



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES
ESCUELA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

EVALUACIÓN DE CUATRO MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN Y
DOS SUSTRATOS PARA LA OBTENCIÓN DE PLÁNTULAS DE
CAPULÍ (*Prunus serotina* Ehrh) EN EL CANTÓN RIOBAMBA,
PROVINCIA DE CHIMBORAZO.

TRABAJO DE TITULACIÓN
PROYECTO DE INVESTIGACIÓN PARA TITULACIÓN DE GRADO

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL
TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO

EDWIN VINICIO ANDINO PILCO

RIOBAMBA – ECUADOR

2018

DECLARACIÓN DE AUTENTICIDAD

Yo, EDWIN VINICIO ANDINO PILCO, declaro que el presente trabajo de titulación es de mi autoría y que los resultados del mismo, son auténticos y originales. Los textos constantes y los documentos que provienen de otra fuente, están debidamente citados y referenciados.

Como autor asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este trabajo de titulación.

Riobamba, 28 de enero del 2019.



.....
Edwin Vinicio Andino Pilco
060433964-8

CERTIFICACIÓN


ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO

FACULTAD DE RECURSOS NATURALES

ESCUELA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

CERTIFICACIÓN DE CULMINACIÓN DE TRABAJO DE TITULACIÓN

El tribunal del trabajo de titulación certifica que: el trabajo de investigación: EVALUACIÓN DE CUATRO MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN Y DOS SUSTRATOS PARA LA OBTENCIÓN DE PLÁNTULAS DE CAPULÍ (*Prunus serotina* Ehrh) EN EL CANTÓN RIOBAMBA, PROVINCIA DE CHIMBORAZO, de responsabilidad del señor Edwin Vinicio Andino Pilco, ha sido minuciosamente revisado y aprobado por los Miembros del Tribunal del Trabajo de Titulación, quedando autorizada su presentación y defensa.



.....

ING. EDWIN LEONARDO PALLO PAREDES

DIRECTOR DEL TRABAJO DE TITULACIÓN



.....

ING. VÍCTOR ALBERTO LINDAO CÓRDOVA

ASESOR DEL TRIBUNAL

Riobamba, 28 de enero del 2019.

DEDICATORIA

Este trabajo se lo dedico a mi amada esposa ROSITA ALEXANDRA SALAZAR GRANIZO quien fue en todo momento mi apoyo incondicional en esta hermosa etapa de mi vida, eres mi inspiración y mi mayor motivación a la cual yo amo demasiado, es quien día a día me llena de ánimo para alcanzar nuevas metas en mi vida, tanto profesionales como personales.

A mis amados padres, LUIS ARMANDO ANDINO ASQUI y MARÍA MARINA PILCO, a quienes respeto y admiro mucho, por brindarme todo su cariño, amor, apoyo y comprensión incondicional, ustedes fueron mi pilar fundamental para poder culminar mi carrera profesional, gracias papitos míos por sus sabios consejos y su ejemplo de vida que me han permitido ser el hombre que soy, los amo.

A mis hermanos JUNIOR, ADRIÁN y BRAYAN, a mi cuñada CARMITA y mi hermoso sobrino JORDAN, mi abuelita OLIVIA PILCO, quienes también me han apoyado incondicionalmente en todo sin importar las adversidades, gracias por hacer que la familia sea lo más importante en mi vida, los quiero mucho.

Edwin Vinicio Andino Pilco

AGRADECIMIENTO

A mi flaquita hermosa Rosa Alexandra, gracias por llenar mi vida de amor y felicidad, usted y ese hermoso regalo que está por llegar, a queridos papitos Armando Andino y Marina Pilco, a mis hermanos Junior, Adrián y Brayan, a mi precioso sobrino Jordan, por ser el motor que cada día impulsa mis pasos y me demuestran siempre su apoyo incondicional.

A todos mis tíos, primos y amigos que de alguna manera me apoyaron mucho durante esta hermosa etapa de mi vida, sobre todo por sus consejos y aliento cada vez que podían, gracias por todo a todos ustedes.

A la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Facultad de Recursos Naturales y en especial a la Escuela de Ingeniería Agronómica, quienes me acogieron en sus aulas durante esta etapa de mi vida estudiantil con sus conocimientos y experiencias.

A todos los docentes quienes además de ser nuestros formadores, han sido en algún momento nuestros sinceros amigos y compañeros en esta escuela de la vida, en especial al Ing. Edwin Pallo e Ing. Víctor Lindao quienes supieron guiarme en el desarrollo de este trabajo, gracias por su infinito y desinteresado apoyo incondicional, muchas gracias a todos.

Edwin Vinicio Andino Pilco

ÍNDICE DE CONTENIDOS

I. EVALUACIÓN DE CUATRO MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN Y DOS SUSTRATOS PARA LA OBTENCIÓN DE PLÁNTULAS DE CAPULÍ (<i>Prunus serotina</i> Ehrh) EN EL CANTÓN RIOBAMBA, PROVINCIA DE CHIMBORAZO.....	1
II. INTRODUCCIÓN	1
A. IMPORTANCIA	2
B. PROBLEMA	2
C. JUSTIFICACIÓN	2
III. OBJETIVOS	3
A. OBJETIVO GENERAL	3
B. OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	3
IV. HIPÓTESIS.....	4
A. HIPÓTESIS NULA.....	4
B. HIPÓTESIS ALTERNANTE	4
C. OPERACIONALIZACIÓN DE LAS VARIABLES	4
V. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	5
A. MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN	5
B. SUSTRATOS.....	7
C. PRODUCCIÓN DE PLÁNTULAS	8
D. PATRONES	8
E. CULTIVO DE CAPULÍ	8
F. IMPORTANCIA, VALOR NUTRICIONAL Y USOS.....	12
VI. MATERIALES Y MÉTODOS	14
A. CARACTERÍSTICAS DEL LUGAR.....	14
B. MATERIALES	14
C. METODOLOGÍA	15
D. MANEJO DEL ENSAYO.....	18
VII. RESULTADOS.....	20
A. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN	20
1. Porcentaje de germinación a los 60 días después de la siembra.	20
2. Porcentaje de germinación a los 90 días después de la siembra.	22
B. DIÁMETRO DEL TALLO.....	24
1. Diámetro del tallo a los 60 días después de la siembra.	24
2. Diámetro del tallo a los 90 días después de la siembra.	26

C. ALTURA DEL TALLO.....	27
1. Altura del tallo a los 60 días después de la siembra.....	27
2. Altura del tallo a los 90 días después de la siembra.....	28
D. LONGITUD DE LA RAÍZ.....	31
1. Longitud de la raíz a los 60 días después de la siembra.....	31
2. Longitud de la raíz a los 90 días después de la siembra.....	32
E. MASA RADICULAR.....	34
1. Masa radicular a los 60 días después de la siembra.....	34
2. Masa radicular a los 90 días después de la siembra.....	35
F. ANÁLISIS ECONÓMICO EN BASE A LA RELACIÓN BENEFICIO / COSTO.....	37
VIII. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	39
A. CONCLUSIONES.....	39
B. RECOMENDACIONES.....	40
IX. RESUMEN.....	41
X. ABSTRACT.....	42
XI. BIBLIOGRAFÍA.....	43
XII. ANEXOS.....	48

LISTA DE TABLAS

Nº	Descripción	Página
	Tabla 5.1.- Clasificación Taxonómica del Capulí.....	13
	Tabla 6.2.- Esquema de los tratamientos en estudio.....	23
	Tabla 6.3.- Análisis de varianza (ADEVA).....	24
	Tabla 7.4.- Análisis de varianza para el porcentaje de germinación a los 60 días.....	20
	Tabla 7.5.- Análisis de varianza para el porcentaje de germinación a los 90 días.....	22
	Tabla 7.6.- Análisis de varianza para diámetro del tallo a los 60 días.....	24
	Tabla 7.7.- Análisis de varianza para diámetro del tallo a los 90 días.....	26
	Tabla 7.8.- Análisis de varianza para altura del tallo a los 60 días.....	27
	Tabla 7.9.- Análisis de varianza para altura del tallo a los 90 días.....	28
	Tabla 7.10.- Análisis de varianza para longitud de la raíz a los 60 días.....	31
	Tabla 7.11.- Análisis de varianza para longitud de la raíz a los 90 días.....	32
	Tabla 7.12.- Análisis de varianza para la masa radicular a los 60 días.....	34
	Tabla 7.13.- Análisis de varianza para masa radicular a los 90 días.....	36
	Tabla 7.14.- Análisis económico en base a la relación beneficio/costo.....	38

LISTA DE FIGURAS

N°	Descripción	Página
	Figura 7.1.- Porcentaje de germinación a los 60 días, para métodos.....	20
	Figura 7.2.- Porcentaje de germinación a los 60 días, para sustratos.....	21
	Figura 7.3.- Porcentaje de germinación a los 60 días, para la interacción métodos por sustratos.....	21
	Figura 7.4.- Porcentaje de germinación a los 90 días, para métodos.....	22
	Figura 7.5.- Porcentaje de germinación a los 90 días, para sustratos.....	23
	Figura 7.6.- Porcentaje de germinación a los 90 días, para la interacción métodos por sustratos.....	23
	Figura 7.7.- Diámetro del tallo a los 60 días, para métodos.....	25
	Figura 7.8.- Diámetro del tallo a los 60 días, para sustratos.....	25
	Figura 7.9.- Diámetro del tallo a los 90 días, para métodos.....	26
	Figura 7.10.- Altura del tallo a los 60 días, para métodos.....	27
	Figura 7.11.- Altura del tallo a los 60 días, para sustratos.....	28
	Figura 7.12.- Altura del tallo a los 90 días, para métodos.....	29
	Figura 7.13.- Altura del tallo a los 90 días, para sustratos.....	29
	Figura 7.14.- Altura del tallo a los 90 días, para la interacción métodos por sustratos.....	30
	Figura 7.15.- Longitud de la raíz a los 60 días, para métodos.....	31
	Figura 7.16.- Longitud de la raíz a los 60 días, para sustratos.....	32
	Figura 7.17.- Longitud de la raíz a los 90 días, para métodos.....	33
	Figura 7.18.- Longitud de la raíz a los 90 días, para sustratos.....	33
	Figura 7.19.- Masa radicular a los 60 días, para métodos.....	35
	Figura 7.20.- Masa radicular a los 60 días, para sustratos.....	35
	Figura 7.21.- Masa radicular a los 90 días, para métodos.....	36
	Figura 7.22.- Masa radicular a los 90 días, para sustratos.....	37

I. EVALUACIÓN DE CUATRO MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN Y DOS SUSTRATOS PARA LA OBTENCIÓN DE PLÁNTULAS DE CAPULÍ (*Prunus serotina* Ehrh) EN EL CANTÓN RIOBAMBA, PROVINCIA DE CHIMBORAZO.

II. INTRODUCCIÓN

En los países andinos, la producción de frutas nativas de los andes ha ido disminuyendo la superficie cultivada en los últimos años, en muchos casos llegando incluso a la desaparición y la extinción de las mismas. A nivel mundial y en el país se observa una drástica disminución de éstas especies por el efecto de la deforestación, la desertificación, el crecimiento urbano y los cambios en los hábitos alimenticios.

El capulí (*Prunus serotina* Ehrh) ha ido decreciendo en cuanto a su población, productividad, rendimiento y calidad del producto según Chisaguano (2010), quien también manifiesta que en los últimos años la reducción de árboles de ésta especie es del 57 % en el Ecuador, los cuales ha disminuido más drásticamente en los últimos 7 años, causando la reducción y pérdida de esta especie.

La información acerca de la germinación del capulí es muy escasa. En algunos casos se dice que no tiene problemas en la germinación pero que tarda entre 1 a 3 años en condiciones normales, mientras que en otros casos se afirma que debe aplicarse tratamientos de escarificación o pre-germinativos para incrementar el porcentaje de germinación y reducir el tiempo en que las semillas tardan en germinar. En el Ecuador no existen estudios sobre el porcentaje de germinación del capulí, y mucho menos sobre la aplicación de tratamientos de escarificación sobre las semillas de capulí para obtener un mayor porcentaje de germinación.

Las especies frutícolas del género *Prunus*, tienen problemas en su germinación ya que tienen cubiertas duras y leñosas que impiden la penetración de la humedad hacia las semillas, por ésta razón es importante aplicar a éstas semillas tratamientos de escarificación que comprenden tratamientos físicos, mecánicos y biológicos como el calor seco, la ruptura de la testa, el remojo en agua y soluciones químicas que propician la germinación de las semillas. Todo tratamiento que destruye o reduce la impermeabilidad de la cubierta se denomina escarificación, por eso en algunos casos solo basta con destruir un solo punto de la cubierta para que se produzca la imbibición e intercambio de gases, así como también el aumento de la humedad en la semilla para que se inicie la germinación.

Entre los diversos usos del capulí en estado fresco es la elaboración de dulces, mermeladas y con su pulpa en licores de una alta calidad, su madera es utilizado en ebanistería, siendo así una especie ideal para la reforestación ya que durante su desarrollo genera una gran cantidad de biomasa, tiene una buena adaptación en zonas secas y son usados también como cercos vivos o cortinas rompe vientos. Además de ser un árbol tolerante a las heladas, viento, suelos ácidos, compactados, pedregosos y húmedos, condiciones que hacen de esta especie ideal de cultivar en cualquier zona climática. Esta especie ha tenido usos medicinales desde tiempos prehispánicos, específicamente para enfermedades como diarrea e inflamaciones respiratorias asociadas con la tos (Jiménez, et al., 2011).

A. IMPORTANCIA

El capulí es una especie andina en peligro de extinción que ha ido decreciendo en los últimos años en cuanto a su población, productividad, rendimiento y calidad, es por esto que se hace importante contribuir con los agricultores y la sociedad en general, con un estudio que nos permita evaluar y determinar métodos de escarificación y sustratos que contribuyan de alguna manera en la obtención de un mayor número de plántulas de capulí, para incrementar la presencia de esta especie en las propiedades de los agricultores.

B. PROBLEMA

Al ser el capulí una drupa, tiene un bajo porcentaje de germinación ocasionando poca disponibilidad de plántulas de capulí que permitan ser utilizadas por los agricultores.

C. JUSTIFICACIÓN

El capulí es una especie nativa muy importante para los agricultores de nuestra zona ya que tiene una inmensa potencialidad culinaria, maderable, medicinal y sobre todo diversos usos en los sistemas agroforestales que benefician al agricultor, animales, suelo y al ecosistema en general. Tomando en cuenta que el capulí es una especie nativa es altamente adaptable a las diversas condiciones ambientales que presenta nuestra zona.

Por lo tanto, siendo uno de los principales problemas la propagación de esta especie el bajo porcentaje de germinación, se pretende encontrar alternativas para incrementar el porcentaje de germinación con la aplicación de diferentes métodos de escarificación y sustratos, y por ende aumentar el número de plántulas de capulí que permitan a futuro tener un mayor número de árboles, los mismos que pueden ser utilizados en diversas formas.

III. OBJETIVOS

A. OBJETIVO GENERAL

Evaluar cuatro métodos de escarificación y dos sustratos para la obtención de plántulas de capulí (*Prunus serotina* Ehrh) en el cantón Riobamba, provincia de Chimborazo.

B. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- 1.** Determinar el método de escarificación más eficiente para la obtención de plántulas de capulí (*Prunus serotina* Ehrh).
- 2.** Determinar el sustrato más adecuado para la germinación de plántulas de capulí (*Prunus serotina* Ehrh).
- 3.** Determinar la relación beneficio/costo.

IV. HIPÓTESIS

A. HIPÓTESIS NULA

Ningún método de escarificación y sustrato permiten obtener plántulas de capulí.

B. HIPÓTESIS ALTERNANTE

Al menos un método de escarificación y sustrato permiten obtener plántulas de capulí.

C. OPERACIONALIZACIÓN DE LAS VARIABLES

1. Variables Independientes:

- a. Sustratos
- b. Métodos de Escarificación.

2. Variables Dependientes:

- a. Características fisiológicas y morfológicas de las plántulas de capulí.

V. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

A. MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN

Muchas semillas al alcanzar su punto máximo de madurez inician un período de latencia producido por factores internos y externos; que normalmente se interrumpe cuando se presentan las condiciones naturales adecuadas para la germinación o cuando se utilizan tratamientos que ayudan a propiciar las condiciones idóneas para la germinación de las semillas y aumentar los porcentajes de germinación (Rodríguez, 2000).

Los métodos de escarificación comprenden tratamientos físicos, mecánicos y biológicos como el calor seco, la ruptura de la testa, el remojo en agua y soluciones químicas que propician la germinación de las semillas. Todo tratamiento que destruye o reduce la impermeabilidad de la cubierta se denomina escarificación, por eso en algunos casos solo basta con destruir un solo punto de la cubierta para que se produzca la imbibición e intercambio de gases y así se inicie la germinación (Rodríguez, 2000).

1. Escarificación Mecánica

La escarificación mecánica consiste en causar daño en la testa de la semilla sin dañar el embrión; mediante el contacto con superficies abrasivas, evitando la impermeabilidad al agua, temperatura y oxígeno o bien consiste en eliminar la testa de las semillas de forma manual (Pérez, 2008).

La selección de tratamientos pre-germinativos para superar la dormancia física impuesta por el endocarpio, los endocarpios se trataron con escarificación física (remoción completa y desgaste del tejido de la zona basal externa), ácida y húmeda. Las drupas se maceraron en agua durante 8 horas y se despulparon, obteniéndose endocarpios limpios, los que contenían en sus lóculos una o dos semillas viables. Los resultados mostraron que la remoción completa de endocarpios, el desgaste manual de la zona basal, así como la escarificación con ácido sulfúrico durante seis a ocho horas, son métodos adecuados para romper la dormancia, incrementando tanto el porcentaje como la velocidad de germinación, mientras que la escarificación húmeda no produjo efectos sobre la germinación (Araoz & Del Longo, 2006).

2. Escarificación con horas frío

El pretratamiento más frecuentemente empleado para vencer la dormancia de semillas es la escarificación en frío o estratificación que es un tratamiento pre germinativo para semillas en letargo, en el cual las semillas embebidas de agua son sometidas a un periodo de enfriamiento para que se efectuara la post-maduración del embrión y así eliminar esta latencia. La estratificación representa un enfriamiento húmedo. En efecto, la baja temperatura se considera como el factor que acciona la iniciación o la aceleración de los procesos que conducen a la eliminación de la latencia y, por tanto, a la germinación. Consiste en colocar las semillas embebidas de agua o no, en capas o estratos húmedos, usando, como sustrato, por ejemplo arena. El período de estratificación varía según la especie. Se utiliza para superar latencias provenientes del embrión, la estratificación fría que se realiza a temperaturas bajas (0 a 10 °C) (Rebiolest, 2013).

Dado que las semillas de *Prunus* se caracterizan por poseer un mecanismo de letargo largo, se deben someter a un periodo de estratificación de 1 o 2 meses en horas frío a 4 °C de temperatura.

3. Escarificación con agua hirviendo

La escarificación con agua caliente consiste en sumergir las semillas en agua caliente a una temperatura promedio de 80 °C durante tres min, el volumen de agua a utilizar es cuatro o cinco veces mayor al volumen total de las semillas (Pérez, 2008).

Los efectos sobre la capacidad y la dinámica germinativa de las inmersiones en agua caliente, agua hirviendo y ácido sulfúrico, así como la escarificación con fuego como tratamientos previos a la siembra bajo 25, 30 y 35 °C. Empleando semillas frescas de baracoa, guantánamo. Se comprobó que para cualquier temperatura de siembra, las escarificaciones con ácido sulfúrico y con fuego son francamente negativas. La inmersión durante 10 min en agua llevada a 100 °C y retirada de la fuente de calor, es un tratamiento pre-germinativo más eficiente que el agua hirviendo durante 30 segundos. La habilidad germinativa de la especie se eleva significativamente con su almacenamiento bajo cinco \pm dos °C durante por lo menos 15 meses, sin que se pierda el efecto positivo del tratamiento pre-germinativo y de las condiciones de siembra mencionadas. (Peña & Sordo, 2005).

4. Escarificación con agua a temperatura ambiente

Pérez (2008), menciona que la escarificación con agua a temperatura ambiente consiste en dejar sumergidas las semillas en agua a temperatura ambiente por determinado tiempo; pudiendo tardar horas o días dependiendo de la dureza de la testa.

El efecto de diferentes métodos de escarificación sobre la germinación de tres especies del género *Prosopis*. Los tratamientos evaluados fueron: ácido sulfúrico al 98% por cinco y 10 min, ácido clorhídrico al 98% por cinco y 10 min, hidróxido de sodio al 98% por cinco y 10 min, agua caliente a 80 °C por cinco y 10 min, agua a temperatura ambiente por 24 y 48 horas. Después de la fase de campo se concluyó que para el *Prosopis tamarugo* los tratamientos más efectivos fueron HCl por 5 y 10 min, agua a temperatura ambiente por 24 y 48 horas, y ácido sulfúrico por 10 min, observándose para el *Prosopis laevigata* mayor efectividad con el ácido sulfúrico por cinco y 10 min e hidróxido de sodio por cinco y 10 min respectivamente (Daubeterre, Principal, & García, 2002).

5. Escarificación con ácido

La sustancia química que más se utiliza para romper la latencia de las semillas es el ácido sulfúrico, sumergiendo las semillas por un tiempo determinado, sin embargo, se debe tener el cuidado con la concentración y tiempo de exposición de las semillas al ácido, ya que éste puede penetrar hasta el embrión y provocar la muerte de la semilla, en algunas especies es más eficaz el tratamiento con agua caliente. La escarificación con ácido consiste en colocar las semillas secas en un recipiente de vidrio o de barro y cubrirlas con ácido sulfúrico concentrado en proporción de una parte de semilla por dos partes de ácido, el tratamiento puede durar desde 10 min hasta seis o más horas y depende del tipo de semilla. Finalmente se escurre el ácido y las semillas se lavan con agua abundante (Gulias, et al., 2001).

B. SUSTRATOS

El término “sustrato”, que se aplica en la producción en viveros, se refiere a todo material sólido diferente del suelo que puede ser natural o sintético, mineral u orgánico y que colocado en contenedor, de forma pura o mezclado, permite el anclaje de las plantas a través de su sistema radicular; el sustrato puede intervenir o no en el proceso de nutrición de la planta. Esto clasifica a los sustratos en químicamente inertes (perlita, lana de roca, roca volcánica, etc.) y químicamente activos (turberas, corteza de pino, etc.). En el caso de los materiales químicamente inertes, éstos actúan únicamente como soporte de la planta, mientras que en los restantes intervienen además en procesos de adsorción y fijación de nutrientes (López, 2006).

Es recomendable la utilizar 40% de tierra negra para retención de humedad, además porque tiene un alto porcentaje de microorganismos, 20% de cascajo para aportar suficiente porosidad, y 20% de abono orgánico para la obtención de nutrientes necesarios para la germinación de estas semillas (Infoagro, 2010).

1. Clases de sustratos

a. Tierra.

Es el sustrato empleado con mayor frecuencia y en mayor volumen en los viveros forestales y ornamentales principalmente para el llenado de contenedores. Es muy importante que el pH esté en 5.5 o muy cercano a este valor para evitar problemas fúngicos. La tierra seleccionada debe tener una textura franca que facilite la infiltración. Cuando la tierra es arcillosa se presentan problemas de germinación por pudrición de la semilla (López, 2006).

b. Cascarilla de arroz.

Producto residual del proceso de beneficio del arroz, constituido principalmente por la cáscara del grano. Por tratarse de un material de lenta descomposición se emplea en los sustratos para dar mayor aireación y facilitar la infiltración. En floricultura se emplea tostada o quemada principalmente para el enraizamiento de clavel, mientras que en agricultura se emplea en mezcla con turba para la producción de plántulas de hortalizas. Su principal ventaja es el bajo costo y que viene lista para el consumo (García, et al., 2001).

c. Pomina

La pomina como medio de enraizamiento se tiene un buen resultado por ser un material esponjoso y poroso que atrapa el aire impidiendo así que se sature de agua por completo; es químicamente inerte y de reacción neutra. Las partículas tienen un diámetro de 1,5 a 3,1 mm (Herrán, et al., 2008).

d. Arena lavada de río.

Es un material inerte resultado del desgaste de las rocas en los lechos de los ríos. Se emplea en los sustratos para mejorar porosidad y facilitar la infiltración. Requiere de tamizado (Herrán, et al., 2008).

C. PRODUCCIÓN DE PLÁNTULAS

Las plántulas provenientes de viveros con un sustrato previamente elaborado y el control debido, disminuyen drásticamente la pérdida que se produce en el campo, sus cuidados son intensivos para minimizar los factores de riesgo que podrían afectar su desarrollo y supervivencia. Para poder evaluar la calidad de las plántulas hay que tomar en cuenta factores como: la altura de la plántula, diámetro del tallo, el número y tamaño de hojas, además deben estar sin muestra de daños o enfermedades (Tagarelli, 2010).

D. PATRONES

El patrón viene a ser la planta que alberga la unión con la púa y cuyos procesos metabólicos le sirve a la púa que actúa solo como una parte de la planta. Es así que el patrón es el responsable de la nutrición del injerto por cual la nutrición mineral de este es de suma importancia para la obtención de buenos injertos (Ecured, 2016).

1. Clases de patrones

a. Patrones de plántula: Son aquellos que se desarrollan a partir de la semilla y pasan por almácigos por los procesos de trasplante y traslado a plántulas. Estos patrones cuentan con ciertas ventajas debido a que su propagación es relativamente fácil y económica además de poder adaptarse fácilmente a los métodos de propagación en masa. Además por tratarse de una reproducción por semilla se elimina la transmisión de enfermedades causadas por virus, salvo raras excepciones. En algunas especies además se puede contar con un mejor enraizamiento, la desventaja del uso de estos patrones es la presencia de variación genética, que se muestra en una variación en el crecimiento y comportamiento de la púa que se injerte (Ecured, 2016).

b. Patrones clonales: Muy utilizados en países europeos, incluye dentro de este grupo a los patrones obtenidos por estacas enraizadas y acodos de banquillo. La ventaja de este tipo de patrones es que por ser un tipo de propagación asexual se tiene la seguridad de que todos los plantones sean genéticamente iguales y se puede esperar que en un ambiente dado tengan características idénticas de desarrollo no solo de la misma planta sino también de la púa con la que va a ser unido. El problema en la utilización de estos patrones es el cuidado que se debe de tener en la propagación de enfermedades bajo este sentido se tiene que considerar el uso de patrones y púas libres de organismos patógenos (Ecured, 2016).

E. CULTIVO DE CAPULÍ

Es un árbol que se encuentra por lo general sobre pendientes acentuadas así como también en zonas de cultivos frutales (Flores, 2008). Es una especie de hoja caduca (caducifolia), semi-cultivada reservada en pequeñas superficies de terreno de bancos de recursos genéticos in situ (Longar, M. 2004). Es intolerante a la sombra, se desarrolla principalmente alrededor de los bosques y valles considerándose pionera en crecimiento en lugares claros, estableciéndose bien después de perturbaciones como fuego, tala, (Starfinger, 2010). Si no llegan a alcanzar el tamaño adecuado se estanca bajo los árboles primarios causando una probable muerte, (Conabio, 2012). Las hojas jaspeadas casi siempre están faltas de clorofila y parecen necesita mucha energía, (Burnie, et al., 2003). Posee la capacidad de reproducirse y mantenerse con hojas a partir de los tocones (Flores, 2008).

El capulí (*Prunus serotina* Ehrh) es una especie con una extraordinaria capacidad de crecimiento y regeneración. En la práctica, el establecimiento de estos árboles en las regiones de los andes se concentra en los sectores rurales alrededor de los predios agrícolas. De tal manera, purifica el aire, retiene el agua, evita la erosión de los suelos disminuyendo la acción de la gravedad y las inundaciones, (Pairon, et al., 2005). En España ha sido utilizada en arboretos, en parques con el fin de restaurar hábitat de zonas abiertas y recuperación de suelo (Miendieta, et al., 2007).

1. Origen Y Distribución

Cerezo criollo (black cherry) americano o Capulí, que proviene de mahua capolli. Es un árbol de América, una especie originaria de México conservada desde tiempos prehispánicos, según algunos autores, (Pairon, et al., 2010). Posteriormente la variedad de capulí que crece en países como el Ecuador recibió la denominación de “*Prunus serotina* subsp. Capulí (Cav.)” (Vaugh, 1951), nomenclatura con la cual se identifica hasta la actualidad. El capulí se encuentra en las montañas altas desde el sur de México con amplia distribución en los valles de las cordillera de los Andes, (Suzanne, et al., 2000). También se han introducido en Sudáfrica y Europa como rompevientos (Vaugh, 1951).

Es uno de los árboles más comunes alrededor de los valles desde el norte de México en manchas aisladas de Guatemala, Venezuela, Colombia y Ecuador hasta el sur de Perú (León, 2000).

En el Ecuador la especie está presente a lo largo del callejón interandino con otros árboles que acompañan, (Conabio, 2012). Como el yagual (*Polylepis sericea*), Guarango (*Mimosa quitensis*), arrayán (*Myrcianthes hallii*), aliso (*Alnus acuminata*), (Vázquez, et al., 2011), ubicándose desde la provincia del Carchi, parroquia Carmelo cerca del límite norte de Colombia, hasta la provincia de Loja ubicada al sur del país, (Chucuri, 2013). Su distribución varía entre los 2400 a 3900 m.s.n.m, con una mayor cantidad de individuos en las provincias de Cotopaxi, Tungurahua y Chimborazo, seguido de las provincias de Bolívar, Cañar y Azuay para finalmente observar pocos árboles dispersos en el cantón Saraguro provincia de Loja.

2. Clasificación Taxonómica

Tabla 5.1: Clasificación Taxonómica del Capulí

Reino: Plantae
 División: Magnoliophyta
 Clase: Magnoliopsysda
 Subclase: Monocotiledónea
 Orden: Rosales
 Familia: Rosaceae
 Género: Prunus
 Especie: Serotina
 Nombre científico: *Prunus serotina* Ehrh.

Nota: Los nombres comunes: Capulí (Ecuador), Cerezo criollo (Colombia), Guinda (Perú), Usun (Kichwa-Ecuador) (Chisaguano, 2010).

A nivel mundial *Prunus* es considerado uno de los principales géneros dentro de los más de 90 géneros existentes y 2520 especies de la familia rosáceae y se distribuye ampliamente, (Pérez, 2007). En el Ecuador existen 71 géneros y 80 especies (Freire, 2004), conocidas por sus frutos comestibles, ubicados en los climas templados, (Moraes, et al., 2006). Habitualmente se ha citado como una especie predominante de la zona templada y de la zona subtropical del hemisferio norte (Reynel, 2010).

En el Ecuador, dentro de la familia Rosáceae se encuentran especies de gran importancia económica como aquellas que pertenecen a los géneros *Rosa* y *Malus*. Hay un total de 12 géneros (7 son nativos) y 50 especies, (Romoleroux, 2004). En la región andina encontramos dos especies de importancia: *Prunus rugosa* Koehne y *Prunus serotina* Ehrh, esta última ampliamente distribuida y cultivada (Vaugh, 1951).

3. Características Botánicas

P. serotina, es conocido comúnmente con los nombres de capulí, capulín y black cherry (cerezo negro). En el Ecuador a esta especie se describe como una planta leñosas perteneciente al género *Prunus* y cuyos individuos registran alturas que promedian los 15 metros, con corteza interna de color blanquecino y externa de color café, con flores dispuestas en racimos de color blanco y de frutos con una drupa de color negro de una sola semilla (Vaugh, 1951).

a. Raíz

Posee un sistema radicular de tipo pivotante (axonomorfa), extendida o medianamente profundo donde la mayoría de las raíces ocupan los primeros 60 cm del suelo y tienen un crecimiento rápido (Infante, et al., 2008). La raíz tiene un geotropismo positivo para dar un buen anclaje y soporte, es muy lignificada de un color café oscuro para soportar el frondoso follaje que se forma y sobre todo las grandes alturas que llegan a alcanzar de entre 25 hasta 35 metros en promedio, dependiendo del sitio en el que se desarrolla (Vaugh, 1951).

b. Tallo

El tallo es largo y recto con lenticelas y si está situado entre los árboles de otras especies en el bosque llegan a tener un diámetro de hasta 1.2 metros. En sitios claros estos árboles son bajos en altura con mayor diámetro del tallo. Está cubierto por una corteza agrietada de color pardo oscuro en la madurez, exceptuando las ramas tiernas que a veces son pubescentes y de tonalidades grisácea, (Flores, 2008). El capulí, es un árbol típicamente hermafrodita frondoso monopódico caducifolio que puede llegar a alcanzar hasta 38 metros de altura. (Apesam, 2006)

c. Ramas

Forman un ángulo y parten del tallo principal, extendidas, alternas entre sí, (Niembro, et al., 2010). Desiguales por la presencia de corteza de grosor menor que el tronco manteniendo una longitud recta de 3 a 4 metros, (Vaugh, 1951). Estas a su vez se dividen en ramas secundarias para posteriormente dividirse en terciarias de las cuales nacen las ramas del año donde florecen y posteriormente fructifican los frutos (Lascurain, 2010).

d. Copa

Copa con apariencia de un hongo que produce un sombra densa redonda de 6 a 10 m alrededor. Eventualmente el diámetro de la copa aumenta y se presentan ramillas horizontales delgadas y rígidas (Vaugh, 1951).

e. Hojas

Son hojas simples, alternas, dispuestas en espiral. Los pecíolos miden 1 a 1.5 cm de longitud. Las láminas son lanceoladas y curvadas de 5 a 16 cm de largo por 2 a 5 cm de ancho, con ápice agudo. Los nervios secundarios son 12 a 14 pares con un margen aserrado, haces verdes oscuros y brillantes abundantes, con ausencia de pubescencia en el haz y envés (Longar, 2004).

f. Flores

Es una panoja con apariencia de espiga semejante a una cola de gato, con espiguillas muy brevemente pediceladas dispuestas a un sólo lado del raquis, (Ostrom, 2012). Cada una de estas flores posee 5 pétalos simétricos al igual que los sépalos con un ovario unilocular con dos óvulos, rodeado de numerosos estambres simples y un pistilo de 1 cm de longitud portando ambos sexos. Son flores terminales en racimo o cimas pequeñas colgantes de color blanco de polinización entomófila, es decir que atraen gran cantidad de abejas por el néctar que producen y suelen desprender una fragancia distintiva, (Vaugh, 1951). Estas flores se presentan numerosas en cada uno de los árboles de capulí, agrupados en racimos axilares colgantes y largos de 10 a 15 cm de largo con pedicelo de 5 a 10 mm de longitud (Ostrom, 2012).

g. Frutos

Son globosos y se organizan en racimos delgados de color negro, con cáscara delgada de pulpa jugosa y con un sabor entre dulce y amargo, (Sanjinés, et al., 2006). Su tamaño oscila entre 12 a 20 mm de diámetro con un peso promedio de 4 g. Fructifican abundantemente en su tercer o incluso segundo año de crecimiento, apetecidos por la aves, las cuales contribuyen a la dispersión de la especie aunque evita que llegue a su estado fisiológico óptimo de maduración, (Reynel, et al., 2010). En el Ecuador esta especie florece desde inicios del mes de agosto hasta finales del mes de febrero, todo esto dependiendo del piso altitudinal.

h. Semillas

El capulí tiene una sola semilla por fruto de color café, redonda, protegidas por un hueso. Presentan forma esférica cubierta por un hueso leñoso (almendra) de sabor amargo, (Calero, 2011). Las semillas son impermeables al agua. Un árbol aloja entre 4.000 a 6.000 semillas.

4. Condiciones Climáticas de Desarrollo

a. Clima

1) Pluviosidad

Por lo regular la cantidad y frecuencia de riego está relacionado al tipo de suelo y clima. Los árboles de capulí están distribuidos en provincias como Carchi, Imbabura y Pichincha con precipitaciones entre 600 mm a 1000 mm mientras tanto en las provincias de Cotopaxi,

Tungurahua, Bolívar, Chimborazo, Cañar, Azuay y Loja con 500 mm de precipitaciones repartidos durante los meses del año, (Villavicencio, et al., 2008). Similar a los frutales de hueso como el manzano (*Malus domestica*), duraznero (*Prunus persica*), ciruelo (*Prunus domestica*), peral (*Pyrus communis*), su consumo anual de agua es entre 2500 a 4000 m³ por ha, (Sánchez, et al., 2008). El capulí en el oeste y centro de México crece en zonas cercanas a los bosques de *Querus* y *Pinus* con 400 a 900 mm de lluvia al año (Vaugh, 1951).

2) Temperatura

En la sierra norte entre las provincias de, Carchi, Imbabura y Pichincha se registra una temperatura media, de 16 °C a 20 °C. Dentro de las provincias de: Cotopaxi, Tungurahua, Bolívar, Chimborazo, Cañar, Azuay y Loja (región sierra centro y sur del Ecuador) a una temperatura media de 13 °C a 14 °C las especies de capulí han demostrado una mayor adaptación al conjunto de alteraciones meteorológicas, como el frío, el calor, la humedad y las sequías prolongadas (Villavicencio, et al., 2008).

3) Suelos

En las localidades de la región sierra centro de nuestro país donde se encuentran situados estos árboles de capulí, son suelos de tipo Andisol pedregosos oscuros, arenosos, franco arenosos y arcillosos con contenidos de humedad y buen drenaje. Estos suelos poseen altos contenidos de fósforo y aluminio asimilable y en este tipo de suelos el capulí se adapta y se desarrolla sin ningún inconveniente, (Calero, 2011).

Se ha notado la presencia de estos árboles con mayor frecuencia en suelos ácidos, relativamente infértiles con pendientes de 2° hasta 45° y en los filos de los riachuelos, alrededor de los predios en terrenos planos. Estos sitios se encuentran comúnmente ubicados al norte, centro y sur de la región sierra del Ecuador. Existe un mejor desarrollo de los frutos al estar plantados en suelos arenosos ubicados en las localidades de la provincia de Cotopaxi, Tungurahua y Chimborazo (Villavicencio, et al., 2008).

4) Altitud

Crece en forma arbustiva hasta los 3900 m.s.n.m. Se ha desarrollado en Ecuador rangos altitudinales que oscilan entre los 2400 a 3900 m.s.n.m. Conforme se asciende en altura se reduce su tamaño y pierde capacidad de producción de fruto (Argueta & Gallardo, 2009).

F. IMPORTANCIA, VALOR NUTRICIONAL Y USOS.

El capulí es parte importante de una práctica de intercambios en las ferias, "trueques", principalmente de las provincias de Cotopaxi, Tungurahua, Chimborazo, Imbabura, Carchi, Cañar, Azuay, Bolívar y Pichincha. Los frutos se consumen como fruta fresca y en platillos tradicionales como el "Jucho"(dulce preparado en Tungurahua y Chimborazo en los meses de marzo y abril) que incluyen frutas como el capulí, durazno, manzana fáciles de encontrar en temporada de cosecha, (Flores, 2008). Su pulpa es utilizada principalmente en la elaboración de helados, mermeladas y bebidas (preservas o vino), (Calero, 2011).

La mayoría de los frutales nativos tienen propiedades nutraceuticas; a la vez que alimentan y nutren a la persona, proporcionan beneficios adicionales para la salud, fortaleciendo el sistema inmunológico y previniendo algunas enfermedades como la fiebre e inflamaciones de la vista, tos, tisis pulmonar y debilidad nerviosa, (Vaugh, 1951). En la actualidad este cultivo tiene gran importancia por poseer una amplia gama de compuestos fenólicos como taninos y flavonoides de los que se conocen propiedades antioxidantes, antimicrobianas y su capacidad para remover oxígeno reactivo y radicales libres (Jiménez, et al., 2011).

Las semillas son tóxicas y contienen 30 a 40 % de aceites semi-secantes apropiados para la fabricación de pintura y jabones, (Flores, 2008). Adicionalmente la corteza y hojas se utilizan en infusión como calmante eficaz para la fiebre en los seres humanos (Calero, 2011).

La madera es de buena calidad y tiene gran duración. Tiene un color rojizo y se usa para la construcción de arado, yugos, manceras, cabos de herramientas y leña (Fuentes, 2005).

Los árboles nativos como el capulí tienen importancia por la riqueza genética al igual que por sus propiedades nutricionales y tolerancia a condiciones adversas. Realizando plantaciones de capulí en lugares despojados por la traspotación de minas a cielo abierto sirve en la recuperación del mismo. En los andes ecuatorianos son usados como leña y carbón, decoración de interiores, postes, carpintería en general ya que se caracteriza por tener un color rojizo brillante y facilidad de labrado lo que permite hacer esculturas y decoraciones de alto valor estético (Flores, 2008).

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

A. CARACTERÍSTICAS DEL LUGAR

1. Localización

El presente ensayo se realizó en el barrio Balabug, comunidad Chañag San Francisco, parroquia Quimiag, cantón Riobamba, provincia de Chimborazo.

2. Ubicación Geográfica *

Altitud: 3282 msnm

Latitud: 1°37'40.2"S

Longitud: 78°31'18.8"W

3. Condiciones Climáticas **

Temperatura: 7,7 – 16 °C

Humedad: 60 - 80%

Precipitación: 700-1200 mm anuales.

4. Clasificación Agroecológica ***

Según el sistema de clasificación de los ecosistemas del Ecuador continental, la formación vegetal en ésta zona se denomina: Arbustal siempre verde y Herbazal del Páramo (AsSn01), (MAE, 2012).

B. MATERIALES

1. Materiales de campo

-) Tierra negra de Páramo
-) Arena de Rio
-) Cascarilla de Arroz
-) Pomina.
-) Fundas plásticas
-) Azadones
-) Palas
-) Sacos
-) Regaderas
-) Bomba de mochila
-) Rótulos de identificación y etiquetas

2. Insumos

-) Semilla de capulí
-) Fungicida para la desinfección

) * Datos tomados con el GPS.

) ** Según Climate-data.org – ECUADOR.

) *** Según el sistema de clasificación de los ecosistemas del Ecuador continental – MAE.

3. Equipos

-) Refrigeradora
-) Pie de rey
-) Cámara fotográfica
-) Computador
-) Impresora
-) Flash memory.

4. Materiales de oficina

-) Libros
-) Papel
-) libreta de apuntes
-) lápices y esferográficos.

C. METODOLOGÍA

1. Especificaciones del campo experimental

a. Especificaciones de la parcela experimental

Número de tratamientos	8
Número de repeticiones	3
Número de unidades experimentales	24

b. Parcela

Número de plantas por unidad experimental	100
Total de plantas en estudio	2400

2. Descripción de los métodos de escarificación.

- a. **M1: Horas frío:** Se sometió las muestras de los tratamientos T1 y T2 a una temperatura de 4 °C durante 60 días, en tarrinas plásticas.
- b. **M2: Agua fría:** Se sometió las muestras de los tratamientos T3 y T4 en agua fría a 4 °C durante 5 días seguidos, tomando en cuenta que cada 24 horas se cambió el agua de cada tarrina.
- c. **M3: Zumo de limón “Ácido Cítrico”:** Se sometió las muestras de los tratamientos T5 y T6 en zumo de limón en una concentración del 100 % durante 48 horas, al final de este tiempo se lavaron las semillas con agua corriente.
- d. **M4: Agua Hervida:** Se sometió las muestras de los tratamientos T7 y T8 en agua hervida por un tiempo de 5 minutos, colocando las semillas en el momento en que empieza a hervir el agua a una temperatura de 100 °C, y sacarla de la estufa para dejarla en reposo por 5 minutos, luego se remojó las semillas en agua fría corriente.

3. Factores en estudio

a. FACTORES “M” (Métodos de Escarificación)

M1: Horas frío. (60 días a 4 °C)

M2: Agua fría. (5 días a 4 °C)

M3: Zumo de limón “Ácido Cítrico” (48 horas.)

M4: Agua Hervida (En reposo por 5 min)

b. FACTORES “S” (Sustratos)

S1: Arena de Rio (70 %) + Cascarilla de Arroz (30%).

S2: Tierra Negra de Páramo (70 %) + Pomina (30%).

Tabla 6.2: Esquema de los tratamientos en estudio.

TRATAMIENTO	CODIFICACIÓN	DESCRIPCIÓN
T1	M1 S1	M1: Horas frío (60 días a 4 °C) – S1: Arena de Rio (70 %) + Cascarilla de Arroz (30%).
T2	M1 S2	M1: Horas frío (60 días a 4 °C) – S2: Tierra Negra de Páramo (70 %) + Pomina (30%).
T3	M2 S1	M2: Agua fría (5 días a 4 °C) – S1: Arena de Rio (70 %) + Cascarilla de Arroz (30%).
T4	M2 S2	M2: Agua fría (5 días a 4 °C) – S2: Tierra Negra de Páramo (70 %) + Pomina (30%).
T5	M3 S1	M3: Zumo de limón “Ácido Cítrico” (48 horas.) - S1: Arena de Rio (70 %) + Cascarilla de Arroz (30%)
T6	M3 S2	M3: Zumo de limón “Ácido Cítrico” (48 horas.) – S2: Tierra Negra de Páramo (70 %) + Pomina (30%).
T7	M4 S1	M4: Agua Hervida (En reposo por 5 min) – S1: Arena de Rio (70 %) + Cascarilla de Arroz (30%).
T8	M4 S2	M4: Agua Hervida (En reposo por 5 min) – S2: Tierra Negra de Páramo (70 %) + Pomina (30%).

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

4. Diseño experimental.

Se utilizó un diseño completo al azar (DCA) bifactorial, 4 Métodos de escaificación y 2 sustratos, con un total de 8 tratamientos y 3 repeticiones.

a. Esquema de análisis de varianza

Tabla 6.3: Análisis de varianza (ADEVA).

Fuente de Variación	Formula	GL
FACTOR M	$(M - 1)$	3
FACTOR S	$(S - 1)$	1
M x S	$(M - 1) \times (S - 1)$	3
ERROR	$M \times S \times (R-1)$	16
Total	$(M \times S \times R) - 1$	23

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

) Se aplicó la prueba de TUKEY al 5 % para métodos y para sustratos se utilizó DMS al 5 %, cuando existió diferencias significativas en los tratamientos y sustratos.

5. Variables en estudio

a. Porcentaje de germinación

Se registró el número de plántulas germinadas y ya emergidas de cada uno de los tratamientos a los 60 y 90 días luego de la siembra y se expresó en porcentajes.

b. Diámetro del tallo.

Se midió el diámetro en la base de los tallos de 10 plántulas al azar de cada tratamiento a los 60 y 90 días luego de la siembra, utilizando el pie de rey, este valor se expresó en mm.

c. Altura del tallo.

Se midió la altura desde la base del tallo hasta el ápice final de la plántula a los 60 y 90 días después de la siembra, de 10 plántulas al azar de cada tratamiento, utilizando el pie de rey o el flexómetro, este valor se expresó en cm.

d. Longitud de la raíz.

Se procedió a extraer 10 plantas al azar por tratamiento, a las cuales se procede a limpiar cuidadosamente toda su raíz de tierra y otros materiales que componen los sustratos para luego medir la longitud de la raíz desde el corte hecho en la base del tallo hasta la parte final de la raíz a los 60 y 90 días después de la siembra utilizando el pie de rey o el flexómetro, este valor se expresó en cm.

e. Masa radicular.

Se procedió a extraer 10 plantas al azar por tratamiento, donde se midió la masa radicular a los 60 y 90 días después de la siembra, utilizando una balanza electrónica, este valor se expresó en gramos.

f. **Beneficio/Costo de cada tratamiento.**

El análisis beneficio/costo se realizó mediante los gastos e ingresos de cada uno de los tratamientos, tomando en cuenta detalladamente los costos de producción, toda la información obtenida se registró en una base de datos, donde se realizó los cálculos respectivos para obtener el valor del costo de producción de cada unidad de capulí y se procedió a buscar en los diversos viveros cercano de la ciudad de Riobamba un precio referencial de una plántula de capulí que determinó los posibles ingresos, para finalmente establecer la relación beneficio/costo utilizando la siguiente fórmula:

$$\text{Relación B/C} = \frac{\text{Ingreso Total}}{\text{Costo Total}}$$

J) De las variables anteriormente descritas se procedió a registrar todos los datos obtenidos en la libreta de campo, para luego tabular en una base de datos que me permitan sistematizar la información adecuadamente según amerite el caso y mediante la utilización de figuras o figuras demostrativos poder exponer claramente los resultados obtenidos durante el presente trabajo.

D. **MANEJO DEL ENSAYO**

1. **Recolección de fruta de capulí en el campo**

En el sector de Quimiag, se analizó visiblemente el árbol más sano, vigoroso, y se procedió a cosechar frutos maduros de buen tamaño, libre de plagas y enfermedades.

2. **Despulpado de la fruta y secado de la semilla.**

En un balde con agua se colocó la fruta, con la ayuda de las manos se refregó las semillas para eliminar toda la pulpa de las drupas, luego se enjuagó hasta que las semillas queden totalmente limpias, para posteriormente secarlas en la sombra para eliminar toda la humedad presente en las semillas.

3. **Almacenamiento**

Se procedió a almacenar la semilla secada en frascos de vidrio bien sellados que permitió conservar la semilla en un buen estado y con porcentaje humedad de 17%.

4. **Tratamientos de escarificación de semillas.**

Se procedió a tomar muestras para cada tratamiento los cuales siguieron los protocolos respectivos para cada método de escarificación ya antes descrito.

5. **Preparación de sustratos y llenado de las fundas de polietileno.**

Se procedió a realizar una mezcla muy homogénea de cada uno de los sustratos realizando las combinaciones antes descritas obteniendo una igualdad de condiciones para todas las plantas, luego se realizó una desinfección de los sustratos con captan, para proceder con el llenado de las

fundas casi hasta el borde de éstas. Los dos sustratos utilizados para este trabajo de investigación fueron:

S1: Arena de Río (70 %) + Cascarilla de Arroz (30%).

S2: Tierra Negra de Páramo (70 %) + Pomina (30%).

6. Siembra de las semillas.

Se procedió a colocar una semilla en cada funda a una profundidad aproximada de 2 - 3 cm.

7. Labores Culturales

Se realizó riegos diario o según los requerimientos de las plantas. Se realizó un oportuno control de malezas de forma manual, fertilización y un control fitosanitario.

8. Toma de datos

Se procedió a la toma de datos de acuerdo a lo programado, respetando los protocolos previamente establecidos.

VII. RESULTADOS

A. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN

1. Porcentaje de germinación a los 60 días después de la siembra.

Los resultados obtenidos en el análisis de varianza para el porcentaje de germinación a los 60 días después de la siembra: se observó que existen diferencias altamente significativas para las fuentes de variación; métodos, sustratos y para la interacción entre métodos por sustratos, con un coeficiente de variación de 16,90 % (Tabla 7.4).

Tabla 7.4.- Análisis de varianza para el porcentaje de germinación a los 60 días.

F.V.	SC	gl	CM	F	Significancia
MÉTODO	901,13	3	300,38	18,07	**
SUSTRATO	442,04	1	442,04	26,59	**
MÉTODO*SUSTRATO	371,46	3	123,82	7,45	**
Error	266,00	16	16,63		
Total	1980,63	23			

C.V = 16,90

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

** : Altamente significativo

Mediante la prueba de Tukey al 5 % para métodos (Figura 7.1), se determinó que existen 2 rangos: en el rango “A” con el mayor porcentaje de germinación corresponde al método de escarificación M1 con una media de 34,33 %, mientras que en el rango B se encuentran los demás métodos, con medias de 22,33; 21,83 y 18,00 % respectivamente.

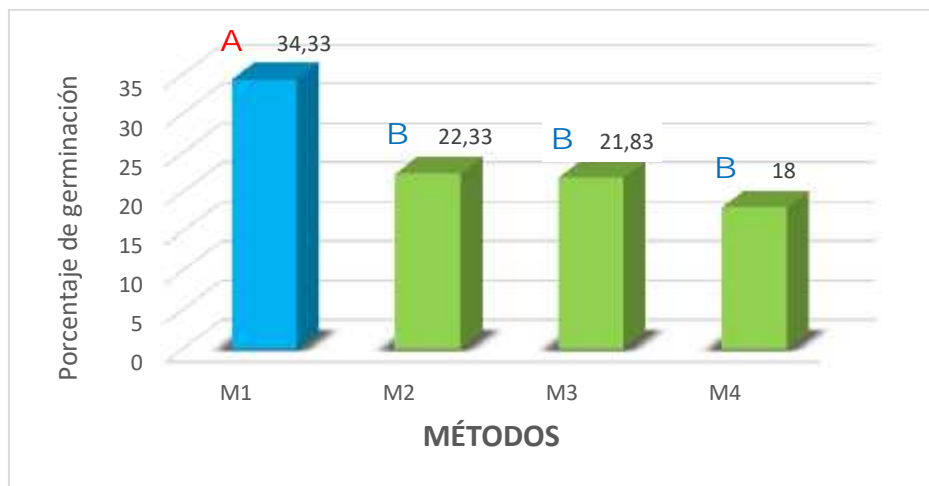


Figura 7.1.- Porcentaje de germinación a los 60 días, para métodos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.1 observamos que el método M1 alcanza un mayor porcentaje de germinación con una media de 34,33 %, mientras que el método M4 presenta el más bajo porcentaje de germinación con una media de 18 %.

Mediante la prueba de DMS al 5 % para sustratos (Figura 7.2), se determinó que existen 2 rangos: en el rango “A” con el mayor porcentaje de germinación corresponde al sustrato S1 con una media de 28,42 %, mientras que en el rango “B” se ubica el sustrato S2 con una media de 19,83 %.

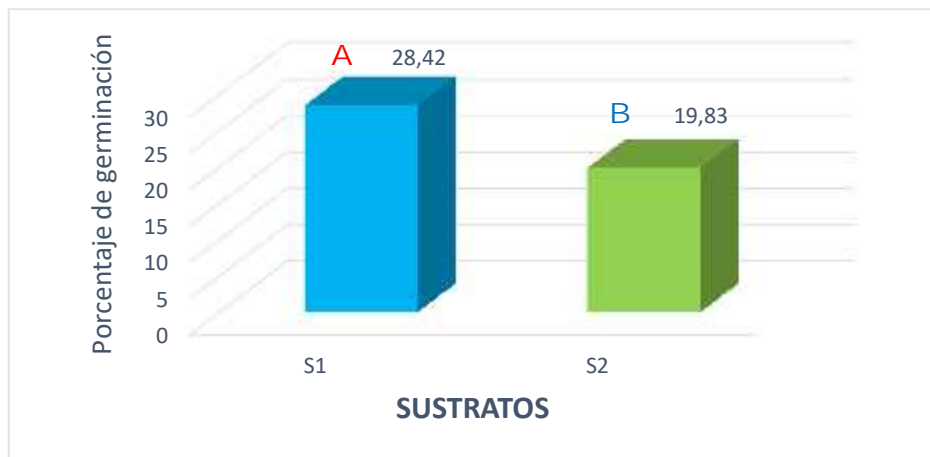


Figura 7.2.- Porcentaje de germinación a los 60 días, para sustratos.
Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

Un sustrato apropiado garantiza la germinación de la semilla y como consecuencia su adecuada emergencia y soporte para las plántulas en el más corto tiempo (Abad, et al., 2004), por lo tanto el sustrato S1 es el más adecuado para la germinación de las semillas hasta los 60 días después de la siembra con una media de 28,42 % de germinación.

Mediante la prueba de Tukey al 5 % para la interacción entre métodos por sustratos (Figura 7.3) se determinó que existen 4 rangos: en el rango “A” con el mayor porcentaje de germinación está el tratamiento M1S1 con una media de 44,00 %, mientras que en el rango “B” se ubica el tratamiento M2S1 con una media de 28,33 %, en el rango “BC” se ubican los tratamientos M1S2, M3S2, M3S1 y M4S1 con medias de 24,67; 22,67; 21,00 y 20,33 % respectivamente y en el rango “C” encontramos los tratamientos M2S2 y M4S2 con unas medias de 16,33 y 15,67 %.

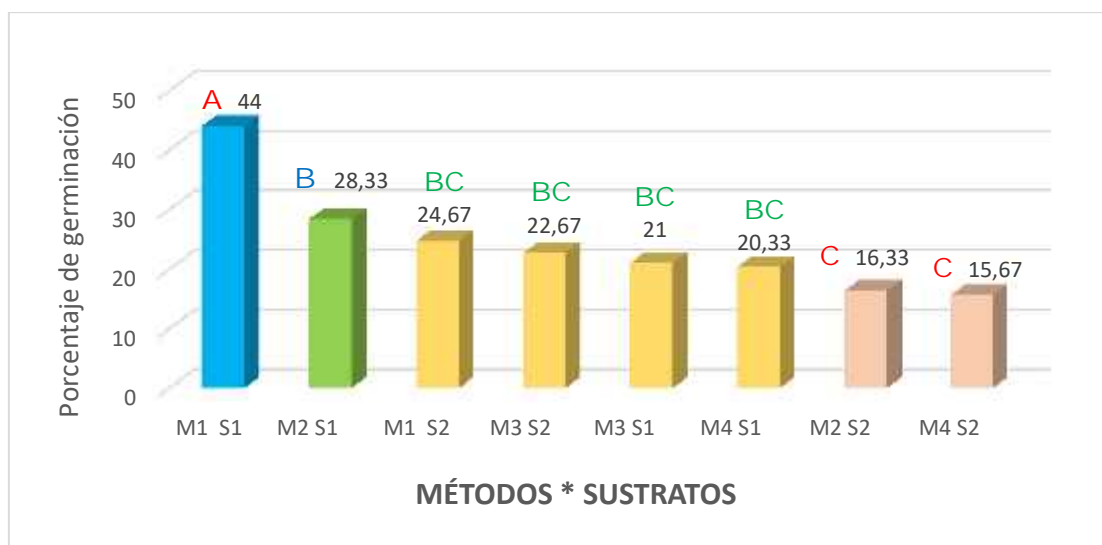


Figura 7.3.- Porcentaje de germinación a los 60 días, para la interacción métodos por sustratos.
Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.3 observamos que el tratamiento compuesto por el método M1 y sustrato S1 alcanza la mayor media de 44 % de germinación, mientras que el tratamiento compuesto por el método M4 y el sustrato S2 presenta el más bajo de porcentaje de germinación con una media de 15,67 %.

2. Porcentaje de germinación a los 90 días después de la siembra.

El análisis de varianza para el porcentaje de germinación a los 90 días después de la siembra: se observó que existen diferencias altamente significativas para las fuentes de variación: métodos, sustratos y para la interacción entre métodos por sustratos, con un coeficiente de variación de 13,08 % (Tabla 7.5).

Tabla 7.5.- Análisis de varianza para el porcentaje de germinación a los 90 días.

F.V.	SC	gl	CM	F	Significancia
MÉTODO	1068,17	3	356,06	16,43	**
SUSTRATO	541,50	1	541,50	24,99	**
MÉTODO*SUSTRATO	673,50	3	224,50	10,36	**
Error	346,67	16	21,67		
Total	2629,83	23			

C.V = 13,08

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

** : Altamente significativo

Mediante la prueba de tukey al 5 %, la respuesta observada para métodos (Figura 7.4) se determinó que existen 2 rangos: en el rango “A” con el mayor porcentaje de germinación corresponde al método M1 con una media de 46,17 %, mientras que en el rango “B” se encuentran los demás métodos, con medias de 35,50; 32,67 y 28,00 % respectivamente

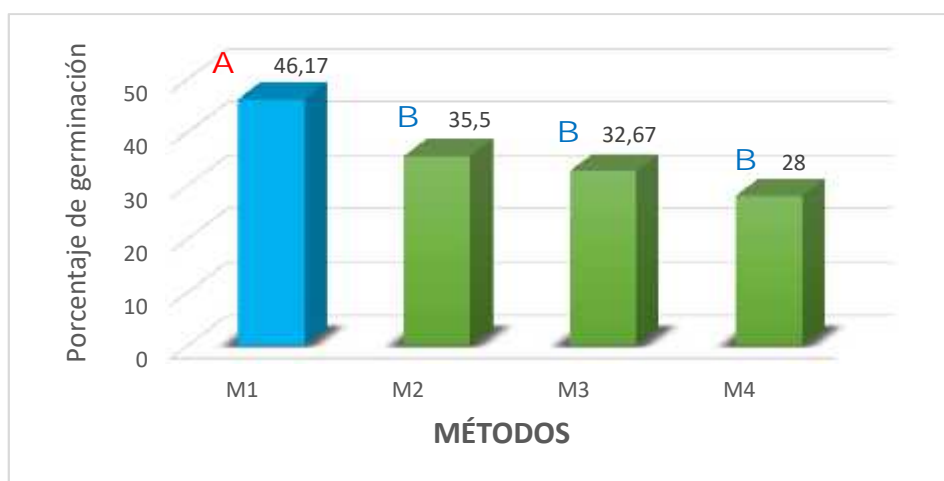


Figura 7.4.- Porcentaje de germinación a los 90 días, para métodos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.4 observamos que el método M1 alcanza un mayor porcentaje de germinación con una media de 46,17 % en la medición final, mientras que el método M4 presenta el más bajo porcentaje de germinación con una media de 28 %,

Mediante la prueba de DMS al 5 %, la respuesta observada para sustratos (Figura 7.5) se determinó que existen 2 rangos: en el rango “A” con el mayor porcentaje de germinación corresponde al sustrato S1 con una media de 40,33 %, mientras que en el rango “B” se ubica el sustrato S2 con una media de 30,83 %.



Figura 7.5.- Porcentaje de germinación a los 90 días, para sustratos.
Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.5 se observó que el sustrato S1 sigue siendo el mejor a los 90 días después de la siembra con una media de 40,33 % de germinación, mientras que el sustrato S2 tiene una media mucho menor de 30,83 %.

Mediante la prueba de tukey al 5 % para la interacción entre métodos por sustratos (Figura 7.6) se determinó que existen 4 rangos: en el rango “A” con el mayor porcentaje de germinación está el tratamiento M1S1 con una media de 56,67 %, mientras que en el rango “AB” se ubica el tratamiento M2S1 con una media de 44,47 %, en cambio en el rango “BC” se ubican los tratamientos M1S2 y M3S2 con medias de 35,67 y 35,00 %; respectivamente y en el rango “C” encontramos los tratamientos M3S1, M4S1, M4S2 y M2S2 con unas medias de 30,33; 29,67; 26,33 y 26,33 %; con los datos más bajos.

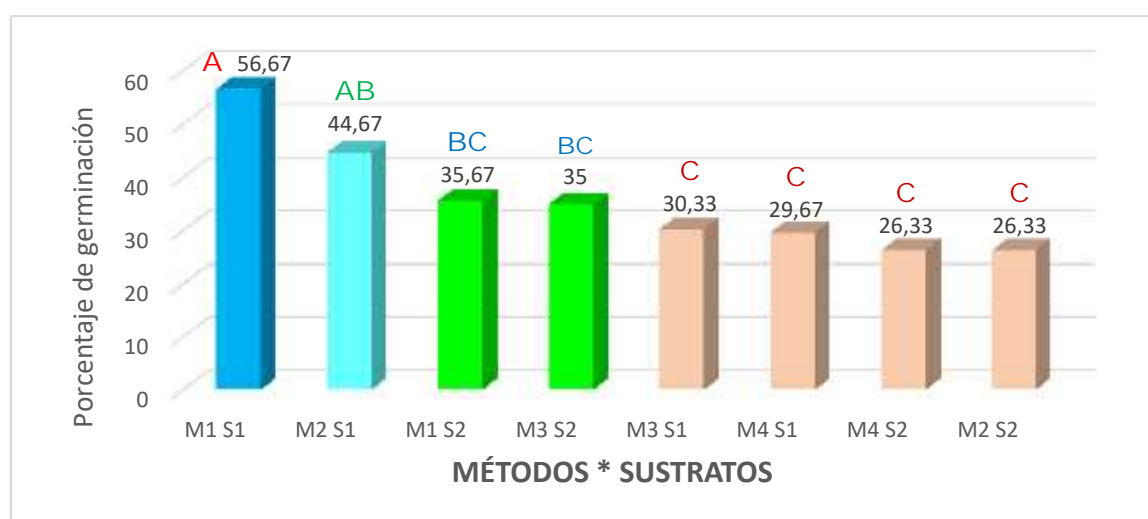


Figura 7.6.- Porcentaje de germinación a los 90 días, para la interacción métodos por sustratos.
Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.6 observamos que el tratamiento compuesto por el método M1 y el sustrato S1 alcanza una media de 56,67 % de germinación, mientras que el tratamiento compuesto por el método M2 y el sustrato S2 presenta el más bajo porcentaje de germinación con una media de 26,33 %.

En condiciones naturales la germinación del capulí ocurre al primero o segundo año después de haber caído la semilla y en ocasiones llega a germinar después de 3 años. En laboratorio puede incrementar el porcentaje y acortar el tiempo de germinación hasta 1 a 5 meses, luego de aplicar diversos métodos de escarificación y el porcentaje de germinación puede oscilar de 50 a 85 %, (Conabio, 2012).

La máxima emergencia de plántulas de capulí ocurre si las semillas son sembradas a 2.5 cm de profundidad en un sustrato de arena gruesa. El tiempo en que alcanza la talla óptima para su trasplante es de 4 meses, (Conabio, 2012).

Una vez observado los resultados finales expresados en las figuras 7.4 y 7.5 se puede determinar que el método de escarificación más efectivo fue el M1 con una media de 46,17 %, el sustrato que brinda las mejores condiciones para la germinación del capulí fue el sustrato S1 con una media de 40,33 %, resultados que fueron obtenidos a los 90 días después de la siembra y que concuerdan con las afirmaciones realizadas por Conabio, (2012); por lo tanto como se puede observar en la figura 7.6 el mejor tratamiento está compuesto por el método M1 y el sustrato S1 que alcanzan una media de 56,67 % de germinación.

B. DIÁMETRO DEL TALLO

1. Diámetro del tallo a los 60 días después de la siembra.

El análisis de varianza para el diámetro del tallo a los 60 días después de la siembra demostraron que existen diferencias altamente significativas para métodos, mientras que existió diferencias significativas para sustratos y diferencias no significativas para la interacción entre métodos por sustratos, con un coeficiente de variación de 2,99 % (Tabla 7.6).

Tabla 7.6.- Análisis de varianza para el diámetro del tallo a los 60 días.

F.V.	SC	gl	CM	F	Significancia
MÉTODO	0,12	3	0,04	101,58	**
SUSTRATO	0,0028	1	0,0028	7,04	*
MÉTODO*SUSTRATO	0,00028	3	0,000094	0,24	ns
Error	0,01	16	0,0004		
Total	0,13	23			

C.V = 2,99

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

** : Altamente significativo

* : Significativo

ns : No significativo

Mediante la prueba de tukey al 5 % para métodos (Figura 7.7) se determinó que existen 2 rangos: en el rango "A" con el valor más alto corresponde al método M1 con una media de 0,79 mm,

mientras que en el rango B se encuentran los demás métodos con valores medios de 0,64; 0,64 y 0,61 mm respectivamente.

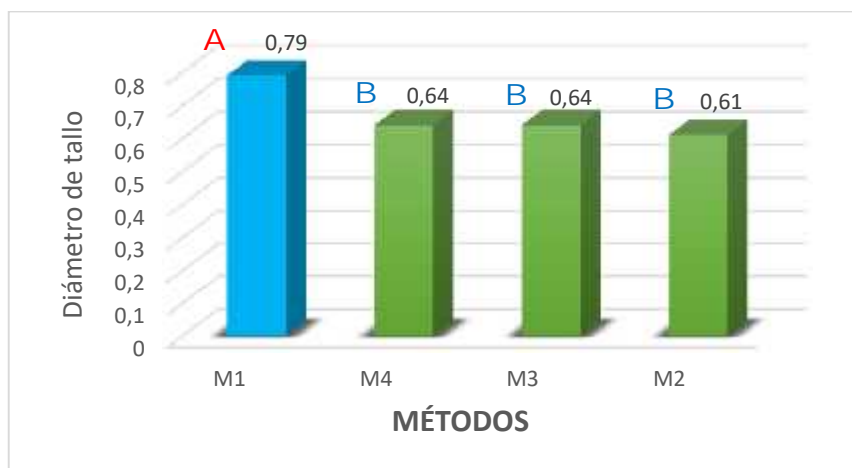


Figura 7.7.- Diámetro del tallo a los 60 días, para métodos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.7 observamos que el método M1 alcanza un mayor diámetro del tallo con una media de 0,79 mm, mientras que el método M2 presenta el menor diámetro del tallo con una media de 0,61 mm, que no es una diferencia muy considerable.

Mediante la prueba de DMS al 5 % para sustratos (Figura 7.8) se determinó que existen 2 rangos: en el rango “A” con el mayor diámetro del tallo en el sustrato S1 con una media de 0,68 mm, mientras que en el rango “B” se ubica el sustrato S2 con una media de 0,66 mm respectivamente.

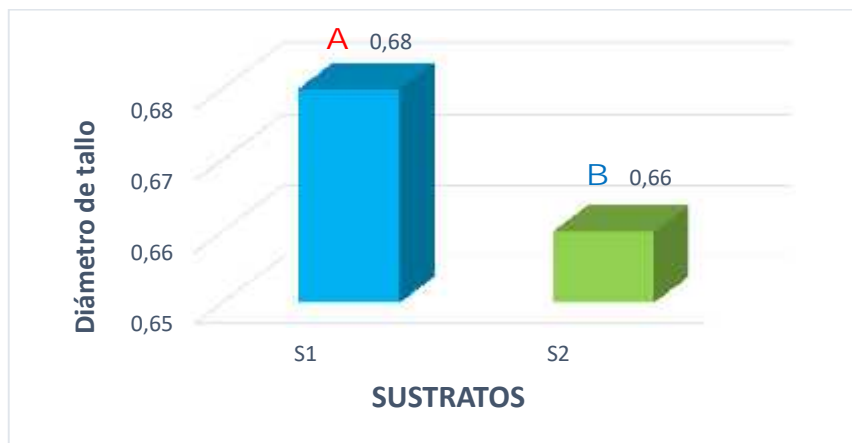


Figura 7.8.- Diámetro del tallo a los 60 días, para sustratos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

El sustrato S1 tiene buenas características de porosidad y retención de humedad que garantizan un mejor desarrollo de las plántulas de capulí, por tal razón en la figura 7.8 se observó que efectivamente es el mejor sustrato con una media de 0,68 mm de diámetro del tallo, mientras que el sustrato S2 tiene una media menor de 0,66 mm.

2. Diámetro del tallo a los 90 días después de la siembra.

El análisis de varianza para el diámetro del tallo a los 90 días después de la siembra demostraron que existen diferencias altamente significativas para métodos, mientras que existió diferencias no significativas para sustratos y para la interacción entre métodos por sustratos, con un coeficiente de variación de 4,41 % (Tabla 7.7).

Tabla 7.7.- Análisis de varianza para el diámetro del tallo a los 90 días.

F.V.	SC	gl	CM	F	Significancia
MÉTODO	0,13	3	0,04	26,30	**
SUSTRATO	0,01	1	0,01	3,90	ns
MÉTODO*SUSTRATO	0,00021	3	0,000071	0,04	ns
Error	0,03	16	0,0016		
Total	0,16	23			

C.V = 4,41

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

** : Altamente significativo

ns : No significativo

Mediante la prueba de tukey al 5 % para métodos (Figura 7.9) se determinó que existen 2 rangos: en el rango “A” con el mayor diámetro del tallo en el método M1 con una media de 1,04 mm fue el que presentó el valor más alto, mientras que en el rango “B” se encuentran los demás métodos, con las medias de 0,89; 0,87 y 0,85 mm respectivamente.

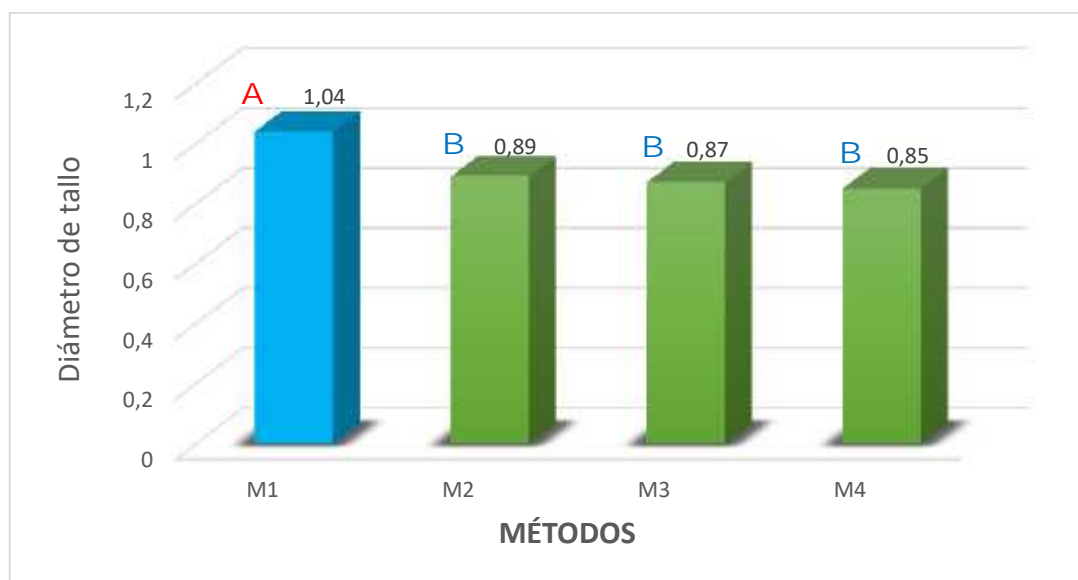


Figura 7.9.- Diámetro del tallo a los 90 días, para métodos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.9 observamos que el método M1 que consiste en la acumulación de horas frío alcanza un mayor diámetro del tallo con una media de 1,04 mm, por lo tanto éste método también contribuye notablemente para la germinación y un mejor desarrollo de las plántulas de capulí, mientras que el método M4 presenta el menor diámetro del tallo con una media de 0,85 mm.

Según Barraza, (2000): la concentración de nutrimentos influye en el desarrollo vegetativo, una baja disponibilidad de nutrientes tendrá afectación en las variables agronómicas de la planta. Barker & Pilbeam, (2006): señalan que en etapas iniciales de desarrollo hay mayor absorción de N debido a que es esencial en la división y expansión celular y crecimiento de estructuras vegetativas tales como tallos, hojas y raíces por ende un sustrato con buen contenido de nutrimentos será indispensable para obtener plántulas de con excelentes características morfológicas y fisiológicas.

Una vez observado los resultados finales expresados en las figuras 7.8 y 7.9 se puede determinar que el método más efectivo para obtener un mayor diámetro del tallo, fue el método M1 con una media de 1,04 mm, el sustrato que brinda las mejores condiciones para obtener una mayor masa radicular fue el sustrato S1 con una media de 0,68 mm, resultados que concuerdan con las afirmaciones realizadas por (Barraza, 2000 y Barker & Pilbeam, 2006) sobre las condiciones que debe tener un buen sustrato y los aportes que realiza a las plantas para un mejor desarrollo.

C. ALTURA DEL TALLO

1. Altura del tallo a los 60 días después de la siembra.

El análisis de varianza para la altura del tallo a los 60 días después de la siembra se observó que existe diferencias altamente significativas para métodos, significativas para sustratos y respuesta no significativa para la interacción entre métodos por sustratos, con un coeficiente de variación de 2,41 % (Tabla 7.8).

Tabla 7.8.- Análisis de varianza para la altura del tallo a los 60 días.

F.V.	SC	gl	CM	F	Significancia
MÉTODO	2,56	3	0,85	34,27	**
SUSTRATO	0,16	1	0,16	6,30	*
MÉTODO*SUSTRATO	0,0027	3	0,00089	0,04	ns
Error	0,40	16	0,02		
Total	3,12	23			

C.V = 2,41

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

** : Altamente significativo

* : Significativo

ns: No significativo

Mediante la prueba de tukey al 5 % para métodos (Figura 7.10) se determinó que existen 2 rangos: en el rango “A” con la mayor altura del tallo en el método M1 con una media de 7,10 cm, mientras que en el rango “B” se ubicaron los demás métodos, con medias de 6,43; 6,37 y 6,28 cm respectivamente.



Figura 7.10.- Altura del tallo a los 60 días, para métodos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.10 observamos que el método M1 con una media de 7,1 cm, sigue siendo el método más destacado, en comparación con los demás métodos que son estadísticamente iguales, siendo el método M2 el que presenta valor medio más bajo de 6,28 cm de altura del tallo a los 60 días después de la siembra.

Mediante la prueba de DMS al 5 % para sustratos (Figura 7.11) se determinó que existen 2 rangos: en el rango “A” con la mayor altura del tallo en el sustrato S1 con una media de 6,62 cm, mientras que en el rango “B” se ubica el sustrato S2 con una media de 6,46 cm.



Figura 7.11.- Altura del tallo a los 60 días, para sustratos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.11 se observó que el sustrato S1 sigue siendo el más adecuado para un mejor desarrollo de las plántulas de capulí, pero no difiere mucho en cuanto al desarrollo que presenta el S2; el sustrato S1 tiene una media de 6,62 cm, mientras que el sustrato S2 tiene una media de 6,46 cm.

2. Altura del tallo a los 90 días después de la siembra.

El análisis de varianza para la altura del tallo a los 90 días después de la siembra se observó que existen diferencias altamente significativas para métodos y sustratos, mientras que existió diferencias significativas para la interacción entre métodos por sustratos, con un coeficiente de variación de 3,31 % (Tabla 7.9).

Tabla 7.9.- Análisis de varianza para la altura del tallo a los 90 días.

F.V.	SC	gl	CM	F	Significancia
MÉTODO	158,06	3	52,69	308,58	**
SUSTRATO	9,84	1	9,84	57,65	**
MÉTODO*SUSTRATO	2,08	3	0,69	4,07	*
Error	2,73	16	0,17		
Total	172,72	23			

C.V = 3,31

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

** : Altamente significativo

* : Significativo

Mediante la prueba de tukey al 5 %, la respuesta observada para métodos (Figura 7.12) se determinó que existen 4 rangos: en el rango “A” con la mayor altura del tallo en el método M1 con una media de 16,82 cm, mientras que en el rango “B” se ubicó el método M2 con una media de 11,78 cm, en el rango “C” el método M3 con una media de 11,00 cm y finalmente en el rango “D” se obtuvo el valor más bajo en el método M4 con una media de 10,27 cm.

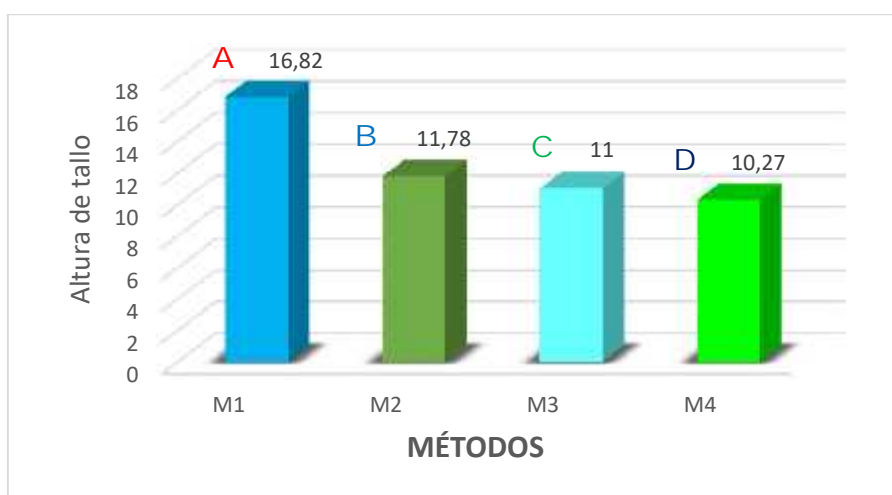


Figura 7.12.- Altura del tallo a los 90 días, para métodos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.12 observamos que el método M1 con una media de 16,82 cm, sigue siendo el método más destacado, siendo el método M2 el que presenta valor más bajo de 10,27 cm de altura del tallo a los 90 días después de la siembra.

Mediante la prueba de DMS al 5 %, la respuesta observada para sustratos (Figura 7.13) se determinó que existen 2 rangos: el rango “A” que representa la mayor altura del tallo en el sustrato S1 con una media de 13,11 cm y en el rango “B” tenemos el sustrato S2 con una media de 11,83 cm.



Figura 7.13.- Altura del tallo a los 90 días, para sustratos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.13 se observó que el sustrato S1 con una media de 13,11 cm definitivamente contribuye para obtener un mejor desarrollo de las plántulas de capulí, mientras que el sustrato S2 tiene una menor media de 11,83 cm.

Mediante la prueba de tukey al 5 % para la interacción entre métodos por sustratos (Figura 7.14) se determinó que existen 6 rangos: en el rango “A” con la mayor altura del tallo está el tratamiento M1S1 con una media de 17,75 cm, mientras que en otros rangos se ubican los demás tratamientos con medias de 15,88; 12,72; 11,35; 10,85; 10,65; 10,62 y 9,93 cm respectivamente.

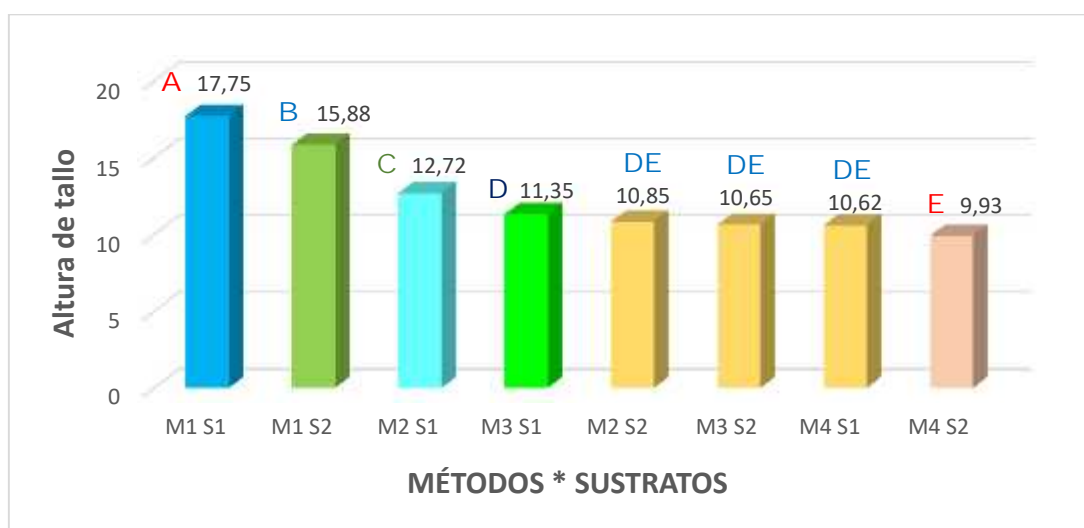


Figura 7.14.- Altura del tallo a los 90 días, para la interacción métodos por sustratos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.14 observamos que el tratamiento compuesto por el método M1 y el sustrato S1 alcanza la mayor media de 17,75 cm de altura del tallo, mientras que el tratamiento compuesto por el método M4 y el sustrato S2 presenta la más baja altura del tallo con una media de 9,93 cm.

El capulí es una especie de crecimiento moderado a rápido según las condiciones que se le brinde, por esta razón las plántulas crecen de 5 a 10 cm cada mes (Conabio, 2012). Pero también las características favorables de un sustrato, como la porosidad y la alta capacidad de retención de agua han favorecido el crecimiento longitudinal de la planta (Arias, 1989).

Una vez observado los resultados finales expresados en las figuras 7.12 y 7.13 se puede determinar que el método más efectivo para obtener una mayor altura del tallo fue el M1 con una media de 16,82 cm, el sustrato que brinda las mejores condiciones fue el sustrato S1 con una media de 13,11 cm, resultados que fueron obtenidos a los 90 días después de la siembra y que concuerdan con las afirmaciones realizadas por (Arias, 1989 y Conabio, 2012); por lo tanto como se puede observar en la figura 7.14 el mejor tratamiento está compuesto por el método M1 y el sustrato S1 que alcanzan una media de 17,75 cm de altura del tallo al final del ensayo.

D. LONGITUD DE LA RAÍZ

1. Longitud de la raíz a los 60 días después de la siembra.

El análisis de varianza para la longitud de la raíz a los 60 días después de la siembra se observó que existen diferencias altamente significativas para métodos y sustratos, mientras que existió diferencias no significativas para la interacción entre métodos por sustratos, con un coeficiente de variación de 4,08 % (Tabla 7.10).

Tabla 7.10.- Análisis de varianza para la longitud de la raíz a los 60 días.

F.V.	SC	gl	CM	F	Significancia
MÉTODO	18,98	3	6,33	56,35	**
SUSTRATO	50,61	1	50,61	450,77	**
MÉTODO*SUSTRATO	0,0033	3	0,0011	0,01	ns
Error	1,80	16	0,11		
Total	71,38	23			

C.V = 4,08

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

** : Altamente significativo

ns: No significativo

Mediante la prueba de tukey al 5 % para métodos (Figura 7.15) se determinó que existen 2 rangos: en el rango "A" con la mayor longitud de la raíz en el método M1 con una media de 9,73 cm, mientras que en el rango "B" se ubicaron los demás métodos, con medias de 7,94; 7,67 y 7,51 cm respectivamente.

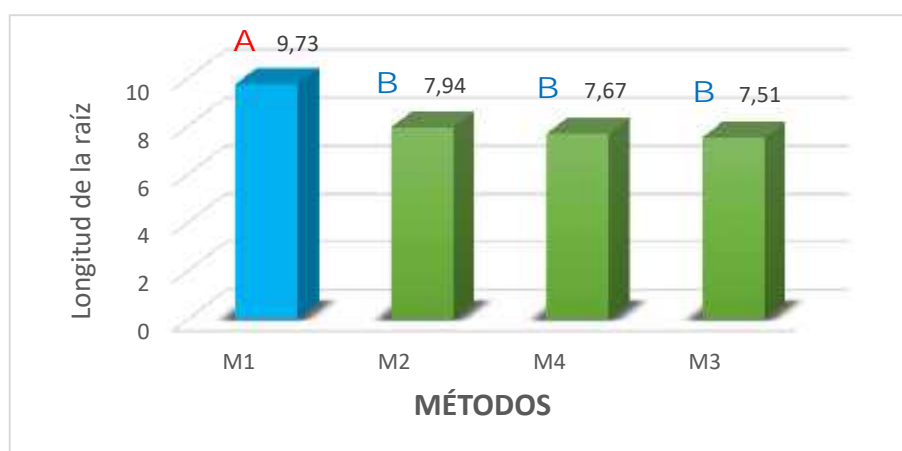


Figura 7.15.- Longitud de la raíz a los 60 días, para métodos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.15 observamos que el método M1 con una media de 9,73 cm, es el método más eficiente para contribuir en el desarrollo de la raíz, siendo el método M3 el que presenta valor más bajo de 7,51 cm de longitud de la raíz a los 60 días después de la siembra.

Mediante la prueba de DMS al 5 %, la respuesta observada para sustratos (Figura 7.16) se determinó que existen 2 rangos: en el rango "A" con la mayor longitud de la raíz en el sustrato S1 con una media de 9,66 cm, mientras que en el rango "B" se ubicó el sustrato S2 con una media de 6,76 cm.



Figura 7.16.- Longitud de la raíz a los 60 días, para sustratos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

El sustrato además de proporcionar la aireación que necesitan las raíces de las plantas para el intercambio de oxígeno y nutrientes; también contribuye a un mejor desarrollo de la raíz, como se observa en la figura 7.16 donde el sustrato S1 es el que brinda las condiciones antes mencionadas por lo tanto tiene la mejor media de 9,66 cm de longitud de la raíz, mientras que el sustrato S2 tiene una media de 6,76 cm.

2. Longitud de la raíz a los 90 días después de la siembra.

El análisis de varianza para la longitud de la raíz a los 90 días después de la siembra demostraron que existen diferencias altamente significativas para métodos y sustratos, mientras que existió diferencias no significativas para la interacción entre métodos por sustratos, con un coeficiente de variación de 3,29 % (Tabla 7.11).

Tabla 7.11.- Análisis de varianza para la longitud de la raíz a los 90 días.

F.V.	SC	gl	CM	F	Significancia
MÉTODO	62,63	3	20,88	90,88	**
SUSTRATO	19,71	1	19,71	85,81	**
MÉTODO*SUSTRATO	1,31	3	0,44	1,90	ns
Error	3,68	16	0,23		
Total	87,33	23			

C.V = 3,29

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

** : Altamente significativo

ns : No significativo

Mediante la prueba de tukey al 5 %, la respuesta observada para métodos (Figura 7.17) se determinó que existen 3 rangos: en el rango “A” con la mayor longitud de la raíz en el método M1 con una media de 17,18 cm, mientras que en los demás rangos se ubicaron los demás métodos con unas medias de 14,35; 13,98 y 12,77 cm respectivamente.

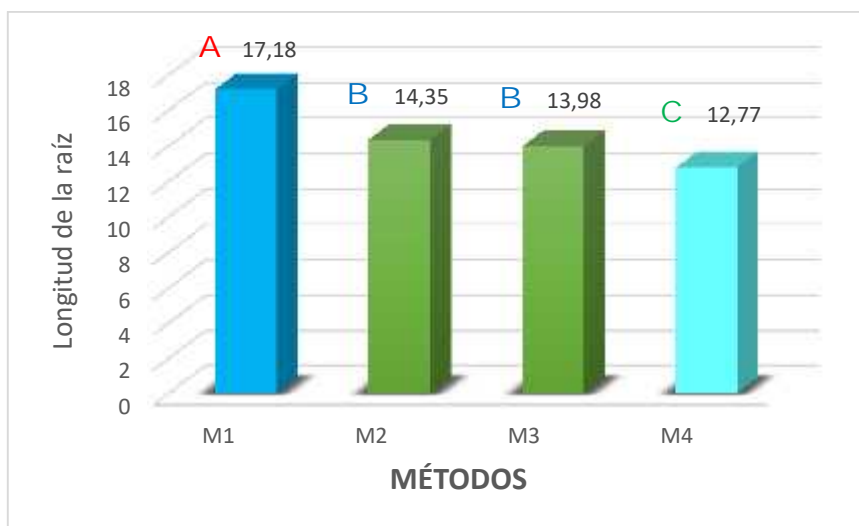


Figura 7.17.- Longitud de la raíz a los 90 días, para métodos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.17 observamos que el método M1 con una media de 17,18 cm en el cual tenemos un mejor desarrollo en cuanto a la longitud de la raíz, en comparación con los demás métodos, siendo el método M4 el que presenta valor medio más bajo de 12,77 cm de longitud de raíz a los 90 días después de la siembra.

Mediante la prueba de DMS al 5 %, la respuesta observada para sustratos (Figura 7.18) se determinó que existen 2 rangos: el rango “A” con la mejor longitud de la raíz en el sustrato S1 con una media de 15,48 cm, mientras que en el rango “B” tenemos el sustrato S2 con una media de 13,66 cm.



Figura 7.18.- Longitud de la raíz a los 90 días, para sustratos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.18 se observó que el sustrato S1 sigue siendo el más adecuado para un mejor desarrollo longitudinal de la raíz con una media de 15,48 cm, mientras que el sustrato S2 tiene una media de 13,66 cm.

El sustrato además de proporcionar la aireación que necesitan las raíces de las plantas para el intercambio de oxígeno y nutrientes; también contribuye a un mejor desarrollo de la raíz, pero esto dependerá principalmente del tamaño y distribución de los poros y una adecuada retención de agua disponible (Ansorena, 1994). La longitud radicular está directamente relacionada con las propiedades físicas del sustrato, aquellos sustratos orgánicos como la turba, mulch y otros residuos orgánicos poseen gran actividad microbiológica, permitiendo una constante actividad biológica que libera nutrimentos para la planta, lo que conlleva al desarrollo de un buen sistema radicular (Martínez, 1986).

Una vez observado los resultados finales expresados en las figuras 7.17 y 7.18 se puede determinar que el método más efectivo para obtener una mayor longitud de raíz fue el M1 con una media de 17,18 cm, el sustrato que brinda las mejores condiciones para obtener una mayor longitud de raíz fue el sustrato S1 con una media de 15,48 cm, resultados que fueron obtenidos a los 90 días después de la siembra y que concuerdan con las afirmaciones realizadas por (Ansorena, 1994 y Martínez, 1986) sobre las condiciones que debe tener un buen sustrato; por lo tanto el mejor tratamiento está compuesto por el método M1 y el sustrato S1 para poder obtener una mayor longitud de la raíz al final del ensayo.

E. MASA RADICULAR

1. Masa radicular a los 60 días después de la siembra.

El análisis de varianza para la masa radicular a los 60 días después de la siembra se observó que existen diferencias altamente significativas para métodos y sustratos, mientras que existió diferencias no significativas para la interacción entre métodos por sustratos, con un coeficiente de variación de 8,77 % (Tabla 7.12).

Tabla 7.12.- Análisis de varianza para la masa radicular a los 60 días.

<u>F.V.</u>	<u>SC</u>	<u>gl</u>	<u>CM</u>	<u>F</u>	<u>Significancia</u>
MÉTODO	182,19	3	60,73	54,28	**
SUSTRATO	28,17	1	28,17	25,18	**
MÉTODO *SUSTRATO	3,78	3	1,26	1,13	ns
Error	17,90	16	1,12		
Total	232,04	23			

C.V = 8,77

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

** : Altamente significativo

ns: No significativo

Mediante la prueba de tukey al 5 % para métodos (Figura 7.19) se determinó que existen 2 rangos: en el rango "A" con la mayor masa radicular en el método M1 con una media de 16,80 gr, mientras que en el rango "B" se ubicaron los demás métodos con medias de 10,98; 10,27 y 10,18 gr respectivamente.

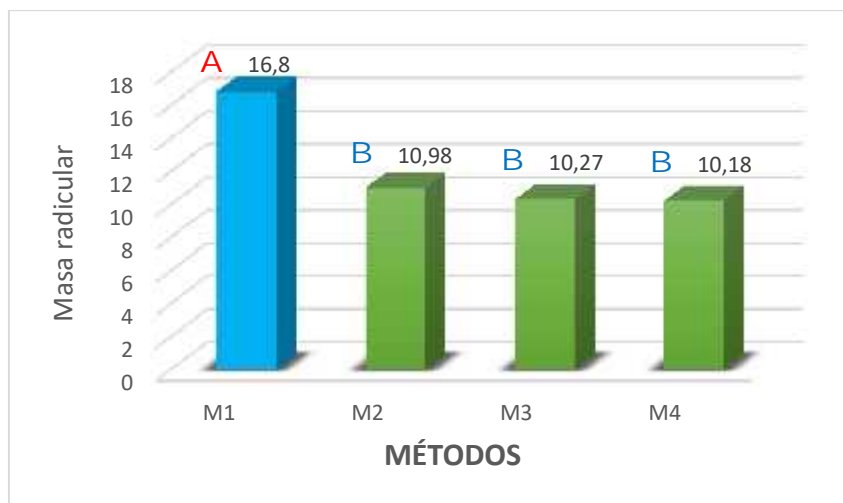


Figura 7.19.- Masa radicular a los 60 días, para métodos.
Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.19 observamos que el método M1 con una media de 16,8 gr, sigue siendo el método más destacado, en comparación con los demás métodos que son estadísticamente iguales, siendo el método M4 el que presenta un valor medio más bajo de 10,18 gr de masa radicular a los 60 días después de la siembra.

Mediante la prueba de DMS al 5 % para sustratos (Figura 7.20) se determinó que existen 2 rangos: en el rango “A” con la mayor masa radicular en el sustrato S1 con una media de 13,14 gr, mientras que en el rango “B” se ubica el sustrato S2 con una media de 10,98 gr.



Figura 7.20.- Masa radicular a los 60 días, para sustratos.
Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.20 se observó que el sustrato S1 sigue siendo el más adecuado para obtener una mejor masa radicular y tiene una media de 13,14 gr, mientras que el sustrato S2 tiene una media menor de 10,98 gr.

2. Masa radicular a los 90 días después de la siembra.

El análisis de varianza para la masa radicular a los 90 días después de la siembra se observó que existen diferencias altamente significativas para métodos y sustratos, mientras que existió diferencias no significativas para la interacción entre métodos por sustratos, con un coeficiente de variación de 7,61 % (Tabla 7.13).

Tabla 7.13.- Análisis de varianza para la masa radicular a los 90 días.

F.V.	SC	gl	CM	F	Significancia
MÉTODO	579,78	3	193,26	43,67	**
SUSTRATO	51,63	1	51,63	11,67	**
MÉTODO*SUSTRATO	26,90	3	8,97	2,03	ns
Error	70,81	16	4,43		
Total	729,12	23			

C.V = 7,61

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

** : Altamente significativo

ns : No significativo

Mediante la prueba de tukey al 5 % para métodos (Figura 7.21) se determinó que existen 2 rangos: en el rango “A” con la mayor masa radicular en el método M1 con una media de 36,12 gr, mientras que en el rango “B” se ubicaron los demás métodos con medias de 25,67; 24,75 y 24,10 gr respectivamente.

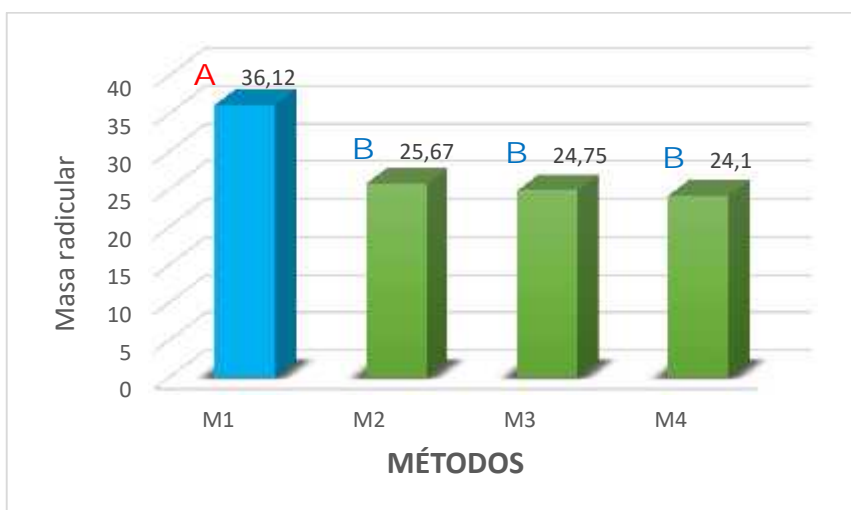


Figura 7.21.- Masa radicular a los 90 días, para métodos.

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.21 observamos que el método M1 con una media de 36,12 gr de masa radicular, sigue siendo el mejor método de escarificación, en comparación con los demás métodos, siendo el método M4 el que presenta valor medio más bajo de 24,1 gr de masa radicular a los 60 días después de la siembra.

Mediante la prueba de DMS al 5 % para sustratos (Figura 7.22) se determinó que existen 2 rangos: el rango “A” que representa la mejor masa radicular en el sustrato S1 con una media de 29,13 gr, mientras que en el rango “B” tenemos el sustrato S2 con una media de 26,19 gr.

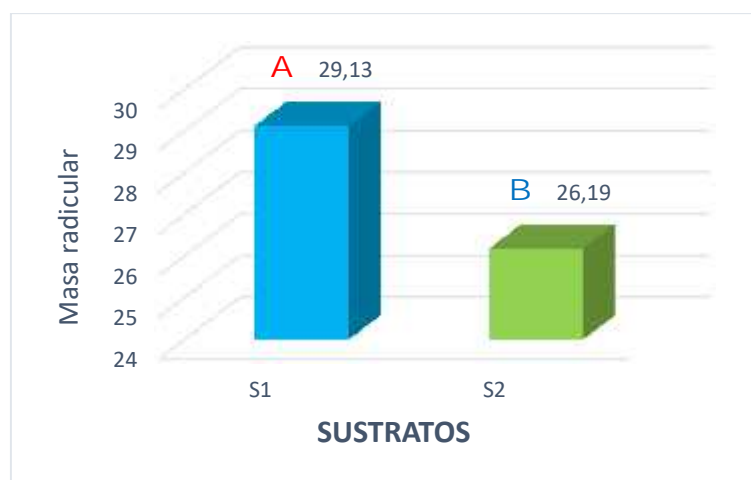


Figura 7.22.- Masa radicular a los 90 días, para sustratos.
Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la figura 7.22 se observó que el sustrato S1 es el más adecuado para un mejor desarrollo de las plántulas de capulí como hemos podido observar durante el análisis de resultados obtenidos durante todo el ensayo, el sustrato S1 tiene una media de 29,13 gr de masa radicular, mientras que el sustrato S2 tiene una media de 26,19 gr.

La formación de la raíz finaliza el proceso de germinación e inicia con el crecimiento de la plántula (Matilla, 2008). El agua es de suma importancia para el crecimiento y desarrollo de las plantas, pero también los nutrientes minerales y orgánicos son indispensables. Los sustratos orgánicos favorecen la retención de agua y proveen una alta porosidad, absorbiendo tres a cuatro veces su peso en agua (Hartmann, et al., 2005). Dando un buen desarrollo del sistema radical.

Una vez observado los resultados finales expresados en las figuras 7.21 y 7.22 se puede determinar que el método más efectivo para obtener una mayor masa radicular fue el método M1 con una media de 36,12 gr, el sustrato que brinda las mejores condiciones para obtener una mayor masa radicular fue el sustrato S1 con una media de 29,13 gr, resultados que fueron obtenidos a los 90 días después de la siembra y que concuerdan con las afirmaciones realizadas por (Matilla, 2008 y Hartmann, et al., 2005) sobre las condiciones que debe tener un buen sustrato y los aportes que realiza a las plantas para un mejor desarrollo; por lo tanto el mejor tratamiento está compuesto por el método M1 y el sustrato S1 para poder obtener una mayor masa radicular al final del ensayo.

F. ANÁLISIS ECONÓMICO EN BASE A LA RELACIÓN BENEFICIO / COSTO.

Para establecer esta relación se consideró la producción de 100 plantas por tratamiento valores detallados ampliamente en el Anexo 2, tomando en cuenta el precio referencial de venta de 0.5 \$ por una planta de buenas características, de 4 a 5 meses de desarrollo. Según la Tabla 7.14, donde se detalla claramente la relación beneficio/costo de cada tratamiento.

Tabla 7.14.- Análisis económico en base a la relación beneficio/costo.

TRATAMIENTOS	COSTOS FIJOS	COSTOS VARIABLES	COSTOS TOTALES	PRODUCCIÓN DE PLANTAS	VALOR DE VENTA	VENTAS	RELACIÓN BENEFICIO /COSTO	RENTABILIDAD
M1 S1	43,69	9,75	53,44	300	0,5	150	2,81	181 %
M1 S2	43,69	11,25	54,94	300	0,5	150	2,73	173 %
M2 S1	43,69	8,75	52,44	300	0,5	150	2,86	186 %
M2 S2	43,69	10,25	53,94	300	0,5	150	2,78	178 %
M3 S1	43,69	12,25	55,94	300	0,5	150	2,68	168 %
M3 S2	43,69	13,75	57,44	300	0,5	150	2,61	161 %
M4 S1	43,69	10,75	54,44	300	0,5	150	2,76	176 %
M4 S2	43,69	12,25	55,94	300	0,5	150	2,68	168 %

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

En la Tabla 7.14 podemos observar la relación beneficio/costo de todos los tratamiento, donde se observa que el tratamiento M2 S1 es el más rentable, pero tomando en cuenta todos los resultados obtenidos a lo largo de la investigación, vemos que claramente el tratamiento M1 S1 es el segundo tratamiento más rentable y supera por mucho a los demás tratamientos en resultados obtenidos en cuanto a tiempo, porcentaje de germinación, diámetro y altura del tallo, longitud de la raíz y masa radicular. Por lo tanto el tratamiento más rentable considerando los resultados obtenidos es el M1 S1, que tiene una relación beneficio/costo de 2,81, esto significa un 181 % de rentabilidad.

VIII. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

A. CONCLUSIONES

El método de escarificación M1 (acumulación de hora frío a 4°C por 60 días), es el más eficiente ya que presentó las mejores características en todos los parámetros analizados: porcentaje de germinación (46,17 %), diámetro del tallo (1,04 mm), altura del tallo (16,82 cm), longitud de raíz (17,18 cm), y masa radicular (36,12 gr).

El sustrato S1 (arena de río (70 %) + cascarilla de arroz (30 %)), es el sustrato más adecuado ya que presentó las mejores características en todos los parámetros evaluados: porcentaje de germinación (40,33 %), diámetro del tallo (1,04 mm), altura del tallo (13,11 cm), longitud de raíz (15,48 cm), y masa radicular (29,13 gr).

Para el caso de la interacción entre método por sustratos, el mejor resultado se obtuvo en el tratamiento M1 S1, que presentó las mejores características en los parámetros: porcentaje de germinación (56,67 %) y longitud del tallo (17,75 cm).

Desde el punto de vista agronómico, el tratamiento M1 S1 es el mejor, ya que presentó las mejores características en todos los parámetros analizados: porcentaje de germinación, diámetro del tallo, altura del tallo, longitud de la raíz, masa radicular y un margen de rentabilidad del 181 %.

Desde el punto de vista económico, el tratamiento M2 S1 es el más rentable, con un margen de rentabilidad del 186 %, aunque las características agronómicas no sobresalen sobre las demás.

B. RECOMENDACIONES

Utilizar el tratamiento compuesto por el método de escarificación M1 (acumulación de hora frío a 4°C por 60 días) y el sustrato S1 (arena de río (70 %) + cascarilla de arroz (30 %)), por ser el tratamiento más eficiente para lograr excelentes características agronómicas de las plántulas de capulí.

Promover mayores investigaciones en torno a esta especie nativa (el capulí) que nos permita obtener una base científica más sólida en relación a esta especie, ya que la información actual existente es muy escasa.

Iniciar procesos masivos para recuperar y promover el uso de esta especie que tiene abundantes beneficios agroforestales y frutícolas, de fácil adaptación y manejo, que puede ser una solución económica para los agricultores.

Para el proceso de selección de la fruta se recomienda medir aspectos fisiológicos o agronómicos que permitan determinar uniformidad de madurez.

IX. RESUMEN

La presente investigación propone: evaluar cuatro métodos de escarificación y dos sustratos para la obtención de plántulas de capulí (*Prunus serotina* Ehrh) en la parroquia Quimiag, cantón Riobamba, provincia de Chimborazo; mediante la aplicación de un diseño completo al azar bifactorial (8 tratamientos y 3 repeticiones), el ensayo comenzó con la recolección de la semilla, luego se aplicó los métodos de escarificación: M1: acumulación de horas frío a 4 °C por 60 días, M2: agua fría a 4 °C por 5 días, M3: zumo de limón al 100% por 48 horas y M4: agua hervida por 5 minutos y se preparó los sustratos: S1: arena de río (70%) + cascarilla de arroz (30%) y S2: tierra negra (70%) + pomina (30%). Los resultados obtenidos fueron los mejores en el método M1 en todos los parámetros analizados: porcentaje de germinación (46,17%), diámetro del tallo (1,04 mm), altura del tallo (16,82 cm), longitud de raíz (17,18 cm), y masa radicular (36,12 gr). En el sustrato S1 se obtuvieron los mejores resultados en todos los parámetros: porcentaje de germinación (40,33 %), diámetro del tallo (1,04 mm), altura del tallo (13,11 cm), longitud de raíz (15,48 cm), y masa radicular (29,13 gr). Por lo tanto el mejor tratamiento fue el M1S1 desde el punto de vista agronómico y con un margen de rentabilidad del 181%. Pero desde el punto de vista económico, el tratamiento M2S1 es el más rentable, con un margen de rentabilidad del 186%. Se concluye que el método M1 y el sustrato S1 son los más adecuados para obtener plántulas de capulí, por cuanto presentó mejores resultados en todos los parámetros analizados.

Palabras clave: MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN - SUSTRATOS ORGÁNICOS - PLÁNTULAS DE CAPULÍ.

Por: Edwin Andino



X. ABSTRACT

The present investigation proposes: to evaluate four methods of scarification and two substrates in order to obtain capulí seedlings (*Prunus serotina* Ehrh) in Quimiag parish, Riobamba canton, province of Chimborazo; by applying a complete randomized bifactorial design (8 treatments and 3 repetitions), the trial started with the collection of seed, then the scarification methods were applied: M1: cold hours accumulation at 4 ° C for 60 days, M2: cold water at 4 ° C for 5 days, M3: lemon juice at 100% for 48 hours and M4: boiled water for 5 minutes and the substrates were prepared: S1: river sand (70%) + rice husk (30%) and S2: agriculture soil (70%) + pomina (30%)). The results obtained were the best according the M1 in all the parameters analyzed: germination percentage (46.17%), stem diameter (1.04 mm), stem height (16.82 cm), root length (17.18 cm), and root mass (36.12 gr). On the substrate S1 the best results were obtained in all the parameters: percentage of germination (40.33%), diameter of the stem (1.04 mm), height of the stem (13.11 cm), length of root (15, 48 cm), and root mass (29.13 gr). Therefore, the best treatment was the M1S1 from the agronomic point of view and with a profit margin 181%. Nevertheless, from an economic point of view, the M2S1 treatment is the most profitable, with a profit margin of 186%. It is concluded that the M1 method and the substrate S1 are the most suitable to obtain capulí seedlings, because it presented better results in all the parameters analyzed.

Keywords: SCARIFICATION METHODS - ORGANIC SUBSTRATES - CAPULÍ PLANT.



XI. BIBLIOGRAFÍA

1. Abad, M., Noguera, P., & Carrión, C. (2004). *Los sustratos en los cultivos sin suelo*. pp. 113-158. En: Arrestaras, M. (1ª ed.). *Tratado de cultivo sin suelo*. Madrid: Mundi-Prensa.
2. Ansorena, M. (1994). *Sustratos: propiedades y caracterización*. Bilbao: Mundi-Prensa.
3. Asociación Provincial de Productores Ecológicos de San Marcos. (2006). *Biodiversidad, soberanía alimentaria y desarrollo de mercados alternativos*. Programa Regional. Consorcio: AGRUCU (Bolivia) – ETC Andes (PERÚ) – EcoCiencia (Ecuador) (BioAndes). Agencia Suiza para el Desarrollo y la Cooperación (COSUDE). Perú. p. 17.
4. Araoz, S. D., & Del Longo, O.T. (2006). *Tratamientos pre-germinativos para romper la dormancia física impuesta por el endocarpo en Ziziphus mistol Grisebach*. Laboratorio de Semillas. Facultad de Ciencias Agropecuarias Universidad Nacional de Córdoba. pp. 56-65.
5. Argueta, A., & Gallardo, V. (2009). *Atlas de la medicina tradicional mexicana, plantas medicinales*. D.R. Biblioteca Digital de la Medicina Tradicional Mexicana. México. p. 34, 45.
6. Arias, R. (1989). *Caracterización de las propiedades físicas de 10 materiales, descripción, su uso potencial como sustratos y evaluación del crecimiento de plántulas de lechuga (Lactuca sativa L.) en los materiales promisorios como sustratos*. (Tesis de grado. Ingeniero Agrónomo). Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomía. Bogotá.
7. Barker, A., & Pilbeam, D. J. (2006). *Handbook of plant nutrition*. CRC Press. Boca Ratón Fla. USA. p. 613.
8. Barraza, A. (2000). *Crecimiento del chile manzano (Capsicum pubescens R. y P.) en cuatro soluciones nutritivas bajo invernadero*. (Tesis de Maestría). Instituto de Horticultura. Universidad Autónoma Chapingo. México. p. 142.
9. Burnie, G., Forrester, S., Grieig, D., Guest, S., Harmony, M., Hobley, S., Jackson, G., & Lavarack, P. (2003). *Botánica*. Guía. USA. p. 256.
10. Calero, L. (2011). *Estudio de la naturaleza química de los compuestos volátiles de aromas: identificación de aquellos presentes en varias especies frutales endémicas del Ecuador*. (Tesis de Magister en Tecnología). Universidad San Francisco Quito. Ecuador. p. 40.
11. Chisaguano, L. (2010). *Evaluación de la aplicación de tres productos inductores de brotación en capulí (Prunus serotina Ehrh), comunidad Quilajaló*. Universidad Técnica de Cotopaxi. (Tesis de grado. Ingeniero Agrónomo). Universidad Técnica de Cotopaxi. Latacunga. Ecuador. pp. 7- 19.
12. Chucuri, J., Monteros, A., Borja, E., & Tapia, C. (2013). *Colecta y caracterización morfológica in situ de capulí (Prunus serotina Ehrh) del banco Nacional de*

Germoplasma del INIAP-Ecuador. Departamento Nacional de Recursos Fitogenéticos del Instituto Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (INIAP). Quito, Ecuador. p. 30.

13. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. (2012). *La biodiversidad en Guanajuato. Comisión nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad (Conabio)/Instituto de Ecología del Estado de Guanajuato (IEE)*. (1ª. Ed.). Guanajuato. México. pp. 1, 29-30.
14. Daubeterre, R., Principal, J., & García, J. (2002). *Efecto de diferentes métodos de escarificación sobre la germinación de tres especies del género Prosopis*, revista científica Vol. XII – suplemento. México. pp. 575 – 577.
15. Ecured. (2016). *Los injertos y porta injertos*. Recuperado el 12 noviembre del 2018, de <https://www.ecured.cu/Injerto>.
16. Fuentes, A. (2005). *Extracción, cuantificación y estabilidad de colorantes naturales presentes en los frutos de Prunus capulí Cav. (Cereza), Rubus urticaefolius Poir (Mora) y Sambucus canadensis L. (Sauco) como alternativas naturales de consumo de los colorantes artificiales rojo No.40, y rojo No. 2, en bebida en el rango de pH 3, 4 y 5*. (Tesis de grado. Ingeniero Químico). Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala. pp. 16 -17, 58.
17. Flores, J. (2008). *Estudio del capulí e introducción en la cocina de la sierra ecuatoriana*. (Tesis de grado. Ingeniero en Turismo). Universidad Tecnológica Equinoccial. Facultad de Turismo y Preservación Ambiental, Hotelería y Gastronomía. Quito. Recuperado el 10 de noviembre del 2018, de http://repositorio.ue.edu.ec/bitstream/123456789/9380/1/34432_1.pdf. p. 24.
18. Freire, A. (2004). *Botánica sistemática ecuatoriana, missouri. botanical garden*. FUNDACYT (Fundación para la Ciencia y la Tecnología), QCNE (Herbario Nacional del Ecuador), RBL (Red Latinoamericana de Botánica), FEBID (Fundación Ecuatoriana para la Investigación y desarrollo de la Botánica). St. Louis Aissouri. p. 106, 107.
19. García, O., Alcántar, G., Cabrera, R., Gavi, F., & Volke, V. (2001). *Evaluación de sustratos para la producción de Epipremnum aureum y Spathiphyllum wallisii cultivadas en maceta*. Terra, España. pp. 249-258.
20. Gulias, J., Martínez, J., Marzo, A., Melero, J. P., Traveset, A., Veintimilla, P., & Medrano, H. (2001). *Bases ecológicas para la recolección, almacenamiento y germinación de semillas de especies de uso forestal de la Comunidad Valenciana*. Valencia: Banc de Llavors Forestals.
21. Hartmann, H., Kester, D., Davies, F., & Geneve, R. (2005). *Plant propagation: principles and practices*. NY 7 th ed. Prentice Hall, Upper Saddle River. USA.

22. Herrán, J., Torres, R., & Rojo, G. E. (2008). *Importancia de los abonos orgánicos*. Ra Ximhai, 4(1), 57-67.
23. Infante, B., Jara, A., & Rivera, O. (2008). *Árboles y arbustos más frecuentes de la Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Herbario Nacional Colombia (COL)*. Instituto Nacional de Ciencias Naturales (INCN). Unilibros. Bogotá. p. 27.
24. Infoagro. (2010). *El cultivo del olivo*. Recuperado el 15 diciembre del 2018, de <http://www.infoagro.com/olivo/olivo.htm>.
25. Jimenez, M., Castillo, I., Azuara, E., & Beristain, C. (2011). *Antioxidante and antimicrobial activity of capulín (Prunus serotina subsp capulín) extracts*. Rev. México. Ingeniería. Química. 10(1), 221.
26. Lascurain, M., Avendaño, S., & Delamo, A. (2010). *Guía de frutos silvestres comestibles en Veracruz. Fondo Secretarial para la Investigación, el Desarrollo y la Innovación Tecnológica Forestal, Conafor- Conacyt, México*. p. 121.
27. León, J. (2000). *Fundamentos botánicos de los cultivos tropicales. del instituto interamericano de cooperación para la agricultura (IICA)*. (3ª. ed.). San José. Costa Rica. p. 183.
28. Longar, M. (2004). *Frutos prohibidos. Pérdida de biodiversidad de especies frutales en México*. Centro de Investigaciones Económicas, Administrativas y Sociales (CIECAS). Instituto Politécnico Nacional. (1ª. ed.). México. p. 15.
29. López, M. (2006). *Sustratos para viveros*. Horticultura internacional. México. pp. 44-51.
30. Martínez, R. (1986). *Ciclo biológico del nitrógeno*. cap I y II. La Habana: Científico Técnica. pp. 127-135.
31. Matilla, A. (2008). *Desarrollo y germinación de las semillas*. pp. 537-558. En: Azcón-Bieto, J. & Talón M. (eds.). *Fundamentos de fisiología vegetal*. (2ª. ed.). Madrid: McGraw-Hill Interamericana.
32. Miendieta, L., & Rocha, L. (2007). *Sistemas agroforestales*. Universidad Nacional Agraria. Nicaragua. p. 25.
33. Ministerio del Ambiente del Ecuador. MAE. (2012). *Sistema de clasificación de los ecosistemas del Ecuador continental*. Quito: Ministerio del Ambiente del Ecuador.
34. Moraes, M., Ollgard, L., Kvist, F., & Borchsenius, H. (2006). *Frutos comestibles. botánica económica de los andes centrales*. Herbario Nacional de Bolivia. Instituto de Ecología, Universidad Mayor de San Andrés. Department of Biológica Sciences. University of Aarhus. La Paz. p. 329, 346.

35. Niembro, A., Vázquez, M., & Sánchez, O. (2010). *Árboles de Vera Cruz Especies para la reforestación estratégica*. Gobierno de Estado de Vera Cruz para la conmemoración de la Independencia Nacional y Revolución, Centro de Investigación Tropicales. (1ª. ed.). 1 Impresión. México. Veracruz. México. pp. 141, 127.
36. Ostrom, E. (2012). *Árboles nativos de México*. Revista Mexicana de Ciencias Forestales. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). 3, 10-11.
37. Paireon, C., & Jacquemart, A. (2005). *La segregación de disómico microsátélites en el tetraploide (Prunus serotina Ehrh.) Rosáceae*. J Am Soc Sci Hortic. 130, 729-734.
38. Peña, A., & Sordo, L. (2005). *Semillas de Ochroma pyramidalis (Cav In Lamb) Urb (Balsa). Características, tratamiento pre-germinativo y condiciones de germinación*. Cuba. 2005. ISBN 59-250-156-4. Recuperado el 10 de noviembre del 2018, de www.dama.gov.co.
39. Pérez, A. (2007). *Estudio sobre el género Prunus. Rosáceae en el Neotrópico: novedades taxonómicas y nomenclaturales para Colombia*. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Biociencias. Medellín. Colombia. 64, 177-190.
40. Pérez, A. (2008). *Evaluación de doce métodos de escarificado en semillas de Chonte (Zanthoxylum aguilarii) y Canoj (Ocotea guatemalensis) en el Asintal, Retalhuleu*. (Tesis de grado. Ingeniero Agrónomo). Quetzaltenango, Guatemala. p. 126.
41. Rebiolest, H. (2013). *Efecto de la estratificación en la germinación de semillas del ciruelo europeo, Prunus domestica*. Revista Científica de Estudiantes. Facultad de Ciencias Biológicas - Universidad Nacional de Trujillo, Perú. pp. 49 – 53.
42. Reynel, C., & Marcelo, J. (2010). *Programa regional para la gestión social de los ecosistemas forestales andinos ECONOVA- INTERCOOPERATION. Árboles de los ecosistemas forestales andinos*. Manual de identificación de especies. (1ª. Ed.). Lima, Perú. p. 6, 146.
43. Rodríguez, L. (2000). *Tratamientos pre-germinativos para algunas especies forestales nativas de la Región Huerta Norte de Costa Rica*. In *Simposio avances en la producción de semillas forestales en América Latina*. Managua, Nicaragua. pp. 50 – 58.
44. Romoleroux, K. (2004). *The genus Lachemilla (Rosaceae) in the northern Andes of South America*. Herbario QCA. Pontificia Universidad de Católica de Ecuador. Universidad Ludwig Maximilian, Munich. Quito. Ecuador.
45. Sánchez, D., Mancilla, R., Hernández, G., & Verástegui, F. (2008). *Frutales de clima templado. secretaria de desarrollo agropecuario y recursos hidráulicos (CENZONTLE)*. Hechos en el campo. México.
46. Sanjinés, A., Ollaard, B., & Balslev, H. (2006). *Frutos comestibles. Botánica económica de los andes centrales*. Herbario Nacional de Bolivia. Universidad Mayor de San Andrés. Department of biological Sciences. La Paz. pp. 139-140.

47. Starfinger, U. (2010). *Nobanis – invasive alien species fact sheet – Prunus serotina. – from: online database of the north european and baltic network on invasive alien species – NOBANIS.*
48. Suzanne, L., & Amy, F. (2000). *Polymorphic DNA markers in black cherry (Prunus serotina Ehrh) are indentified using sequences form sweet cherry, peach, and sour cherry. departament of horticulture, Michigan State University.* p. 3.
49. Tagarelli, S. (2010). *Análisis de la cadena alimenticia.* Argentina. Recuperado el 05 de diciembre del 2018, de http://www.alimentosargentinos.gov.ar/0-3/revistas/r_33/cadenas/olivo_olivo.htm
50. Vaugh, M. (1951). *Prunus serotina spp. Capulí (Cav.)* Sistema nacional de información forestal. (CONAFOR) Comisión Nacional Forestal y (CONABIO) Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad. Publicación, Brittonia. 7, 299.
51. Vázquez, H., Zapata, O., & Fiero, S. (2011). *Gestión agropecuaria N° 2.* Universidad Estatal de Bolívar. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recursos Naturales del Ambiente. Impresión. Gutember. Aguacoto. II. Guaranda. Ecuador. pp. 21-25.
52. Villavicencio, A., & Vásquez, W. (2008). *Guía técnica de cultivos.* Instituto Autónomo de Investigaciones Agropecuarias. Manual N° 73. Quito. Ecuador. p. 2-18.

XII. ANEXOS

Anexo.- Diseño experimental del ensayo.

M1 S1 R1	M2 S1 R1	M3 S2 R1	M1 S2 R1	R1
M3 S1 R1	M4 S1 R1	M4 S2 R1	M2 S2 R1	
M1 S2 R2	M1 S1 R2	M3 S2 R2	M4 S2 R2	
M2 S1 R2	M4 S1 R2	M3 S1 R2	M2 S2 R2	R2
M2 S1 R3	M1 S2 R3	M1 S1 R3	M3 S2 R3	
M4 S2 R3	M2 S2 R3	M3 S1 R3	M4 S1 R3	R3

Anexo.- Presupuesto general de la investigación.

RUBRO	UNIDAD	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL
COSTOS FIJOS				
Alquiler del GPS	Unidad	1	5	5 \$
Fundas plásticas	Paquete de 100 unidades	24	2,5	60 \$
Tarrinas	Unidad	30	0.30	9 \$
Pie de rey.	Unidad	1	2	2 \$
Azadones	Unidad	2	10	20 \$
Pala	Unidad	2	10	10 \$
Ducha de mano	Unidad	1	5	5 \$
Manguera	metros	10	1	10 \$
Podadora	Unidad	1	15	10 \$
Bomba de mochila	Unidad	1	25	25 \$
Rótulos de identificación y etiquetas	Unidad	27	0,50	13,50 \$
Semilla de capulí	Balde	1	30	20 \$
Desinfectante y Fungicida	Unidad	1	8	20 \$
Materiales de oficina: Libros, Internet, Papel, Computadora, Impresora, Flash memory, libreta de apuntes, lápices y esferográficos.	Unidades		60	60 \$
Alimentación			30	40 \$
Transporte			40	40 \$
SUBTOTAL DE COSTOS FIJOS				349,5 \$
COSTOS VARIABLES				

SUSTRATO 1				
Arena de Rio	Sacos	7	1	10 \$
Cascarilla de Arroz	Sacos	3	2	9 \$
SUSTRATO 2				
Tierra negra de Páramo	Sacos	7	1	10 \$
Pomina.	Sacos	3	3	15 \$
MÉTODOS DE ESCARIFICACIÓN				
M1: Electricidad	Dólares			10 \$
M2: Agua	Dólares			8 \$
M3: Limón	Saco			15 \$
M4: Agua + Gas	Dólares			12 \$
SUBTOTAL DE COSTOS VARIABLES				89 \$
TOTAL DE GASTOS				438,5 \$

Nota: Elaborado por: Andino E, 2018.

Anexo.- Selección de la fruta, secado y almacenamiento.



Anexo.- Recolección de materiales para la preparación de sustratos.



Anexo.- Preparación del sustrato S1 de arena de rio más cascarilla de arroz.



Anexo.- Preparación del sustrato S2 de tierra negra más pomina.



Anexo.- Desinfección de los sustratos utilizando Captan, dosis 2,5 gr/L.



Anexo.- Llenado de las fundas con los sustratos.



Anexo.- Conteo de semillas, identificación y separación de tratamientos.



Anexo.- Aplicación del tratamiento de escarificación M1, Horas frío.



Anexo.- Aplicación del tratamiento de escarificación M2, Agua fría.



Anexo.- Aplicación del tratamiento de escarificación M3, Zumo de Limón (Ácido cítrico).



Anexo.- Aplicación del tratamiento de escarificación M4, Agua hervida.



Anexo.- Separación de los tratamientos y siembra.



Anexo.- Riegos.



Anexo.- Control de Fusarium a todo el ensayo utilizando Previcur-N, dosis 2,55 ml/L.



Anexo.- Toma de datos a los 60 días después de la siembra, según el procedimiento establecido.







Anexo.- Toma de datos a los 60 días después de la siembra, según el procedimiento establecido..

