	Peso de muestra en gr	Peso en gr de 1000 semillas	Desviación estándar	Coef. De variación (%)	N° semillas / Kgr.
Brachichito	300	24,65	82,17	0,733	2,974	12170,38

La cantidad de semillas por kilogramo de la especie exhibe valores de variación inferiores al 4%, y los resultados logrados para todas las muestras se encuentran dentro del margen de tolerancia permitido por las normas ISTA (Asociación Internacional de Análisis de Semillas)

El total de 1000 de semillas por kilogramos fue de 12170,38 Kgr, este peso se debe a la procedencia de la especie, en otras especies según Medina y García (2007) reportan valores que oscila entre 10000 y 20000 semillas por kilogramo. En este caso se asemeja a ese criterio, estando en un rango óptimo de peso por kilogramos.

#### 4.1.3. Análisis de Varianza (ANOVA) para el análisis de germinación

Se emplearon los datos medios de la planilla de germinación para el análisis de varianza (ver ANEXO N°1 CONTROL DE GERMINACIÓN).

##### 4.1.3.1. Promedio de los bloques de la germinación

Los promedios son datos extraídos de la planilla de germinación de acuerdo a sus bloques, los cuales se sumaron en el Cuadro N°8. Luego, se extrajo su promedio utilizando dichos datos para llevar a cabo el análisis de varianza.

Cuadro N°8 Promedio de germinación en los bloques

	BLOQUE 1			BLOQUE 2			BLOQUE 3			BLOQUE 4			
	T1	T2	T3	T2	T3	T1	T3	T1	T2	T1	T2	T3	
		4	4	4	3	4	4	4	4	3	4	4	3

##### 4.1.3.2. Cuadro de diseño de croquis estadístico de los bloques y tratamientos

Para el cálculo se utilizaron los datos de promedio de la germinación del cuadro N°9, de acuerdo a estos datos se hicieron diseño de croquis que se dan a continuación, provienen de un experimento con un diseño bloques al azar, en el que se estudiaron los efectos de 3 tratamientos (t) con 4 bloques (b) (ver Cuadro N°11 Diseño de croquis).

Cuadro N°9 Diseño de croquis

		TRATAMIENTOS			TOTAL
		1	2	3	
BLOQUES	I	4	4	4	12,00
	II	3	4	4	11,00
	III	4	4	3	11,00
	IV	4	4	3	11,00
TOTAL		15,00	16,00	14,00	45,00

#### 4.1.3.3. Resultado del análisis de varianza (ANOVA) (bloques al azar)

En este diseño hay dos fuentes de variación que pueden identificarse. La que es atribuible a los tratamientos y la que está asociada con los bloques, entonces el bosquejo del análisis es, por lo tanto, como sigue:

Cuadro N°10 Resultado de análisis de varianza para la germinación

Fv	Gl	Sc	Cm	Fc	Ft	
					5%	1%
<b>Bloques</b>	3	0,500	0,222	1,000	4,76 n/s	9,78 n/s
<b>Tratamientos</b>	2	0,250	0,250	0,888	5,14 n/s	10,9 n/s
<b>Error</b>	6	1,500	0,250	X	x	x
<b>Total</b>	11	2,250	x	X	x	x

El cuadro N°10 de los resultados del análisis de varianza muestra que el factor de bloques presentado al nivel del 5% y 1% no mostró ninguna variación significativa, lo que determinó que no hay importancia en la especie respecto al tamaño de las semillas. Esto evidencia que los tamaños de las semillas no son visibles durante el proceso de germinación.

En cuanto al respecto según Sánchez *et al.*, (2006), no en todos los ambientes las semillas de mayor tamaño germinan mejor. En zonas semiáridas, *Astrophytum myriostigma L.*, las semillas pequeñas germinaron más y con mayor rapidez que las grandes, lo que podría estar relacionado con su capacidad para absorber agua más rápidamente que las de mayor tamaño en ese ambiente con limitaciones de humedad; también podría tratarse de una estrategia para permanecer en el banco de semillas del suelo por varios años. En este escenario, los tres tamaños de semillas germinaron igualmente, únicamente se observó una variación no significativa en el tiempo de germinación que no impactó de ninguna forma en el porcentaje ni en la producción.

Sin embargo, hay situaciones donde si las semillas grandes ejercen un mayor impacto en la germinación, esto es respaldado con Shipley *et al.* (1990), las semillas más

grandes suelen tener mayores tasas de germinación, las plántulas que emergen son más vigorosas y tienen más probabilidad de sobrevivir, no todo son ventajas.

#### 4.2. Análisis Morfofisiológico

En este análisis morfofisiológico, se emplearon los promedios de los pesos secos totales. Inicialmente, se llevó a cabo un análisis de varianza con las primeras muestras, y luego se llevó a cabo el segundo análisis de varianza con las otras muestras restante, con el objetivo de establecer si hay diferencias entre ambos en el crecimiento según el tamaño de las semillas.

##### 4.2.1. Primer Análisis de Varianza (ANOVA) para el análisis de peso seco total

En esta primera investigación, se empleó el peso seco total de las plántulas del primer ensayo (*ver ANEXO N° 4 PLANILLA N°1 DE ANÁLISIS MORFOFISIOLÓGICO*) para establecer su análisis de varianza.

Cuadro N°11 Resultado del análisis de varianza del peso seco total primera corta.

					Ft	
Fv	Gl	Sc	Cm	Fc	5%	1%
<b>Bloques</b>	3	7,902	2,634	0,557	4,76 n/s	9,78 n/s
<b>Tratamientos</b>	2	2,828	1,414	0,299	5,14 n/s	10,9 n/s
<b>Error</b>	6	28,368	4,728	X	x	x
<b>Total</b>	11	39,098	x	X	x	x

En el cuadro No11, el resultado del análisis de varianza, se determina que no hubo ninguna variación o impacto en el peso seco total de las semillas de acuerdo a los tratamientos, lo que implica que se observó una uniformidad en el tamaño de las semillas.

##### 4.2.2. Segundo Análisis de Varianza (ANOVA) para el análisis de peso seco total

Para este segundo análisis de varianza (ANOVA), se empleó el peso seco total de la segunda prueba de las plántulas (*ver ANEXO N° 5 PLANILLA NO2 DE ANÁLISIS MORFOFISIOLÓGICO*) para calcular su varianza.

Cuadro N°12 Resultado del análisis de varianza del peso seco total segunda corta.

Fv	Gl	Sc	Cm	Fc	Ft	
					5%	1%
<b>Bloques</b>	3	2,433	0,811	0,075	4,76 n/s	9,78 n/s
<b>Tratamientos</b>	2	17,972	8,986	0,829	5,14 n/s	10,9n/s
<b>Error</b>	6	65,053	10,842	X	x	X
<b>Total</b>	11	85,458	x	X	x	X

En el segundo análisis de varianza en el cuadro N° 12 realizado, se concluye que también no existe alguna diferencia o influencia en cuanto al tamaño de la semilla respecto al peso seco total en las plántulas según los tratamientos por lo que significa que hubo una homogeneidad en cuanto al análisis.

Lo que sostiene de la hipótesis que los tamaños o pesos de las semillas no son significativos cuando se trata de peso seco total, esto se manifiesta en los cuadros previos de análisis de varianza.

Cuando se trata de biomasa seca, podría haber una diferencia considerable, pero en este escenario es inexistente en investigaciones parecidas de biomasa seca explicada por Manrique y Bartholomew, (1991); Rajwade et al., (2000), la acumulación y distribución de biomasa en los vegetales son características genotípicas fácilmente afectadas por el ambiente y su interacción. Así, la proporción de biomasa asignada a hojas, tallos y frutos en cada momento del desarrollo, esto es depende de la cinética de crecimiento y de la tasa de distribución, que están gobernadas por el área foliar, clima y disponibilidad de nutrimentos.

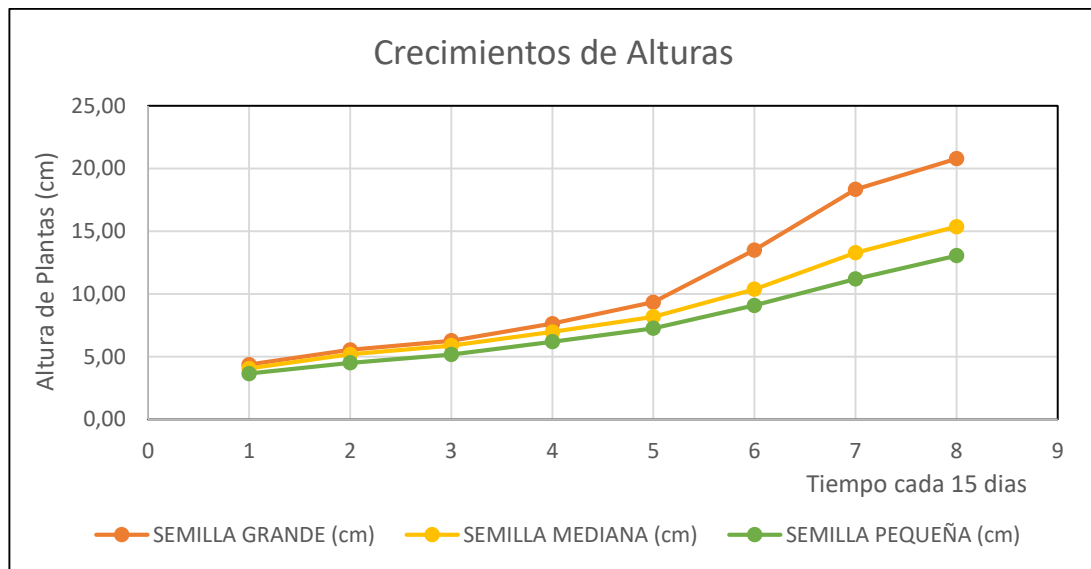
#### 4.3. Crecimiento en altura

Se llevó a cabo un gráfico del crecimiento de altura en relación al tiempo (Gráfico N°1), el cual muestra que estos se incrementaron progresivamente durante las 16 semanas; con una altura superior para las semillas grandes que alcanzaron un promedio de 20,78cm, mientras que para tamaño de semillas medianas obtuvo promedio de

15,36cm, las semillas pequeñas alcanzaron una altura casi equivalente a las medianas con un promedio de 13,06cm.

Se ilustra gráficamente que las tendencias de las curvas son parecidas en las primeras semanas de crecimiento. Tras la quinta semana, las semillas grandes empezaron a desarrollarse con mayor rapidez que las demás semillas. De esto se deduce que el tamaño de las semillas en el crecimiento tiene influencia, siendo las semillas grandes las más beneficiosas y con una altura superior en comparación con los demás tamaños de semillas.

Gráfico N°1 Crecimientos en alturas evaluadas en 16 semanas de crecimiento.



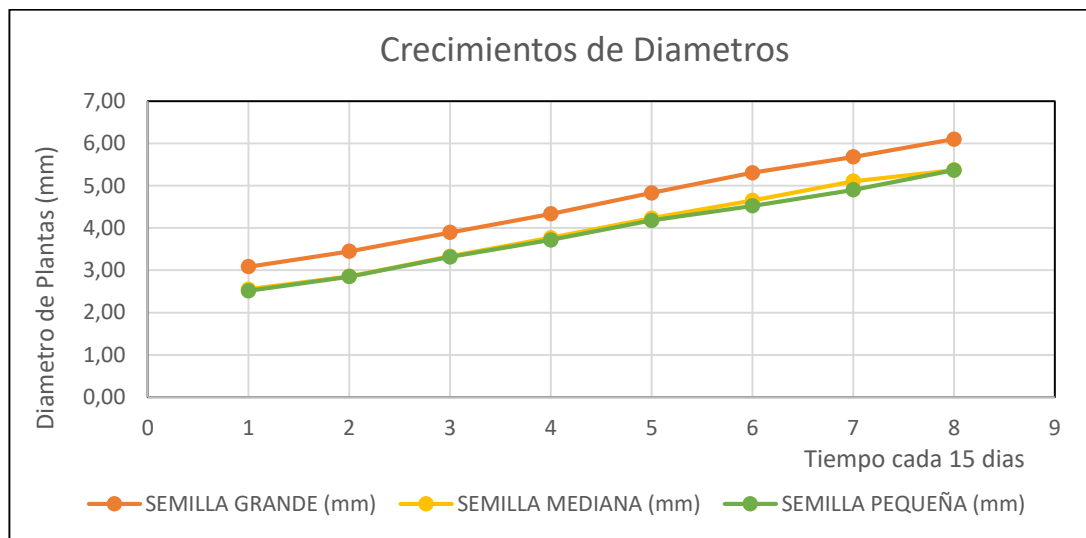
Lo que indica Coarite (2000), el crecimiento se ve afectado por la luz, ya que existen especies extremadamente susceptibles a este factor y que influyen en su desarrollo. Además, el mismo autor indica que, las variaciones en el crecimiento según el tamaño de semillas se deben a la incidencia de la luz solar. En cierta medida, esto impacta en el crecimiento, ya que la semana quinta estuvo bajo las influencias de la luz solar, dependiendo de la estación del año, en este caso el verano, lo que contribuyó de forma indirecta a su crecimiento. También se puede observar que el riego contribuyó de forma considerable a su longitud.



#### 4.4. Crecimiento de diámetro

Se realizó un gráfico de crecimiento del diámetro en relación al tiempo (Gráfico N°2) que revela que estos se incrementaron gradualmente durante las 16 semanas; con una altura más alta para las semillas grandes que llegaron a un promedio de 6,10mm, mientras que para las semillas medianas se registró un promedio de 5,37mm. Las semillas pequeñas llegaron a una altura casi equiparable a las medianas con un promedio de 5,35m.

Gráfico N°2 Crecimientos de diámetro evaluadas en 16 semanas de crecimiento.



Se muestra de manera gráfica que las tendencias de las curvas se asemejan en las primeras semanas de expansión. Después de la quinta semana, las semillas grandes comenzaron a crecer con más velocidad que las demás semillas. Esto sugiere que el tamaño de las semillas tiene un impacto en su crecimiento, siendo las semillas de mayor tamaño son más ventajosas y con una altura mayor en relación a los demás tamaños de las semillas.

Esta variable se percibe como un indicador de calidad de las especies analizadas, ofreciendo una mayor robustez en el tallo, lo que significa mayor vigor y una elevada probabilidad de supervivencia una vez que la planta sea trasladada al terreno.

#### 4.5. Índices de crecimiento

A continuación, se presentan los resultados de los cálculos efectuados para estimar los índices de crecimiento (*ver ANEXOS N°6 CÁLCULOS DEL ÍNDICE DE CRECIMIENTO*), basados en el promedio de todas las muestras obtenidas respecto a los tratamientos. Se sumaron ambos análisis y se obtuvieron sus promedios totales para aplicar las formulas.

##### 4.5.1. Tasa de Asimilación Neta (TAN)

La TAN también denominada tasa asimilación neta, representa la ganancia neta en peso seco por unidad de área foliar y es una medida indirecta de la fotosíntesis (Hunt, 1982).

El Cuadro N°13 muestra el comportamiento de la Tasa de Asimilación Neta (TAN). Se descubrió que existió una producción constante de materia seca por unidad de área foliar y por unidad de duración.

Cuadro N°13 Resultado de la Tasa de Asimilación Neta (TAN)

INDICE DE CRECIMIENTO	Tasa de Asimilación Neta (TAN) g/(cm <sup>2</sup> /día)
NUMERO	TAN
1	0,00041
2	0,00021
3	0,00003
4	0,00024
5	0,00017
6	0,00016
7	0,00027
8	0,00009
9	0,00013
10	0,00029
11	0,00012
12	0,00032
<b>TOTAL</b>	0,00243
<b>PROMEDIO</b>	0,00020

Se notó que la relación de acumulación total del muestreo registró un valor de 0,00243 g/cm<sup>2</sup>/día, con un promedio de 0,00020 g/cm<sup>2</sup>/día.

El valor más alto, de 0,00041 g/cm<sup>2</sup>/día, se registró en esta muestra, lo que permitió a la planta incrementar el tamaño de todas sus estructuras (ramas y hojas, tallo), en particular las hojas que funcionan como bancos de asimilados de la fotosíntesis para la planta.

Este resultado se contrasta con lo manifestado por la muestra de Gardner et al. (1990) quien menciona que este parámetro no es constante con el tiempo y muestra una tendencia a disminuir con la edad de la planta. Esto se ve reflejo en los resultados obtenido donde la superficie foliar, de la arquitectura o disposición de las hojas, de la edad de la hoja, se encuentra bajo la influencia de factores ambientales, tales como la intensidad de la luz y la temperatura.

Se observa una disminución acelerada en la muestra 0,00003 g/cm<sup>2</sup>/día, causada por un entorno adverso y el incremento de materia seca por unidad de área foliar disminuye conforme emergen nuevas hojas, a causa del sombreado recíproco. De esta manera, se deduce que el coeficiente del área foliar es una de las variables más relevantes conforme a la normativa de Bultynck, Fiorani & Lambers, (1999), que la tasa de asimilación neta puede ser un buen indicador de la tasa de fotosíntesis por unidad de área foliar. De esta manera fue que influyeron en el crecimiento de las plantas.

#### **4.5.2. Tasa Relativa de Crecimiento (TCR)**

El Cuadro N°14 muestra el comportamiento medio de la Tasa de crecimiento relativo a lo largo del tiempo, que evidenció un valor positivo en el muestreo, con un promedio de 1,3109g/día. Esto se debe en parte a la intensa defoliación a la que se sometieron las plantas, lo que concuerda con el comportamiento de la tasa de asimilación neta TAN.

Esto es adicional de acuerdo a lo que se indica Pedroza et al. (1997), es un índice de eficiencia que expresa el crecimiento en términos de una tasa de incremento en tamaño por unidad de tamaño y tiempo. Esto se ve reflejado en los resultados donde la mayoría

de las plantas crecieron de tamaño en poco tiempo, destacando las semillas grandes que por demás semillas pequeñas.

Según los resultados, se registró el valor más alto con 1,4534 g/día, debido a la producción de fotoasimilados en ese momento, fue aprovechada para la producción de material vegetal con énfasis en las hojas responsables de la producción de nutrientes para la planta.

Cuadro N°14 Resultado de la Tasa Relativa de Crecimiento (TCR)

<b>INDICE DE CRECIMIENTO</b>	<b>Tasa Relativa de Crecimiento (TCR) g/(g/día)</b>
<b>NUMERO</b>	<b>TCR</b>
1	1,3914
2	1,1992
3	1,2162
4	1,3346
5	1,2354
6	1,2618
7	1,4534
8	1,3626
9	1,2255
10	1,4322
11	1,3826
12	1,2362
<b>TOTAL</b>	<b>15,7309</b>
<b>PROMEDIO</b>	<b>1,3109</b>

Si se comparan las variaciones observadas en la TCR con los valores registrados en la TAN, se encuentra que el comportamiento de las dos fue muy homogéneo.

Debido a que, tanto la TAN como la TCR, son dependientes de la fotosíntesis y de la respiración, de las condiciones ambientales, del tamaño de las hojas y de la arquitectura de la planta.

### 4.5.3. Relación del Área Foliar (RAF)

La relación del área foliar presenta la variación de la superficie fotosintética en función de la materia seca total a través del tiempo, lo que se muestra en el Cuadro N°15.

Cuadro N°15 Resultado de la Relación del Área Foliar (RAF)

<b>INDICE DE CRECIMIENTO</b>	<b>Relación del Área Foliar (RAF)(cm<sup>2</sup>/g)</b>
<b>NUMERO</b>	<b>RAF</b>
1	23,6803
2	22,8699
3	25,9601
4	28,6034
5	25,4872
6	24,2883
7	28,1398
8	28,9395
9	24,9704
10	28,8879
11	35,3733
12	28,4454
<b>TOTAL</b>	<b>325,6454</b>
<b>PROMEDIO</b>	<b>27,1371</b>

Los dos valores más altos fueron de 63,5599 cm<sup>2</sup>/día, y el otro fue de 62,1198 cm<sup>2</sup>/día. Estos se refieren a los periodos en los que el área foliar experimentó una mayor envergadura y persistencia. Respecto al total, se registró un valor de 566,9954 cm<sup>2</sup>/día, con una media de 47,2496cm<sup>2</sup>/día.

Durante los muestreos, se observó una reducción en el índice, alcanzando un valor de 22,8699 cm<sup>2</sup>/g, lo que se debe a la ausencia de hojas presentes. No obstante, se estableció un promedio que llegó a 27,1371 cm<sup>2</sup>/g, esto ocurre porque las hojas tuvieron un crecimiento considerable, pero disminuyeron en número y mantuvieron

una posición vertical que no permitió la máxima utilización de la luz solar, lo que llevó a que la acumulación de materia seca no fuera tan notable.

La RAF se mantiene invariable dado que, en estas situaciones, la aportación de materia seca a las hojas no tiene importancia, debido a la reducción significativa del proceso de crecimiento global.

#### 4.5.4. Duración del Área Foliar (DAF)

La duración del área foliar describe la extensión y duración de las hojas como órgano interceptor de la luz (Evans, 1972; Hunt, 1978), lo que detalla en el Cuadro N°16.

Cuadro N°16 Resultado de la Duración del Área Foliar (DAF)

<b>INDICE DE CRECIMIENTO</b>	<b>Duración del Área Foliar (DAF)(cm<sup>2</sup>)</b>
<b>NUMERO</b>	<b>DAF</b>
1	55,5511
2	38,0250
3	34,6252
4	53,6666
5	41,7376
6	33,8057
7	63,5599
8	51,2364
9	38,7812
10	62,1198
11	58,3576
12	35,5294
<b>TOTAL</b>	566,9954
<b>PROMEDIO</b>	47,2496

Los dos índices más elevados alcanzaron los 63,5599 cm<sup>2</sup>/día, mientras que el otro alcanzó los 62,1198 cm<sup>2</sup>/día. Estos hacen referencia a las etapas en las que el área foliar experimentó un incremento en su tamaño y duración.

En términos totales, se registró una cantidad de 566,9954 cm<sup>2</sup>/día, con un promedio de 47,2496cm<sup>2</sup>/día, los valores se ajustaron al momento en que la planta se encontraba en su máximo crecimiento vegetativo y las hojas se estaban extendiendo para recolectar la materia seca requerida y, de esta manera, lograr el balance en el crecimiento.

#### 4.5.5. Índice de Área Foliar (IAF)

El índice de área foliar es un importante atributo del crecimiento aéreo de las plantas, debido a que las hojas son dominantes en el proceso fotosintético y por consiguiente para la producción de asimilados (Nobel, 1999), lo que se indica en el Cuadro N°17.

Cuadro N°17 Resultado del Índice de Área Foliar (IAF)

INDICE DE CRECIMIENTO	Índice de Área Foliar (IAF) (cm <sup>2</sup> /cm <sup>2</sup> )
NUMERO	IAF
1	6,3375
2	3,4088
3	5,0682
4	5,7746
5	4,4907
6	5,3034
7	5,8527
8	5,4610
9	5,0807
10	5,8939
11	6,0455
12	4,4283
<b>TOTAL</b>	<b>63,1452</b>
<b>PROMEDIO</b>	<b>5,2621</b>

El valor más alto registrado para este índice es de 6,3375 cm<sup>2</sup>, luego se presentó un comportamiento irregular con tendencia a reducirse, resultando en el último valor registrado de 3,4088 cm<sup>2</sup>. Se estableció un valor total del índice de área foliar de

63,1452 cm<sup>2</sup>, con un promedio de 5,2621 cm<sup>2</sup>, al examinar las fluctuaciones del índice, se notó que, con el paso del tiempo, el área foliar ocupada por la planta superó a la producción de área de suelo.

Con el contexto de acuerdo a Ascencio (1972) mencionó que conforme aumenta el número y tamaño de las hojas aumenta el IAF. Asimismo, la absorción de luz y la tasa de producción de materia seca también se incrementan dentro de ciertos límites, en los cuales, el autosombreo puede transformarse en un factor limitante para el crecimiento o la productividad del cultivo, el aumento que se observó en la producción de biomasa seca, donde se vio reflejando en los números 1 y 6 alcanzaron un índice de crecimiento superior, corresponden a las plantas con una mayor absorción de luz.

#### 4.6. Alometría (Relaciones Alométricas)

El Gráfico N°2 refleja de manera evidente la correlación alométrica entre la altura de las muestras y el peso seco total en un modelo lineal. En este, la altura media es de 27,6 cm, mientras que el peso seco total tiene un promedio de 9,4 g, lo que implica una correlación de  $R^2 = 0,71746229$  cm/g. Además, se puede apreciar la correlación entre la altura y el peso seco total en un modelo potencial.

Gráfico N°3 Altura vs Peso Seco Total en el modelo lineal

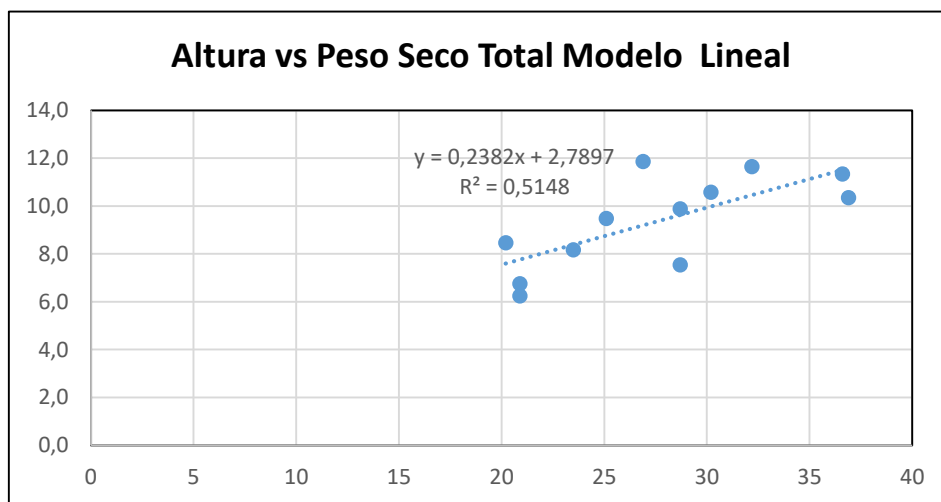




Gráfico N°4 Altura vs Peso Seco Total en el modelo potencial

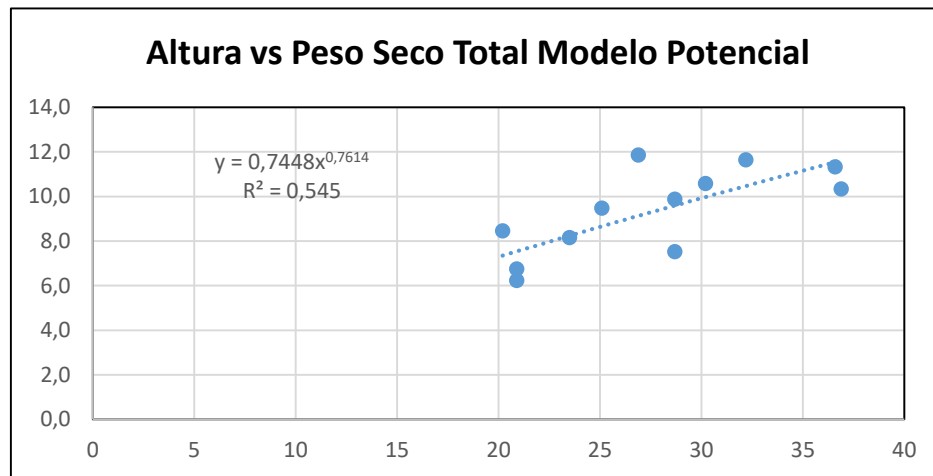
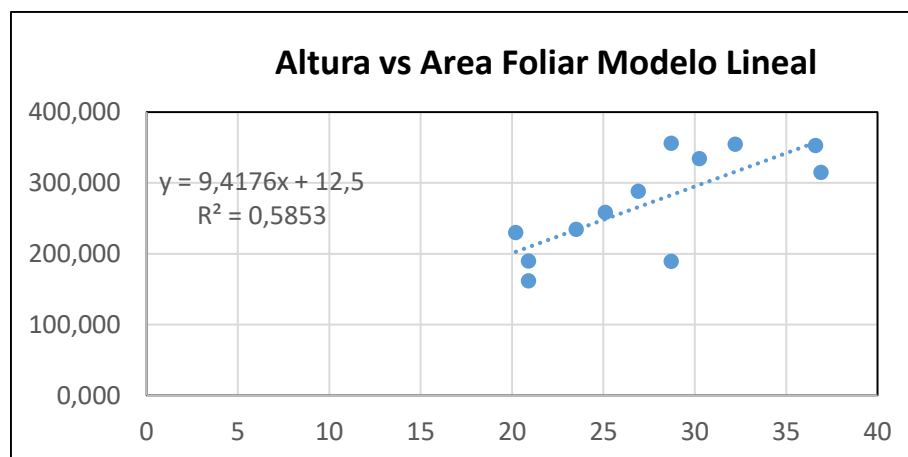


Gráfico N°5 Altura vs Área Foliar en el modelo lineal



En la Gráfico N°4 se puede observar la relación que existen entre la altura con la área foliar en un modelo lineal con promedio de altura de 27,6 cm, y un promedio de área foliar de 272,151cm<sup>2</sup> obteniendo una correlación de un valor de  $R^2 = 0,76507745$  cm/cm<sup>2</sup>.

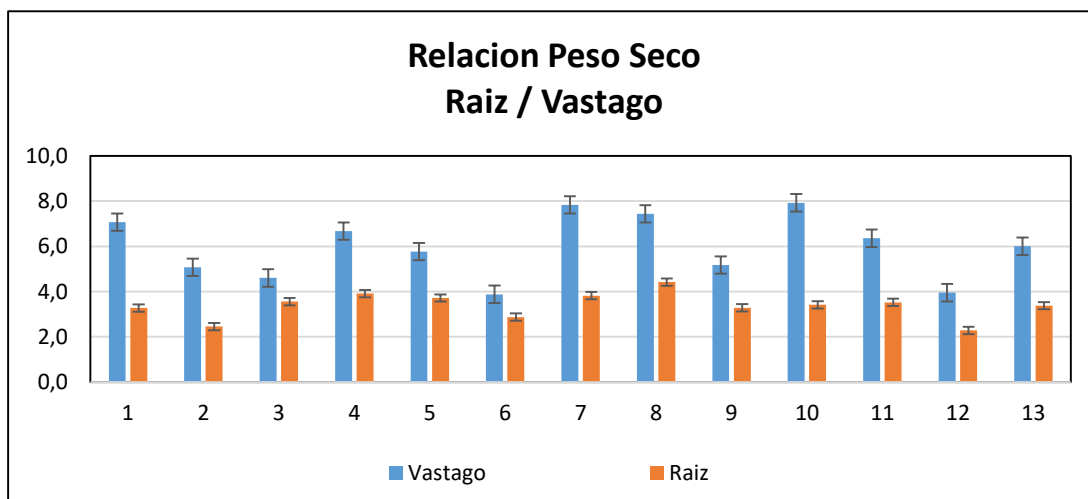
Dentro de este orden de ideas de Bloomberg *et al.* (2008) y Jackson *et al.* (2012) concuerdan en que las relaciones alométricas en plantas cultivadas en vivero son afectadas por el sistema de producción y las condiciones de cultivo. Igualmente, otros autores señalan que distintos factores pueden influir en las relaciones alométricas de las plantas, como la edad (Geudens *et al.* 2004), el estrés debido al trasplante la

densidad de cultivo y el volumen del contenedor incluso, pueden diferir entre especies. Por lo tanto, los datos logrados en esta investigación respecto a la relación entre altura/peso seco total o altura/área foliar, deben considerarse como punto de referencia, pero no como indicador de calidad para esta especie. Se requerirán investigaciones futuras específicas sobre el crecimiento de la raíz del brachichito, para determinar criterios específicos de calidad.

#### 4.6.1. Relación Raíz/ Vástago

La relación Raíz/Vástago se ve a continuación en el Gráfico N°5:

Gráfico N°6 Relación Peso Seco de la Raíz/Vástago



El peso seco total de la especie al final del experimento se pudo verificar que la especie registró un valor de 43,91 gramos el peso seco total de la raíz en cuanto al peso, la parte área y tallo presento un valor de 77,73 gramos de peso seco total; dado que el tamaño de la raíz es un elemento esencial en cuanto a la cantidad de nutriente que la planta necesita para su desarrollo. En el peso al final del experimento se pudo verificar en el Gráfico N°5, su comparación que la presentaba la relación R/V obteniendo un valor 0,58 gramos.

La relación raíz/vástago es un factor dependiente de la distribución de los fotoasimilados, cuya producción y distribución está supeditada a los estímulos ambientales (Rogers et al., 1996). En este escenario, la especie cuenta con una raíz de forma columnar, lo que facilita el almacenamiento de grandes cantidades de agua y nutrientes, proporcionando favorece un rápido crecimiento de la planta, logrando un promedio de 3,38 gramos en total.

**CAPÍTULO V**  
**CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES**

## CAPÍTULO V

### CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

#### 5.1. Conclusiones

En base a los resultados obtenidos el presente trabajo de investigación se tiene las siguientes conclusiones:

- La germinación ocurrió aproximadamente en un periodo de tiempo de 30 días, tienen un excelente porcentaje de germinación y la velocidad de emergencia es similar en los tres tamaños, es decir, fue similar entre los tamaños grande en comparación con las semillas medianas y pequeñas.
- Se encontró que para la especie *Brachychitum populneus* (Schott y ENDL.), el tamaño de la semilla no influye en el porcentaje de germinación, siendo similar en los tres tamaños, tomando un valor de cien por ciento. Estos resultados permiten concluir que en la producción de plantones del Brachichito no se justifica clasificar en lotes de semillas separados por tamaños, siendo que todos los tamaños germinan, siempre que siga con los tratamientos pre germinativos necesarios.
- De acuerdo a los análisis de varianza para las dos cortas practicadas relacionados con los pesos secos totales, no se encontraron diferencias significativas para los tratamientos de tamaños de semillas, lo que se concluye que las semillas (grandes, medianas y pequeñas) no tienen influencia en la producción de biomasa seca, lo cual es beneficioso en cuanto a la producción en viveros de la especie, ya que no se necesita de muchos cuidados, porque la especie tiene influencia a almacenar sus nutrientes y no carecer de estos.
- Al no encontrarse influencia del tamaño de semillas respecto a la germinación y la acumulación de materia seca, se procedió a graficar por tratamiento, el crecimiento en altura en función del tiempo, observándose tendencias similares en los tres tratamientos. Para el tratamiento semillas grandes se alcanzó plántulas con altura de 20,78cm, mientras que para tamaño de semillas medianas obtuvo promedio de 15,36cm, las semillas pequeñas alcanzaron una altura casi

equivalente a las medianas con un promedio de 13,06cm. Las semillas grandes son las más ventajosas y tienen una altura más alta que las demás medidas de semillas desde la quinta semana de crecimiento, esto se atribuye a las ventajas de los elementos externos e internos que poseen las plantas.

- El aumento del diámetro del tallo, evidencia que la semilla grande alcanzó el diámetro más grande durante el periodo de evaluación, que fue de 6,10mm, esto ocurre porque este tamaño de semilla ofrece una mayor absorción de agua y luz en comparación con otros tipos de tamaños de semillas, lo que resulta muy provechoso para el crecimiento de la especie ya que posee mayores condiciones de adaptabilidad y supervivencia al ser trasladada a otro terreno.
- El análisis de la tasa de crecimiento relativo y sus componentes (Tasa de asimilación neta (TAN), Tasa de crecimiento relativo (TCR), Relación del área foliar (RAF), Duración del área foliar (DAF) e índice de área foliar (IAF)), nos brindó la oportunidad de entender el rendimiento fisiológico de la especie y su táctica de adaptación y distribución de fotoasimilados como una reacción particular de la especie. Los índices de crecimientos impactaron de manera positiva en el desempeño de la planta, logrando un aumento por cada unidad de incremento en ambas tasas. El Brachichito es un recurso genético de gran potencial, con un elevado potencial de producción de biomasa aérea, y se aconseja su cultivo para restaurar ecosistemas y ornato público de la ciudad siendo que la especie puede sobrevivir a cualquier tipo de entorno, ya que cuenta con una buena absorción y almacenamiento de nutrientes y agua en sus raíces, esto se ve reflejado por la especie, porque permanece con un gran número de hojas en su copa en épocas de escasez de nutrientes y agua.
- Estas técnicas de análisis de crecimiento brindan la posibilidad de comparar las respuestas fisiológicas frente a modificaciones del ambiente aéreo y al genotipo de los individuos, y facilitan cambios en las rutinas de manejo y conducción de producción de plántulas de cualquier especie. Constituyen, además, una herramienta que amplía nuestro horizonte de conocimiento de la producción de especies.

- Las relaciones alométricas, encontradas para la especie muestran que los modelos lineales y potenciales, son los que mejor ajustan la correlacionan, la altura con el área foliar total y la altura con la biomasa seca de los individuos. Con coeficientes de determinación cercanos a 0,60gr muestran que es posible estimar el área foliar total y peso seco total de los individuos en función de su altura.
- La relación R/V encontrado es elevada, ya que 0,58gr nos indica que las plantas tienen un buen sistema radicular, lo cual les permitirá un mejor prendimiento adaptación a las condiciones ambientales en las cual se las plante definitivamente. El cual sería ideal para plantaciones de reforestación en lugares donde el ascenso de agua fuese limitado ya que se puede adaptar de buena manera.

## **5.2. Recomendaciones**

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

- En base a los resultados obtenidos de los tratamientos pre germinativo en estudios se recomienda inmersión en agua destilada a temperatura ambiente por 24 horas ya que incide en el porcentaje de germinación y dando un efecto positivo sobre las semillas, por lo que se debe remojar las semillas para acelerar el proceso de germinación.
- En cuanto a la germinación para que sea exitosa se recomienda utilizar el fungicida adecuado, para poder evitar a tiempo el damping-off, es por eso que se aconseja que no se riegue demasiado, si es posible tener una hora establecida en la mañana en cuanto al riego antes que el sol se ponga demasiado agresivo.
- Tener en cuenta en cuanto a la plagas especialmente a las hormigas y pulgón blanco ya que esto afecta de manera directa el crecimiento de las plantas es por eso recomienda utilizar un insecticida adecuado para tratarlo.
- Se aconseja ampliar este análisis sobre la especie con el objetivo de comprobar su comportamiento en plantaciones y entender sus beneficios para su uso medicinal y estructural.

- Se sugiere emplear la metodología de la presente investigación para otros tipos de especies presentes en cuanto en el ornato público y especies forestales, ya que es de fácil aplicación y se obtienen resultados confiables.