



FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AGROPECUARIAS

ENSAYOS DE GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE ESPECIES ARBÓREAS  
NATIVAS DEL REFUGIO DE VIDA SILVESTRE PASOCHOA



AUTORA

Dayana Nathaly Sánchez Andrade

AÑO

2017



FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AGROPECUARIAS

ENSAYOS DE GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE ESPECIES ARBÓREAS  
NATIVAS DEL REFUGIO DE VIDA SILVESTRE PASOCHOA

Trabajo de titulación presentado en conformidad con los requisitos establecidos  
para optar por el título de Ingeniera Ambiental en Prevención y Remediación

Profesor guía

M.Sc. Indira Fernandina Black Solís

Autora

Dayana Nathaly Sánchez Andrade

Año

2017

## **DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA**

“Declaro haber dirigido este trabajo a través de reuniones periódicas con el estudiante, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema escogido y dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”.

---

Indira Fernandina Black Solís

Máster en Conservación y Gestión del Medio Natural

CI. 171127356-3

## **DECLARACIÓN DEL PROFESOR CORRECTOR**

“Declaro haber revisado este trabajo, dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”.

---

Christian Patricio Villamarín Flores

PhD. Ecología Fundamental y Aplicada

CI. 1002339404

## **DECLARACIÓN DE AUTORÍA DEL ESTUDIANTE**

“Declaro que este trabajo es original, de mi autoría, que se han citado las fuentes correspondientes y que en su ejecución se representaron las disposiciones legales que protegen los derechos de autor vigentes”.

---

Dayana Nathaly Sánchez Andrade

CI. 1723444954

## AGRADECIMIENTOS

Agradezco a mí padre y a mí madre, por ser un apoyo incondicional en esta etapa de mi vida y darme los consejos oportunos para seguir en este camino lleno de satisfacciones.

Adicionalmente quiero agradecer a la M.Sc. Indira Black Solís por brindarme sus conocimientos para concluir esta meta.

## DEDICATORIA

A mi madre Nereyda por ser el pilar principal en mi vida, al mejor padre Giovanni Sánchez por ser ese ejemplo de lucha y perseverancia para alcanzar esta meta y a Xavier Martínez por siempre brindarme su apoyo en los momentos más difíciles.

## RESUMEN

Se seleccionaron tres especies arbóreas nativas del Refugio de Vida Silvestre Pasochoa, con problemas de baja regeneración natural, este refugio se ubica en el cantón Mejía de la provincia de Pichincha. Para el desarrollo y análisis de esta investigación se recolectaron las semillas de las siguientes especies: aliso, capulí chaucha y pusupato amarillo; seleccionadas en base a ciertos factores como estado de madurez de los frutos, consistencia, coloración y facilidad de separación de separación de las semillas de los frutos, lo que permitió viabilizar el estudio. El material vegetal se obtuvo de tres arboles madre por cada especie de estudio ya que estos proporcionaron la cantidad necesaria para la investigación, luego se tomaron los frutos y se extrajeron las semillas y sobre ellas se aplicaron diferentes tratamientos pregerminativos para acelerar sus procesos de germinación e incrementar el crecimiento. Se realizaron análisis de pH, conductividad, humedad, materia orgánica y textura del sustrato suelo antes y después de autoclavar. El autoclavado que se realizó al suelo se hizo para evitar que microorganismos puedan afectar a las semillas durante los procesos de germinación. Los valores obtenidos, determinaron que al menos un tratamiento de cada especie tuvo los mejores resultados. Como conclusión podemos decir que este método servirá para la producción en masa de plántulas, las mismas que pueden ser aprovechadas para regenerar áreas deforestadas, afectadas por el hombre.

## ABSTRACT

Three tree species native from “Refugio de Vida Silvestre Paschoa” were selected, with low natural regeneration problems. This refuge is located at canton Mejía of the province of Pichincha. For the development and analysis of this research were collected the seeds of the following species: aliso, capulí chaucha and yellow pusupato; they were selected based on certain factors like fruit maturity, consistency, coloring and ability of separation of the seeds from the fruits, allowing viable the study. The vegetal material was obtained from three mother trees for each specie, because they provided the necessary amount for research, after that the fruits were taken and the seeds were extracted and on them different pre-germinative treatments were applied to accelerate their germination processes and increase growth. Analysis of pH, conductivity, humidity, organic matter and the texture of soil substrate were performed before and after autoclaving. The autoclaving that was done to the soil was done to avoid that microorganisms can affect to the seeds during the processes of germination. The values obtained determined that at least one treatment of each species had the best results. In conclusion we can say that, this method will be used for the mass production of seedlings, the same ones that could be used to regenerate deforested areas, affected by man.

## ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Antecedentes .....	1
1.2 Justificación .....	3
1.3 Alcance .....	5
1.4 Hipótesis.....	5
1.5 Objetivos.....	6
1.5.1 Objetivo general .....	6
1.5.2 Objetivos específicos .....	6
2. MARCO TEÓRICO .....	6
2.1 Vegetación en el Ecuador .....	6
2.1.1 Formaciones vegetales del Ecuador.....	7
2.1.2 Riqueza y Diversidad.....	14
2.1.3 Causas y consecuencias de la pérdida de vegetación .....	15
2.2. Semillas .....	16
2.2.1 Estructura .....	17
2.2.2 Tipos.....	18
2.2.3 Latencia de semillas, tipo y formas de romperla.....	19
2.3 Descripción de las especies de estudio .....	21
2.3.1 <i>Alnus acuminata</i> (Aliso) .....	22
2.3.2 <i>Prunus serotina</i> (Capulí chaucha).....	24
2.3.3 <i>Aegiphila ferruginea</i> (Pusupato amarillo).....	26

3. METODOLOGÍA .....	29
3.1 Descripción área de recolección de semillas.....	29
3.2 Recolección de material vegetal.....	30
3.3 Preparación de las semillas .....	31
3.3.1 Preparación de las semillas de Aliso .....	31
3.3.2 Preparación de las semillas de Capulí Chaucha .....	32
3.3.3 Preparación de las semillas de Pusupato amarillo .....	32
3.4 Suelo .....	33
3.4.1 Recolección .....	33
3.4.2 Análisis .....	34
3.5 Preparación para la siembra.....	37
3.6 Ensayos de germinación .....	37
3.6.1 <i>Alnus acuminata</i> (Aliso) .....	38
3.6.2 <i>Prunus serotina</i> (Capulí chaucha).....	38
3.6.3 <i>Aegiphila ferruginea</i> (Pusupato amarillo).....	38
3.7 Diseño Experimental.....	39
3.7.1 <i>Alnus acuminata</i> (Aliso) .....	39
3.7.2 <i>Prunus serotina</i> (Capulí chaucha).....	40
3.7.3 <i>Aegiphila ferruginea</i> (Pusupato amarillo).....	41
3.8 Análisis de datos .....	43
3.8.1 Potencia germinativa .....	43
3.8.2 Germinación media.....	43
3.8.3 Índice de germinación.....	43

3.8.4 Velocidad de germinación.....	44
3.8.5 ANOVA .....	44
<b>4. RESULTADOS.....</b>	<b>44</b>
4.1 Resultados de análisis del suelo .....	44
4.2 Resultados de los procesos de germinación .....	45
4.2.1 Resultados del aliso.....	47
4.2.2 Resultados del capulí chaucha .....	48
4.2.3 Resultados del pusupato amarillo .....	49
<b>5. DISCUSIÓN .....</b>	<b>51</b>
<b>6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....</b>	<b>54</b>
6.1 Conclusiones .....	54
6.2 Recomendaciones .....	55
<b>REFERENCIAS .....</b>	<b>56</b>
<b>ANEXOS .....</b>	<b>61</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. <i>Alnus acuminata</i> .....	22
Figura 2. <i>Prunus serótina</i> .....	25
Figura 3. <i>Aegiphila ferruginea</i> .....	27
Figura 4. Refugio de Vida Silvestre Pasochoa. ....	29
Figura 5. Aliso .....	31
Figura 6. Semillas de capulí chaucha.....	32
Figura 7. Pusupato .....	33
Figura 8. Resultados aliso.....	48
Figura 9. Resultados capulí chaucha .....	49
Figura 10. Resultados pusupato.....	50

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Variables y niveles del aliso .....	39
Tabla 2. Combinación de variables y niveles del aliso .....	40
Tabla 3. Variables y niveles del capulí chaucha.....	40
Tabla 4. Combinación de variables y niveles del capulí chaucha.....	41
Tabla 5. Variables y niveles del pusupato .....	42
Tabla 6. Combinación de variables y niveles del pusupato.....	42
Tabla 7. Análisis de datos de las tres especies de estudio: T= Tratamientos, TG= Total de semillas germinadas, PG= Porcentaje de germinación, G50= Germinación media, IG= Índice de germinación, M= Velocidad de germinación .	46
Tabla 8. Análisis de varianza de las tres especies .....	47

## 1. INTRODUCCIÓN

### 1.1 Antecedentes

Ecuador se encuentra dentro de los 17 países mega diversos del mundo, cuenta con una gran variedad de ecosistemas, rico en especies y recursos genéticos (Ministerio del Ambiente, 2012). La variedad de climas causa un gran efecto en cuanto a los tipos de vegetación y en la diversidad de flora que posee el país (Neil y Jorgensen, 1999). Según las zonas de vida de Holdridge, Ecuador cuenta con 25 zonas de vida de las 35 conocidas a nivel mundial. La variación ecológica se deriva de la existencia de ecosistemas húmedos, secos, desérticos y de altas montañas. Además la presencia de la Cordillera Andina que atraviesa el país, es un elemento importante para la variación ecológica (Palacios, 2011).

La Cordillera Andina ocupa un tercio central del país, está formada por dos cadenas paralelas conocidas como la Cordillera Occidental y Cordillera Oriental o real (Neil y Jorgensen, 1999), los ecosistemas presentes en las estribaciones de los Andes, contienen una gran cantidad de especies endémicas, por lo que la región andina es dos veces más fitodiversa en comparación con las otras regiones que tiene el Ecuador (Yáñez, y otros, 2011).

Los bosques andinos se hallan entre los 1000 y 4000 msnm, sobre la selva tropical húmeda, donde se observa la presencia de varias especies arbóreas y arbustivas, estas regulan el aporte de agua que desciende de los páramos, también administran los nutrientes, lo que facilita su crecimiento (Guerrero, 2012).

No obstante, las áreas boscosas se han visto afectadas debido a la colonización, y tala indiscriminada, causando severos impactos en la flora, fauna y suelo (Yaguana, 2009). El bosque andino, tiene un ecosistema tan frágil, que toma años en recuperarse, un cambio drástico en el microclima, puede ocasionar aumento en las temperaturas y debido a la falta de capa arbórea, la influencia del viento provoca el secado del suelo y su erosión (Ordóñez, Arbeláez, y Prado, 2004).

En la Sierra ecuatoriana hace muchos años se practica la agricultura y ganadería a gran escala, por lo que muchos de los bosques fueron talados y convertidos en potreros y cultivos agrícolas (Jijon y Pazmiño, 1990), esto modificó el paisaje andino, provocando la disminución de los bosques entre un 90 y 95%. Otro factor que influyó en su disminución fue la tala indiscriminada, debido a la necesidad de madera para construcciones (Hofstede, Lips, y Jogsma, 1998).

El tiempo de regeneración de estos sitios deforestados depende mucho del tamaño del área, mientras más grande, mayores son los cambios que se pueden observar en el microclima, lo que disminuye la factibilidad de que las especies originales vuelvan a reaparecer (Horn y Kappelle, 2005).

Cuando se permite que estos sitios se regeneren naturalmente, las primeras plantas en aparecer son las colonizadoras, debido a su rápido crecimiento, estas crean nuevamente un ambiente de bosque y debajo de ellas pueden crecer especies arbóreas que lentamente alcanzan una capa protectora, formando el sotobosque natural del bosque andino, este proceso dura más de 80 años (Hofstede, Lips, y Jogsma, 1998).

Las especies arbóreas nativas de la Sierra ecuatoriana y especialmente de la zona del Pasochoa se han visto afectadas en su crecimiento y reproducción debido a la influencia del ser humano en sus hábitats, esto se debe a la tala indiscriminada, además de la agricultura y la ganadería existente en la zona, causando la disminución de áreas naturales, la pérdida de cobertura vegetal, la erosión del suelo, y la capacidad de germinación de las especies de flora (Coloma, 2007).

El Refugio de Vida Silvestre Pasochoa, se creó con el fin de conservar el último bosque de vegetación endémica de la cordillera andina en el cual se puede observar plantas como el pumamaqui, polylepis, palma de ramos y más de 60 especies para uso medicinal (Coloma, 2007).

Un claro ejemplo son las siguientes especies:

*Alnus acuminata* (Aliso) es un árbol monoico de 20 cm de diámetro y 30 metros de altura, este se lo puede encontrar en los Andes (MAE, 2009), específicamente en la zonas del Carchi, Imbabura, Pichincha, Cotopaxi, Azuay y Napo, en un rango de 1500 a 4000 msnm (Guamácas y Galo, 1995). Existen dos tipos de aliso: i) Aliso blanco que posee un fuste recto, ramificado que forma una copa abierta, además este y los rebrotes tienen pequeños nudos en la corteza en forma de yemas hinchadas; ii) aliso rojo de menor tamaño, su copa es más densa y su madera es de color rosado (MAE, 2009).

*Prunus serotina* (Capulí chaucha) especie arbórea que puede alcanzar los 12 m de altura, se la puede encontrar en Ecuador, Colombia y Perú a una altura entre los 2500 y 4000 msnm, posee un fuste erguido, su copa es extendida e irregular, su corteza es liza y con pequeñas lenticelas de color marrón oscuro (Sánchez, Japón, Flores, Roncal, y Castillo, 2004).

*Aegiphila ferruginea* (Pusupato amarillo) especie silvestre, de fuste recto y copa grande, dominante en el bosque nativo, puede alcanzar los 17 metros de alto (Loján, 2003), posee un rango altitudinal de los 2000 a 4000 msnm y se la puede encontrar en las zonas de Azuay, Bolívar, Cañar, Chimborazo, Imbabura, Pichincha, Tungurahua y Zamora (Yáñez, y otros, 2011),

## **1.2 Justificación**

Actualmente la información brindada sobre la germinación en especies arbóreas nativas del Refugio de Vida Silvestre Pasochoa es limitada, debido a la falta de investigaciones de base y registros que permitan realizar un análisis holístico de esta problemática.

Esta limitante impulsó al desarrollo de este plan de investigación, que pretende crear un precedente informativo de apoyo a futuros estudios de germinación de semillas de especies arbóreas.

Con este estudio se buscó establecer los procedimientos idóneos en los cuales la germinación sea efectiva, considerando las actuales limitaciones naturales del entorno y su convivencia diaria con el ser humano.

El uso práctico para la recuperación de ecosistemas degradados estuvo sujeto a la aplicabilidad dentro de un ambiente controlado bajo los estándares que se determinen y concluyan en este estudio.

Por esto la regeneración natural es importante ya que no es más que la recuperación de un bosque, después de sufrir una alteración. Esto incrementa la funcionalidad de los ecosistemas, la complejidad y estructura de las especies vegetales y la disponibilidad de un hábitat entre otros (Serrada, 2003).

La falta de regeneración natural puede conllevar a diferentes problemas ecológicos como; fenómenos naturales (inundaciones, incendios, deslizamientos de tierras, etc) alteración de la dinámica de los bosques, su estructura y composición, pero este no es el único factor también tiene una fuerte influencia sobre el clima, el suelo, la temperatura, la humedad, la precipitación y los vientos, jugando este último un papel importante sobre la fisiología y la reproducción, reflejándose en la estructura del ecosistema (Serrada, 2003).

Las semillas durante su proceso de germinación pueden llegar a estados en que pierdan la capacidad de germinar esto puede deberse a dos causas: i) La semilla no se encuentre en las condiciones ambientales apropiadas para que pueda germinar entrando a un estado de latencia; ii) existencia de una o varias condiciones dentro de la semilla, estas pueden ser inmadurez del embrión, impermeabilidad de las cubiertas seminales al agua, presencia de sustancias inhibitoras en los tejidos de las semillas (García, 2003) que la impidan germinar a pesar de que las condiciones ambientales sean favorables a esto se lo llama dormición o dormancia (de la Cuadra, 1992).

La latencia de las semillas se puede romper determinando la cantidad apropiada de agua que esta necesitará durante los procesos de germinación, que no debe ser

excesiva, pero tampoco escasa, la luz es otro factor importante, ya que muchas especies pueden tener un mejor resultado en la oscuridad, mientras que otras podrán germinar con la presencia de luz; la temperatura óptima de la misma manera puede incrementar el porcentaje de germinación (de la Cuadra, 1992).

Se seleccionaron tres especies nativas del Refugio de Vida Silvestre Pasochoa con problemas de regeneración natural: *Alnus acuminata*, *Prunus cerotina*, *Aegiphila ferruginea*, estas fueron escogidas debido a su baja regeneración natural, la disponibilidad de material vegetal que había en la época de recolección, estado en que se encontraban los árboles madre, características de crecimiento y buena accesibilidad para la recolección (Ordóñez, Arbeláez, y Prado, 2004).

### **1.3 Alcance**

En la presente investigación se estudió la respuesta germinativa de tres especies arbóreas nativas del Refugio de Vida Silvestre Pasochoa, que presenten problemas de regeneración natural. Con los resultados se generó un protocolo para la germinación en masa, y con eso la producción de plántulas de las especies estudiadas para proyectos de revegetación o enriquecimiento poblacional.

En el presente estudio se trabajó con un total de 12 tratamientos por cada especie, para los cuales se realizó una serie de combinaciones de variables: tratamientos pregerminativos, sustrato y luz.

Para cada tratamiento se realizaron tres repeticiones, los mismo tuvieron de 12 a 15 réplicas, utilizando un total de 144 a 180 semillas por especie, durante la investigación.

### **1.4 Hipótesis**

La respuesta germinativa de las semillas varía con los tratamientos pregerminativos.

## **1.5 Objetivos**

### **1.5.1 Objetivo general**

Determinar el mejor tratamiento para incrementar y acelerar la germinación de semillas de tres especies arbóreas nativas del Refugio de Vida Silvestre Pasochoa, con problemas de regeneración natural.

### **1.5.2 Objetivos específicos**

- Seleccionar tres especies arbóreas del Refugio de Vida Silvestre Pasochoa, con baja regeneración natural.
- Desarrollar un experimento en laboratorio que pruebe diferentes variables físicas y químicas para medir la respuesta germinativa de tres especies arbóreas nativas del Refugio de Vida Silvestre Pasochoa.
- Seleccionar el tratamiento más eficaz para la germinación de cada una de las especies.

## **2. MARCO TEÓRICO**

### **2.1 Vegetación en el Ecuador**

Las plantas son un grupo de organismos interesantes y de los más variados del planeta. La mayoría de especies producen su propio alimento, gracias al proceso de fotosíntesis, además favorecen a la vida del resto de la cadena trófica (Valencia, 2000).

El capital natural del Ecuador está representado por la diversidad biológica; de ecosistemas, especies y genes, que constituyen la razón principal para que Ecuador sea considerado entre los doce países con mayor biodiversidad (Loján, 2003), en comparación con la de otros países (Valencia, 2000).

Según Sierra (1999) estudios realizados sobre la distribución de especies de plantas y sus familias, ha servido para realizar diferentes clasificaciones sobre los tipos de vegetación que posee el Ecuador. Cada sistema propuesto presenta sus limitaciones propias y compartidas de la vegetación a nivel regional.

Cada unidad de vegetación dentro del sistema presenta una estructura jerárquica, en la que el nivel más general es la formación tipo, que está definido por las características fisionómicas o formas de vida, donde cuyos elementos pueden guardar poca o ninguna relación taxonómica, morfológica, evolutiva o geográfica entre sí. Las formaciones tipo pueden ser divididas en clases de vegetación, donde los elementos característicos de las formaciones se relacionan de acuerdo a su dinámica y formas estructurales. El tercer nivel es el tipo de vegetación o formaciones naturales, donde resalta las variaciones altitudinales de la vegetación, la relación con los elementos del paisaje, y las diferencias biogeografías entre las unidades. Otro nivel importante es el de asociación, donde se identifica subunidades de formaciones vegetales similares por su característica y composición taxonómica.

La nomenclatura mencionada se utilizó para identificar las formaciones naturales del Ecuador donde cada modificación significativa debe sujetarse a la estructura jerárquica.

### **2.1.1 Formaciones vegetales del Ecuador**

Ecuador tiene un área de 283.791 km<sup>2</sup>, se sitúa en una zona tropical y se encuentra atravesado longitudinalmente por la Cordillera de los Andes. Además se encuentra influenciado por dos corrientes marinas, por lo que su orografía y topografía son muy diferentes, lo que divide al país en distintas regiones, las cuales han desarrollado diversos ambientes, teniendo una gran variedad de climas y vegetación (Yáñez, y otros, 2011).

Las tres regiones que el Ecuador posee son: región pacífica o Costa, región andina o Sierra, y región amazónica u Oriente, cada una se encuentra dividida en subregiones o paisajes. Los elementos de una región son los paisajes y los elementos del paisaje son llamados unidades del paisaje, lo que corresponde a los tipos de ecosistemas y el uso del suelo (Sierra, 1999).

Según Sierra (1999) las regiones y subregiones del Ecuador son definidas de la siguiente manera:

Región Costa, se extiende desde las estribaciones occidentales de los Andes y el Océano Pacífico, incluyendo las cordilleras costeras y las tierras bajas, se sitúa bajo los 1300 msnm. Se subdivide en tres subregiones norte, centro, sur y se encuentran compuestas por varios sectores según sea el ambiente de la cordillera. Las actividades humanas como la agricultura ha disminuido la vegetación natural de la región en las últimas cinco décadas, no obstante, se descubren nuevas especies bajo los 800 msnm, algunos investigadores estiman que un 20% de las especies de plantas son endémicas de la región.

- **Subregión norte (húmeda)**

**Sector tierras bajas**

Manglar

Bosque siempreverde inundable de tierras bajas

Bosque siempreverde de tierras bajas

Bosque semideciduo de tierras bajas

Matorral seco de tierras bajas

Herbazal lacustre de tierras bajas

**Sector de las estribaciones de la Cordillera Occidental**

Bosque siempreverde piemontano

**Sector de la Cordillera Costera**

Bosque siempreverde piemontano

- **Subregión centro (seca y húmeda)**

**Sector tierras bajas**

Manglar

Bosque siempreverde de tierras bajas

Bosque semideciduo de tierras bajas

Bosque deciduo de tierras bajas

Sabana

Matorral seco de tierras bajas

Matorral seco litoral

Espinar litoral

Herbazal lacustre de tierras bajas

Herbazal ribereño de tierras bajas

### **Sector de las estribaciones de la Cordillera Occidental**

Bosque siempreverde piemontano

### **Sector de la Cordillera Costera**

Bosque siempreverde piemontano

Bosque de neblina montano bajo

Bosque semideciduo piemontano

- **Subregión sur (Seca)**

### **Sector tierras bajas**

Manglar

Bosque deciduo de tierras bajas

Matorral seco de tierras bajas

Espinar litoral

Sabana

### **Sector de las estribaciones de la Cordillera Occidental**

Bosque siempreverde piemontano

Bosque semideciduo piemontano

Región Sierra, va desde las estribaciones Occidentales, pasando por montañas, valles interandinos, hasta las estribaciones Orientales de las Andes, se encuentra sobre los 1300 msnm. Toda esta región presenta una topografía irregular, donde predominan las pendientes fuertes, por lo que la temperatura y el clima varían de acuerdo al rango altitudinal. Las precipitaciones son abundantes especialmente en las estribaciones. Las lluvias pueden variar de una cuenca a otra, ya que se ven influenciadas por los patrones climáticos de la región costa y amazonia.

Esta región es una de las más deforestadas de país, sin embargo, posee una flora rica en especies, se estima que estas crecen entre los 900 y 3000 m de altitud.

Se divide en dos subregiones: subregión norte y centro y subregión sur, cada subregión está dividida en dos sectores: sector occidental y sector oriental.

- **Subregión Norte y Centro**

**Sector Norte y Centro de los Valles Interandinos**

Matorral húmedo montano

Matorral seco montano

Espinar seco montano

**Sector Norte y Centro de la Cordillera Occidental**

Bosque siempreverde montano bajo

Bosque de neblina montano

Bosque siempreverde montano alto

Páramo herbáceo

Páramo de frailejones

Páramo seco

Super Páramo

Herbazal lacustre montano

**Sector Norte y Centro de la Cordillera Oriental**

Bosque siempreverde montano bajo

Bosque de neblina montano

Bosque siempreverde montano alto

Páramo herbáceo

Páramo de frailejones

Páramo de almohadillas

Super Páramo

Herbazal lacustre montano alto

- **Subregión sur**

**Sector Sur de los Valles Interandinos**

Matorral húmedo montano

Matorral seco montano

Espinar seco montano

### **Sector Sur de la Cordillera Occidental**

Bosque semideciduo montano bajo

Bosque de neblina montano

Páramo herbáceo

### **Sector Sur de la Cordillera Oriental**

Bosque siempreverde montano bajo

Bosque de neblina montano

Bosque siempreverde montano alto

Matorral húmedo montano bajo

Páramo arbustivo

Herbazal lacustre montano

Región Amazónica, se ubica en las estribaciones orientales de los Andes, por debajo de los 1300 msnm, las precipitaciones en esta región superan los 2000 mm, por lo que no se observa la presencia de formaciones secas. Estudios realizados han demostrado que en una hectárea se encuentran 50% más de especies arbóreas y de lianas que el noroccidente del país. La amazonia no ha mostrado un cambio significativo en su cobertura vegetal, sin embargo, la explotación petrolera y la agricultura ha transformado extensas áreas de vegetación. Aproximadamente el 12% de la vegetación natural ha sido remplazada por cultivos y pastos.

Se divide en dos subregiones: subregión norte y centro y subregión sur, con sus respectivos sectores.

- **Subregión Norte y Centro**

#### **Sector Tierras bajas**

Bosque siempreverde de tierras bajas

Bosque siempreverde de tierras bajas inundables por aguas blancas

Bosque siempreverde de tierras bajas inundables por aguas negras

Bosque inundable de palmas de tierras bajas

Herbazal lacustre de tierras bajas

### **Sector Estribaciones de la Cordillera Oriental**

Bosque siempreverde piemontano

### **Sector de las Cordilleras Amazónicas**

Bosque siempreverde montano bajo

Matorral húmedo montano bajo

- **Subregión Sur**

### **Sector Tierras bajas**

Bosque siempreverde de tierras bajas

### **Sector Estribaciones de la Cordillera Oriental y de las Cordilleras Amazónicas**

Bosque siempreverde piemontano

Matorral húmedo montano bajo

El Refugio de Vida Silvestre Pasochoa, según Coloma (2007) y Sierra (1999) presenta las siguientes formaciones vegetales:

#### **Matorral húmedo montano**

Se sitúa en valles parcialmente húmedos entre los 2000 y 3000 msnm. La cobertura vegetal se encuentra casi destruida y se ha sido remplazada por eucalipto y pino, especies que han sido introducidas desde hace muchos años. La vegetación nativa de la zona generalmente son matorrales y se encuentran en lugares inaccesibles como quebradas y pendientes pronunciadas. Se puede hallar remantes de bosques, como es el caso del volcán Pasochoa.

La flora característica: árboles y arbustos de *Oreopanax confusus*, *Oreopanax spp.* (Araliaceae), *O. corazonensis*; *Baccharis prunifolia*, *B. buxifolia* y *B. spp.* (Asteraceae); *Cordia rusbyi* (Boraginaceae); *Coriaria ruscifolia* (Coriariaceae); *Croton wagneri* y *C. spp.* (Euphorbiaceae); *Juglans neotropica* (Juglandaceae); *Erythrina edulis* (Fabaceae); *Blakea oldemanii*, *Miconia crocea* y *M. spp.* (Melastomataceae); *Calceolaria crenata*, *C. adenanthera* y *C. spp.* (Scrophulariaceae); *Cestrum quitense*, *C. peruvianum*, *Solanum crinitipes* y *S. spp.* (Solanaceae); *Lantana rugulosa* (Verbenaceae).

### **Bosque de neblina montano**

Se identifica por la cantidad de musgo que se encuentra en los árboles, va desde los 1800 a los 3000 msnm, en este rango altitudinal se puede observar especies de epifitas como las orquídeas, bromelias y helechos, los bambúes alcanzan también su máxima diversidad en esta zona.

La flora característica: *Bomarea* spp. (*Amaryllidaceae*); *Anthurium mindense*, *A. gualeanum*, *A. nanegalense*, *A. clorugatum* y *A. spp.* (*Araceae*); *Ceroxylon ventricosum*, *Prestoea acuminata* var. *Montana* (*Arecaceae*); *Blechnum monomorphum* (*Blechnaceae*); *Begonia* spp (*Begoniaceae*); *Alnus Acuminata* (*Betulaceae*); *Brunellia tomentosa* y *B. spp.* (*Brunelliaceae*); *Cecropia máxima* (*Cecropiaceae*); *Weinmannia pinnata* (*Cunoniaceae*); *Cyathea Caracasana* (*Cytheaceae*); *brepoghea* y *G. colombiana* (*Gunneraceae*); *Bocconia integrifolia* (*Papaveraceae*); *Piper carpunya*, *P. sodiroi* y *P. spp.*, *Peperomia* spp (*Piperaceae*); *Palicourea* spp (*Rubiaceae*); *Nectandra* spp (*Lauraceae*); *Miconia corazonica*, *M. crocea*, *M. theazans* y *M. spp.*, *Brachyotum ledifolium* (*Melastomataceae*); *Cedrela montana* (*Meliaceae*); *Siparuna guajalitensis* y *S. spp.* (*Monimiaceae*); *Myrcianthes hallii* y *M. spp.* (*Myrtaceae*) *Fchsia pilalensis* y *F. spp.* (*Onagraceae*); numerosas especies de *Orchidaceae*; *Passiflora mixta*, *P. alnifolia* y *P. coactilis* (*Passifloraceae*); *Chusuqea scandens* y *Ch. spp.* (*Poaceae*); *Elaegia utilis* (*Rubuaceae*); *Freziera verrucosa* y *F. spp.* (*Theaceae*); *Aegiphila* spp. (*Verbenaceae*).

### **Bosque siempreverde montano alto**

Va desde los 3000 hasta los 3400 msnm, la transición de la vegetación entre el bosque y el páramo, se le conoce también como ceja andina. El bosque siempreverde húmedo posee una cantidad de musgo y epifitas que se asemeja al bosque nublado. La diferencia de este suelo es que se encuentra densamente cubierto por musgo, por lo que los árboles tienden a crecer irregularmente.

La flora característica es: *Gynoxys buxifolia* y *G. spp.* (Asteraceae); *Berberis conferta* (Berberidaceae); *Tournefortia fuliginosa* (Boraginaceae); *Hedyosmum spp.* (Chloranthaceae); *Gunnera pilosa* (Gunneraceae); *Brachyotum ledifolium* (Melastomataceae); *Siphocampylus giganteus* (Campanulaceae); *Vallea stipularis* (Elaeocarpaceae); *Siparuna echinata* (Monimiaceae); *Myrcianthes rhopaloides* y *M. spp.* (Myrtaceae); *Piper spp.* (Piperaceae); *Hesperomeles lanuginosa* (Roseaceae); *Cervantesia tomentosa* (Santalaceae); *Freziera verrucosa*, *F. canescens* y *F. spp.* (Theaceae). A mayor altitud en la ceja Andina son más frecuentes los arbustos, pero a veces se puede encontrar árboles de *Buddleja incana* (Buddlejaceae), *Oreopanax spp.* (Araliaceae), *Polylepis spp.* (Rosaceae) y *Miconia spp.* (Melastomataceae), entre otros.

### **Páramo herbáceo**

Es conocido también como pajonales, se ubica entre los 3400 y 4000 msnm y se encuentra mayormente ocupados por hierbas en penachos y arbustos pequeños, estos grupos de hierbas generalmente se entremezclan con otro tipo de hierbas y arbustos. En su límite inferior se encuentra la ceja Andina, donde el bosque andino ya ha sido deforestado.

La flora característica es: *Calamagrostis affusa*, *C. spp.*, *Festuca spp.* (Poaceae); *Hypochaeris spp.*, *Baccharis spp.*, *Chuquiragua jussieui*, *Oritrophium peruvianum* (Asteraceae); *Gentiana sedifolia*, *Gentianella selaginifolia*, *G. cerastioides*, *Halenia spp.* (Gentianaceae); *Geranium sericeum*, *G. Ecuadorensis* (Geraniaceae); *Huperzia talpiphala* (Lycopodiaceae); *Lupinus smithianus*, *Lupinus spp.* (Fabaceae); *Ranunculus guzmanii*, *Ranunculus spp.* (Ranunculaceae); *Castilleja spp.* (Scrophulariaceae); *Valeriana rigida* y *V. spp.* (Valerianaceae).

### **2.1.2 Riqueza y Diversidad**

La riqueza de flora que tiene el Ecuador lo coloca en el séptimo lugar a nivel mundial, esto se debe a la diversidad de especies vasculares. Las plantas en su hábitat natural forman parte de ecosistemas ricos en diversidad. No obstante, su

importancia incrementará a medida que la riqueza sea útil para el ser humano y las comunidades indígenas que habitan en el territorio nacional (Loján, 2003).

La diversidad del Ecuador es extremadamente alta en comparación con la de otros países, se han descrito hasta el momento 15.306 especies de plantas y aproximadamente una de cada cuatro especies ecuatorianas es endémica, exclusivas del Ecuador. En la actualidad se conocen 4143 especies de plantas endémicas, se estima que de cada dos especies nuevas que se descubren, una resulta ser endémica (Ocampo, 2012).

De las regiones del Ecuador la más diversa es la región andina, de cada 100 especies ecuatorianas 64 son andinas, varias de estas se encuentran compartidas en regiones (Ocampo, 2012), pero hay algunas que ya se han extinguido durante los años, otras están en proceso de ser utilizadas y muy pocas son estudiadas para describir su utilidad (Loján, 2003).

Según Coloma (2007) varios estudios botánicos que se han realizado en el Pasochoa pudieron identificar alrededor de 232 especies de plantas, las más representativas se encuentran las heliconias, huaycundos, y helechos, además de 23 especies, entre terrestres y epifitas. Se conoce en el lugar han sido utilizadas tradicionalmente ciertas especies de plantas medicinales, para curar diferentes afecciones de hígado, riñones, intoxicaciones, infecciones, etc.

### **2.1.3 Causas y consecuencias de la pérdida de vegetación**

El crecimiento poblacional ha ocasionado la pérdida de cobertura vegetal, debido a las necesidades de la población como la alimentación y la adquisición de tierras para tener una vivienda (Macia y de la Torre, 2008).

El uso de nuevas áreas para la agricultura y la ganadería ocasiona un fuerte impacto en los ecosistemas y en las especies que en estos habitan, debido a esto ciertos bosques se encuentra en grave peligro de extinción (Loján, 2003). En el Ecuador la tasa de disminución de la superficie forestal es de 1.7 por ciento (Yáñez, y otros, 2011).

El desarrollo de proyectos agro- industriales, la ocupación de tierras baldías, y la concesión de áreas de bosques para la explotación de madera, también inducen a la pérdida de vegetación y la destrucción de los hábitats (Quemac y Ipiales, 2009).

La deforestación está afectando a los ecosistemas de los Andes, provocando una degradación ambiental severa, tan grave que siendo esta la región más biodiversa del mundo no tenga suficiente área silvestre preservada para funcionamientos ecológicos naturales (Ordóñez, Arbeláez, y Prado, 2004).

La pérdida de cobertura vegetal hace que los suelos se erosionen, afectando al recurso agua y a la flora y fauna del lugar, derivando en procesos de desertificación (Quemac y Ipiales, 2009).

La explotación que sufren los bosques nativos reduce las fuentes de semillas de muchas especies, siendo estas la fuente de reproducción más importante, lo que dificulta la regeneración natural de los bosques (Cárdenas, Muenala, Zaruma, y Ordóñez, 2004).

Otro factor que afecta es el cambio climático, la cobertura vegetal de los Andes, está constituida por fragmentos separados por barreras de cultivos lo que crea escenarios propicios para una extinción masiva, frente a cambios de temperatura (Yáñez, y otros, 2011).

El refugio del Pasochoa se halla en buen estado de conservación, pero existe una pequeña parte que se encuentra afectada ya que se localiza cerca de los poblados, la misma que está sometida a presiones externas debido a la agricultura y ganadería, lo que ha modificado el bosque (Coloma, 2007).

## **2.2. Semillas**

La semilla siempre ha sido considerada como la unidad de reproducción vegetal de la mayoría de las plantas terrestres y acuáticas (Cárdenas, Muenala, Zaruma, y Ordóñez, 2004). La semilla es la primera fase para la creación de una nueva planta, el embrión, se encuentra envuelto en una serie de capas que lo protegen (de la

Cuadra, 1992), este se forma a partir del óvulo vegetal, después de la fecundación (Farias, 1997).

Desde el punto de vista botánico la semilla es el resultado de diversas transformaciones que ocurren en el ovulo después de una fecundación, cuando llega a su madurez, su estructura tiene una cubierta seminal, la mismas contiene al embrión y sustancias de reserva (Perissé, 2002).

La semilla desempeña una función fundamental en las comunidades de plantas, la regeneración de bosques y la sucesión ecológica, siendo el principal recursos para la preservación vegetal, la reforestación, y para la recuperación de valiosas especies sobreexplotadas y en peligro de extinción. Las semillas son una fuente de alimento básico de muchas especies de animales y para los seres humanos (Farias, 1997).

Las semillas pueden ser almacenadas por periodos largos de tiempo, pero algunas solo pueden durar semanas antes de perder su capacidad de germinar, es por esto que para asegurar la preservación de las semillas antes de almacenarla es necesario eliminar su humedad, realizando un proceso natural de secado, de esta manera se asegura que la semillas tenga un buen porcentaje de viabilidad al momento de germinar, este proceso se realiza para la preservación de especies (Yanes, Orozco, Rojas, Sánchez, y Cervantes, 1997).

### **2.2.1 Estructura**

Las partes de la semilla son las siguientes: embrión, envueltas seminales y endospermo.

El embrión, está formado por un pequeño eje embrionario que une a dos hojas que se llaman cotiledones la parte superior de los cotiledones es el epicotilo y da lugar a las hojas, la parte inferior del cotiledón se llama hipocotilo, este da lugar a la raíz y el epicotilo da lugar al tallo (Gonzalea y de Francesco, 2000).

Las envueltas seminales, rodean a la semilla y la resguardan del entorno, también normalizan los cambios que ocurren entre el interior y exterior de la semilla como la

hidratación. Al desarrollarse el embrión se rompen y atraviesan la envoltura (Feistritz, 1985).

El tejido de almacén de alimento son células que se llenan de sustancias nutritivas, estas ayudan al embrión a crecer, respirar y desarrollarse hasta ser una planta y pueda alimentarse por sí misma, este tejido se llama endospermo. Sin embargo en otras especies almacenan el alimento en los cotiledones, este tejido se llama perispermo (de la Cuadra, 1992).

### **2.2.2 Tipos**

Según Audesirk T. y Audesirk G. (2003) las semillas se clasifican en:

Según su número de cotiledones

#### **Semillas monocotiledóneas**

Estas semillas están formadas por un solo cotiledón.

#### **Semillas Dicotiledóneas**

Estas semillas están formadas por dos cotiledones.

Según Arbo (2013) las semillas según sus sustancias de reserva se clasifican en:

#### **Semillas endospermas o albuminas**

Poseen una sustancia de reserva conocida como endosperma o albúmen. Se forman a través de un proceso de doble fecundación, donde se obtiene una cadena de cromosomas por parte del padre y dos por parte de la madre, creando tejido triploide.

#### **Semillas exalbuminadas**

La sustancia de reserva se da en los cotiledones y se da solo si son de tipo diploide, es decir que deben tener dos cadenas cromosómicas, pertenecientes tanto al padre como a la madre.

### **Semillas perispermadas**

La sustancia de reserva es también conocida como perisperma, está formada por dos cadenas cromosómicas que son exclusivamente de la madre, por lo que esta sustancia es considerada como tejido nuclear.

### **Semillas protaladas**

La sustancia de reserva es también conocida como prótalo, no tiene doble fecundación, por lo que su única cadena cromosómica pertenece a la madre, el núcleo suele reabsorberse durante su formación y se las identifica como semillas haploides.

Según Arnáez y Moreira (1996) las semillas que se clasifican según su contenido de humedad en:

### **Semillas ortodoxas**

Estas semillas son aquellas que pueden desecarse hasta contenidos de humedad muy bajos, sin que sufran algún daño, por lo que es posible almacenarlas durante largos periodos sin que pierdan su capacidad germinativa. Por procesos naturales también pierden humedad lo que facilita su dispersión desde el árbol.

### **Semillas recalcitrantes**

Estas semillas no toleran los procesos de desecación por lo que no pueden llegar a contenidos de humedad bajos, su actividad metabólica es muy alta por lo que necesita grandes cantidades de oxígeno. Su almacenamiento es factible en periodos cortos de tiempo o deben ser sembradas inmediatamente.

### **2.2.3 Latencia de semillas, tipo y formas de romperla**

La latencia es el estado en el que las semillas pierden su capacidad de geminar esto se debe a que no se encuentra en las condiciones ambientales adecuadas para su germinación (Smith, Wang, y Msanga, 2012).

La latencia absoluta, es donde la germinación no se origina bajo ninguna condición, la intermedia, pueden germinar en condiciones ambientales estrechas y el extremo

donde no presenta latencia, las semillas pueden germinar en sus condiciones ambientales (Smith, Wang, y Msanga, 2012).

La latencia se debe a varios factores ambientales como la temperatura y la humedad, a medida que la latencia disminuye se obtiene una mejor germinación (Willan, 1991).

Según Varel y Arana (2011) existen diferentes tipos de latencia:

Latencia por su cubierta:

- Latencia física es la cubierta seminal o secciones endurecidas que cubren a la semilla y las hacen impermeables y hacen que el embrión se mantenga preservado con un bajo contenido de humedad.
- Latencia mecánica es cuando la envoltura seminal son demasiado gruesa y no permite que el embrión pueda germinar.
- Latencia química se acumulan sustancias químicas que impiden el crecimiento de las semillas.

Latencia morfológica se presenta cuando el embrión, no ha alcanzado su completo desarrollo en la época de maduración. Existen dos tipos:

- Embriones rudimentarios son embriones que no se han desarrollado, al momento de la maduración del fruto.
- Embriones no desarrollados son los que durante la madurez del fruto no alcanzan su completo desarrollo.

Latencia Interna se controla en el interior de los tejidos, como la semipermeabilidad de las cubiertas de las semillas y el letargo del embrión que con un poco de exposición a enfriamiento en húmedo, se elimina.

- Fisiológica es cuando la germinación se impide, mediante un mecanismo inhibitor.
- Interno o intermedio es provocada por la cubierta de las semillas y los tejidos de almacenamiento.

- Del embrión se caracteriza porque requiere un período de exposición a enfriamiento en húmedo para que el embrión pueda germinar.

Latencia combinada morfofisiológica es la combinación del embrión subdesarrollo con mecanismos fisiológicos inhibidores.

Latencia combinada exógena-endógena son las combinaciones entre la latencia de la cubierta, con latencia fisiológica endógena.

Según Smith, Wang, y Msanga (2012), para romper la latencia en las semillas se pueden aplicar los siguientes tratamientos pregerminativos que son de gran utilidad para incrementan los procesos de germinación:

Estratificación se utiliza para romper la latencia fisiológica y consiste en colocar las semillas entre capas para almacenar la humedad o llevar las semillas a temperaturas bajas por un período de tiempo.

Escarificación en muchas semillas la testa o cubierta seminal impide la entrada de agua por lo que la semilla no puede germinar. La escarificación es romper mecánicamente o ablandar la envoltura seminal de las semillas y hacerlas permeables al agua. Existen dos tipos:

- Mecánica consiste en raspar con lijas, la envoltura de las semillas.
- Química, se remojar las semillas por cortos o largos períodos en compuestos químicos.

Lixiviación consiste en remojar las semillas en agua fría o en agua caliente para remover los inhibidores químicos que se encuentren en el envoltorio, así mismo se lo emplea para ablandar la testa.

### **2.3 Descripción de las especies de estudio**

### 2.3.1 *Alnus acuminata* (Aliso)

#### Información taxonómica

Orden: Fagales

Familia botánica: Butuláceas

Nombre científico: *Alnus acuminata*

Nombre común: Aliso

#### Distribución y hábitat

Se la puede encontrar en las laderas montañosas muy inclinadas, en las riberas de los ríos y en pendientes húmedas (Ecuador Forestal, 2007) de los países de Costa Rica, Ecuador, Guatemala, Argentina, Bolivia, Colombia, Panamá, Perú, México y Venezuela. Se desarrolla en un rango altitudinal de entre los 1500 y 3800 msnm (Reynel y Marcelo, 2009).

#### Descripción

##### Aspecto

Es un árbol que puede alcanzar hasta los 20 metros de altura y entre 20 y 70 cm de diámetro, posee un fuste recto y la copa va desde el segundo tercio (MAE, 2009). Su corteza externa es escamosa e irregular y de color cenizo, mientras que la corteza interna es de color rosado (Reynel y Marcelo, 2009).



Figura 1. *Alnus acuminata*

## **Hojas**

Las hojas son de forma ovada a oblonga, son simples y tiene entre 5 y 7 cm de longitud y de ancho (MAE, 2009). Su principal característica es que tiene un borde aserrado, con los nervios muy rectos y ubicados en la cara superior de la hoja, carecen de pelos pero en algunos casos se observa un poco de pilosidad rala (Reynel y Marcelo, 2009).

## **Flores**

Las flores se agrupan de manera separa de acuerdo al sexo, las masculinas son pequeñas y numerosas en forma de espigas colgantes de 10 cm de longitud, mientras que las femeninas presentan formas de conos o estróbilos de 1 a 2.5 cm de longitud (Reynel y Marcelo, 2009).

## **Frutos**

Los frutos son de color café oscuros y se agrupan en infrutescencias oblongas, elípticas, papiráceo, acoriáceo con aspecto de conos de entre 2 y 4 mm de longitud y de ancho 1.5 y 1.8 mm (Ecuador Forestal, 2007).

## **Semillas**

Las semillas son de tamaño pequeño y liviano, poseen un apéndice que se asemeja a unas alas (MAE, 2009).

## **Estado de conservación**

Esta especie se encuentra fuera de peligro y tiene un rango de distribución amplio (EcuadorForestal, 2007).

## **Usos**

- Es una planta medicinal, cura el reumatismo la artritis y los resfríos, si se lo muele se puede formar una pasta que se la coloca sobre la piel para cicatrizar heridas.
- La madera es semidura de textura fina y se usa para la carpintería y ebanistería.

- La corteza se utiliza para curtiembres debido a que contiene taninos, además se puede extraer un tinte de color amarillo que se emplea para el tenido de algodón y lana.
- Su follaje se utiliza como alimento para ganado, cuando hay escasez de otros forrajes esto se debe a que contiene un alto contenido de proteína.
- El aspecto más importante es que tiene una gran capacidad para fijar nitrógeno y fertilizar el suelo de forma natural esto se realiza por medio de sus nódulos radiculares.

### **2.3.2 *Prunus serotina* (Capulí chaucha)**

#### **Información taxonómica**

Orden: Rosales

Familia botánica: Rosaceae

Nombre científico: *Prunus serotina*

Nombre común: Capulí chaucha

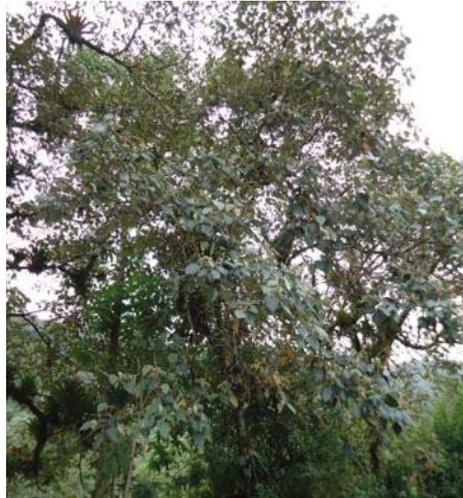
#### **Distribución y hábitat**

Se la encuentra a lo largo del callejón interandino (Urcuango, 2014), en la Estepa Espinosa montano bajo de Colombia, Ecuador y Perú, tiene un rango altitudinal que va desde los 2.500 a 4.000 msnm, conforme asciende en la altura disminuye su tamaño (Sánchez, Japón, Flores, Roncal, y Castillo, 2004).

#### **Descripción**

##### **Aspecto**

Es un árbol con una altura aproximada de 5 a 15m, su fuste erguido y corto, su corteza es de color café oscuro y su copa es irregular (Sánchez, Japón, Flores, Roncal, y Castillo, 2004), sus se ramas son alternas, erguidas y muy extendidas, siendo atractiva a la vista por sus toques brillantes (Urcuango, 2014).



*Figura 2. Prunus serótina*

### **Hojas**

Las hojas son alternas, lisas, lanceoladas estipuladas, pecioladas cortamente y ovadas, miden de largo entre 5 y 16 cm, y de ancho de 2 a 5 cm, su nervadura pinnatinervia es visible en ambos lados de la hoja (Urcuango, 2014), su ápice es agudo y sus bordes son aserrados, las hojas no poseen pelos (Reynel y Marcelo, 2009).

### **Flores**

Las flores se presentan en espigas colgantes (Reynel y Marcelo, 2009) son de color blanco, miden de 10 a 15 cm de largo, su cáliz gamosépalo es de color verde claro, la corola presenta cinco pétalos de color blanco, los estambres son blancos y sobresalen las anteras amarillas, el ovario de la flor es libre y sésil, con dos óvulos, el estilo es simple con estigma peltado (Urcuango, 2014).

### **Frutos**

Los frutos son una drupa globosa que se da en racimos delgados, cuando se encuentra maduros poseen un color negro, mide hasta 2.5 cm de diámetro, su cáscara es delgada y en su interior se encuentra una carne jugosa que tiene un sabor dulce y amargo (Urcuango, 2014).

Los frutos maduros pueden ser recolectados y se debe extraer la parte carnosa para evitar daños en el desarrollo de las semillas por parte de microorganismos (Sánchez, Japón, Flores, Roncal, y Castillo, 2004).

### **Semillas**

La semilla de capulí es de color café y de forma esférica, se encuentra protegida por un endocarpio o hueso leñosos y son impermeables al agua (Chucuri, 2014).

### **Estado de conservación**

Esta especie no es considerada amenazada.

### **Usos**

- Su madera es utilizada para construcciones rústicas, carpintería y artesanías.
- Su madera también se utiliza como leña y carbón.
- Sus hojas son usadas por las comunidades indígenas como medicina, para casos de reumatismo, gripe, curar heridas y contrarrestar el sarpullido.
- Su fruto se usa para la alimentación humana y también para la de los animales.
- Se usa para la elaboración de dulces y licores.

### **2.3.3 *Aegiphila ferruginea* (Pusupato amarillo)**

#### **Información taxonómica**

Orden: Lamiales

Familia botánica: Verbenaceae

Nombre científico: *Aegiphila ferruginea*

Nombre común: Pusupato amarillo

#### **Distribución y hábitat**

Esta especie arbórea se la puede encontrar en el páramo arbustivo y el bosque andino alto entre de las provincias de Cotopaxi, Cañar, Azuay, Bolívar, Carchi, Imbabura, Pichincha, Tungurahua, Zamora y al este de la provincia de Chimborazo, su rango altitudinal es de 2000 y 4000 msnm, pequeñas poblaciones se han

observado en el Refugio de Vida Silvestre Pasochoa, en el parque Nacional Cajas y la Reserva Ecológica El Ángel (Yáñez, y otros, 2011).

## **Descripción**

### **Aspecto**

Es un árbol que posee una altura de 12 a 17 metros, su fuste es recto y con copa grande, sus ramas principales y secundarias son de forma tetragonal y cilíndricas (Jácome, 2011), especie dominante en el bosque nativo (Loján, 2003).



*Figura 3. Aegiphila ferruginea*

### **Hojas**

Las hojas son simples y con disposición opuesta, al final del periodo de cultivo se despoja de sus hojas cada año (Jácome, 2011).

### **Flores**

La flor es pequeña y blanquecina, presenta una inflorescencia cimosa y umbelas falsas que a veces se reduce a una sola flor, son actinomorfas, hermafroditas o diclinas, su cáliz es gamosépalo, ciatiforme de gran tamaño cuando posee frutos, su corola es gamopétala o hipocraterifirme, sus estambres son isomórficos y se los encuentra entre 4 y 5 posee un único pistilo, su ovario se segmenta en cuatro

celdas, que contienen un ovulo cada una, estos se ubican lateralmente a las paredes del ovario (Jácome, 2011).

### **Frutos**

Los frutos son drupas, que en su mayoría contiene 4 semillas, es de color amarillo cuando está maduro, mide 1 cm de diámetro y permanece en el árbol hasta secarse y caerse, sirve también de alimento para las aves silvestres (Loján, 2003).

### **Semillas**

La semilla es de color marrón y de corteza dura, no poseen endospermo (Jácome, 2011).

### **Estado de conservación**

Se encuentra en peligro de extinción, esto se debe por perdida de su hábitat (Yánez, y otros, 2011).

### **Usos**

- Su madera se utiliza para las construcciones de los campesinos.
- Además su madera se utiliza como leña.
- Sus hojas son utilizadas por los indígenas como bebida, cicatrizante de heridas, para curar úlceras de la piel y calmar dolores de vientre, las hojas tiernas se utiliza para dolores de muela.
- Las hojas también se utilizan para teñir lana.

### 3. METODOLOGÍA

#### 3.1 Descripción área de recolección de semillas

El Refugio de Vida Silvestre Paschoa se encuentra localizado en el Cantón Mejía de la Provincia de Pichincha, específicamente en la mitad del valle de Machachi, tiene una extensión de 500 hectáreas (Ministerio del Ambiente, 2015).

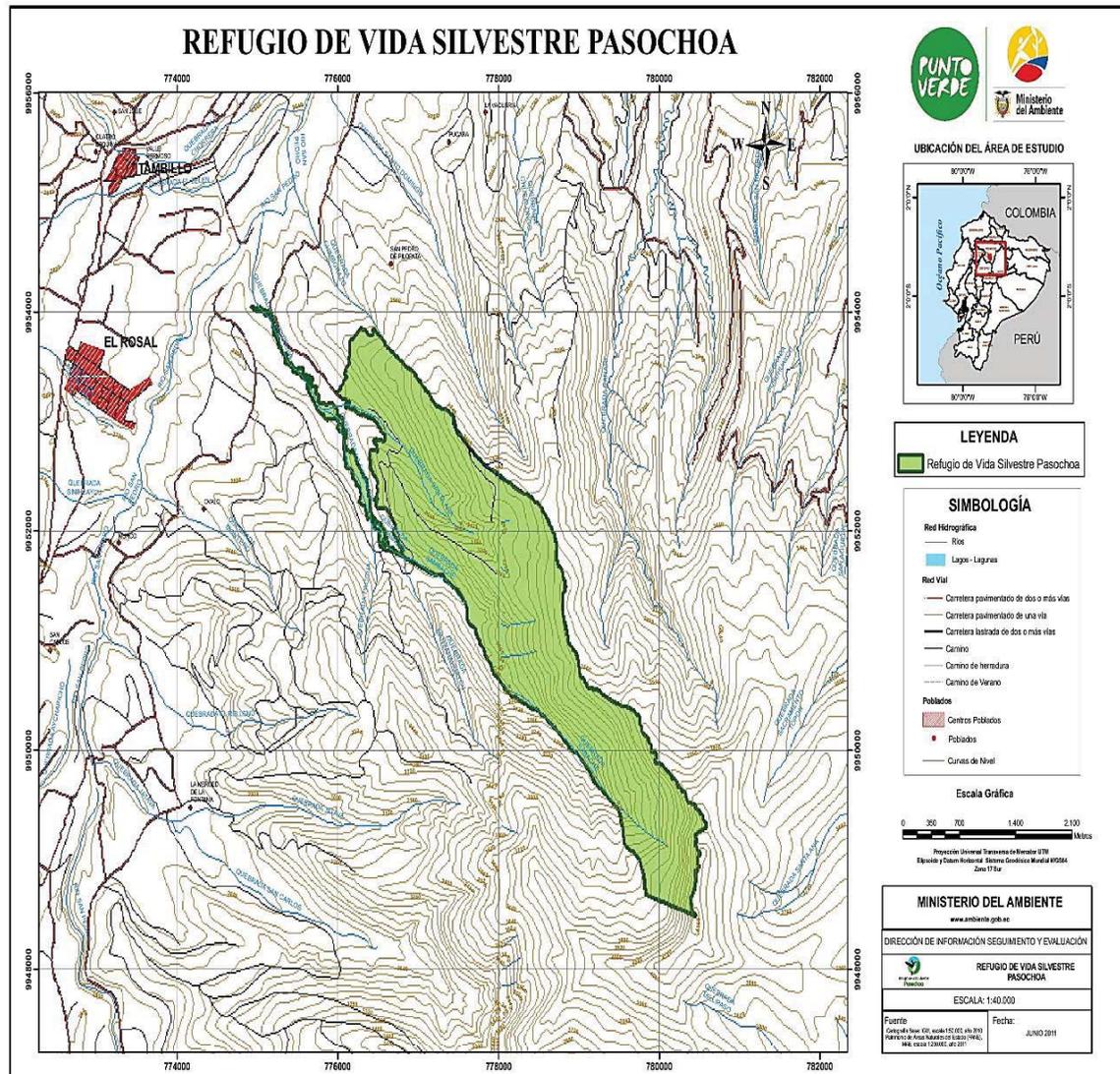


Figura 4. Refugio de Vida Silvestre Paschoa.  
Tomado de (Instituto Geográfico Militar, 2011)

- **Límites**

**Norte:** Limita con la Hacienda Medrano

**Sur:** Limita con la Hacienda Pasochoa de Montufar

**Este:** Limita con la Hacienda Pedregales

**Oeste:** Limita con propietarios aledaños del lugar

- **Características del lugar**

**Superficie:** 500 ha

**Rango altitudinal:** 2800 a 4210 msnm

**Formaciones vegetales:** se encuentran, Matorral húmedo montano, bosque de neblina montano, bosque siempreverde montano alto, paramo herbáceo (Coloma, 2007).

**Clima:** la temperatura oscila entre los 3 a 21° centígrados.

**Precipitación:** 1000 a 2000 ml promedio anual.

Los meses más calurosos son de julio a septiembre llegando a temperaturas de hasta 21° C, mientras que para los otros meses del año las lluvias son intermitentes principalmente en el mes de abril (Coloma, 2007).

### **3.2 Recolección de material vegetal**

El material vegetal se obtuvo específicamente de árboles adultos y con dosel desarrollado, ya que tienen mejor calidad de semillas (Ordóñez, Arbeláez, y Prado, 2004). Las semillas se recolectaron de tres árboles madre, lo que permitió obtener la cantidad necesaria de material vegetal de 180 semillas por cada especie de estudio para nuestra investigación.

Para la recolección de las semillas se consideró, el estado de madurez de los frutos, cambios de coloración, muchos frutos cambian de color al madurar y pasan de un color verde a tono amarillo, café o gris, para nuestro estudio solo se consideraron los frutos de color amarillo y café. Además, se tomó en cuenta si ya se había dado

inicio a la caída de los frutos, por su presencia en el suelo y la facilidad de separación que la semilla tuvo del fruto, ya que es la base para obtener semillas viables que ayuden en los proceso de germinación. No se tomaron frutos de tamaño pequeño porque tienen escasas sustancias de reserva, se separó los frutos que presentaban alguna anomalía como presencia de líneas o grietas y si presentaban una consistencia blanda, debido a que podían dañar al resto del lote (Ordóñez, Arbeláez, y Prado, 2004).

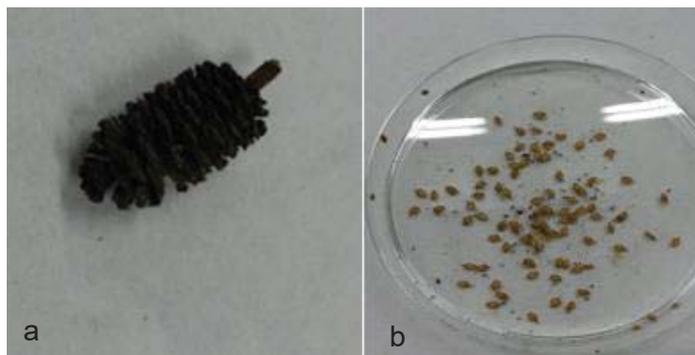
Las tres especies seleccionadas, fueron recolectadas en la misma fecha, debido a que no presentaron ningún inconveniente como escases del material vegetal o influencia del clima que imposibilitaran su extracción.

Las semillas de capulí chaucha fueron proporcionadas por el personal del Refugio de Vida Silvestre Pasochoa, debido a que esta especie no se encontraba en época de fructificación.

### 3.3 Preparación de las semillas

#### 3.3.1 Preparación de las semillas de Aliso

Las semillas de aliso se extrajeron de una infrutescencia, la misma que tenía 4 frutos, de estos se escogió dos frutos (figura 5A) ya que cada uno contenía un total de 90 a 130 semillas (figura 5B), se sacaron de manera cuidadosa ya que estas pueden romperse o sufrir daños, debido a su pequeño tamaño.



*Figura 5.* Aliso

a) Fruto

b) Semillas del aliso

### 3.3.2 Preparación de las semillas de Capulí Chaucha

Las semillas de capulí chaucha posee una infrutescencia, que tiene entre 12 y 15 frutos, cada fruto contiene solo una semilla.

Se utilizaron semillas almacenadas, proporcionadas por el personal del Refugio de Vida Silvestre Pasochoa, debido a que esta especie no se encontraba en época de fructificación.

La semilla del capulí chaucha tiene una corteza dura la misma que necesitó ser extraída para sacar el embrión (figura 6) y de esa manera facilitar la germinación de la semilla.

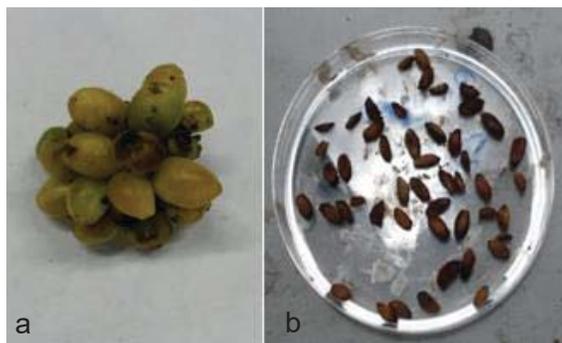


*Figura 6.* Semillas de capulí chaucha

### 3.3.3 Preparación de las semillas de Pusupato amarillo

Las semillas del pusupato amarillo se extrajeron de una infrutescencia (figura 7A), la misma que contiene de 20 a 27 frutos y de cada fruto se pudo obtener de 3 a 4 semillas (figura 7B).

La carnosidad que envuelve a la semilla debe ser retirada en su totalidad ya que posteriormente se realizó un proceso de secado durante 48 horas, el cual consiste en dejar las semillas a condiciones ambientales, para los posteriores procesos de germinación, esto se realiza para evitar daños en las semillas y que estas se descompongan sin alcanzar su proceso de germinación.



*Figura 7. Pusupato*

a) Fruto

b) Semillas del pusupato amarillo

Adicional se utilizaron semillas almacenadas, proporcionados por el personal del RVSP, debido a que se quiso realizar una comparación de datos de las especie durante los procesos de germinación.

### **3.4 Suelo**

#### **3.4.1 Recolección**

El suelo se obtuvo del sitio de recolección de las semillas, específicamente en las coordenadas (latitud: -0.42198 y longitud: -78.519863), para posteriormente utilizarlo como sustrato en los procesos de germinación, la cantidad fue de más o menos 6 kg, y se analizó para determinar sus características y composición.

El suelo se extrajo de un punto medio, entre las especies de árboles de donde se obtuvo el material vegetal. No se recolecto de la parte inferior de cada árbol de donde se tomó las semillas, debido a que se hubiera obtenido otra variable para el nuestro estudio, la cual no se consideró.

### **3.4.2 Análisis**

Los siguientes análisis se realizaron antes y después de autoclavar el suelo, el mismo que fue utilizado posteriormente para la siembra.

#### **pH**

Para medir el pH se utilizó el método potenciométrico que consiste en medir a través de un electrodo la concentración de iones presentes en una solución (Paneque, Calaña, Calderon, y Maida, 2010)

Los materiales y equipos que se utilizaron durante la determinación del pH fueron: balanza analítica, muestra de suelo, un vaso de precipitación de 100 ml, agua destilada 50 ml, una piceta de 1000 ml, una barra magnética, el agitador magnético, y el phmetro para la medición.

El procedimiento a seguir para la determinación del pH fue: i) se pesó 10 g de suelo y se colocó, ii) en el vaso de precipitación se agregó 50 ml de agua destilada y la barra magnética, iii) se agitó en el equipo durante 5 minutos a 400 RPM y se dejó en reposo durante 30 minutos, iv) se ajusta el phmetro con agua destilada, v) luego de estabilizar el equipo se mide el pH.

#### **Humedad**

Para la medición de humedad del suelo se utilizó el método gravimétrico, que determina que cantidad de agua se encuentra presente en el suelo por medio de la diferencia de pesos en una misma muestra, después de dejar secar en una estufa (Fernández, y otros, 2006).

Los materiales y equipos que se utilizaron durante el proceso fueron: muestra de suelo, balanza analítica, una espátula, un crisol, la estufa.

Para el procedimiento: i) se pesó 10 g de suelo en un crisol, ii) se colocó la muestra de suelo en la estufa a 70° C durante 48 horas, para que se evapore el exceso de agua, iii) se pesó la muestra, iv) se calcula el porcentaje de humedad por medio de diferencia de pesos.

### **Conductividad eléctrica**

El método para medir la conductividad se realiza con un conductímetro, este posee dos electrodos, los cuales permiten determinar el valor de conductividad (Fernández, y otros, 2006).

Los materiales y equipos utilizados fueron: balanza analítica, muestra de suelo seco, dos vasos de precipitación de 100 ml, matraz kitazato, agua destilada, agitador, papel filtro, bomba al vacío, tubo de ensayo, conductímetro, piceta con agua destilada.

Para el procedimiento: i) se pesó 50 gr de suelo seco en un vaso de precipitación, ii) se agregó agua destilada y se mezcló con el agitador hasta obtener una pasta, se sabe que esta lista cuando se observa un reflejo de espejo, iii) se colocó el papel filtro en el embudo y se humedeció con agua destilada, iv) se realizó la filtración al vacío y se colocó la pasta en el embudo, se aplicó filtración al vacío, v) posteriormente se obtuvo un extracto, este se colocó en un tubo de ensayo, vi) Se calibra el conductímetro con agua destilada antes de la medición, vii) luego que se estabiliza el equipo se procede a medir.

### **Textura**

Para establecer la textura del suelo, se utilizó el método bouyoucos, para la determinación del porcentaje de arena, limo y arcilla, que se encuentren presentes en el suelo (Cano, 2008).

Se utilizó los siguientes materiales y equipos: hidróxido de sodio, agua destilada, una piceta, un vaso de precipitación, una probeta de 1000 ml, el agitador eléctrico, un agitador de vidrio, el densímetro y parafilm.

Se realizó el siguiente procedimiento: i) se pesó 50 gr de la muestra de suelo seco en un vaso de precipitación, ii) se añadió 40 ml de hidróxido de sodio al 0.1 N, iii) se dejó reposar por 24 horas, iv) a las 24 horas se tomó la muestra y se agitó durante 10 minutos, v) luego se trasvasó a la probeta, eliminando todo el contenido de suelo del frasco, aforar, vi) se esperó 20 segundos y se coló el densímetro dentro de la

probeta, y se tomó la primera, vii) se dejó reposar por 2 horas y se tomó la segunda lectura del densímetro.

### **Materia orgánica**

Se utilizó el método de Walkley-Black, para medir materia orgánica, consiste en la reacción de algunos reactivos al mezclarlos el dicromato de potasio y el ácido sulfúrico, estos reaccionan lo que eleva la temperatura, posteriormente el dicromato se titula con una sal ferrosa, para determinar la cantidad de carbono orgánico presente en la muestra (Buduba, Alonso, Davel, Puentes, y Irisarri, 2007).

Para medir la materia orgánica presente en el suelo se utilizaron los siguientes materiales y equipos: balanza analítica, dos erlenmeyers de 500 ml, una bureta de precisión de 25 ml, soporte universal y pipetas de diferentes medidas (1, 5 y 10), una probeta de 50 ml, peras. Los reactivos que se ocuparon fueron: ácido sulfúrico concentrado, dicromato de potasio, sulfato de hierro, difenilamina y ácido ortofosfórico concentrado.

Se siguió los siguientes pasos: i) Se pesó 0.1 g de suelo y se puso en un erlenmeyer, posterior, se agregó 5 ml de dicromato de potasio, ii) Se añadieron 10 ml de ácido sulfúrico al 97% por muestra y se agitó muy despacio durante un minuto, esto se realizó para homogeneizar la muestra, iii) se dejó durante 30 minutos en reposo, iv) pasado este tiempo se agregó 100 ml de agua destilada, luego se añadió 5 ml de ácido fosfórico concentrado al 85% y finalmente se colocaron 15 gotas de difenilamina, v) para la titulación del exceso de dicromato, se lo realiza con la solución de sal de morh (sulfato de hierro) al 0.5%, vi) se anota el valor consumido cuando cambia la tonalidad de azul a verde, vii) para realizar una comparación se debió hacer una muestra en blanco con la solución de dicromato de potasio la cual debió ser sometida al mismo procedimiento pero sin muestra de suelo. Esto se realizó para conocer los valores reales de la titulación, los cuales servirían en la fórmula para obtener nuestro resultado.

### **3.5 Preparación para la siembra**

#### **Desinfección del Suelo**

Se tamizó 1 kilogramo del suelo perteneciente al lugar de extracción de las semillas, este procedimiento se realizó para separar las impurezas y las partículas de gran tamaño del suelo.

Se realizó la desinfección del suelo auto-clavándolo por dos horas a 70° C, para eliminar cualquier microorganismo sea hongo o bacteria que pueda afectar a las semillas durante los procesos de germinación.

#### **Sustratos para la siembra**

Se tomó el suelo autoclavado y se colocó 14 g en cada caja Petri cantidad suficiente para la siembra de las semillas.

Además se recortaron círculos de papel kraft y papel absorbente, de acuerdo al tamaño de cada caja Petri, se colocaron cuatro capas de papel en c/u de las cajas.

#### **Preparación del material de contención**

Los recipientes en los que se colocaron las semillas fueron en cajas Petri para evitar contaminaciones provenientes del medio externo. Además se realizó una desinfección de las cajas con alcohol etílico para evitar que cualquier impureza influya en germinación de las semillas.

#### **Semillas**

Para las semillas de aliso y capulí chaucha se emplearon método de hidratación durante 24 horas en agua fría y en agua tibia durante 48 horas.

En las semillas de pusupato se empleó dos métodos de escarificación; i) mecánica, que fue raspar una parte de la cubierta con lija, ii) química, esta consistió en remojar las semillas en ácido nítrico durante 10 minutos.

### **3.6 Ensayos de germinación**

Para los ensayos de germinación, se determinaron ciertas condiciones para cada especie, las mismas que ayudaron en su desarrollo.

Los tratamientos testigo aplicados (60 semillas de cada especie) a las tres especies se mantuvieron a condiciones normales, es decir no se empleó ningún tratamiento pregerminativo.

El factor luz aplicado en los tres casos fue, exposición a la luz natural 12 horas al día y a la oscuridad total durante 24 horas al día.

### **3.6.1 *Alnus acuminata* (Aliso)**

Se colocaron 5 semillas en cada caja Petri con su respectivos sustrato, en esta especie se utilizó papel kraft y papel absorbente debido al tamaño de la semilla, ya que se debe tener un control minucioso sobre lo que pasa dentro de cada medio.

Los tratamientos pregerminativos que se utilizaron fueron hidratación en agua fría durante 24 horas (60 semillas) y en agua tibia durante 48 horas (60 semillas).

### **3.6.2 *Prunus serotina* (Capulí chaucha)**

Se colocaron 5 semillas en cada caja Petri con su respectivos sustrato, en esta especie se utilizó papel kraft y suelo, con este último se pretendió simular las condiciones ambientales en donde normalmente crece la semilla.

Los tratamientos pregerminativos que se utilizaron fueron hidratación en agua fría durante 24 horas (60 semillas) y en agua tibia durante 48 horas (60 semillas).

### **3.6.3 *Aegiphila ferruginea* (Pusupato amarillo)**

Se colocaron 4 semillas en cada caja Petri con su respectivos sustrato, en esta especie se utilizó papel kraft y suelo, con este último se pretendió simular las condiciones ambientales en donde normalmente crece la semilla.

Los tratamientos pregerminativos que se utilizaron fueron: escarificación química en ácido nítrico al 5% por 10 minutos (48 semillas) y escarificación mecánica (48 semillas); debido a que la corteza del embrión es muy dura, esto permitió que el embrión brote con mayor facilidad.

Adicionalmente se utilizaron los individuos proporcionados por el personal del RVSP, de los cuales se colocaron 5 semillas en cada caja Petri y se aplicaron las

mismas condiciones usando un total de 60 semillas en cada tratamiento pregerminativo.

### 3.7 Diseño Experimental

Las variables y niveles que se emplearon durante los ensayos de germinación, se aplicaron de forma aleatoria a cada tratamiento.

#### 3.7.1 *Alnus acuminata* (Aliso)

En la tabla 1 se especifica las variables y niveles que se aplicaron a esta especie, el experimento consistió en un testigo y dos tratamientos pregerminativos (hidratación de la semilla durante 24 y 48 horas), además se utilizaron dos clases de sustrato y dos tipos de exposición a la luz (12 horas con luz natural y 24 horas sin luz diarias).

Tabla 1.

*Variables y niveles del aliso*

Variables	Niveles	
<b>Tratamientos pregerminativos</b>	TP1	Testigo
	TP2	Hidratación en agua fría por 24h.
	TP3	Hidratación en agua tibia por 48h.
<b>Sustrato</b>	S1	Papel absorbente
	S2	Papel Kraft
<b>Luz</b>	L1	Con luz 12 h/d
	L2	Sin luz 24 h/d

En la tabla 2 se explican los tratamientos que se aplicaron de manera aleatoria, para los procesos de germinación de las semillas.

Se obtuvo un total de 12 tratamientos con la combinación de variables y niveles y cada tratamiento tuvo tres repeticiones. Cada unidad experimental contó con 15 réplicas, es decir que se colocaron 5 semillas en cada repetición, dando un total de 180 semillas utilizadas en el análisis de esta especie.

Tabla 2.

*Combinación de variables y niveles del aliso*

<b>Tratamientos</b>	<b>Tratamientos pregerminativos</b>	<b>Sustrato</b>	<b>Luz</b>
<b>T1</b>	Testigo	Papel absorbente	Con luz 12 h/d
<b>T2</b>	Testigo	Papel absorbente	Sin luz 24 h/d
<b>T3</b>	Testigo	Papel Kraft	Con luz 12 h/d
<b>T4</b>	Testigo	Papel Kraft	Sin luz 24 h/d
<b>T5</b>	Hidratación en agua fría por 24h.	Papel absorbente	Con luz 12 h/d
<b>T6</b>	Hidratación en agua fría por 24h.	Papel absorbente	Sin luz 24 h/d
<b>T7</b>	Hidratación en agua fría por 24h.	Papel Kraft	Con luz 12 h/d
<b>T8</b>	Hidratación en agua fría por 24h.	Papel Kraft	Sin luz 24 h/d
<b>T9</b>	Hidratación en agua tibia por 48h.	Papel absorbente	Con luz 12 h/d
<b>T10</b>	Hidratación en agua tibia por 48h.	Papel absorbente	Sin luz 24 h/d
<b>T11</b>	Hidratación en agua tibia por 48h.	Papel Kraft	Con luz 12 h/d
<b>T12</b>	Hidratación en agua tibia por 48h.	Papel Kraft	Sin luz 24 h/d

**3.7.2 *Prunus serotina* (Capulí chaucha)**

En la tabla 3 se especifica los variables y niveles que se aplicaron a esta especie, consistió en un testigo y dos tratamientos pregerminativos (hidratación de la semilla durante 24 y 48 horas), además se utilizaron dos clases de sustrato y dos tipos de exposición a la luz (12 horas con luz natural y 24 horas sin luz diarias).

Tabla 3.

*Variables y niveles del capulí chaucha*

<b>Variables</b>	<b>Niveles</b>	
<b>Tratamientos pregerminativos</b>	TP1	Testigo
	TP2	Hidratación en agua fría por 24h.
	TP3	Hidratación en agua tibia por 48h.
<b>Sustrato</b>	S1	Suelo
	S2	Papel Kraft
<b>Luz</b>	L1	Con luz 12 h/d
	L2	Sin luz 24 h/d

En la tabla 4 se explican los tratamientos que se aplicaron de manera aleatoria, para los procesos de germinación de las semillas.

Se obtuvo un total de 12 tratamientos con la combinación de variables y niveles y cada tratamiento tuvo tres repeticiones. Cada unidad experimental contó con 15 réplicas, es decir que se colocaron 5 semillas en cada repetición, dando un total de 180 semillas.

Tabla 4.

*Combinación de variables y niveles del capulí chaucha*

Tratamientos	Tratamientos pregerminativos	Sustrato	Luz
T1	Testigo	Suelo	Con luz 12 h/d
T2	Testigo	Suelo	Sin luz 24 h/d
T3	Testigo	Papel Kraft	Con luz 12 h/d
T4	Testigo	Papel Kraft	Sin luz 24 h/d
T5	Hidratación en agua fría por 24h.	Suelo	Con luz 12 h/d
T6	Hidratación en agua fría por 24h.	Suelo	Sin luz 24 h/d
T7	Hidratación en agua fría por 24h.	Papel Kraft	Con luz 12 h/d
T8	Hidratación en agua fría por 24h.	Papel Kraft	Sin luz 24 h/d
T9	Hidratación en agua tibia por 48h.	Suelo	Con luz 12 h/d
T10	Hidratación en agua tibia por 48h.	Suelo	Sin luz 24 h/d
T11	Hidratación en agua tibia por 48h.	Papel Kraft	Con luz 12 h/d
T12	Hidratación en agua tibia por 48h.	Papel Kraft	Sin luz 24 h/d

### 3.7.3 *Aegiphila ferruginea* (Pusupato amarillo)

En la tabla 5 se especifica las variables y niveles que se aplicaron a esta especie, consistió en un testigo y dos tratamientos pregerminativos (escarificación química con ácido nítrico y escarificación física), además se utilizaron dos clases de sustrato y dos tipos de exposición a la luz (12 horas con luz natural y 24 horas sin luz diarias).

Tabla 5.

*Variables y niveles del pusupato*

Variables	Niveles	
<b>Tratamientos pregerminativos</b>	TP1	Testigo
	TP2	Ácido nítrico al 0.5%
	TP3	Escarificación
<b>Sustrato</b>	S1	Suelo
	S2	Papel kraft
<b>Luz</b>	L1	Con luz 24 h/d
	L2	Sin luz 12 h/d

En la tabla 6 se explican los tratamientos que se aplicaron de manera aleatoria, para los procesos de germinación de las semillas.

Se obtuvo un total de 12 tratamientos con la combinación de variables y niveles, cada tratamiento tuvo tres repeticiones. Cada unidad experimental conto con 12 réplicas, es decir que se colocaron 4 semillas en cada repetición, dando un total de 144 semillas.

Tabla 6.

*Combinación de variables y niveles del pusupato*

Tratamientos	Tratamientos pregerminativos	Sustrato	Luz
<b>T1</b>	Testigo	Suelo	Con luz 12 h/d
<b>T2</b>	Testigo	Suelo	Sin luz 24 h/d
<b>T3</b>	Testigo	Papel Kraft	Con luz 12 h/d
<b>T4</b>	Testigo	Papel Kraft	Sin luz 24 h/d
<b>T5</b>	Ácido nítrico	Suelo	Con luz 12 h/d
<b>T6</b>	Ácido nítrico	Suelo	Sin luz 24 h/d
<b>T7</b>	Ácido nítrico	Papel Kraft	Con luz 12 h/d
<b>T8</b>	Ácido nítrico	Papel Kraft	Sin luz 24 h/d
<b>T9</b>	Escarificación física	Suelo	Con luz 12 h/d
<b>T10</b>	Escarificación física	Suelo	Sin luz 24 h/d
<b>T11</b>	Escarificación física	Papel Kraft	Con luz 12 h/d
<b>T12</b>	Escarificación física	Papel Kraft	Sin luz 24 h/d

En los individuos proporcionados por el personal del RVSP se aplicaron las mismas condiciones, con la diferencia que cada unidad experimental conto con 15 réplicas es decir que se colocaron 5 semillas en cada repetición, dando un total de 180 semillas.

El control de los parámetros de medición se realizó durante 15 días, diariamente, con esto se pudo garantizar que los tratamientos fueron bien ejecutados, para obtener los resultados esperados.

### **3.8 Análisis de datos**

Para el análisis de datos se calcularon varios parámetros, con el número de semillas germinadas en cada tratamiento (Enriquez, Humberto, y Malda, 2004) y (Piedrahita, 1998).

#### **3.8.1 Potencia germinativa**

La potencia germinativa es el porcentaje de germinación obtenido del total de semillas germinadas al finalizar el ensayo.

$$PG = (\#germinadas / \text{total de sembradas}) \times 100$$

#### **3.8.2 Germinación media**

La germinación media se determina calculando el número de días que toma, para que el 50% de las semillas germinen.

#### **3.8.3 Índice de germinación**

Se calcula el tiempo de germinación con relación a la capacidad de germinación de cada unidad experimental.

$$IG = \frac{\sum(n_i t_i)}{N} \quad (\text{Ecuación 1})$$

Donde:

IG; Índice de germinación

n; cantidad de semillas germinadas en el día

t; días transcurridos después de la siembra.

N: número total de semillas sembradas

### 3.8.4 Velocidad de germinación

Es la relación entre el número de semillas germinadas con el tiempo en que duro germinar la última semilla.

$$M = \frac{\sum(n_i)}{t} \quad (\text{Ecuación 2})$$

Donde:

M: velocidad de germinación

n: número de semillas germinadas en el día

t: días transcurridos desde el inicio de la siembra hasta la germinación de la última semilla.

### 3.8.5 ANOVA

Los tratamientos realizados a cada especie se evaluaron mediante un análisis de varianza usando el software Past 3. Previo al análisis se realizó la prueba de normalidad de Shapiro-Wilk y posteriormente se normalizaron los datos con logaritmo base-10, los datos pueden ser transformados logarítmicamente para reducir el peso de los valores altos (Past3, 2016).

Los valores obtenidos del análisis de varianza permiten comprobar la hipótesis, de que al menos un tratamiento de cada especie tuvo los mejores resultados.

## 4. RESULTADOS

### 4.1 Resultados de análisis del suelo

#### pH

Obtuvimos un resultado de pH inicial de 6.5, esto quiere decir que el suelo es ligeramente ácido y cuenta con una cantidad máxima de nutrientes.

Luego del autoclavado se obtuvo un pH de 5.6 siendo un suelo moderadamente ácido pero todavía adecuado para cultivos.

## **Humedad**

% inicial de Humedad del suelo =  $(10g - 7.51g) / 10g * 100 = 24.9\%$

% de Humedad el suelo después de autoclavar =  $(10g - 7.19) = 28.1\%$

El porcentaje nos muestra la cantidad de humedad que posee el suelo.

## **Conductividad eléctrica**

El valor inicial de conductividad eléctrica fue de 0.9 dS/cm, esto quiere decir que es un suelo no salino.

El valor de conductividad después del autoclavado fue de 0.4 dS/cm, ubicándose en el rango de suelo no salino.

## **Textura**

Los valores obtenidos indican que es un suelo que contiene 84% arena, 0.5% arcilla, 15.5% limo, y de acuerdo al triangulo de textura se obtuvo que es un suelo arenosos franco, esto quiere decir que es apto para que puedan crecer plantas.

## **Materia orgánica**

La medición indica que contiene 15.53%, lo que quiere decir que tiene en un rango muy alto de materia orgánica.

El porcentaje final después del autoclavado fue de 12.67% esto quiere decir que sigue dentro del rango alto de materia orgánica.

## **4.2 Resultados de los procesos de germinación**

En la tabla 7 se realizó un análisis total de datos de las tres especies de estudio, por los 12 tratamientos que se aplicó a cada una, en la que se analizó el total de semillas germinadas (número de individuos), porcentaje de germinación total de cada tratamiento (%), germinación media del 50% de los individuos (días), índice de germinación de los individuos respecto al tiempo (%) y velocidad de germinación de los individuos (días).

Tabla 7.

*Análisis de datos de las tres especies de estudio: T= Tratamientos, TG= Total de semillas germinadas, PG= Porcentaje de germinación, G50= Germinación media, IG= Índice de germinación, M= Velocidad de germinación*

T	Aliso					Capulí chaucha					Pusupato				
	TG # ind.	PG %	G50 días	IG %	M días	TG # ind.	PG %	G50 días	IG %	M	TG # ind.	PG %	G50 días	IG %	M días
T1	2	13.3	5	0.67	0.4	2	13.3	5	0.33	0.08	5	41.7	12	3	0.2
T2	1	6.7	12	0.8	0.08	1	6.7	5	0.33	0.2	6	50	12	3	0.2
T3	0	0	0	0	0	1	6.7	5	0.33	0.2	0	0	0	0	0
T4	1	6.7	8	0.53	0.13	0	0.0	0	0	0	0	0	0	0	0
T5	0	0	0	0	0	1	6.7	5	0.33	0.2	3	25	15	3.75	0.2
T6	2	13.3	5	0.67	0.4	4	26.7	5	0.67	0.25	0	0	0	0	0
T7	2	13.3	5	0.67	0.4	5	33.3	8	1.6	0.27	2	16.7	11	0.92	0.07
T8	1	6.7	5	0.33	0.2	1	6.7	8	0.53	0.13	0	0	0	0	0
T9	3	20.0	5	1	0.6	4	26.7	8	1.6	0.27	9	75	11	5.5	0.4
T10	0	0	0	0	0	1	6.7	5	0.33	0.2	7	58.3	8	3.33	0.33
T11	0	0	0	0	0	1	6.7	5	0.33	0.2	4	33.3	15	3.75	0.2
T12	0	0	0	0	0	1	6.7	5	0.33	0.2	2	16.7	11	0.92	0.07

En el aliso, se obtuvo un mayor número de semillas germinadas en el tratamiento T9, donde se aplicó tratamiento pregerminativo (hidratación en agua tibia por 48 horas), papel absorbente y exposición a la luz natural por 12 horas diarias, por lo que presentó una potencia germinativa del 20%, la germinación media fue al día 5 en la mayoría de los tratamientos. En el índice de germinación y en la velocidad de germinación de igual manera se obtuvo el mejor resultado en el T9.

En el capulí chaucha, los mejores resultados se observaron en el tratamiento T7, donde se aplicó tratamiento pregerminativo (hidratación en agua fría por 24 horas), papel kraft y exposición a la luz natural por 12 horas diarias obteniendo un mayor número de semillas germinadas, se tuvo una potencia germinativa del 33.3%, la germinación media fue al día 5 en la mayoría de casos. En el índice de germinación y en la velocidad de germinación, de la misma manera se logra el mejor resultado en el T7.

En el pusupato, se alcanzó los mejores resultados en el tratamiento T9, donde se aplicó las siguientes variables: tratamiento pregerminativo (escarificación), suelo y exposición a la luz natural por 12 horas diarias en el cual se consiguió un gran número de semillas germinadas, con un total de potencia germinativa del 75%, la germinación media se dio al día 11 y varió en los demás tratamientos, del mismo modo el índice de germinación y la velocidad de germinación obtuvieron los mejores resultados en el T9.

En la tabla 8 se presentan los valores obtenidos del análisis de varianza realizado a las tres especies, donde se comprueba si la hipótesis planteada se cumple dándonos el resultado esperado.

Tabla 8.

*Análisis de varianza de las tres especies*

<b>Especies</b>	<b>F</b>	<b>P</b>
<b>Aliso</b>	31.43	0.0001345
<b>Capulí chaucha</b>	28.07	0.0002329
<b>Pusupato</b>	26.39	0.0002438

Con el análisis de varianza se comparó los resultados obtenido en cada tratamiento, por cada especie de estudio, en el que F muestra la relación de las medias entre los tratamientos y P indica el valor crítico. En los tres casos presenta un valor menor de P-0.05, permitiendo comprobar que existen diferencias entre las medias de germinación según los tratamientos; al menos un tratamiento presentaría los mejores resultados.

#### **4.2.1 Resultados del aliso**

En la figura 8 se muestra los resultados finales de los tratamientos, siendo el mejor tratamiento el T9 para el aliso. Se analizó el total de semillas germinadas versus la potencia germinativa (PG), dando un porcentaje de germinación del 20%.

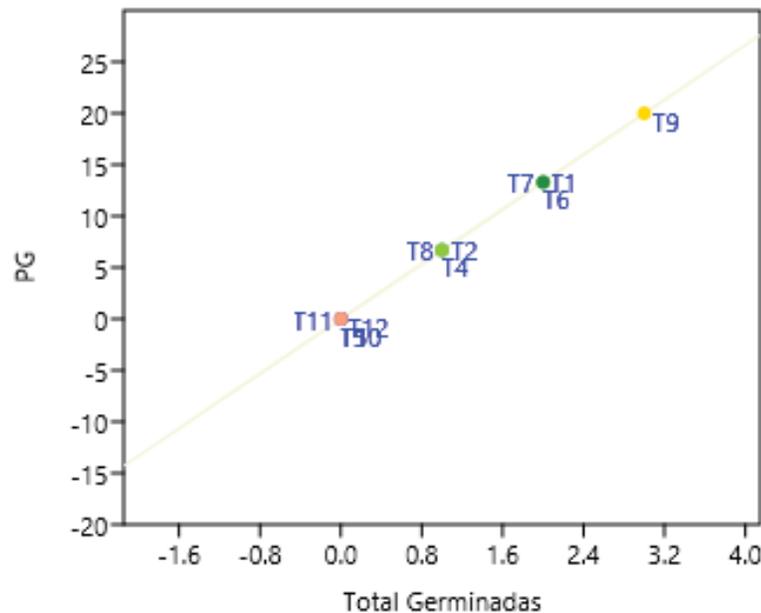
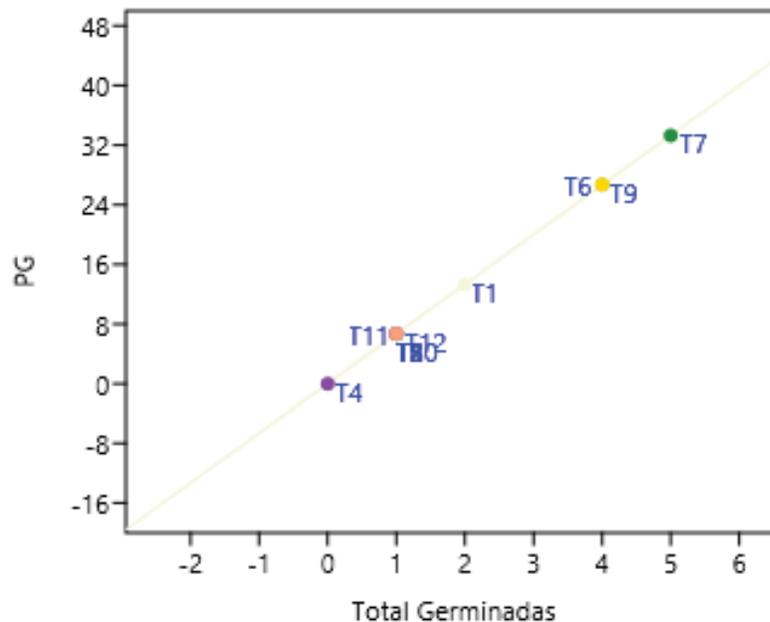


Figura 8. Resultados aliso

En la especie aliso el mejor resultado fue el tratamiento T9 lo que indica que, aplicando un tratamiento pregerminativo, que consiste en hidratar a la semilla con agua tibia durante 48 horas previo a la siembra ayuda a romper la latencia física de las semillas, ya que estas se encontraban con un porcentaje bajo de humedad, debido a la desecación natural que estas presentaban. Además en la unidad experimental se utilizó como sustrato papel absorbente, debido a que este puede almacenar grandes cantidades de agua por ciertos periodos de tiempo, lo que permitió que la semilla se mantenga hidratada. El factor luz también fue de gran importancia, ya que esta estuvo expuesta durante 12 horas a la luz natural, diariamente, lo que ayudó en el proceso de germinación.

#### 4.2.2 Resultados del capulí chaucha

La figura 9 muestra los resultados finales de los tratamientos, siendo el mejor tratamiento el T7 del capulí chaucha, analizado con el total de semillas germinadas versus la potencia germinativa (PG), dando un porcentaje de germinación del 33.3%.



*Figura 9. Resultados capulí chaucha*

En el caso del capulí chaucha se obtuvo el mejor resultado en el tratamiento T7 lo cual muestra que tuvo un mayor porcentaje de germinación en comparación con los otros tratamientos, este se basó en aplicar un tratamiento pregerminativo que consistió en hidratar a las semillas en agua fría durante 24 horas previo a la realización de la siembra de las mismas. Esto ayudó a acelerar el proceso de germinación debido a que las semillas presentaban una desecación natural alta por lo que se necesitó romper la latencia física de las semillas. Además se utilizó como sustrato papel kraft debido a que almacena cantidades considerables de agua permitiendo a la semilla mantenerse hidratada durante ciertos periodos de tiempo. El factor luz también influyó en la germinación de las semillas debido a que estas estuvieron expuestas a la luz natural durante 12 horas diariamente.

#### **4.2.3 Resultados del pusupato amarillo**

La figura 10 se muestra los resultados de los tratamientos, siendo el mejor tratamiento el T7 para el pusupato, analizado con el total de semillas germinadas versus la potencia germinativa (PG), dando un porcentaje de germinación del 75%.

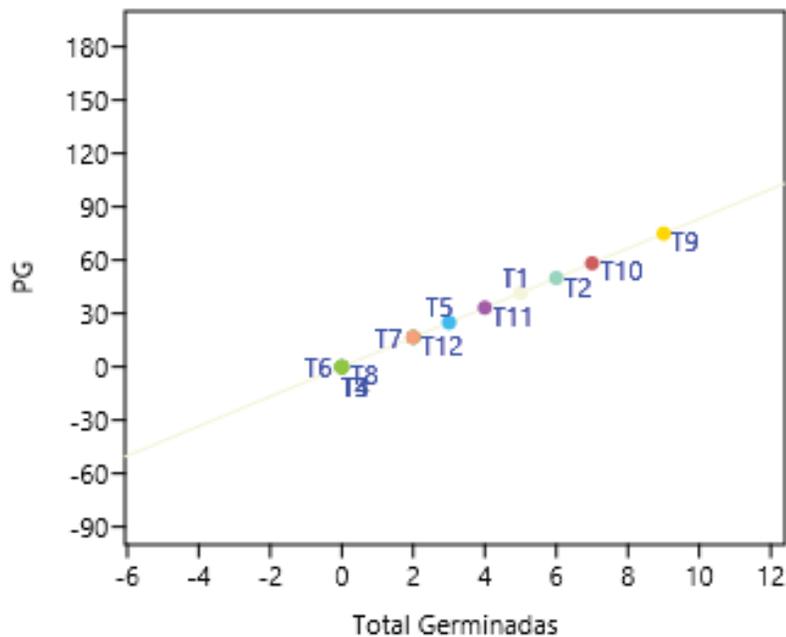


Figura 10. Resultados pusupato

El pusupato presentó los mejores resultados con el tratamiento T9, a este se le aplicó escarificación física debido a que este presentaba envolturas seminales muy gruesas por lo que este proceso fue necesario para que la cubierta sea permeable y permita el paso del agua para el crecimiento del embrión. Como sustrato se utilizó el suelo del lugar de extracción de las semillas por lo que influyó considerablemente en su germinación debido a que se asemeja a las condiciones ambientales de su lugar de extracción. El factor luz también influyó ya que estuvieron expuestas a la luz natural diariamente durante 12 horas.

Los tratamientos aplicados a las semillas proporcionadas por el personal del RVSP, no presentaron ningún resultado significativo, por lo que en todos los tratamientos tuvieron un porcentaje de 0%, lo que quiere decir que es mejor utilizar las semillas extraídas de los frutos, sin que estas sean almacenadas por largo periodos de tiempo, debido a que pierden su viabilidad.

## 5. DISCUSIÓN

Las tres especies de estudio respondieron mejor a un determinado tratamiento; en el caso del aliso se obtuvo un 20% de germinación en T9 (hidratación en agua 48 horas, papel absorbente, con luz natural 24 horas diarias), el capulí chaucha mostró un 33% de germinación en T7 (hidratación en agua fría por horas, papel kraft, con luz natural 24 horas diarias ) y el pusupato una germinación del 75% con el T9 (escarificación, suelo, con luz natural 24 horas diarias), por lo que en esta última se evidencia que los tratamientos aplicados a las semillas generaron buenos resultados.

Las variables utilizadas en los procesos de germinación de cada especie fueron distintas, esto se debió a que cada semilla presentaba una estructura diferente. Por ejemplo, la testa de las semillas de aliso era más delgada que las de capulí chaucha y pusupato; de igual manera las semillas de aliso poseen un menor diámetro en relación a las semillas de las otras dos especies. Por estas razones no se pudieron aplicar los mismos tratamientos pregerminativos, para evitar daños severos en las semillas e impedir la germinación.

Se pudo observar que los tres tipos de semillas se encontraban en un estado de latencia diferente en cada caso, por lo que fue necesario aplicar tratamientos pregerminativos, estos ayudaron a incrementar el porcentaje de germinación de las semillas (Smith, Wang, y Msanga, 2012). Para las semillas de aliso y capulí chaucha se utilizó el mismo tratamiento pregerminativo de hidratación de las semillas, mientras que para el pusupato, se empleó la escarificación física, esto se debió a que las semillas presentaban una envoltura seminal demasiado dura, por lo que de esta manera se permitió el paso del agua al embrión, para su germinación.

El aliso (*Alnus acuminata*) presentó porcentajes de germinación muy bajos y en varios tratamientos su respuesta germinativa fue cero, esto se debió a que las semillas se encontraban vacías, es decir no había embrión, como lo menciona también (Hernandez, 2012), lo que sugiere una falla en el proceso de fecundación o una reabsorción. También podría deberse a que durante el periodo de recolección

del material vegetal los conos presentaron un color café oscuro, lo que indica que ya había pasado su época de fructificación, por lo que la mayoría de las semillas habían perdido su viabilidad; según Nieto (1997) se deben recolectar cuando empiezan a cambiar de color verde a amarillo.

Un tratamiento pregerminativo de hidratación ayuda a acelerar el proceso de germinación de las semillas (EcuadorForestal, 2007). Para una buena germinación del aliso es necesario colocar las semillas en un sustrato que tenga buena estructura y sea capaz de mantener húmedas a las semillas, ya que esta especie es exigente en cuanto a la humedad, especialmente en la etapa de germinación y desarrollo inicial (Nieto, 1997).

El capulí chaucha presentó un alto porcentaje de semillas contaminadas por hongos, al cuarto día de siembra ya se podía observar en algunas de las unidades experimentales las semillas afectadas, por lo que fue necesario separarlas para que no sigan contaminando al resto del lote. Esto es importante ya que los procesos de pretratamiento de las semillas eliminan la capa exterior de las mismas, la testa, y esto causa una mayor sensibilidad a los patógenos. Para minimizar la contaminación fúngica las semillas de capulí chaucha fueron hidratadas pero por periodos, debido a que una larga exposición a la humedad debilita la semilla, haciendo que esta fácilmente se contamine por hongos y pierda su capacidad de germinación (Calero, 2011).

El pusupato amarillo a pesar que el porcentaje de germinación fue bueno en casi todos los tratamientos, se considera que las semillas de esta especie en particular sean utilizadas inmediatamente luego de haberlas sacado del fruto, no deben ser almacenadas durante periodos de tiempo largos ya que disminuye su viabilidad y su resultado de germinación en este caso son nulos. No se evidencian antecedentes de estudio de esta especie pero se espera contribuir con este estudio, ya que es una especie amenazada, que se encuentra en el Libro rojo de las plantas endémicas del Ecuador (Yáñez, y otros, 2011).

Para tener un mayor porcentaje de germinación del pusupato es mejor aplicar un tratamiento pregerminativo de escarificación física, debido a que la corteza de la semilla es demasiado dura e impide la hidratación del embrión para que este pueda germinar, utilizar ácido nítrico como tratamiento pregerminativo hace que las semillas se contaminen y reduzcan su capacidad de germinar debido a la presencia de hongos.

Las semillas de pusupato amarillo se deben colocar en un sustrato que sea capaz de mantener humedad de las semillas, ya que estas necesitan grandes cantidades de agua para su proceso de germinación, pero se debe tener cuidado con el exceso o la deficiencia de agua ya que esto puede inviabilizar a las semillas, debido a que se induce una dormancia secundaria (de la Cuadra, 1992).

La época de recolección de las semillas no fue la más óptima, a pesar de haber obtenido el materia vegetal necesario para el estudio solo el aliso y el pusupato se encontraron con frutos, las semillas de capulí chaucha, fueron proporcionadas por el personal del RVSP ya que muchas de las especies arbóreas del lugar no se encontraban en época de fructificación, entre ellas la especie antes mencionada. Los meses ideales para la recolección de los frutos son de diciembre a enero.

## 6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 6.1 Conclusiones

Mediante la ejecución del presente estudio se logró comprobar la hipótesis planteada, debido a que se pudo demostrar que las semillas responden de mejor manera a alguno de los tratamientos aplicados.

Es necesario aplicar un tratamiento pregerminativo previo a la siembra de las semillas de este tipo de especies, para tener un mejor resultado durante la germinación.

Es importante que se tenga un factor luz durante el proceso de germinación, debido a que la exposición a la luz durante largos periodos de tiempo incrementa el porcentaje de germinación de estas especies.

Se observó un mejor rendimiento del aliso donde se aplicó un tratamiento pregerminativo a las semillas de hidratación con agua tibia durante 48 horas, papel absorbente como sustrato y exposición a la luz natural durante 12 horas diarias.

En el capulí chaucha se evidenció que aplicando un tratamiento pregerminativo a las semillas de hidratación con agua fría durante 24 horas, papel kraft utilizado como sustrato y la exposición a la luz natural durante 12 horas diarias, se obtuvo un mejor resultado.

En el pusupato se observó que el tratamiento pregerminativo aplicado a las semillas de escarificación física, como medio de sustrato suelo y la exposición a la luz natural durante 12 horas diarias, presentó un mejor resultado.

Las semillas almacenadas del pusupato que de igual forma se utilizaron en el estudio no presentaron ningún resultado favorable ante los procesos de germinación. Para este tipo de especies no se debe trabajar con semillas almacenadas por largos periodos de tiempo ya que pierden su viabilidad.

Debido a la carencia de información y la falta de una base de datos, sobre estudios de las especies arbóreas y su baja regeneración, los tratamientos que se pueden emplear a este tipo de semillas son limitados, ya que es importante conocer las

características fisiológicas y morfológicas de los individuos. Por lo que es necesario seguir realizando estudios que provean de información necesaria sobre este tipo de especies.

## **6.2 Recomendaciones**

Se debe tener un control minucioso de las semillas de aliso, ya que pueden deshidratarse con facilidad y perder su viabilidad.

Para las semillas de capulí chaucha, se recomienda no colocar grandes cantidades de agua, debido a que su exceso puede causar severos daños en esta.

Las semillas de pusupato deben ser utilizadas inmediatamente luego de ser extraídas del fruto, el almacenamiento por un largo período de tiempo reduce considerablemente su viabilidad.

Se recomienda que para las semillas que posean una envoltura seminal gruesa se aplique la escarificación física, para que la cubierta sea más permeable y permita el paso del agua para el crecimiento del embrión.

Se recomienda que para las semillas de tamaño pequeño se utilice como sustrato papel absorbente, ya que de esa manera se mantendrá hidratada la semilla por un periodo de tiempo y se tendrá un mejor control de la misma.

En las semillas de gran tamaño se puede utilizar como sustrato el suelo del lugar de recolección, debido que al estar en las mismas condiciones ambientales, generan mejores resultados.

## REFERENCIAS

- Arbo, M. (2013). Tema 6: semillas .Botanica Morfológica. Recuperado el 03 de diciembre de 2016 de [http://www.biologia.edu.ar/botanica/tema6/6\\_8embrion.htm](http://www.biologia.edu.ar/botanica/tema6/6_8embrion.htm)
- Arnález, E., y Moreira, I. (1996). Recolección y manejo de semillas forestales . Turrialba: COTIE.
- Audesirk, T., y Audesirk, G. (2003). La vida en la Tierra . Mexico: Person Educación
- Buduba, C., Alonso, V., Davel, M., Puentes, C., y Irisarri, J. (2007). Comparación de métodos analíticos para la determinación de materia orgánica en suelos de la region Andino-Patagonica: efectos de la vegetación y el tipo de suelo. Recuperado el 24 de noviembre de 2016 de <http://www.scielo.org.ar/pdf/cds/v25n2/v25n2a09.pdf>
- Caiza, E. (2011). Estudio dendrológico y fenológico de cinco especies nativas en el bosque leonán de Ilucud del cantón Chambo Provincia de Chimborazo. Riobamba.
- Calero, D. (2011). Estudio de la naturaleza química de los compuestos volátiles de aromas: Identificación de aquellos presentes en varias especies frutales endémicas del Ecuador. Quito: Universidad Politécnica Salesiana.
- Cano, A. (2008). Manual de prácticas de la materia de edafología. Recuperado el 04 de diciembre de 2016 de <http://www.utselva.edu.mx/pai/8/7/25.1.pdf>
- Cárdenas, F., Muenala, R., Zaruma, J., & Ordóñez, L. (2004). Manejo de semillas forestales. Quito: Ecopa-Fosefor.
- Chucuri, J. (2014). Caracterización morfoagronómica in situ y molecular de capulí (*Prunus serotina*) del Banco Nacional de germoplasma del Inia-Ecuador. Guaranda: Universidad estatal de Bolívar.
- Coloma, A. (2007). Guía del patrimonio de áreas naturales protegidas del Ecuador . Quito: ECOFUND.

- De la cuadra, C. (1992). Germinacion, latencia y dormicion de las semillas . Madrid: Ministerio de Agricultura pesca y alimentacion .
- EcuadorForestal. (2007). Ficha tecnica N.- 1 Aliso. Quito: Ecuador forestal.
- Enriquez, E., Humberto, S., y Malda, G. (2004). Viabilidad y germinación de semillas de *Taxodium mucronatum* . Recuperado el 03 de diciembre de 2016 de <http://www.colpos.mx/agrocien/Bimestral/2004/may-jun/art-11.pdf>
- Farias, M. d. (1997). La semilla. Mexico: Fondo de cultura económica .
- Feistritz, W. (1985). Procesamiento de las semillas de cereales y leguminosas de grano. Roma: FAO.
- Fernández, L., Rojas, N., Roldán, T., Ramirez, M., Zegarra, H., Hernández, R., y Ortega, J. (2006). Manual de tecnicas de analisis de suelos aplicadas a la remediación de sitios contaminados. Mexico: Instituto Mexicano del Petróleo
- Garcia, F. (2003). Biología y botánica conocimientos previos. Valencia: Unidad Docente de botánica. ETSMRE, UPV.
- Gonzalez, C., y De Francesco, V. (Agosto de 2000). Embrión y plántulas de Monocotiledóneas y Dicotiledóneas. Recuperado el 04 de diciembre de 2016 de <http://www.botanica.cnba.uba.ar/Trabprac/Tp4/Emb-Plant.html#A>
- Guamácas, B., y Galo, T. (1995). Arboles de los bosques Interandinos del norte del Ecuador . Quito : Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales.
- Guerrero, P. (23 de Febrero de 2012). La guía . Recuperado el 25 de noviembre de 2016 de <http://geografia.laguia2000.com/general/bosque-andino>
- Hernandez, R. (2012). Libro botanico online. Recuperado el 24 de noviembre de 2016 de [http://www.forest.ula.ve/~rubenhg/revistas/Alnus\\_acuminata/](http://www.forest.ula.ve/~rubenhg/revistas/Alnus_acuminata/)
- Hofstede, R., Lips, J., y Jogsma, W. (1998). Geografía, ecología y reforestación de la Sierra alta del Ecuador. Quito.

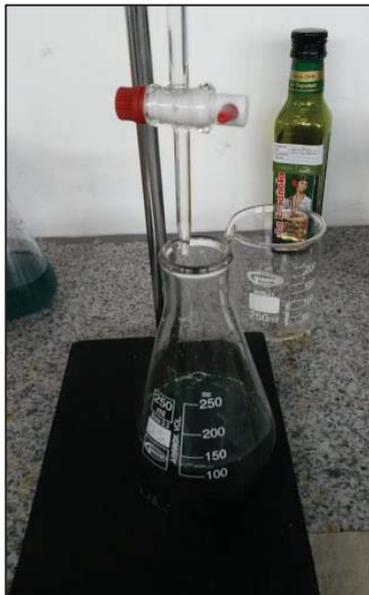
- Horn, S., y Kappelle, M. (2005). Paramos de Costa Rica. Heredia, Costa Rica.
- Instituto Geografico Militar. (2011). Mapa Pasochoa. Recuperado el 08 de diciembre de 2016 de <http://www.birdlist.org/national-parks/refugio-de-vida-silvestre-pasachoa/refugio-de-vida-silvestre-pasachoa.jpg>
- Jácome, A. (2011). Micropropagacion in vitro de la especie endemica: Jiguerón (*Aegiphila ferruginea*), para la produccion masiva y conservacion de esta especie en peligro de extinción . Quito : Escuela Politecnica del Ejército .
- Jijon, C., y Pazmiño, X. (1990). Plan de manejo del bosque protector Pasochoa. Quito: Fundación Natura.
- Loján, L. (2003). El verdor de los Andes Ecuatorianos. Quito : Organización de las Naciones Unidas para la agricultura y la alimentación.
- Macia, M., & De la torre, L. (2008). Enciclopedia de las plantas utiles del Ecuador. Quito: Herbario QCA.
- MAE. (2009). Manual de especies para la reforestacion forestal . Quito .
- Ministerio del Ambiente. (2012). Especies forestales del los bosques secos del Ecuador. Recuperado el 10 de noviembre de 2016 de: <http://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2012/10/Bosques-Secos4.pdf>
- Ministerio del Ambiente. (2015). Sistema Nacional de Áreas Protegidas. Recuperado el 10 de noviembre de 2016 de <http://areasprotegidas.ambiente.gob.ec/es/areas-protegidas/refugio-de-vida-silvestre-pasachoa>
- Neil, d., & Jorgensen, P. (1999). Catálogo de plantas vasculares del Ecuador. Missouri: Botanical Garden.
- Nieto, J. (1997). Instituto de desarrollo y medio ambiente. Recuperado el 12 de diciembre de 2016 de <http://idmaperu.org/idma/portfolio/el-aliso/>

- Ocampo, N. (2012). Flora del Ecuador . Recueprado el 26 de noviembre de 2016 de <https://sites.google.com/site/wikiecuador/geografia/flora-del-ecuador>
- Ordóñez, L., Arbeláez, M. V., y Prado, L. (2004). Manejo de semillas forestales nativas de la Sierra del Ecuador y Norte del Perú. Quito, Ecuador.
- Palacios, W. (2011). Arboles del Ecuador . Quito.
- Paneque, V., Calaña, J., Calderon, y Maida. (2010). Manual de tecnicas analíticas para análisis de suelo, foliar, abonos orgánicos y fertilizantes químicos . La habana: Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas .
- Past3. (2016). Past 3.x - the Past of the Future. Recuperado el 08 de diciembre de 2016 de <http://folk.uio.no/ohammer/past/>
- Perissé, P. (2002). Semillas un punto de vista agronómico. Argentina: CyTA.
- Piedrahita, E. (1998). Aumento del vigor en semillas de pinus patula. Recuperado el 16 de noviembre de 2016 de [https://www.researchgate.net/publication/237022898\\_Aumento\\_del\\_vigor\\_en\\_semillas\\_de\\_pinus\\_patula\\_schlecht\\_cham\\_Por\\_efecto\\_del\\_osm\\_oacondicionamiento](https://www.researchgate.net/publication/237022898_Aumento_del_vigor_en_semillas_de_pinus_patula_schlecht_cham_Por_efecto_del_osm_oacondicionamiento)
- Quemac, D., y Ipiales, A. (2009). Propuesta de repoblación forestal en el taita Imbabura del cantón. Otavalo: Universidad Tecnica del Norte.
- Reynel, C., y Marcelo, J. (2009). Árboles de los ecosistemas forestales andinos. Manual de indentificacion de especies. Lima: Intercooperation Fundación Suiza para el Desarrollo y la Cooperacion Internacional.
- Sánchez, J., Japón, A., Flores, F., Roncal, W., y Castillo, J. y. (2004). Propagacion de especies forestales nativas Andinas . Quito: Ecopa-fosefor.
- Serrada, R. (2003). Regeneracion natural: situaciones, concepto, factores y evaluación . Researchgate.
- Sierra, R. (1999). Propuesta preliminar de un sistema de clasificación de vegetación para el Ecuador continental. Quito: Rimana.

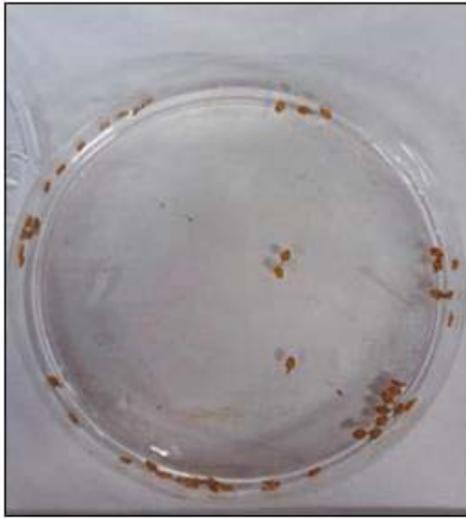
- Smith, M., Wang, B., y Msanga, H. (2012). Dormancia y germinacion. Durban: Programa Nacional de Semillas de Árboles, Tanzania, respectivamente .
- Urcuango, P. (2014). Evaluación de medios de cultivo para la micropropagación “in vitro” de capulí (*Prunus serotina*) a partir de segmentos nodales. Quito: Universidad Central del Ecuador.
- Valencia, R. (2000). La variedad de nuestra flora . Terra incognita.
- Varel, S., & Arana, V. (2011). Latencia y germinación de semillas. Tratamientos pregerminativo. INTA.
- Willan. (1991). Guia para la manipulacion de semillas forestales. Italia : FAO.
- Yaguana, G. (2009). Recuperacion y proteccion de suelos y aguas, utilizando especies nativas en el entorno del Lago Yaguarcocha. El investigador.
- Yanes, C., Orozco, A., Rojas, M., Sánchez, M., y Cervantes, V. (1997). La reproduccion de las plantas: semillas y meristemas. Mexico, D.F: Fondo de Cultura Económica .
- Yáñez, S., Valencia, R., Pitman, N., Endara, L., Ulloa, C., y Hugo, N. (2011). Libro rojo de las plantas endémicas del Ecuador. Quito: Herbario QCA.

# **ANEXOS**

## Anexo 1. Análisis físico – químico del sustrato suelo



**Anexo 2.** Tratamientos pregerminativos del Aliso (hidratación 24 y 48 horas)



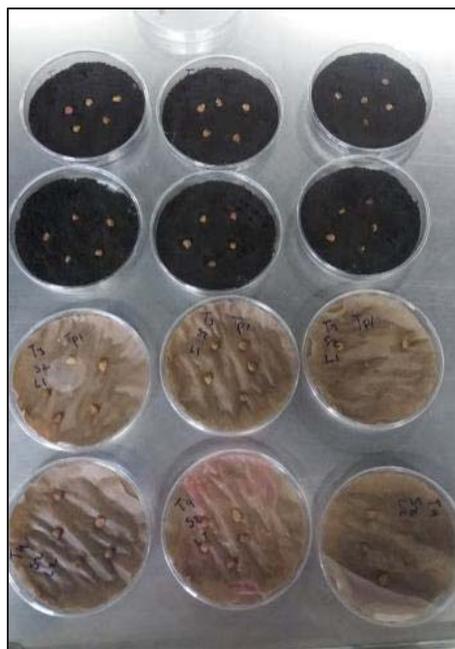
**Anexo 3.** Siembra y germinación del aliso



**Anexo 4.** Tratamientos pregerminativos del Capuli chaucha (hidratación 24 y 48 horas)



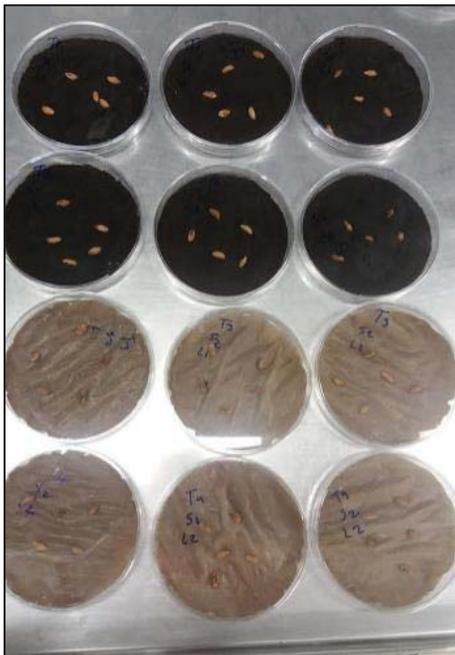
**Anexo 5.** Siembra y germinación del capuli chaucha



**Anexo 6. Tratamientos pregerminativos del pusupato (escarificación mecánica y química)**



**Anexo 7. Siembra y germinación del Pusupato**



## Anexo 8. Autorización de Investigación Científica

DIRECCIÓN PROVINCIAL DEL AMBIENTE  
PICHINCHA

### AUTORIZACIÓN DE INVESTIGACIÓN CIENTÍFICA



N° 004 – 2016 – IC – FLO - DPAP - MA  
Quito, 22 de septiembre de 2016

El Ministerio del Ambiente, en uso de las atribuciones que le confiere la Ley Forestal y de Conservación de Áreas Naturales y Vida Silvestre, autoriza a: Dayana Sánchez, con C.C. No. 1723444954 y a la Dra. Indira Black, con C.C. Nro. 1711273563, para que lleven a cabo la investigación titulada "Ensayos de germinación de semillas de especies arbóreas nativas del Refugio de Vida Silvestre Pasochoa". De acuerdo a las siguientes especificaciones:

1. Solicitud de autorización de extracción e investigación de: Dayana Sánchez, recibido el 10 de agosto 2016, ingreso de información complementaria mediante correo Zimbra del 22 de septiembre 2016.
2. Valoración técnica del proyecto: Ing. Diego Morillo G.
3. Contraparte del Ministerio del Ambiente: Dirección Provincial del Ambiente Pichincha, Unidad de Patrimonio Natural.
4. Complementos autorizados de la Investigación: Colección de muestras botánicas de flora silvestre de especímenes que no se puedan identificar en campo y colecta de semillas de flora silvestre.
5. Duración: Desde 22 de septiembre 2016, hasta 21 de septiembre de 2017, de acuerdo al cronograma de trabajo establecido.
6. Obligaciones de los investigadores:
  - a. ENTREGAR TODAS LAS COLECCIONES PRODUCTO DE LA INVESTIGACION AL HERBARIO NACIONAL DEL ECUADOR (Q.C.N.E.) DEL INSTITUTO NACIONAL DE BIODIVERSIDAD (I.N.B.).
  - b. ENTREGAR DOS COPIAS IMPRESAS (EN AMBAS CARAS), UNA A ESTA DIRECCIÓN PROVINCIAL Y OTRA AL REFUGIO DE VIDA SILVESTRE PASOCHOA Y DOS EN FORMATO DIGITAL, DE LOS RESULTADOS FINALES DE LA INVESTIGACION, EN CASTELLANO, INCLUYENDO LA LOCALIZACION EXACTA (COORDENADAS UTM) DE LOS ESPECIMENES COLECTADOS Y OBSERVADOS, COPIA DE LAS FOTOGRAFIAS, GRABACIONES Y OTROS DOCUMENTOS PRODUCTO DE LA MISMA.
  - c. EL PLAZO DE ENTREGA DEL INFORME FINAL, VENCE EL 21 DE SEPTIEMBRE DE 2017.
7. Del cumplimiento de las obligaciones dispuestas en el párrafo anterior se responsabiliza a Dayana Sánchez y a Indira Black.

Atentamente,

Lcdo. Rafael Mera Guvi

DIRECTOR PROVINCIAL DEL AMBIENTE PICHINCHA Encargado.



**OBSERVACIONES SOBRE AUTORIZACIÓN DE INVESTIGACIÓN CIENTÍFICA**  
**Nº 004 – 2016 – IC – FLO – DPAP – MA**

FLORA ( X ) FAUNA ( )

- Se autoriza la investigación en la provincia de Pichincha, en el Refugio de Vida Silvestre Pasochoa, que se ubica en el cantón Mejía, en la parroquia de Uyumbicho.
- El equipo de investigadores está conformado por Dayana Sánchez e Indira Black.
- En caso de involucrarse propiedades particulares, el investigador deberá obtener el permiso correspondiente de los propietarios.
- La autoridad ambiental verificará el total de muestras colectadas y entregadas al Herbario Nacional del Ecuador.
- Los resultados de la investigación deberán ser entregados al Ministerio del Ambiente, conforme al Art. Del 5 al 19 del Título II del TULSMA (Texto Unificado de Legislación Secundaria del Medio Ambiente), así como también el registro de la localización exacta de las muestras colectadas, fotografías, informe parcial y/o final y todos los productos resultado de la investigación, tanto en formato físico como digital.
- Se autoriza la colección de muestras botánicas de especies de flora silvestre que no se puedan identificar en campo y la colecta de semillas de flora silvestre (max. 200 semillas por especie en estudio), con el objetivo de determinar el mejor tratamiento para incrementar y acelerar la germinación de semillas de tres especies arbóreas nativas del Refugio de Vida Silvestre Pasochoa.
- Para la movilización de todos los ejemplares colectados, mediante esta autorización, los investigadores deberán contar con las respectivas órdenes de movilización, emitidas por la Dirección Provincial del Ambiente de Pichincha.
- Se autoriza el uso de los equipos y materiales siguientes: tijeras de podar.
- Ningún espécimen producto de esta investigación podrá ser utilizado para uso comercial o como material para manejo insitu / exsitu.
- Los especímenes colectados no podrán ser utilizados para cualquier actividad de bioprospección y biopiratería.
- Los especímenes colectados no podrán ser utilizados para el acceso a recursos genéticos.
- En caso de prórroga, se solicitará quince días antes de la fecha de vencimiento que indica este documento.
- En caso de que la investigación produzca informes parciales, estos deberán estar contemplados en el informe final tanto en formato impreso como digital.
- TODO USO INDEBIDO DE ESTA AUTORIZACIÓN, ASÍ COMO EL INCUMPLIMIENTO DE LOS ASPECTOS LEGALES, ADMINISTRATIVOS O TÉCNICOS ESTABLECIDOS EN LA MISMA, SERÁN SANCIONADOS CONFORME A LA LEY FORESTAL Y DE CONSERVACIÓN DE ÁREAS NATURALES Y VIDA SILVESTRE CODIFICADA; Y, AL TEXTO UNIFICADO DE LA LEGISLACIÓN SECUNDARIA DEL MINISTERIO DEL AMBIENTE.
- La tasa por concepto de emisión de autorización es de: USD\$ 20 (veinte dólares), depositada en la cuenta 0010000785 del Banecuador, papeleta No. 772681341 de fecha 10/08/2016.

RM/JV/DM  
22/09/2016



## Anexo 9. Guía de movilización de especímenes de flora y fauna silvestre

### GUÍA DE MOVILIZACIÓN DE ESPECÍMENES DE FLORA Y FAUNA SILVESTRES Nro. 011 -FLO-2016-DPAP-MA



Fecha de emisión: 27 de septiembre 2016.

Fecha de movilización: 02 de octubre 2016

Válido hasta: 03 de octubre 2016

La Dirección Provincial de Pichincha, autoriza a: Dayana Nathaly Sánchez, la movilización de especímenes de: flora silvestre, desde: provincia de Pichincha, cantón Mejía, parroquia de Uyumbicho, Refugio de Vida Silvestre Pasochoa, hacia: provincia de Pichincha, cantón Quito, parroquia Iñaquito, Universidad de las Américas, de acuerdo a la siguiente lista:

Orden	Familia	Nombre Científico	Nombre Común	Nativa/ endémica/ introducida	No	Observaciones/ procedencia
Oxalidales	Elaeocarpaceae	<u>Yalea glaberrima</u>	Sacha Capuñi	Nativa	180	
Fagales	Betulaceae	<u>Alnus acuminata</u>	Aliso	Nativa	180	
Apiales	Apiaceae	<u>Arrocchia sp.</u>	Rusupeto amarillo	Nativa	180	No se pudo encontrar el orden de la especie pero se determinará durante la investigación.

Los especímenes o elementos constitutivos se movilizarán en:

Vehículos: privado

Responsable: Dayana Nathaly Sánchez Andrade con CI: 1723444954

Los especímenes van en calidad de:

Autorización de investigación científica, N° 004 – 2016 – IC – FLO – DPAP – MA.

Firma de responsabilidad por la expedición:.....  

  
 Blto. Eduardo Rafael Mera Cuy.  
 Director Provincial del Ambiente de Pichincha – Encargado.

Firma del beneficiario:.....  
 Dayana Nathaly Sánchez Andrade

