

**UNIVERSIDAD NACIONAL
"SANTIAGO ANTÚNEZ DE MAYOLO"**

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



**"EVALUACIÓN DE LA GERMINACIÓN DE SIETE ECOTIPOS
DE CAPULI (*Prunus capuli*) CON DOS FITOHORMONAS EN
HUARAZ - ANCASH"**

Presentado por:

INOCENTE PANTOJA JORGE LUIS

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO**

Huaraz - Perú

2015




ACTA DE CONFORMIDAD DE TESIS


Los miembros de jurado de tesis que suscriben, nombrados por Resolución N°209-2014-UNASAM-FCA/D. de fecha 29 de abril del 2014, se reunieron para revisar el informe de tesis, presentado por el Bachiller en Ciencias Agronomía, **JORGE LUIS INOCENTE PANTOJA**, denominado: "EVALUACIÓN DE LA GERMINACIÓN DE SIETE ECOTIPOS DE CAPULÍ (*Prunus capuli*) CON DOS FITOHORMONAS EN HUARAZ - ANCASH", y sustentada el 16 de junio del 2015 por Resolución Decanatural N° 318-2015-UNASAM-FCA/D, de fecha 12 de junio de 2015, lo declaramos CONFORME.

En consecuencia queda en condiciones de ser publicado.

Huaraz, 16 de junio de 2015.


Ing.M.Sc. Guillermo Castillo Romero
PRESIDENTE

Ing.M.Sc. Sacramento Neptalí Díaz León
SECRETARIO


Ing. Crestes Delfín, Alvarado Castillo
VOCAL


Ing.M.Sc. Alejandro Zorobabel, Toscano Leyva
PATROCINADOR



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Los miembros del Jurado de Tesis que suscriben, reunidos para escuchar y evaluar la sustentación de la Tesis presentado por el Bachiller en Ciencias Agronomía, **JORGE LUIS INOCENTE PANTOJA**, denominada: "EVALUACIÓN DE LA GERMINACIÓN DE SIETE ECOTIPOS DE CAPULÍ (*Prunus capuli*) CON DOS FITOHORMONAS EN HUARAZ - ANCASH". Escuchada la sustentación y las respuestas a las preguntas y observaciones formuladas, la declaramos:

APROBADA

CON EL CALIFICATIVO DE (*)

MUY BUENO

En consecuencia, queda en condiciones de ser calificado **APTO** por el Consejo de Facultad, de la Facultad de Ciencias Agrarias y por el Consejo Universitario de la Universidad Nacional "Santiago Antúnez de Mayolo" y recibir el Título de **INGENIERO AGRÓNOMO**, de conformidad con la Ley Universitaria y el Estatuto de la Universidad.

Huaraz, 16 de Junio de 2015.


Ing.M.Sc. Guillermo Castillo Romero
PRESIDENTE


Ing.M.Sc. Sacramento Neptalí Díaz León
SECRETARIO


Ing. Orestes Delfín, Alvarado Castillo
VOCAL


Ing.M.Sc. Alejandro Zorobabel, Toscano Leyva
PATROCINADOR

(*) De acuerdo con el Reglamento de Tesis, ésta debe ser calificada con términos de: SOBRESALIENTE, MUY BUENO, BUENO Y REGULAR.

DEDICATORIA

A Dios por el regalo de la vida a mi madre feliciano Pantoja Chávez con infinito amor y eterno agradecimiento, por su sacrificio y abnegación al encaminar mi vida por el sendero de la superación

A mis hermanos Omar y Betty a mi esposa Eveling, a mis adorados hijos Luciana y Angel, quienes en todo momento estuvieron dándome fuerzas para conseguir este logro.

AGRADECIMIENTO

A Dios por ser el guía en el camino de mi vida.

A la Universidad Nacional “SANTIAGO ANTUNEZ DE MAYOLO” Facultad de “Ciencias Agrarias”, Escuela Profesional de “Agronomía”, alma mater de mi formación profesional.

A los Señores Docentes de la facultad de “Ciencias Agrarias” por sus valiosas enseñanzas y orientaciones que condujeron al logro de mis objetivos.

El agradecimiento sincero a mi asesor por aceptarme para realizar esta tesis bajo su dirección y a mis jurados por su apoyo y confianza en mi trabajo y su capacidad para guiar mis ideas ha sido un gran aporte, no solamente en el desarrollo de esta tesis, sino también en mi formación como investigador.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
I. INTRODUCCION.....	9
1.1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	10
1.1.1 FORMULACION DEL PROBLEMA.....	10
1.1.2 JUSTIFICACION E IMPORTANCIA DEL TRABAJO.....	10
1.2 OBJETIVOS.....	11
1.2.1 OBJETIVO GENERAL.....	11
1.2.2 OBJETIVOS ESPECIFICOS.....	11
1.3 ANTECEDENTES.....	11
II. MARCO TEORICO	12
2.1 ORIGEN DEL CULTIVO.....	12
2.2 SISTEMATICA DEL CULTIVO.....	14
2.3 MORFOLOGIA Y ANATOMIA.....	15
2.3.1 VALOR NUTRICIONAL.....	16
2.4 CULTIVARES.....	17
2.5 ECOTIPOS ESTUDIADOS.....	18
2.6 REQUERIMIENTOS EDAFOCLIMATICOS.....	19
2.6.1 Clima.....	19
2.6.2 Suelo.....	21
2.6.3 Iluminación.....	22
2.7 ASPECTOS FISIOLÓGICOS.....	22
2.8 PROCESO DE GERMINACION.....	22
2.9 ESTABLECIMIENTO DE LA PLANTACION.....	23

2.9.1 Propagación.....	23
2.9.2 Siembra.....	26
2.9.3 Época de siembra	27
2.9.4 Densidad de siembra	27
2.10 LABORES CULTURALES.....	28
2.10.1 Riego	28
2.10.2 Fertilización.....	28
2.10.3 Poda.....	29
2.10.4 Propagación.....	29
2.10.5 Control de malezas.....	30
2.10.6 Control de plagas.....	30
2.10.7 Control de enfermedades.....	31
2.10.8 Cosecha	31
2.11 PRODUCCION Y CONSUMO	32
2.11.1 Post- cosecha.....	32
2.11.2 Industrialización	33
2.11.3 Comercialización.....	33
2.12 ACELERACION DE LA GERMINACION DEL CAPULI.....	34
2.13 FITOHORMONAS	35
2.12.1 Acido 3- Indolbutirico.....	36
2.12.2 Ácido naftal acético.....	39
2.12.3 Efecto de las Fitohormonas.....	39
III. MATERIALES Y METODOS.....	41
3.1 MATERIALES	41
3.1.1 Lugar de ejecución	41

3.1.2	Características del sustrato	41
3.1.3	Materiales y equipos.....	41
3.1.4	Materiales de escritorio	43
3.2	METODOLOGIA.....	43
3.2.1	Diseño experimental.....	43
3.2.2	Factores en estudio	44
3.2.3	Tratamientos en estudio	44
3.2.4	Esquema de análisis de varianza	45
3.2.5	Croquis del experimento:	46
3.2.6	Descripción del campo experimental:	47
3.2.7	Parámetros para la evaluación.....	47
3.2.8	Población y muestreo de estudio.....	48
3.3	PROCEDIMIENTO.	48
3.4	HIPÓTESIS	49
3.4.1	Hipótesis de trabajo de investigación.....	49
3.4.2	Variables del trabajo de investigación	49
IV.	RESULTADOS Y DISCUSION.....	51
4.1	RESULTADOS	51
4.1.1	Porcentaje de germinación (%)	51
4.1.2	Altura de planta	58
4.1.3	Longitud de raíces (cm).....	64
4.2	DISCUSION	71
4.2.1	Porcentaje de germinación:	71
4.2.2	Sobrevivencia del plantín:.....	71
4.2.3	Altura de plantín:.....	71

V.	CONCLUSIONES	72
VI.	RECOMENDACIONES	73
VII.	BIBLIOGRAFIA	74
VIII.	VIII. ANEXO	76

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en la Ciudad Universitaria de la Universidad Nacional “Santiago Antúnez de Mayolo” Shancayan-districto de Independencia , Provincia de Huaraz a una altitud de 3150m.s.n.m. con el objetivo de evaluar la germinación de siete ecotipos de capulí (*Prunus Capuli*) con dos hormonas el Ácido Indol Butírico.AIB y Acido Naftal-ANA.

El diseño utilizado es un arreglo factorial completamente al Azar con dos niveles de factor A y 7 niveles de factor B (2x7). Se evaluaron el porcentaje de germinación alcanzando el T₄-PGI-016 INIA Ayacucho con AIB obtuvo 96.67% y con ANA 90%, el T₂ – PGI – 005 INIA Ayacucho con AIB obtuvo 83.33% y con ANA 80% el T₁ testigo (Carhuaz) obtuvo la germinación más baja con AIB obtuvo 76.67% y con ANA 73.33%.

En relación a la altura de planta y longitud de raíces se encontraron diferencias significativas, donde la mayor significación resultó la interacción Ab₁ y Ab₂ alcanzando valores significativos de 71.082 y 35.900 que el resto de los tratamientos y las interacciones de Ba no fueron significativos. En relación a la longitud de raíces se obtuvo mayor significación.

La interacción Ab₁ con 183.790 superior al resto; siendo la interacción más baja Ba₆ con 10. Concluyendo que el mayor porcentaje de germinación se obtuvo con las interacciones Ab₁ y Ab₂ en comparación al resto de interacciones.

I. INTRODUCCIÓN

El capulí (*Prunus capuli*) es oriunda de Sudamérica, naturalizándose en los niveles alto andinos en territorios del Perú y otros países vecinos. Actualmente es una especie ampliamente cultivada en áreas tropicales, subtropicales y de clima templado en muchos países del mundo. Las observaciones de adaptación del capulí a los ambientes ecológicos indican igual comportamiento con el tomate.

El capulí fue llevado a Sudáfrica a cabo de Buena Esperanza antes de 1807, donde actualmente se le cultiva a escala comercial para su industrialización y comercio al exterior. Asimismo, se ha logrado introducir y cultivar aun a pequeña escala en Gabón y otras partes de África Central.

El capuli crece habitualmente entre 1200 y 3400 m.s.n.m. el consumo puede ser en crudo o cocido, y se puede conservar en mermelada, en tamales especiales que es usado como relleno. Con piel y semillas quitadas, el capuli puede mezclarse con leche, vainilla y canela como postre; también puede ser fermentado para convertirse en bebida alcohólica. En relación al valor alimenticio por 100 gr de porción se tiene a nivel de proteína de 0.105 a 0.185 gr, en calcio 17.2 a 25.1 mg y fósforo 16.29 a 24.4 mg. Como uso medicinal se hace jarabe para ayudar en problemas respiratorios. Con el cocimiento de hojas, se da para reducir la fiebre, para diarrea y disentería, alivia el dolor de cabeza; además con infusión de corteza tibia es lavaojos.

El presente trabajo se diseñó con la finalidad de impulsar su difusión para el uso en prácticas de forestación y reforestación y que paralelo a ello se aproveche su consumo por las bondades descritas.

1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El capulí es un árbol cuyo número de ejemplares siempre ha sido de poca influencia en la región no encontrándose reporte de bosques o rodales, casi siempre su producción a estado asociado a sistemas agroforestales, a esto se le suma la poca producción de esta especie a nivel de viveros. Por tanto los factores principales de su producción aún no han sido explorados considerablemente.

La evaluación de la germinación de la semilla del capulí (*Prunus capuli*) está determinado por las condiciones de edafológicas, climáticas y fisiológicas principalmente, por lo tanto para orientarnos a una producción masiva de esta especie será de vital importancia el uso de elementos que permitan obtener plántulas de muy buena calidad sobre todo en los primeros estadios de producción, siendo así, y considerando los factores climáticos de nuestra región se pretende utilizar fitohormonas.

El uso de fitohormonas para estimular y facilitar la germinación de semillas es muy común, evidenciándose en capulí en los trabajos de PROFRUT.

Cuando una plántula no proporciona las cualidades adecuadas de vigorosidad para su desarrollo normal hay un riesgo de mortandad a nivel de vivero y a nivel de instalación en campo definitivo lo que genera pérdidas económicas considerables.

1.1.1 FORMULACION DEL PROBLEMA

En condiciones de vivero en Huaraz ¿en la germinación de las variedades de capulí (*Prunus capuli*) cual es el efecto del uso de fitohormonas?

1.1.2 JUSTIFICACION E IMPORTANCIA DEL TRABAJO

El presente trabajo de investigación permitirá conocer la respuesta de las semillas de diferentes Ecotipos de capulí (*Prunus capuli*) sobre el uso de tres tipos de

hormonas dentro del transcurso de su germinación, esto agilizará y mejorará el proceso de producción de plántones de esta especie para fines de reforestación y agroforestería en la región.

1.2. OBJETIVOS

1.2.1 OBJETIVO GENERAL

“Evaluación de la germinación de siete Ecotipos de capulí (*Prunus capulí*) con dos hormonas en Huaraz - Ancash”.

1.2.2 OBJETIVOS ESPECIFICOS

- Comparar el efecto de las dos fitohormonas (AIB, ANA) en la germinación de siete Ecotipos de capulí.
- Evaluar el porcentaje de germinación en laboratorio y condiciones de invernadero.
- Evaluar los parámetros de longitud radicular, altura planta y materia seca.

1.2.3 ANTECEDENTES

López et al (2005) realizaron una tesis de licenciatura Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano Tegucigalpa – Honduras con el trabajo de investigación de Estimulación de germinación del capulí con giberelinas y agua caliente; en la que concluye que la fitohormona con Ácido Giberelino resultó con 97 % de germinación en menor tiempo en comparación con agua caliente.

II. MARCO TEORICO

2.1. ORIGEN DEL CULTIVO

CALZADA (1980) indica que el capulí (*Prunus capulí*) es oriunda de Sudamérica, naturalizándose en los niveles alto andinos en territorios del Perú y otros países vecinos. Actualmente es una especie ampliamente cultivada en áreas tropicales, subtropicales y de clima templado en muchos países del mundo. Las observaciones de adaptación del capulí a los ambientes ecológicos indican igual comportamiento con el tomate.

El capulí fue llevado a Sudáfrica a cabo de Buena Esperanza antes de 1807, donde actualmente se le cultiva a escala comercial para su industrialización y comercio al exterior. Asimismo, se ha logrado introducir y cultivar aun a pequeña escala en Gabón y otras partes de África Central.

De Sudáfrica fue llevado a Australia donde se le conoce con el nombre de "Cape gooseberry". El capulí fue uno de los pocos frutos frescos de los primeros colonos de la población de Nueva Gales del sur. A partir de ese entonces se efectuaron siembras en gran escala de Queensland, Victoria, Sur de Australia, Oeste de Australia y el Norte de Tasmania; a su vez, fue bien recibido en Nueva Zelandia.

En China, India y Malasia se ha adaptado pero su cultivo todavía se hace en escala relativamente menor. Así en la India se le cultiva en asociación con otras especies de plantas.

En las Islas Filipinas, especialmente en Luzon este pequeño frutal ha logrado buena adaptación.

El capulí introducido a las Islas Hawai en una época anterior a 1825, se ha adaptado satisfactoriamente en el conjunto de islas en altitudes relativamente medias y altas. Por año 1966, las siembras comerciales se redujeron, razón por la cual las procesadoras industriales tuvieron que adquirir la fruta de pequeñas parcelas, pagando precios relativamente altos. Ahora el capulí está ampliamente disperso como una vegetación exótica en las islas bañadas por los mares del sur, sin alcanzar una escala de significación comercial.

A Israel se llevó semillas de capulí en 1933, habiéndose obtenido una buena producción, dispersándose su cultivo por su territorio, aunque los esfuerzos de promoción de este frutal se han discontinuado.

En Inglaterra el capulí fue dado a conocer por primera vez en 1774, fecha a partir del cual se le ha cultivado en pequeña escala, especialmente en los jardines de las residencias. Al terminar la segunda guerra mundial, el capulí fue industrializado, aunque en cantidades limitadas.

No obstante estos antecedentes, a comienzos de 1952, el vivero Stanford de Sussex, presentó al capulí, con la denominación de "Cape Gooseberry", como excelente fruta nueva, especialmente desarrollada en Inglaterra. A continuación, envases conteniendo conserva de capulí de origen inglés apareció en los mercados del Sur de la Florida, resultando para los consumidores un producto atractivo y delicioso.

La introducción del capulí a las Islas del Caribe fue dada a conocer vegetando al borde de las carreteras en los alrededores de Blue Mountains en Jamaica antes de 1913.

El Perú, como parte del centro de origen de este frutal, tiene amplias áreas con ventajas comparativas para su producción, en los valles de altitudes medias y altas de la sierra.

2.2. SISTEMÁTICA DEL CULTIVO

El capulí es una verdadera cereza y realmente no pertenecen con frutos de las regiones cálidas. Sin embargo, debe ser incluido aquí para distinguirla de la cereza de Jamaica (qv), para los dos comparten una serie de nombres coloquiales. *Prunus salicifolia* HBK. (Syns. *P. capuli* Cav. *P. serótina* var *salicifolia* Koehne), de la familia de las rosáceas, es más a menudo llamado *capulín*, *capuli*.

Clasificación Taxonómica

Según McVaugh (1951):

Reino : Plantae

Sub-reino : *Viridae plantae*

Division : Magnoliophyta

Clase : Magnoliopsida

Orden : Rosales

Familia: Rosacea

Sub- familia : *Pruno ideae*

Tribu : Ixieae

Género : Prunus

Especie : *Prunus capuli*

Subespecie: capuli

Según FLORES (2008) existen un gran número de especies de esta planta, entre ellos tenemos *serótina*, *prunus*, *capulí*, etc., al igual que el nombre común toma diferentes connotaciones de acuerdo al país y zona de desarrollo de la planta.

2.3. MORFOLOGIA Y ANATOMIA

CALZADA (1980) indica que el capulí es una planta herbácea, cuando crece en áreas libre de heladas, tiene naturaleza perenne. El porte de la planta está entre 0.6 a 0.9 m, alcanzando ocasionalmente hasta 1.8 m; en este último caso para mantenerse erguido requiere de un tutor o soporte. Las ramas presentan líneas o estrías de color púrpura. Hojas casi opuestas, pubescentes, acorazonadas, puntiagudas, bordes dentados de 6 a 15 cm de largo y de 4 a 10 cm de ancho. Las flores se forman en las axilas de las hojas que nacen después del 12 al 13 internudo del tallo. Las flores colgantes de 2 cm de ancho, amarillas con manchas púrpura marrón en el cuello y encapsulado por el cáliz púrpura – verde, pubescente, con 5 puntas. Después de la fertilización de la flor, el cáliz se expande, cubriendo totalmente al fruto. En algunos cultivares esta cobertura es apenas parcial.

El fruto que responde a la denominación de baya es de forma globosa de 1.25 a 2.00 cm de ancho, de superficie lisa, suave y brillante. A la madurez amarillo – naranja, pulpa jugosa, conteniendo numerosos frutos alcanzan su madurez, tienen un sabor parecido a la uva dulce. El cáliz que cubre el fruto tiene sabor amargo no apto para el consumo.

COMUNIDAD ANDINA (1998) presenta lo siguiente:

- ✓ **Hábitos de crecimiento:** El árbol semidecíduo está erecto y un tanto en forma de paraguas con un tronco corto y robusto y, corteza grisácea áspera. Es muy rápido está creciendo y alcanza una altura de 10 metros de 12 a 18 meses, con el tiempo alcanzar una altura de 30 pies o más. En los climas templados el árbol no vierte sus

hojas en invierno. Cerezas Capulí son muy atractivos, tanto en el momento de la floración con racimos colgantes cubiertos con masas de flores y después de la cuaja cuando los racimos están llenas de verde, luz roja o de color rojo oscuro maduración de la fruta.

- ✓ **Follaje:** El suplente, hojas aromáticas son cerca de 4-1/2 pulgadas de largo, delgado, con bordes dentados. Son de color verde oscuro brillante arriba y pálida de color verde grisáceo por debajo. Las hojas nuevas son a menudo de color de rosa.
- ✓ **Flores:** Las flores aparecen en primavera y nacen en racimos delgados con una o varias hojas en la base. Las flores individuales son de aproximadamente 3/4 de pulgada de ancho, con pétalos blancos y un penacho visible de estambres. No se requiere polinización cruzada.
- ✓ **Fruta:** Nada menos que 15 o 20 frutos a veces se desarrollan en un racimo, pero la mitad o más de la caída antes de alcanzar la madurez. Dependiendo del clima y de la variedad, que maduran desde mediados de mayo hasta mediados del verano. Parecido a la cereza del norte, los frutos son de 1/2 a 3/4 de pulgada de diámetro y profundo color granate brillante a morado oscuro en color, con una piel tierna delgada. El color verde pálido, firme, jugosa pulpa es dulce y agradable con un toque de astringencia similar a las cerezas silvestres en algunos casos. El hoyo es bastante grande en proporción con el tamaño de la fruta. Los árboles producen frutos de 2 a 3 años después de la plantación, y en las condiciones adecuadas se establezca más de un cultivo por temporada. Por razones desconocidas árboles con corteza gris parecen producir frutos más grandes que aquellos con corteza oscura.

VALOR NUTRICIONAL

FISCHER Y, et al (1999)

Valor Nutritivo (100gr. de contenido nutritivo)	
Calorías	49
Carbohidratos	11.0 g

Proteínas	1.7g
Calcio	9.0 mg
Fosforo	46 mg
Hierro	3.0 mg
Niacina	0.8 mg
Vitamina A	173.0 U.I
Vitamina C	20.0mg

El fruto del capulí es comestible al estado fresco y procesado bajo distintas recetas de postre y deshidratado, es una fuente importante de las vitaminas A, B y C.

2.4. CULTIVARES

FLORES (2008) indica que en el Perú, Colombia y Ecuador está ampliamente distribuido el cultivar “criollo”; “Kenya” en Colombia y Ecuador; “Colombiana” y “Neozelandesa” en el Ecuador; y la “Sudafricana” en Colombia.

Existen un grupo de cultivares obtenidos en países en los cuales fueron llevados de Sudamérica, tales como: Dixon, Garrison’s Pineapple, entre otros.

✓ **Giallo Grosso**

Este cultivar se caracteriza por un fruto relativamente grande, de color amarillo dorado a la madurez, consumiéndose al estado fresco o procesado. En ambientes ecológicos con invernaderos moderados, donde no ocurren heladas, la planta de capulí se mantiene en producción por varios años.

✓ **Giant**

Este cultivar se distingue por su vigor, con alturas entre 0.9 m y 1.5 m, formando frutos que a la madurez son de tamaño relativamente grandes, amarillo – naranja, con un diámetro de 2.5 cm, aproximadamente y posee un sabor delicioso.

✓ **Giant Poha Berry**

Las hojas de este capulí tiene pubescencia gris - verde y de aspecto distinto a otros capulís. La planta alcanza una altura en 0.3 m a 0.75 m y los frutos a la madurez tienen un diámetro de 2.5 cm.

✓ **Golden Berry**

En climas más fríos demora desde la siembra entre 6 a 12 meses para producir plenamente. Se ha observado que este cultivar es resistente a ligeras heladas que causan la muerte de otros cultivares de capulí y también de tomates. El fruto a su madurez alcanza un diámetro de 2.5 cm, dándose casos hasta de 5.0 cm. La pulpa es muy sabrosa y dulce. El jugo del fruto desprovisto de las semillas presentan una similitud en color y sabor intenso al jugo de naranja. Los frutos secos son usados en repostería en reemplazo a las uvas desecadas.

✓ **Golden Berry, Long Aston**

Este cultivar es una selección de "Golden Berry", a la madurez adquiere un color amarillo dorado, comparativamente de calidad superior a otros capulís.

2.5. ECOTIPOS ESTUDIADOS

CALZADA (1980) presenta lo siguiente:

✓ **Ecuatoriano**

Muy grandes, redondos frutos hasta 1-1/2 pulgadas de diámetro. Verde claro, carne dulce, libre de astringencia cuando está maduro. Caída de árboles, outbears muchos otros cultivares.

✓ **Fausto**

La fruta grande, 2/3 a 1 pulgada de diámetro. Verde carne, sabor rico y dulce. Madura a finales de agosto a septiembre en Vista. Árbol vertical lindan caída, un portador anual fiable. Tiene un buen potencial comercial.

✓ **Harriet**

Grande, aplanado en forma de globo de fruta, 3/4 a 1 pulgada de diámetro. Piel de color morado oscuro y negro. Verde carne, más o menos libre de astringencia, sabor bueno. Semilla relativamente pequeño, Árbol es un enano genético, algo así como un portador tímido.

✓ **Huachi Grande**

Grande a muy grande, frutas redondas de 1 pulgada o más de diámetro. Sabor muy suave, que carecen de la astringencia de otros capulins. Madura temprano a mitad de temporada. Parece requerir elevadas temperaturas para desarrollar mejor sabor. Árbol un productor muy pesado, tiende a más productos en racimos pesados.

✓ **Lomeli**

Grande, fruta redonda, de 1 a 1-1/8 pulgadas de diámetro. Carne bastante astringente, sabor bueno. Semilla pequeña. Árbol un productor pesado, a menudo produciendo más de 200 libras de fruta. Da frutos en racimos. Funciona muy bien en zonas costeras frías.

✓ **Werner**

Pequeños frutos con muy buen sabor. Árbol productor luz, parece tener mejor en ciertos patrones. Extremadamente vigoroso, puede crecer 15 pies o más de un año. Llamado así por Andrew Werner de Santa Cruz, California

2.6. REQUERIMIENTOS EDAFOCLIMATICOS

2.6.1 Clima

CALZADA (1980) manifiesta que el capulí es de ciclo vegetativo anual en regiones de clima templado y planta perenne en los climas tropicales. En Sudamérica, crece en forma silvestre en la Región Andina en

altitudes entre 600 a 3000 m.s.n.m. a su vez, crece en forma silvestre en Hawai a niveles de altitud entre 300 y 2400 m.s.n.m. en el norte de la India no prospera en altitudes por encima de 1200 m.s.n.m.; en cambio en el sur de la India prospera hasta los 1800 m.s.n.m.

En Inglaterra, las plantas de capulí no fueron afectadas por temperaturas frías tan bajas de 3 °C en Sudáfrica, las plantas de capulí fueron afectadas sin chance de recuperación cuando la temperatura bajo a 0.75 °C en áreas donde ocurre heladas debe acondicionarse alguna forma de protección o establecer las siembras protegidas por paredes o a la proximidad de edificaciones que den protección.

Cubiertas de plástico con soportes internos podrían evitar daños por heladas. Las plantas que se conducen en bolsas o macetas, ante la inminencia de temperaturas de heladas, deben ser puestas bajo protección.

El capulí es una planta que requiere de completa exposición a la radiación solar, estar libre de temperaturas de helada y de vientos fuertes; buena cantidad de humedad en el suelo durante el crecimiento vegetativo; pero menos humedad cuando se aproxima la maduración de los frutos.

MCVAUGH (1951) indica que el capulí prospera en regiones de clima cálido y seco. Es tolerante a los cambios de temperatura, heladas y sequías. Su mejor producción es a temperaturas que oscilan entre 12 a 18 °C, con precipitación anual de 500 a 2000 mm y requiere de plena exposición solar

PRETELL (1987) indica que algunas experiencias parecen indicar que el fruto del capulí es exigente en humedad; pero esto es relacionado al suelo. Sin embargo, por su hábitat de 1800 a 3300 msnm, estamos en una humedad relativa de 45 a 60 % en promedio.

2.6.2 Suelo

COMUNIDAD ANDINA (1998) Los árboles no son exigentes en sus requerimientos de suelo y crecen bien en cualquier sitio razonablemente fértil. Pueden prosperar en suelo pobre, incluso arcillas, pero parecen preferir los suelos arenosos secos con un pH de 5.5 a 6.5

PRETELL (1987) sostiene que el capulí no prospera en suelos pesados; es decir, arcillosos. Algunas experiencias parecen indicar que el fruto es de mejor calidad cuando la planta crece en suelos secos y arenosos; sin embargo, durante los dos o tres primeros años de su establecimiento, el árbol es exigente en humedad. En general prefiere suelos profundos y bien drenados, arenosos y francos; aunque se adapta a suelos pobres y arcillosos; así como se desarrolla en suelos ácidos, neutros y alcalinos.

CALZADA (1980) manifiesta que el capulí prospera en varios tipos de suelos, tales como arenosos o arcillo cascajosos, siempre que estos tengan buen drenaje. En suelos aluviales de alta fertilidad, el capulí crece vigorosamente y los frutos no logran a la madurez adquirir el amarillo dorado que es lo característico. En cambio en suelos arenosos se obtienen buenas cosechas.

En terrenos planos y con mal drenaje las siembras de capulí no darán buenos resultados, por lo que será preferible establecerla en laderas moderadas o en el lomo de camellones, que eliminen fácilmente cualquier exceso de agua.

La reacción de los suelos debe estar preferentemente en el rango entre 6.5 a 7.5 de pH. La cobertura alrededor de las plantas a base de materia orgánica descompuesta (mulch) ayudara a disminuir la competencia que hacen las malezas.

2.6.3 Iluminación

MCVAUGH (1951) menciona que sobre sus necesidades lumínicas, se puede aseverar que es muy exigente, sólo puede situarse en un lugar con exposición directa al sol para no repercutir negativamente en su crecimiento de forma normal. En tal sentido, es intolerante a la sombra y se vuelve susceptible al ataque de hongos (fruto y hojas), daño por insectos (hojas) y orugas y polillas.

2.7. ASPECTOS FISIOLÓGICOS

CALZADA (1980) manifiesta que la germinación de la semilla tiene lugar entre 8 a 14 días en condiciones de medio ambiente natural. La planta diferencia entre 150 a 300 flores con los correspondientes frutos. Las primeras flores amarillas de forma de campana, emergen a partir del 12 a 13 internudo del tallo, entre 4 a 5 semanas después del trasplante al comienzo de la primavera y continua en floración en los meses subsiguientes.

Las plantas son polinizadas por la acción de los vientos e insectos locales, entre los que están las abejas. Mientras que la polinización no es un problema, si lo es la desuniformidad en el tamaño del fruto. De la flor hasta la maduración del fruto, transcurre entre 70 a 80 días. Para algunas personas se dice que el capulí se autopoliniza pero la polinización es estimulada sacudiendo delicadamente ramas florales o asperjando las plantas en floración con una llovizna de agua.

La maduración de los frutos tiene sus mejores épocas al final de la primavera y comienzos del verano.

2.8. PROCESO DE GERMINACION

Según **MCVAUGH (1951)**:

- a. **Germinación:** En condiciones naturales la germinación ocurre al primero o segundo año después de haber caído la semilla y en ocasiones llega a germinar

después de 3 años. En laboratorio germinan a temperaturas de entre 18 y 22 °C tardando 14 días.

b. Porcentaje de germinación: 50 a 85 %, pudiendo llegar a 98 %.

c. Tratamiento pregerminativo:

- i. La tasa de germinación es más exitosa cuando las semillas pasan por el tracto digestivo de las aves y después se les aplica la estratificación en frío.
- ii. Estratificación en frío durante 120 días.
- iii. Remojar por más de 3 días y secarlas antes de la siembra.
- iv. Estratificación en caliente por 2 semanas y luego 4 meses de estratificación en frío.
- v. Dejando los huesos expuestos al sol y la lluvia, se puede lograr que éstos se abran y se ablande la sutura en unos 8 días.

d. Viabilidad / Latencia / Longevidad: Las semillas en el bosque exhiben una germinación retardada. Permanecen sin germinar hasta 3 años. Tienen latencia embrionaria. El endocarpio ofrece resistencia a la germinación pero es usualmente permeable al agua.

e. Tipo de semilla: Ortodoxa.

Proteger la germinación de las condiciones del medio, tales como de la lluvia fuerte, exceso de sol o calor, roedores o pájaros; el uso opcional de sombra moderada, mejora las condiciones de germinación.

2.9. ESTABLECIMIENTO DE LA PLANTACION

Propagación

MCVAUGH (1951) indica que la propagación se puede realizar asexualmente o sexualmente. La primera consiste en utilizar el rizoma para realizar el acodo aéreo. Las raíces aparecen en unas 6 u 8 semanas; se puede utilizar los brotes o retoños (tocón), rebrota rápidamente después del corte, así como la raíz; si se usan las estacas o esquejes, se recomienda utilizar

material joven y enraizarlo en primavera, las estacas de 5 cm (con 2 nudos), sumergidas en un enraizador y colocadas en un propagador sencillo, a las 5 semanas tienen un 96% de enraizamiento, el material joven enraíza con mayor facilidad; el corte de tallo, produce mayor cantidad de propágulos asexuales que ninguna otra, se requieren solamente 8 horas de labor para producir 2,000 cortes.

La propagación sexual, mediante el uso de la semilla del capulí, consiste en los siguientes procesos:

- **Obtención y manejo de la semilla:** en plantaciones en huertas familiares o en su zona de distribución, evitar coleccionar demasiado de una sola huerta para evitar problemas de consanguinidad. Se seleccionan árboles que cumplan con las siguientes características: a) edad para producir semilla fértil, b) que sean dominantes y con buenos crecimientos en diámetro y altura, c) fustes con tallo recto y sin deformaciones d) copa compacta, y e) que estén libres de plagas y enfermedades.

Se coleccionan del suelo al pie del árbol o directamente de él. Es mejor coleccionar antes de que esté en suelo para evitar pudriciones. El árbol debe ser escalado con equipo apropiado. Usar ganchos afilados o cuchillas para empujar, jalar o cortar ramillas. Hay 4,000 semillas por kg.

La extracción de semilla de los pomos debe ser tan pronto como sea posible para evitar la fermentación del fruto y el daño a la semilla. Si hay que almacenar los frutos, antes del beneficio se recomienda secarlos en capas delgadas sobre planchas de concreto o en zarandas, ventilarlos bien y mover frecuentemente. Para obtener las semillas hay que macerar los frutos para separar el pericarpio de la semilla, si son pocos realizar a mano, o mecanizadamente cuando son muchos. Los frutos recién macerados se hacen pasar por tamices con aberturas

de mayor a menor hasta dejar la semilla limpia, pudiéndose usar agua para la limpieza.

- **Producción de plantas:** Remojar las semillas durante 6 a 9 días y secar antes de la siembra. También se puede quitar el endocarpio o hueso leñoso, por ejemplo dejándolas expuestas al sol y lluvia, se logra que se abra y se ablande la sutura en 8 días. Eliminando el hueso se obtiene casi el 100% de germinación en 8-10 días.

Sembrar en almácigos en hileras o directamente al contenedor. Poner las semillas a 1.5 cm de profundidad, en un medio ligero, estéril, el cual provea buena aeración y humedad. Usar Captán como fungicida a razón de 2.5 gr por 1 lt de agua, con aplicaciones al inicio y semanales durante 4 semanas. El trasplante de los almácigos al envase se debe hacer cuando las plántulas tengan de 4 a 5 cm de altura. Si la producción es en contenedores, para evitar la formación de musgo se puede poner en la parte superior del sustrato una capa de tezontle fino previamente desinfectado. Trasplantar en la tarde o muy temprano por la mañana. Sacar las plántulas con cuidado, mojar la raíz en agua mezclada con arcilla para que la raíz entre verticalmente en el envase y no se doble. El sustrato debe ser de textura ligera, buen drenaje, pH ligeramente ácido y buena capacidad para retener la humedad. Usar fertilizantes orgánicos e inorgánicos. Para mejorar el drenaje agregar arena y suelo de bosque para lograr la micorrización, y si es necesario una solución de ácido fosfórico para bajar el pH el sustrato.

- **Manejo de las plántulas:** se usan bolsas de polietileno negro de 15 cm de ancho por 20 cm de largo. El almácigo se cubre con zacate seco para proteger el suelo y las semillas contra el impacto de la lluvia. Una vez que ha germinado ésta, se quita la protección. Cuando se realiza trasplante de plántulas, es conveniente hacerlo muy temprano en la mañana o cerca de la puesta del sol y tener

sombreado a la planta. Se recomienda regar a saturación cada dos o tres días cuando no llueve. Es conveniente realizar deshierbes frecuentemente para evitar plantas indeseables que compitan por agua, nutrientes o luz. El tiempo total para la propagación es de un año.

CALZADA (1980) manifiesta que la propagación del capulí se hace mayormente por medio de semilla. Se tiene de 5000 a 8000 semillas por onza (28 gr). Para una hectárea se requiere unos 70 gr. de semilla. Para una siembra bien distribuida se mezcla la semilla con tierra pulverizada, cenizas u otro material. Humedad constante y moderada se requiere para una buena germinación. La propagación también puede hacerse mediante estacas de un año de edad, tratadas con auxinas. Estas plantas tienden a florear precozmente y rinden bien aunque resultan menos vigorosas que la proveniente de semilla. También se utiliza la propagación por acodo aéreo.

2.9.2 Siembra

CALZADA (1980) manifiesta que los frutos maduros provenientes de clones selectos de la cosecha anterior se colocan en agua por unos 5 días para propiciar una fermentación. Después que las semillas son separadas de la pulpa, ellas son almacigadas en bandejas que contiene un medio esterilizado; esta esterilización del medio, bien se puede hacer mediante el riego con agua hirviendo aplicado al medio de almacigado (arena lavada, musgo molido, carbón molido y otros) antes de la colocación de la semilla. Las bandejas son regadas ligeramente con la frecuencia que asegure la germinación y crecimiento de las plántulas.

2.9.3 Época de siembra

CALZADA (1980) manifiesta que una buena época para la siembra del capulí es la estación de la primavera. En lugares con disponibilidad de agua de riego y libre de heladas, los otros meses del año también resultan favorables.

2.9.4 Densidad de siembra

CALZADA (1980) manifiesta que las plantas de capulí son establecidas en campo cuando tienen de 15 a 20 cm de altura, distanciándolas 1.0 m entre una planta y otra. Las plantas tienden a un desarrollo expandido parecido al tomate, requiriendo espalderas o soportes de diversa naturaleza. Las densidades de siembra van de 10,000 a 20,000 plantas / ha.

FLORES (2008) indica que esta especie se planta en espacios abiertos y claros como huertos familiares o plantación urbana, pero actualmente se ha perdido las costumbres antiguas de mantener y cuidar los espacios verdes y naturaleza, por lo tanto encontrar en valles, bosques o en zonas urbanas es muy difícil.

Esta planta tolera bien el corte y poda del mismo, se aplica la poda de aclareo ya que produce numerosas ramas y poda sanitaria para prevenir enfermedades y plagas a futuro. Esta especie tiene baja necesidad de riego; las plántulas se trasplantan con cepellón pequeño y se planta a una distancia de 7 metros entre cada árbol.

MCVAUGH (1951) recomienda trazar el terreno en forma regular con espaciamentos de 3 x 3 o 4 x 4 m entre planta, utilizando los diseños de “tresbolillo” o “marco real”. Los hoyos son de 40 x 40 x 40 cm.

2.10 LABORES CULTURALES

2.10.1 Riego

CALZADA (1980) manifiesta que la planta de capulí expande sus raíces en los primeros 40 cm de profundidad, lo que hace conveniente regar en forma ligera, a intervalos de tiempos cortos. Esta mayor frecuencia, especialmente en suelos francos u otros de naturaleza suelta. Evitar encharcamientos que condicionan mal drenaje y como consecuencia poca aireación de las raíces.

Los capulis producidos con exceso de agua tienen un sabor insípido y poco contenido de azúcar. Cuando los frutos inician su maduración se restringen los riegos.

COMUNIDAD ANDINA (1998) menciona que el capulí son algo tolerante a la sequía, pero crecen mejor y producen más frutos con agua regular, especialmente durante el período entre la floración y la fructificación.

2.10.2. Fertilización

CALZADA (1980) manifiesta que los conocimientos acerca de aptitud de los suelos para el cultivo del capulí han puesto de relieve aquellas características, tales como: textura intermedia, drenaje apropiado y contenidos medios de materia orgánica. Cualquier exceso de fertilización estimula un crecimiento vegetativo vigoroso, restando la cantidad de producción de frutos. Los rendimientos más altos se logran con dosis relativamente bajas de fertilizantes.

La fertilización al suelo aplicar al inicio de la floración con las cantidades de nutrientes por hectárea, que se detallan a continuación:

ELEMENTO	FERTILIZANTES
Nitrógeno	15 kg (Nitrato de Amonio 50 kg)

Fósforo	7 kg (Fosfato de Bayóvar 25 kg)
Potasio	28 kg (Sulfato)

La mayor parte de las raíces de la planta de capulí se desarrollan en los primeros 0.20 m de la capa superficial del suelo; esto hace necesario cuidar el lugar de incorporación de los fertilizantes, guardando distancias para evitar quemaduras de las raíces. La aplicación a mano se podría realizar distribuyendo el fertilizante en bandas o en puyados entre cada 2 plantas, procurando uniformidad en la dosis de aplicación.

COMUNIDAD ANDINA (1998) el capulí responde bien a las aplicaciones de fertilizante nitrogenado cuando las flores aparecen por primera vez en la primavera. En buenos suelos los árboles pueden necesitar más que un abono anual de compost.

2.10.3. Poda

COMUNIDAD ANDINA (1998) indica que los árboles necesitan muy poca poda para seguir siendo productivos, aunque algunos de poda es útil para mantenerlos a la altura deseada y facilitar la cosecha de fruta. Tomarán la poda radical y se puede cultivar como seto fructificación.

2.10.4 Propagación

COMUNIDAD ANDINA (1998) manifiesta que el capulí se propagan fácilmente por semilla, pero la calidad de la fruta de los árboles de semilla es muy variable. Las plántulas se suelen utilizar como patrón para cultivares deseadas usando la punta, cuña o injertos de hendidura. Las plantas también pueden ser propagadas por estacas de madera para el crecimiento en sus propias raíces.

2.10.5. Control de malezas

CALZADA (1980) manifiesta que al inicio del cultivo del capulí, el terreno tiene poca cobertura, lo que propicia un rápido y amplio crecimiento de las malezas, las mismas que ejercen fuerte competencia con las plántulas de capulí. Frente a estas circunstancias, el deshierbo manual a la proximidad de la planta de capulí y el uso de pequeñas herramientas para el deshierbo de los espacios entre plantas resulta adecuado. Con el desarrollo posterior de las plantas de capulí se tendrá una mejor cobertura del terreno, reduciéndose la agresividad de las malezas, así como el número de deshierbos.

2.10.6. Control de plagas

CALZADA (1980) manifiesta que el cultivo es afectado por plagas, muchas de ellas que son comunes a otras especies de solanáceas, por lo que no es conveniente asociar o tener a la proximidad del capulí siembras de papa, tomate u otras especies de esta familia. Entre las plagas más comunes esta los ácaros que causan defoliación, la arañita roja, gusanos cortadores en almácigos, barrenador de tallos (*Heliothes suflixa*), minador de la hoja, mosca blanca, áfidos, polilla del fruto (*Phthorimaea sp.*), escarabajo colorado de la papa, escarabajo rayado del pepino (*Acalymma vittata*), polilla del tubérculo de la papa, queresa blanda marrón.

El control de estas plagas debe basarse en labores culturales oportunas, tales como la eliminación de malezas; propiciar el aumento de poblaciones de especies de controladores biológicos; no asociar las siembras de capulí con otras especies de solanáceas. Dejar el uso de insecticidas como última opción y aplicar estos compuestos químicos en épocas fuera del periodo de maduración y cosecha de los frutos. No sobredosificar la fertilización nitrogenada.

COMUNIDAD ANDINA (1998) indica que el capulí son relativamente libre de muchas de las plagas que afectan a las cerezas regulares y otros árboles de frutas de hueso. Las plagas son los ácaros, babosas pera y escala Deer navegarán en el follaje cuando las plantas son pequeñas. Las aves son atraídas a la fruta, pero son un problema menor de lo que son con las cerezas regulares.

2.10.7. Control de enfermedades

CALZADA (1980) manifiesta que en cuanto a las enfermedades, el capulí, a su vez, es afectado por los mismos males comunes al tomate y otras solanáceas. Entre los agentes fungosos con daños de mayor significación están los causados por *Alternaria sp.*, *Phytophthora sp.*, causantes de pudrición de raíces en suelos de mal drenaje, mildiú polvoriento.

En Australia se da cuenta de daños provocados por la bacteria *Xanthomonas spp.*, causante de la mancha bacteriana de la hoja. Asimismo en la India se informa de daños causados por una raza de virus del mosaico del tabaco. Los frutos en almacén son afectados por hongos tales como *Penicillium sp* y *Botrytis sp.*

COMUNIDAD ANDINA (1998) menciona que el capulí es relativamente libre de muchas enfermedades que afectan a las cerezas regulares y otros árboles de frutas de hueso. Gummosis bacteriana es un problema ocasional, y algunas variedades son propensas a morir de nuevo por razones desconocidas.

2.10.8. Cosecha

CALZADA (1980) menciona que el fruto alcanza su madurez cuando cambia de color de verde a amarillo – dorado. En este estado se

desprende con facilidad conjuntamente el cáliz o cubierta. El fruto cosechado inmaduro llega a madurar, pero no alcanza la dulzura que cuando es cosechado completamente maduro.

Los frutos son cosechados a mano cada 2 a 3 semanas. Otra modalidad de recolectar los frutos es colocando una manta o lamina de plástico debajo de la planta, para que con un ligero remezón se consiga desprenderlos. Con esto se consigue frutos con mayor uniformidad de maduración.

En el pico de cosecha, usualmente una persona puede recolectar unos 90 kg de frutos por día; en cambio al comienzo y final de temporada de cosecha es usual obtener unos 20 kg al día. La cosecha mecánica mediante una maquina aspiradora esta en uso en la Universidad de Hawai.

COMUNIDAD ANDINA (1998) manifiesta que al igual que otros las cerezas, los frutos están listos para la cosecha cuando se ha desarrollado a todo color y el rendimiento a una suave presión. La piel es fina y tierna, pero lo suficientemente firme para la fruta para resistir los moretones. La fruta se mantendrá en condiciones de refrigeración durante 4 a 6 semanas en un recipiente destapado. Los frutos maduros se pueden comer de la mano o hecho en mermeladas y conservas, o incluso a vinificación.

2.11 PRODUCCION Y CONSUMO

2.11.1. Post- cosecha

CALZADA (1980) menciona que los frutos de capulí requieren de selección buscando uniformidad en tamaño y sabor, debido a su gran variabilidad genética.

El fruto de capulí, una vez cosechado, en ambiente natural, sin refrigeración puede mantenerse por varias semanas sin mayor alteración en su calidad, como tal tiene una vida relativamente larga en post cosecha.

Para su comercialización al estado fresco, el fruto es desprovisto del cáliz o cubierta antes de su traslado al mercado, donde llega convenientemente seleccionado y clasificado por tamaños.

La separación del cáliz que cubre el fruto se hace con personal adiestrado a razón de 4,5 a 5,5 kg / hora de labor. En la Universidad de Hawai se ha diseñado una máquina que hace esta labor con un rendimiento de 20 a 25 kg/hora.

Si es el propósito llevar al fruto de capulí a mercados distantes, preferible conservarlo cubierto con el cáliz.

2.11.2. Industrialización

CALZADA (1980) menciona que el capulí en su etapa de industrialización es requerido para la elaboración de varios productos alimenticios y enlatado en unidades inmersas en almíbar. Su alto contenido de pectinas le confiere buenas cualidades para ser preservado como mermelada, salsas, tortas y helados. Deshidratado se destina a la elaboración de pasas.

2.11.3. Comercialización

CALZADA (1980) menciona que la comercialización del capulí al estado fresco se oferta empacado en cajas de cartón corrugado, conteniendo 6 a 12 cestas de plástico con peso neto por caja entre 1 a 2 Kg. cada cesta contiene entre 15 a 25 unidades, con un peso aproximado de 150 gr.

El comercio del capulí procesado como mermelada se efectúa en envases de vidrio de 350 a 500 gr de peso neto, empacadas en caja de cartón entre 24 y 28 frascos.

Asimismo se oferta capulí deshidratado en pequeñas cajas de cartón de 50 gr de peso neto. Los mercados para el capulí comprende Estados Unidos de Norteamérica, la Unión Europea, resto del mundo, Mercosur y la Comunidad Andina.

El rango de exportación de capulí al estado fresco de países de la sub región Andina esta entre 10 a 100 TM de origen ecuatoriano y más de 1000 TM de origen colombiano.

En el Perú existen dos empresas relacionadas con la exportación de capulí: Indufrut Cusco S.R.L y Tierras Altas S.A.

COMUNIDAD ANDINA (1998) indica que es común en los mercados de Guatemala y las regiones andinas, y útil como una fruta patio trasero, cerezas capulín aún no han logrado ningún éxito comercial en este país. Esto podría cambiar si las variedades se pueden desarrollar con el consumo de cualidades a la par con las cerezas cultivadas. Existe alguna evidencia de que este es un objetivo alcanzable. La maduración antes de la mayoría de las cerezas del norte, los frutos podrían llenar un nicho de comercialización.

2.12 ACELERACION DE LA GERMINACION DEL CAPULI

- **Tratamiento Pre germinativo**

FLORES (2008) indica que el tratamiento pre germinativo en el capulí es un proceso natural y es uno de los más efectivos, ya que las aves ayudan con la aceleración del proceso germinativo, porque las semillas pasan por el tracto digestivo de la ave y después se aplica la estratificación en frio, este proceso tiene una duración de 120 días, luego se remoja por más de 3 días y se seca antes de la

siembra, se realiza de nuevo la estratificación en caliente por 2 semanas y luego 4 meses de estratificación en frío, así dejando los huesos expuestos al sol y la lluvia, con este proceso se puede lograr que estos se abran y se ablande la sutura aproximadamente en 8 días.

MCVAUGH (1951) precisa que el proceso pre germinativo consiste en los siguientes pasos:

- a. Inmersión en agua a 75 °C durante 3 ó 6 minutos.
- b. Inmersión de la semilla en agua hirviendo, se retira de la fuente de calor y se dejan en el agua de 6 a 72 horas.
- c. Escarificación con ácido sulfúrico al 20 %, de 10 a 60 minutos o remojar en ácido concentrado 20 minutos.
- d. Paso por el tracto digestivo de animales.
- e. En la India se ha ensayado la escarificación por impacto físico en el área estrofiolar de la cubierta complementado con sacudida de las semillas en un bote por 15 minutos.
- f. Limpieza de las semillas con hidróxido de sodio
- g. Se sugiere secarlas a 32 °C y después escarificarlas.
- h. Escarificación con cuchillo y después se cubre la herida con fungicida de amplio espectro.
- i. Escarificación mecánica. 10. No requiere tratamiento.

2.13 FITOHORMONAS

ACOSTA et al (2000) indica que las fitohormonas regulan los procesos de correlación, es decir que, recibido el estímulo en un orégano, lo amplifican, traducen y generan una respuesta en otra parte de la planta. Interactúan entre ellas por distintos mecanismos:

- ✓ **Sinergismo:** la acción de una determinada sustancia se va favorecida por la presencia de otra.
- ✓ **Antagonismo:** la presencia de una sustancia evita la acción de otra.
- ✓ **Balance cuantitativo:** la acción de una determinada sustancia depende de la concentración de otra.

Tienen además, dos características distintivas de las hormonas animales:

Las fitohormonas pueden promover o inhibir determinados procesos.

- ✓ Dentro de las que promueven una respuesta existen 4 grupos principales de compuestos que ocurren en forma natural, cada uno de los cuales exhibe fuertes propiedades de regulación del crecimiento en plantas. Se incluyen grupos principales: auxinas, giberelinas, citosinas y etileno.
- ✓ Dentro de las que inhiben: el ácido abscísico, los inhibidores, morfictinas y retardantes del crecimiento, cada uno con su estructura particular y activos a muy bajas concentraciones dentro de la planta.
- ✓ Mientras que cada fitohormona ha sido implicada en un arreglo relativamente diverso de papeles fisiológico dentro de las plantas y secciones cortadas de éstas, el mecanismo preciso a través del cual funcionan no es aun conocido.
- ✓ Otras hormonas vegetales conocidos son: auxinas, citosinas, florigenos, giberelinas, etileno y ácido abscísico.

2.13.1. Acido 3- Indolbutirico

ACOSTA et al (2000) manifiesta que es una sal potásica y además tiene un:

- ✓ **Aspecto:** Polvo levemente amarillento de olor suave característico.
- ✓ **Solubilidad:** soluble en agua, insoluble en alcohol, éter etílico y acetona.
- ✓ **Punto de fusión:** 121 – 124 °C.

Usos del AIB

El ácido 3-indolbutírico, adecuadamente diluido, es un factor de crecimiento en vegetales. Es utilizado en experiencias de laboratorio en el campo de la fisiología, metabolismo y regulación del crecimiento de las plantas.

La sal potásica de ácido 3- indolbutírico posee, desde el punto de vista de su acción como hormona enraizante, las mismas propiedades que el ácido libre, pero con la significativa ventajas de ser soluble en agua en las concentraciones que es empleada comúnmente.

Se recomienda el uso de agua des-ionizada para la preparación de la solución y mantener la misma en lugar fresco y protegida de la luz directa del sol. Es conveniente empleo de la solución dentro de los quince días de preparada y no mezclar las porciones de la misma recientemente preparadas con aquellas que ya haya sido utilizado, para evitar contaminaciones que podrían acelerar la descomposición del producto.

LATSAGUE et al (2009) al estudiar el efecto del ácido indolbutírico en la capacidad rizogénica de estacas de *Eucryphia glutinosa*, las estacas fueron tratadas con ácido indolbutírico (AIB) durante 15 minutos en distintas concentraciones (0, 250, 500, 1.000 y 1.500 mg L⁻¹).

En general, el porcentaje de estacas vivas fue alto, sin diferenciarse entre tratamientos ($P = 0,89$). La aplicación de AIB en las distintas concentraciones ensayadas tampoco influyó significativamente ($P > 0,05$) en el porcentaje de estacas con formación de callos, en el número de raíces ni en la longitud de éstas.

La proporción de estacas enraizadas tuvo influencia significativa del AIB ($P < 0,05$), observándose que concentraciones hormonales de 500 y 1.000 mg L⁻¹ provocaron mayores porcentajes de enraizamiento. El mayor porcentaje de enraizamiento (56,5 %) se logró con 500 mg L⁻¹ de AIB.

El estudio concluye en que es posible propagar vegetativamente *Eucryphia glutinosa* a través de estacas semileñosas cosechadas en el mes de abril y tratadas con AIB como factor de enraizamiento. De acuerdo a los resultados obtenidos, en relación al porcentaje de enraizamiento, se recomienda utilizar AIB en concentración de 500 mg L^{-1} para el estaquillado de *E. glutinosa*.

RUIZ-SOLSOL Y MESÉN (2010) también concluye que la propagación vegetativa de sachá inchi resultó relativamente sencilla y exitosa, con estaquillas intermedias o basales de 8 cm de longitud, con áreas foliares de 50 cm^2 y tratadas con ácido indolbutírico (AIB) en dosis de 0,15 % o 0,20 %.

Las estaquillas de esta especie fueron capaces de enraizar sin aplicación de AIB, pero los porcentajes de enraizamiento, el número de raíces por estaquilla y la longitud de raíces fueron pobres y significativamente inferiores a los de las estaquillas tratadas.

Fue necesaria la utilización de sombra para reducir la irradiación y en consecuencia, las temperaturas aéreas y del sustrato dentro de los propagadores, así como para mantener la humedad relativa interna tan alta como sea posible.

El uso de cámaras de subirrigación contribuyó al enraizamiento de estaquillas juveniles de *Plukenetia volubilis*, ya que las condiciones de humedad relativa, irradiación solar y temperatura en el interior, permitieron el mantenimiento de la turgencia en las hojas, obteniéndose un enraizamiento que en los mejores tratamientos alcanzó el 100 %.

No existen trabajos realizados en *Prunus serótina* (capulí).

2.13.2. Ácido naftal acético

BACARIN (2004) menciona:

✓ **Características generales**

El ácido naftal acético es un compuesto sólido cristalino, incoloro o ligeramente amarillento, soluble en **solventes orgánicos**. Cuenta con un grupo carboximetilo ($\text{CH}_2\text{CO}_2\text{H}$) unido al carbono 1 (C1) del grupo naftaleno.

✓ **Usos**

El ácido naftal acético es utilizado en la agricultura para fines diversos.

✓ **Agente de enraizamiento**

El ácido naftal acético es una hormona vegetal de síntesis perteneciente a la familia de las auxinas. El ácido naftal acético y el ácido indolbutírico son los compuestos más utilizados en la propagación vegetativa realizada a partir de estacas y de trozos de hojas. Desde que en 1935 se descubrió que estos dos compuestos eran más potentes que el ácido indolacético, se convirtieron en las auxinas más usadas para el enraizamiento de estacas y para la micropropagación (cultivo de tejidos vegetales). Es componente de muchos productos comerciales utilizados para el enraizamiento de especies frutales y hortícolas. En micropropagación de diversas especies, el ácido naftal acético se añade al medio de cultivo que contiene los nutrientes esenciales para la supervivencia de los explantos.

A diferencia del ácido indolbutírico, el ácido naftal acético no es sensible a la luz.

2.13.3. Efecto de las Fitohormonas

LOZANO (1998) menciona que las sustancias hormonales en las plantas juegan un papel vital en la regulación de los procesos de crecimiento y desarrollo en los órganos de la planta. Cuando es secretada, cada hormona

tiene efectos sobre los procesos metabólicos celulares, lo que en última instancia controla todas las áreas dentro del ciclo de vida de la planta. Cuando se secreta en cantidades excesivas o deficientes, pueden desencadenarse alteraciones en los procesos de crecimiento normal o natural.

Los procesos de germinación implican las etapas de crecimiento y desarrollo que tienen lugar en el interior del embrión, que existe dentro de la parte de la semilla de una planta, según el Servicio de Extensión de la Universidad Estatal de Oregón. Estos procesos ocurren a medida que ciertas secreciones hormonales ocurren dentro del compartimento de la semilla. Las giberelinas y citoquininas son dos sustancias químicas hormonales que desencadenan los procesos de germinación de semillas. Ambas hormonas estimulan las actividades de la división celular, que se traducen en el crecimiento del tejido. Cuando se aplican en una forma química sintética, las giberelinas también pueden interrumpir el período de latencia de la semilla natural y provocar el comienzo de los procesos de germinación. El ácido abscísico, otra hormona sintética química, provoca períodos de dormancia en las semillas y previene que se produzca la germinación.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. MATERIALES

3.1.1 Lugar de ejecución

Ubicación Política:

- ✓ Región : Ancash
- ✓ Provincia : Huaraz
- ✓ Distrito : Independencia
- ✓ Altitud : 3150 m.s.n.m.

3.1.2 Características del sustrato

Para la germinación de semillas de capulí se utilizó tierra de campo, humus y arena en 4:1:1, partes respectivamente

3.1.3 Materiales y equipos

a. Materiales

- ✓ Bolsas de polietileno (recolección de muestras de suelos).
- ✓ Carta nacional
- ✓ Fiolas de vidrio
- ✓ Tubos de ensayo
- ✓ Papel de filtro pipetas graduales de vidrio
- ✓ Probetas de vidrio

- ✓ Varillas agitadoras

b. Herramientas y equipos

- ✓ Pico
- ✓ Lampa
- ✓ Costales
- ✓ Tamiz de 2 mm
- ✓ Wincha
- ✓ Balanza analítica
- ✓ Potenciómetro
- ✓ Absorción atómica
- ✓ Espectrofotómetro digital
- ✓ Desionizador de agua
- ✓ Destilador de agua
- ✓ Termómetro
- ✓ Mufla
- ✓ Centrifuga
- ✓ Cámara fotográfica digital
- ✓ Computadora
- ✓ Estufa

c. Insumos

- ✓ Reactivos: Fitohormonas
- ✓ Semillas de capulí (*Prunus capuli*)
 - ✓ PGI 016
 - ✓ PGI 005
 - ✓ PGI 006
 - ✓ PGI 047
 - ✓ PGI 075
 - ✓ PGI 076
- ✓ Hormonas y/c insumos.

- ✓ Ácido Indol Butírico (AIB)
- ✓ Ácido Naftal Acético (ANA)

3.1.4 Materiales de escritorio

- ✓ Libreta de campo
- ✓ Lápiz y lapicero de tinta (marcador)
- ✓ Calculadora
- ✓ Materiales de impresión

3.2 METODOLOGIA.

El trabajo de investigación consistirá en una prueba de aplicación de dos tipos de fitohormonas y siete ecotipos de capulí. Siendo una investigación experimental porque se manipula la variable independiente (la causa probable) y se registran los cambios observados en la variable dependiente (rendimiento de las variedades observadas) referente a los procesos germinativos que contribuyen a mejorar la propagación del capulí.

3.2.1 Diseño experimental

Para organizar la recolección y análisis de datos se utilizara un Arreglo Factorial en el Diseño Completamente al Azar con dos niveles del factor A y 7 niveles del factor B (2 x 7).

El análisis estadístico comprende la prueba de análisis de varianza (ANVA) para las observaciones experimentales con la valoración de la distribución de Fisher, con un límite de confianza 0.05.

Para casos de diferencias significativas, se realizará la prueba de rango múltiple de medias de Duncan con nivel de significación al 5 % de probabilidad.

CUADRO N° 01: CROQUIS EXPERIMENTAL.

FACTOR "B"

FACTOR	T1*	T3	T5	T4	T7	T2	T6
"A1"	101**	102	103	104	105	106	107

FACTOR	T5	T3	T6	T1	T7	T4	T2
"A2"	209	208	207	206	205	204	203

*N° de tratamiento (aleatorizado)

**N° de parcela

3.2.2 Factores en estudio

CUADRO N° 02: Factores en Estudio

FACTOR	DESCRIPCIÓN
A	Dos diferentes fitohormonas
B	Ecotipos de Capulí (TRATAMIENTOS)

3.2.3 Tratamientos en estudio

Constituyen las diferentes variedades de semilla del capulí.

CUADRO N° 03: Tratamientos en Estudio

TRATAMIENTOS	DESCRIPCIÓN
T ₁	Testigo – ecotipo Carhuaz
T ₂	PGI – 005 INIA – Ayacucho
T ₃	PGI – 006 INIA – Ayacucho
T ₄	PGI – 016 INIA – Ayacucho

T ₅	PGI – 047 INIA – Ayacucho
T ₆	PGI – 075 INIA – Ayacucho
T ₇	PGI – 076 INIA – Ayacucho

3.2.4 Esquema de análisis de varianza

Modelo Aditivo Lineal:

$$\gamma_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \gamma_k + \varepsilon_{ijk}$$

$$i = 1, \dots, p \quad j = 1, \dots, q \quad k = 1, \dots, b$$

Dónde:

γ_{ijk} : Valor o rendimiento observado con el i -ésimo nivel del factor A , el j -ésimo nivel del factor B , k -ésima repetición

μ : Efecto de la media general

α_i : Efecto del i -ésimo nivel del factor A

β_j : Efecto del j -ésimo nivel del factor B

$(\alpha\beta)_{ij}$: Efecto de la interacción del i -ésimo nivel del factor A , j -ésimo nivel del factor B

γ_k : es el efecto del k -ésimo bloque

ε_{ijk} : Efecto del error experimental en el i -ésimo nivel del factor A , el j -ésimo nivel del factor B , k -ésima repetición

p : Numero de niveles del factor A .

q : Numero de niveles del factor B

r_{ij} : Numero de repeticiones en el i -ésimo nivel del factor A , j -ésimo nivel del factor B

b : es el número de bloques

CUADRO N° 04: Análisis de varianza (ANVA)

Fuente de variación	Grados de Libertad (gl)	Sumas de Cuadrados (SC)	Cuadrados Medios (CM)	F _c
Bloques	b - 1	$\sum_{k=1}^b \frac{Y_{k..}^2}{pq} - TC'$	SC (Bloques) / gl (Bloques)	
A	p - 1	$\sum_{j=1}^p \frac{Y_{.j.}^2}{qb} - TC'$	SC (A) / gl (A)	CM (A) / CM (Error)
B	q - 1	$\sum_{j=1}^q \frac{Y_{.j.}^2}{pb} - TC'$	SC (B) / gl (B)	CM (B) / CM (Error)
AB	(p - 1)(q - 1)	$\sum_{j=1}^p \sum_{k=1}^q \frac{Y_{.jk.}^2}{b} - TC' - SC_{(A)} - SC_{(B)}$	SC (AB) / gl (AB)	CM (AB) / CM (Error)
Error Experimental	(pq - 1)(b - 1)	SC _(error) = SC _(Total) - SC _(Comb. AB) - SC _(Bloques)	SC (Error) / gl (Error)	
Total	pqb - 1	$\sum_{j=1}^p \sum_{k=1}^q \sum_{h=1}^b \frac{Y_{jkh}^2}{pqb}$		

En el presente trabajo de investigación se utilizará un arreglo factorial 2A7B en Diseño de Bloque Completo al Azar (DBCA) para evaluar la germinación de siete Ecotipos de capulí (*Prunus capulí*) con la aplicación de dos fitohormonas (AIB y ANA).

El análisis estadístico comprende la prueba de análisis de varianza (ANVA) para las observaciones experimentales. La prueba de comparación que se utilizó es la de Duncan ($\alpha=0.05$).

3.2.5 Croquis del experimento:

CUADRO N° 05: Croquis del experimento.

REPETICION	REPETICION	REPETICION
I	II	III
T ₄	T ₆	T ₈
T ₁	T ₂	T ₅
T ₁₂	T ₄	T ₃
T ₈	T ₁₄	T ₇
T ₂	T ₁₃	T ₁
T ₉	T ₁	T ₁₄

T ₅	T ₁₀	T ₉
T ₃	T ₇	T ₁₁
T ₁₁	T ₈	T ₁₃
T ₆	T ₅	T ₄
T ₇	T ₃	T ₁₀
T ₁₃	T ₁₂	T ₂
T ₁₄	T ₉	T ₆
T ₁₀	T ₁₁	T ₁₂

3.2.6 Descripción del campo experimental:

- ✓ Área total del experimento : 33 m²
- ✓ Número de tratamientos : 4
- ✓ Número de repeticiones : 3
- ✓ Distancia entre surcos : 0.50 m
- ✓ Distancia entre plantas : 0.50 m
- ✓ Longitud de surco : 1.50 m.
- ✓ Área/tratamiento : 2.25 m²
- ✓ Área por bloque : 9 m²
- ✓ Área neta de experimento : 27 m²
- ✓ Ancho de calles : 0.5 m

3.2.7 Parámetros para la evaluación

Para la evaluación se tendrá en cuenta las siguientes consideraciones:

- ✓ % de germinación en laboratorio
- ✓ Altura de planta a los cuatro meses
- ✓ Longitud de raíz principal.

3.2.8 Población y muestreo de estudio

- a) Población: El universo de la población las 42 unidades de capulí de la zona agroecológica (bs- mbt)
- b) Muestra de estudio está representado por un ecotipo de capulí de cada tratamiento.

3.3. PROCEDIMIENTO.

a) Material de propagación.

- ✓ 1 ecotipo local de Carhuaz
- ✓ 6 ecotipo del INIA – Ayacucho (PGI-005 INIA, PGI-006 INIA, PGI-016 INIA, PGI-047 INIA, PGI-075 INIA, PGI-076 INIA)

b) Fase de Campo

Se realizó la desinfección del sustrato de la siguiente manera:

- ✓ Se lavó con agua de consumo la arena, efectuando la mezcla del sustrato se tratara con una solución de hipoclorito de sodio (lejía), luego se cubrirá con plástico para obtener un sustrato esterilizado; para posteriormente ser embolsado.
- ✓ Para efectuar la siembra de capulíes se realizó el embolsado en un volumen de 1 Kg relación tierra de campo, humus y arena de rio respectivamente (4:1:1).
- ✓ Luego se efectuó la siembra de una semilla por bolsa, el cual fue remojado en agua por 24 horas para luego ser previamente tratadas con las fitohormonas (AIB, ANA) en una concentración del 10 % en un tiempo de 3 minutos.
- ✓ Posterior a estos tratamientos se hizo la conducción del experimento con la aplicación de ridomil en cantidad de 1 cucharadita por toda la cantidad de semilla usada y el mantenimiento con riego.
- ✓ Con los datos obtenidos de los diferentes procedimientos y aplicaciones fitohormonales se efectuaron los cálculos estadísticos.

c) Técnicas de Procesamiento y Análisis de Datos

Los datos obtenidos (que es la descomposición del todo) se seleccionan, se ordenan, se jerarquizan según algún principio lógico que permita hacerlo operativo, se reconstruyen de cierta manera y se hará las siguientes pruebas de hipótesis planteadas: Pruebas de medias con Duncan con 0.05 y 0.01 del nivel de confianza

Luego de hacer estas pruebas se efectuó correlaciones y se determinó el grado con que estas se logran. Si estas correlaciones resultan positivas en el grado esperado, entonces la(s) hipótesis se han verificado. Esta es la verdad científica como la concibe el método hipotético-deductivo.

Una vez que lo anterior se ha cumplido, siempre queda una oportunidad de interpretación de resultados, y que puede abrir las puertas a nuevas investigaciones que desearía confirmar estas últimas inferencias y mantener abierto el ciclo infinito del conocimiento.

3.4. HIPÓTESIS

El presente estudio no requiere de hipótesis por ser un estudio tipo descriptivo, ya que solo se observa el fenómeno tal y como se da en su contexto natural, para luego analizarlo.

3.4.1 Hipótesis de trabajo de investigación

H₀: El AIB y el ANA optimiza la germinación de las semillas de capulí

H_a: Al menos con un tratamiento se tendrá una óptima germinación en las semillas de capulí.

3.4.2 Variables del trabajo de investigación

a) Variable independiente

✓ Fitohormona

✓ Variedades de capulí

b) Variable dependiente

- ✓ % germinación en laboratorio
- ✓ Altura de planta a los cuatro meses.
- ✓ Longitud de raíz principal.

IV. RESULTADOS Y DISCUSION

4.1. RESULTADOS

4.1.1. Porcentaje de germinación (%)

En el cuadro 06 se observa que se ha presentado diferencias altamente significativas entre los diferentes tratamientos en estudio. No se ha observado diferencias entre los bloques.

En promedio, para esta característica, la germinación alcanzó un porcentaje de 80.71 % con un coeficiente de variabilidad de 4.5 %, considerado como aceptable según Calzada (1970).

Cuadro N° 06 Análisis de variancia para Porcentaje de germinación (%) en semillas de Capuli.

F. V.	gl	SC	CM	Fc
Bloques	2	23,286	11,643	
A	6	12,619	2,103	16,174
B	1	0,214	0,214	1,648
AB	6	1,286	0,214	1,648
E. Exp.	26	3,381	0,130	
Total	41	40,786		

C.V.: 4.5 %

Para comparar las medias se realizó la Prueba de Comparación Múltiple de Duncan con un nivel de significación del 5 % (cuadro 07), resultando que el Tratamiento 4 de la fitohormona AIB en la que la semilla de capuli fue la que presentó 96.67 % de germinación, siendo superior estadísticamente a los demás Tratamientos.

El Tratamiento 1, el Tratamiento 6 de la fitohormona AIB y el Tratamiento 1 de la fitohormona ANA presentaron los más bajos porcentaje de germinación siendo inferior estadísticamente a los demás Tratamientos.

PRUEBA DE DUNCAN

$$\Delta\bar{y} = \sqrt{\frac{CMEE}{r}} = \sqrt{\frac{0.130}{3}} = 0.208$$

$$ALS_D = \Delta\bar{y} * AES_D$$

P	2	3
AESD	2,91	3,06
Ad	0,208	0,208
ALSD	0,605	0,636

$$B1 = 7,071$$

$$B2 = 8,288$$

$$B3 = 8,857$$

I	II	III
8,857	8,288	7,071

Cuadro N° 07. Prueba de Duncan al 5 % para Porcentaje de germinación (%) en semillas de Capulí

Comp.	/d/	ALS	OBS.
I vs II	/8,857-8,288/=0,569 <	ALS(2)=0,605	n.s
I vs III	/8,857-7,071/=1,156 <	ALS(3)=0,636	n.s
II vs III	/8,288-7,071/=1,217 <	ALS(2)=0,605	n.s

La interacción de los bloques del experimento resultaron no significativas en todos los casos para un nivel de significación de $\alpha = 0.05$, con lo que se concluye que la interacción de los bloque en la germinación del capulí no muestran diferencias significativas.

Gráfico 01: Comparación evolutiva de la germinación de los 7 Tratamientos por cada fitohormona.

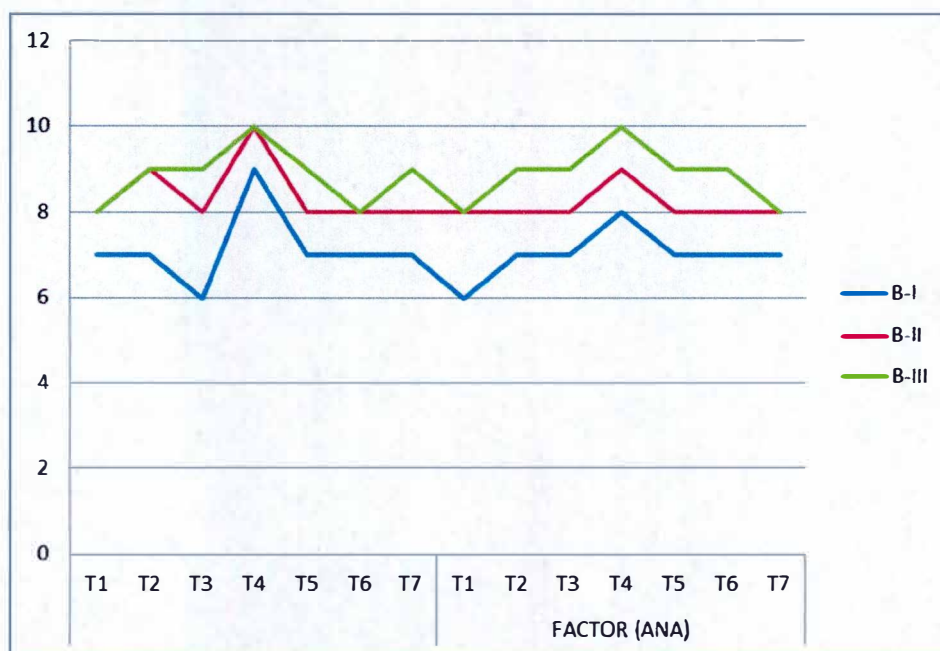
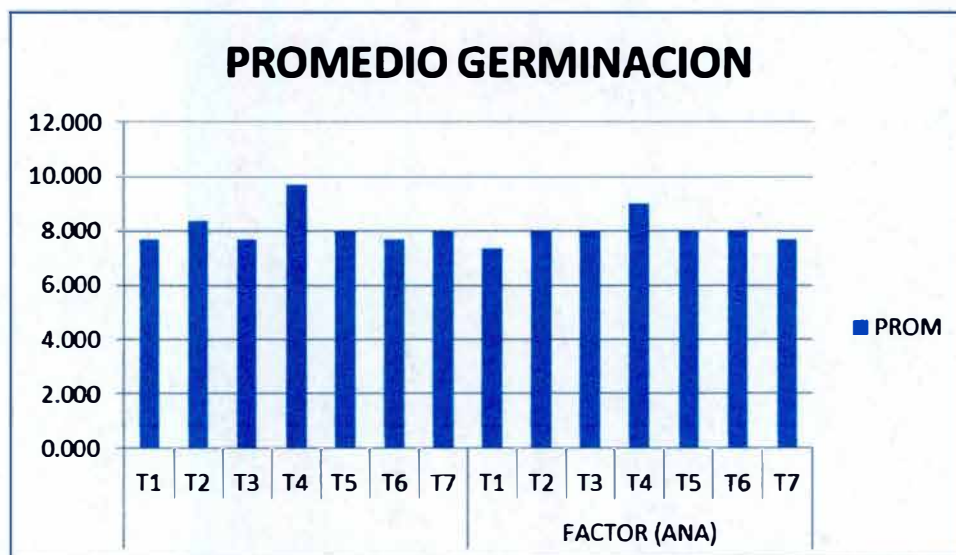


Grafico 02: Comparación del resultado de germinación de los 7 Tratamientos por cada fitohormona.



ESTIMACION DE EFECTOS

La media estimada es = 8.071

Los efectos estimados de los niveles del factor A:

- a1 -0,571
- a2 0,095
- a3 -0,238
- a4 1,262
- a5 -0,071
- a6 -0,238
- a7 -0,238

Los efectos estimados de los niveles del factor B:

$$b1 \quad 0,071$$

$$b2 \quad -0,071$$

ANALISIS DE EFECTOS SIMPLES

1. Para el efecto simple de A en el j-ésimo nivel de B:

$$H_0: \mu_{1j} = \mu_{2j} = \dots \mu_{pj}$$

H_1 : Al menos un μ_{ij} es diferente

2. Para el efecto simple de b en el i-ésimo nivel de A:

$$H_0: \mu_{i1} = \mu_{i2} = \dots \mu_{ip}$$

H_1 : Al menos un μ_{ij} es diferente.

Los grados de libertad para cada efecto simple serán iguales a los grados de libertad del correspondiente efecto principal y las sumas de cuadrados son calculados de acuerdo con las siguientes formulas:

1. Para el efecto simple de A en el j-ésimo nivel de B:

$$SC(Ab_j) = \sum_{i=1}^p \frac{Y_{ij}^2}{b} - \frac{Y_{.j}^2}{pb}$$

2. Para el efecto simple de b en el i-ésimo nivel de A:

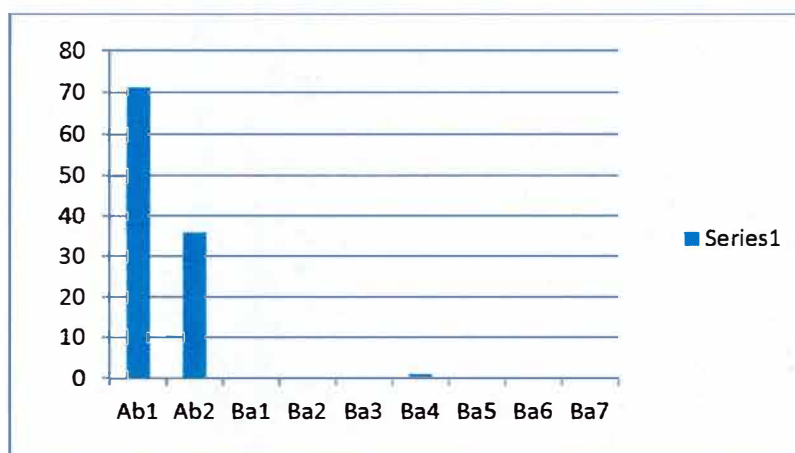
$$SC(Ba_i) = \sum_{j=1}^q \frac{Y_{ij}^2}{b} - \frac{Y_{i..}^2}{qb}$$

Para cada efecto simple el estadístico de prueba F_c se calcula dividiendo el cuadrado medio del efecto simple entre el cuadrado medio del error. El

efecto será significativo con nivel de significación α si es el F_c es mayor que el valor F de la tabla con los grados de libertad del efecto y del error.

Cuadro ANVA para efectos simples

F. V.	gl	SC	CM	Fc
Ab1	1	9.238	9.238	71.062 *
Ab2	1	4.667	4.667	35.900 *
Ba1	6	0.167	0,028	0,214 *
Ba2	6	0.167	0,028	0,214 n.s
Ba3	6	0.167	0,028	0,214 n.s
Ba4	6	0.667	0,111	0,855 n.s
Ba5	6	0.000	0,000	0.000 n.s
Ba6	6	0.667	0,028	0,214 n.s
Ba7	6	0.667	0,028	0,214 n.s
Error. Exp.	26	3.381	0.130	
Total	41	40,786		



La interacción de los tratamientos sometidos al AIB y ANA muestran diferencias significativas en cuanto al porcentaje de germinación alcanzada, obteniéndose mayor significación en las interacciones Ab1 y Ab2 donde la cantidad de germinación del Capulí alcanzaron valores significativos que el

resto de los tratamientos; y las interacciones de Ba no mostraron diferencias significativas en las respectivas combinaciones.

HIPOTESIS

✓ Modelo I

Efecto principal de A: $H_0: a_i = 0 \forall i$

$H_1: a_i \neq 0$ para al menos un i .

Efecto principal de B: $H_0: b_j = 0 \forall j$

$H_1: b_j \neq 0$ para al menos un j .

Efecto de la interacción AB:

$H_0: (ab)_{ij} = 0 \forall ij$

$H_1: (ab)_{ij} \neq 0$ para al menos un i, j .

✓ Modelo II

Efecto principal de A: $H_0: \sigma_a^2 = 0$

$H_0: \sigma_a^2 > 0$

Efecto principal de B: $H_0: \sigma_b^2 = 0$

$H_0: \sigma_b^2 > 0$

Efecto de la interacción AB:

$H_0: \sigma_{ab}^2 = 0$

$H_0: \sigma_{ab}^2 > 0$

REGLA DE DECISIÓN

Efecto principal de A: $16.174 > 2.60$

Efecto principal de B: $1.648 < 4.35$

Efecto de la interacción AB: $1.648 < 2.60$

El efecto principal de A es el único que presenta las variaciones significativas, mientras tanto los efectos de B y la interacción AB no presentan diferencias significativas en los parámetros evaluados.

CONCLUSION:

La interacción de los tratamientos Ab1 fue superior en los parámetros evaluados tanto en longitud de raíces, altura de plata y la germinación; seguidamente por la interacción Ab2. Las interacciones de Ba_n no mostraron diferencias significativas en los parámetros evaluados en este experimento.

4.1.2. Altura de planta

En la cuadro 08 se observa que hay diferencias significativas entre los diferentes tratamientos en estudio. No se ha observado diferencias entre los bloques.

En promedio, para esta característica, la altura alcanzo un promedio de 7.21 con un coeficiente de variabilidad de 10.4 %, considerado como aceptable según Calzada (1970).

Cuadro N° 08. Análisis de variancia de la altura (cm) de plantines de Capulí

F. V.	gl	SC	CM	Fc
Bloques	2	117.323	58.662	
A	6	110.271	18.378	33.032
B	1	7.869	7.869	14.144
AB	6	3.812	0.635	1.142
E. Exp.	26	14.466	0.556	
Total	41	253.741		

C.V.: 10.4 %

Para comparar las medias se realizó la Prueba de Comparación Múltiple de Duncan con un nivel de significación del 5 % (cuadro 09), resultando que los Tratamientos 4 en la que la semilla de capuli (Ecotipo PGI-016 INIA – Ayacucho) llegó a una altura de 11.14 cm con la fitohormona AIB y de 9.51 cm con la fitohormona ANA, siendo superior estadísticamente a los demás tratamientos en estudio. El tratamiento que presentó menos altura fue el de la semilla que se remojó en agua caliente.

PRUEBA DE DUNCAN PARA BLOQUES

$$\Delta\bar{y} = \sqrt{\frac{CMEE}{r}} = \sqrt{\frac{0.556}{3}} = 0.430$$

$$ALS_D = \Delta\bar{y} * AES_D$$

P	2	3
AESD	2,91	3,06
Ad	0,43	0,43
ALSD	1,251	1,316

$$B1 = 5,196$$

$$B2 = 0,143$$

$$B3 = 0,208$$

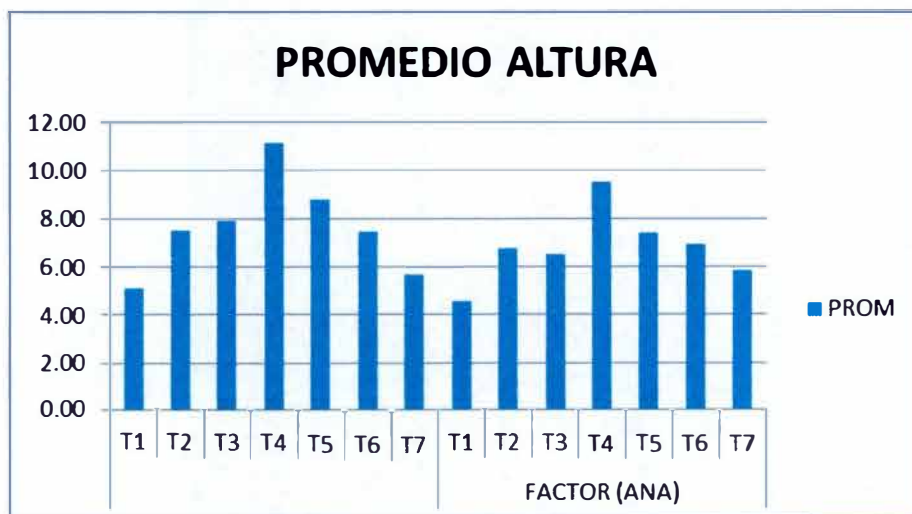
I	II	III
5,196	0,208	0,143

Cuadro N° 09. Prueba de Duncan al 5 % para la altura (cm) en plantines de Capulí

Comp.	/d/	ALS	OBS.
I vs II	/5,196-0,208/=4,988 >	ALS(2)=1,251	*
I vs III	/5,196-0,143/=5,053 >	ALS(3)=1,316	*
II vs III	/0,208-0,143/=0,065 >	ALS(2)=1,251	n.s

La interacción de los bloques del experimento resultaron significativas en todos los casos para un nivel de significación de $\alpha = 0.05$, a excepción de II vs III que resulto no significativa, en donde se podría concluir que la significación de los bloques no son significativos.

Grafico 03: Promedio de altura de planta de los 7 Tratamientos por cada fitohormona.



ESTIMACION DE EFECTOS

La media estimada es = 7.207

Los efectos estimados de los niveles del factor A:

a1	-2,378
a2	-0,080
a3	-0,028
a4	3,118
a5	0,888
a6	-0,037
a7	-1,483

Los efectos estimados de los niveles del factor B:

b1	0,433
b2	-0,433

ANALISIS DE EFECTOS SIMPLES

1. Para el efecto simple de A en el j-ésimo nivel de B:

$$H_0: \mu_{1j} = \mu_{2j} = \dots \mu_{pj}$$

H_1 : Al menos un μ_{ij} es diferente

2. Para el efecto simple de b en el i-ésimo nivel de A:

$$H_0: \mu_{i1} = \mu_{i2} = \dots \mu_{ip}$$

H_1 : Al menos un μ_{ij} es diferente.

Los grados de libertad para cada efecto simple serán iguales a los grados de libertad del correspondiente efecto principal y las sumas de cuadrados son calculados de acuerdo con las siguientes formulas:

1. Para el efecto simple de A en el j-ésimo nivel de B:

$$SC(Ab_j) = \sum_{i=1}^p \frac{Y_{ij}^2}{b} - \frac{Y_{.j}^2}{pb}$$

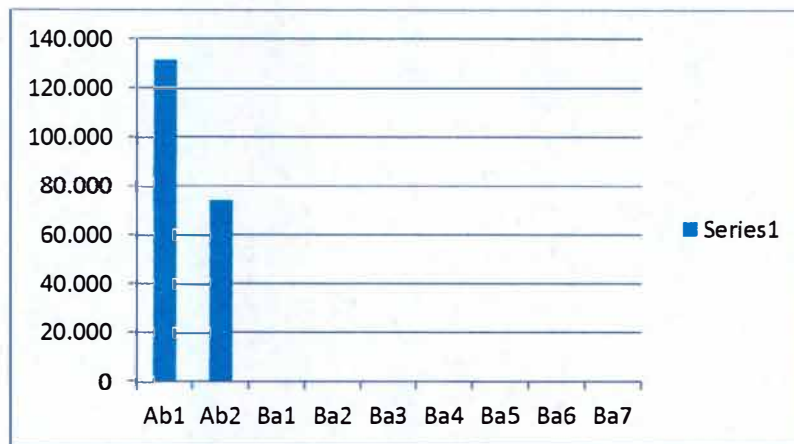
2. Para el efecto simple de b en el i-ésimo nivel de A:

$$SC(Ba_i) = \sum_{j=1}^q \frac{Y_{ij..}^2}{b} - \frac{Y_{i...}^2}{qb}$$

Para cada efecto simple el estadístico de prueba F_c se calcula dividiendo el cuadrado medio del efecto simple entre el cuadrado medio del error. El efecto será significativo con nivel de significación α si es el F_c es mayor que el valor F de la tabla con los grados de libertad del efecto y del error.

Cuadro ANVA para efectos simples

F. V.	gl	SC	CM	Fc
Ab1	1	72.990	72.990	131.277 *
Ab2	1	41.091	41.091	73.905 *
Ba1	6	0.370	0,062	0,111 n.s.
Ba2	6	0.735	0,123	0,220 n.s.
Ba3	6	2.982	0,497	0,894 n.s.
Ba4	6	4.018	0,670	1,204 n.s.
Ba5	6	0.035	0,521	0,937 n.s.
Ba6	6	0.416	0,069	0,125 n.s.
Ba7	6	3.125	0,006	0,011 n.s.
Error. Exp.	26	14.446	0.556	
Total	41	253,741		



La interacción de los tratamientos sometidos al AIB y ANA muestran diferencias significativas en cuanto a la altura alcanzada, obteniéndose mayor significación en las interacciones Ab1 y Ab2 donde la altura del Capulí alcanzaron valores significativos que el resto de los tratamientos; y las interacciones de Ba no mostraron diferencias significativas en las respectivas combinaciones.

HIPOTESIS

✓ Modelo I

Efecto principal de A: $H_0: a_i = 0 \quad i$

$H_1: a_i \neq 0$ para al menos un i .

Efecto principal de B: $H_0: b_j = 0 \quad j$

$H_1: b_j \neq 0$ para al menos un j .

Efecto de la interacción AB:

$H_0: (ab)_{ij} = 0 \quad ij$

$H_1: (ab)_{ij} \neq 0$ para al menos un i, j .

✓ Modelo II

Efecto principal de A: $H_0: = 0$

$H_0: > 0$

Efecto principal de B: $H_0: = 0$

$H_0: > 0$

Efecto de la interacción AB:

$H_0: = 0$

$H_0: > 0$

REGLA DE DECISIÓN

Efecto principal de A: $33.032 > 2.60$

Efecto principal de B: $14.143 > 4.35$

Efecto de la interacción AB: $1.141 < 2.60$

El efecto de los parámetros A y B, se rechaza la hipótesis H_0 y se concluye que las variaciones son significativas; en el caso de la interacción AB se acepta la H_0 , y se concluye que las variaciones no son significativas.

4.1.3. Longitud de raíces (cm)

En la cuadro 10 se observa que se ha presentado diferencias significativas entre los diferentes Tratamientos en estudio. No se ha observado diferencias entre los bloques.

En promedio, para esta característica, la longitud de raíces de los 7 Tratamientos alcanzo un promedio de 4.181 cm, con un coeficiente de variabilidad de 0.24 %, considerado como aceptable según Calzada (1970).

Cuadro N° 10. Análisis de varianza para longitud de raíces de Capulí.

F. V.	gl	SC	CM	Fc
Bloques	2	0,060	0,030	
A	6	26,790	4,465	44732,642
B	1	1,346	1,346	13489,086
AB	6	1,425	0,238	2379,851
E. Exp.	26	0,003	0,0001	
Total	41	29,624		

C.V.: 0.24 %

Para comparar las medias se realizó la Prueba de Comparación Múltiple de Duncan con un nivel de significación del 5 % (cuadro 11), resultando que los Tratamientos 4 en la que la semilla de capulí (Ecotipo PGI-016 INIA – Ayacucho) llegó a una longitud de 6.153 cm con la fitohormona AIB y de 5.457 cm con la fitohormona ANA, siendo ligeramente superior estadísticamente a los demás El Tratamiento 5 con AIB y los Tratamientos 6 y 7 con ANA presentaron el promedio de longitud más bajo de los demás Tratamientos.

PRUEBA DE DUNCAN PARA LOS BLOQUES

$$\Delta\bar{y} = \sqrt{\frac{CMEE}{r}} = \sqrt{\frac{0.0001}{3}} = 0.006$$

$$ALS_D = \Delta\bar{y} * AES_D$$

P	2	3
AESD	2,91	3,06
Ad	0,006	0,006
ALSD	0,017	0,018

$$B1 = 4,131$$

$$B2 = 4,191$$

$$B3 = 4,221$$

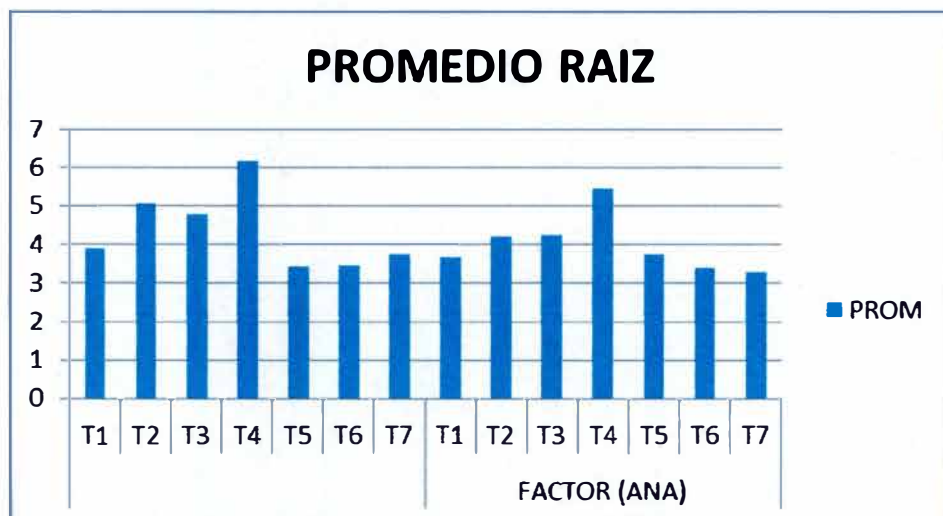
I	II	III
4,221	4,191	4,131

Cuadro N° 11. Prueba de Duncan al 5 % para la longitud de raíces de Capulí

Comp.	/d/	ALS	OBS.
I vs II	/4,221-4,191/=0,03 >	ALS(2)=0,02	*
I vs III	/4,221-4,131/=0,09 >	ALS(3)=0,02	*
II vs III	/4,191-4,131/=0,06 >	ALS(2)=0,02	*

La interacción de los bloques del experimento resultaron significativas en todos los casos para un nivel de significación de $\alpha = 0.05$.

Grafico 04: promedio de la longitud de raíces en los 7 Tratamientos por cada fitohormona.



ESTIMACION DE EFECTOS

La media estimada es = 4.181

Los efectos estimados de los niveles del factor A:

a ₁	-0,404
a ₂	0,449
a ₃	0,334
a ₄	1,624
a ₅	-0,589
a ₆	-0,754
a ₇	-0,659

Los efectos estimados de los niveles del factor B:

b ₁	0,179
b ₂	-0,179

Efecto de interacción entre el nivel 1 del factor A y el nivel 2 del factor B:

$$AB_{12} = 3.890 - 4.131 - 4.002 + 4.181 = -0.062$$

✓ El efecto estimado del error: E₂₁₂.

$$E_{212} = 5.06 - 4.21 - 4.19 + 4.181 = 0.841$$

ANALISIS DE EFECTOS SIMPLES

1. Para el efecto simple de A en el j-ésimo nivel de B:

$$H_0: \mu_{1j} = \mu_{2j} = \dots \mu_{pj}$$

H₁ : Al menos un μ_{ij} es diferente

2. Para el efecto simple de b en el i-ésimo nivel de A:

$$H_0: \mu_{i1} = \mu_{i2} = \dots \mu_{ip}$$

H₁: Al menos un μ_{ij} es diferente.

Los grados de libertad para cada efecto simple serán iguales a los grados de libertad del correspondiente efecto principal y las sumas de cuadrados son calculados de acuerdo con las siguientes formulas:

3. Para el efecto simple de A en el j-ésimo nivel de B:

$$SC(Ab_j) = \sum_{i=1}^p \frac{Y_{ij}^2}{b} - \frac{Y_{.j}^2}{pb}$$

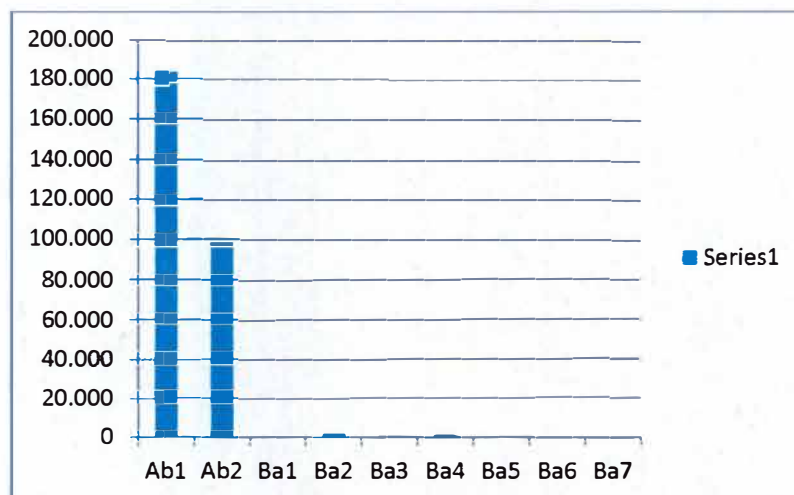
4. Para el efecto simple de b en el i-ésimo nivel de A:

$$SC(Ba_i) = \sum_{j=1}^q \frac{Y_{ij}^2}{b} - \frac{Y_{i..}^2}{qb}$$

Para cada efecto simple el estadístico de prueba F_c se calcula dividiendo el cuadrado medio del efecto simple entre el cuadrado medio del error. El efecto será significativo con nivel de significación α si es el F_c es mayor que el valor F de la tabla con los grados de libertad del efecto y del error.

Cuadro ANVA para efectos simples

F. V.	gl	SC	CM	Fc
Ab1	1	18.379	18.379	183.790 *
Ab2	1	9.836	9.836	98.360 *
Ba1	6	0.077	0.013	130 *
Ba2	6	1.058	0.176	1760 *
Ba3	6	0.421	0.070	700 *
Ba4	6	0.728	0.121	1210 *
Ba5	6	0.157	0.026	260 *
Ba6	6	0.008	0.001	10 *
Ba7	6	0.322	0.054	540 *
E. Exp.	26	0.003	0.0001	
Total	41	29,624		



La interacción de los tratamientos sometidos al AIB y ANA muestran diferencias significativas en cuanto a la longitud de raíces, obteniéndose mayor significación en la interacción Ab1 donde la longitud de las raíces del Capulí alcanzaron longitud superior al resto; y el de menor significación se obtuvo en la interacción Ba6 en donde la longitud de raíces fue menor al resto de los tratamientos.

HIPOTESIS

✓ Modelo I

Efecto principal de A: $H_0: \mu_i = 0 \quad i$
 $H_1: \mu_i \neq 0$ para al menos un i .

Efecto principal de B: $H_0: \mu_j = 0 \quad j$
 $H_1: \mu_j \neq 0$ para al menos un j .

Efecto de la interacción AB:
 $H_0: (\mu_{ij}) = 0 \quad ij$
 $H_1: (\mu_{ij}) \neq 0$ para al menos un i, j .

✓ Modelo II

Efecto principal de A: $H_0: \mu_i = 0$
 $H_0: \mu_i > 0$

Efecto principal de B: $H_0: \mu_j = 0$
 $H_0: \mu_j > 0$

Efecto de la interacción AB:
 $H_0: \mu_{ij} = 0$
 $H_0: \mu_{ij} > 0$

REGLA DE DECISIÓN

Efecto principal de A: 2.60

Efecto principal de B: 4.35

Efecto de la interacción AB: 2.60

En todos los casos se rechazan las hipótesis nulas, porque son significativas las variaciones que se presenta en cada parámetro evaluado.

4.2. DISCUSION

4.2.1. Porcentaje de germinación:

Se puede observar que los mayores porcentajes de germinación se han logrado con semillas que pertenecen al T₄ en ambas aplicaciones de fitohormonas (AIB – ANA), quienes manifiestan que la semilla logra porcentajes del 96.97 % y 90 % respectivamente.

Para el T₁ (Testigo) se tuvo un resultado promedio de 76.67 % y 73.33 % respectivo a sus aplicaciones de fitohormonas (AIB – ANA), siendo un porcentaje bajo en correlación a los demás Tratamientos.

4.2.2. Supervivencia del plantín:

A los 15 días de la siembra en bolsa se evaluó la supervivencia de los plantines, encontrándose que el 100 % estaban vivos lo cual indica que ninguno de los tratamientos aplicados afectó este aspecto de la evaluación.

4.2.3. Altura de plantín:

Se puede observar que los mejores tamaños de plantas se han logrado con la variedad que pertenecen al T₄ en ambas aplicaciones de fitohormonas (AIB – ANA), quienes manifiestan que la semilla logra tamaños del 11.14 cm con aplicación de la fitohormona AIB y de 9.51 cm con la aplicación de la fitohormona ANA.

Para el T₁ (Testigo) se tuvo un resultado promedio de 5.08 cm y de 4.58 cm respectivo a sus aplicaciones de fitohormonas (AIB – ANA), siendo este Tratamiento más pequeño en correlación a los demás Tratamientos.

V. CONCLUSIONES

1. Los mayores porcentajes de germinación que se obtuvieron con los tratamientos germinativos, en orden descendente; el T₄ PGI – 016 INIA Ayacucho con AIB obtuvo 96.67 % y con ANA obtuvo 90.0 %, el T₂ PGI 005 – INIA Ayacucho obtuvo 83.33 % y con ANA obtuvo 80.0 %, el T₅ obtuvo 80.0 % y con ANA obtuvo 80.0 %, el T₇ obtuvo 80.0 % y con ANA obtuvo 76.67 %, el T₃ obtuvo 76.67 % y con ANA obtuvo 80.0 %, el T₆ obtuvo 76.67 % y con ANA obtuvo 80.0 %, y el T₁ (testigo) obtuvo la germinación más baja con un 76.67 % y con ANA obtuvo 73.33 %
2. Se determinó que el T₄ (ecotipo: PGI-016 INIA-Ayacucho) en el porcentaje de germinación fue el más efectivo para ambas fitohormonas.
3. En la etapa de desarrollo del capulí en ninguno de los bloques hubo muerte de planta lo cual refleja que los métodos pregerminativos no hicieron ningún efecto en este aspecto.
4. En la evaluación de medidas (altura de planta y longitud de raíces) se encontraron diferencias significativas como es en la medición de altura de planta donde obtienen mayor significación en las interacciones Ab1 y Ab2 donde la altura del Capulí alcanzaron valores significativos que el resto de los tratamientos; y las interacciones de Ba no fueron significativas. En cuanto a la longitud de raíces, se obtiene mayor significación en la interacción Ab1 donde la longitud de las raíces del Capulí alcanzaron longitud superior al resto; y el de menor significación se obtuvo en la interacción Ba6 en donde la longitud de raíces fue menor al resto de los tratamientos
5. En la germinación se muestran diferencias significativas en cuanto al porcentaje de germinación alcanzada, obteniéndose mayor significación en las interacciones Ab1 y Ab2 donde la cantidad de germinación del Capulí alcanzaron valores significativos que el resto de los tratamientos; y las interacciones de Ba no fueron significativas mostraron diferencias significativas en las respectivas combinaciones

VI. RECOMENDACIONES

Se hacen las siguientes recomendaciones:

1. Hacer una investigación para comprobar la ruptura de dormancia para estos ecotipos.
2. Hacer las pruebas con otros sustratos con musgo, aserrín o compost, pues al ser sustratos que se puede descomponer eleva la temperatura del suelo y así podría facilitar el rompimiento del endospermo y por consecuente su germinación.
3. Experimentar con distintos tiempo de remojo de la semilla en la solución de fitohormonas.
4. Los riegos se deben realizar de forma ligera y su frecuencia dependerá de la humedad del sustrato y la etapa en la que esté, pues en la etapa final el plantín tiene que pasar por una etapa de agoste.

VII. BIBLIOGRAFIA

1. **ACOSTA E, M, J. SÁNCHEZ B. Y M. BAÑON A. (2000).** Fitohormonas y fundamentos de fisiología vegetal. Primera Edición. McGraw-Hill/Interamericana de España, S. A. U. Ediciones Universitat de Barcelona. 305-323 p.
2. **BACARIN, M. (2004).** Enraizamiento de estacas aéreas de goiaberia (*Psidium guajada L.*): Por efecto de ácido indolbutírico sobre la formación radicular. Revista científica, Sao Pablo 22:71-04. 29 p
3. **CALZADA B., J. (1980).** 143 Frutales Nativos. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
4. **COMUNIDAD ANDINA (1998).** Frutales y Hortalizas Andinas para el Mundo. Lima, Perú.
5. **FLORES JIMÉNEZ, JOSÉ MIGUEL. (2008).** Estudio del Capulí en Introducción en la cocina de la sierra Ecuatoriana. Universidad Nacional Equinoccial, Quito – Ecuador.
6. **FISCHER, G.; G. EBERT & P. LUDDERS (1999).** Provitamin A carotenoids, organic acids and ascorbic acid content of cape gooseberry (*Physalis peruviana L.*). Gärtnerische Fakultät, Humboldt. – Universitat su Berlin, 14195. Berlin, German.
7. **LATSAGUE VIDAL, MIRTHA; SÁEZ DELGADO, PATRICIA; Y, YÁÑEZ DELGADO, JÉSSICA.** Efecto del ácido indolbutírico en la capacidad rizogénica de estacas de *Eucryphia glutinosa*. Universidad Católica de Temuco, Temuco – Chile.

8. **LOPEZ M, S. Y GALLEGOS M.L, (2005).** Estimulación de la germinación del capulí (*prunus capulí*) con giberelinas y agua caliente. Tesis Escuela Agrícola Panamericana, el Zamorano. Tegucigalpa Honduras 10p.
9. **LOZANO ALVAREZ, KARINNA. (1998).** La Giberelina (AG), como regulador de crecimiento en las plantas. Universidad Nacional Agraria, La Molina, Lima – Perú.
10. **MCVAUGH. (1951).** *Prunus Serotina*, sub especie Capulí (Cav.). Comisión Nacional Forestal de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Brittonia – Estados Unidos.
11. **PRETELL CHICLOTE, JOSÉ; OCAÑA VIDAL, DAVID; JON LLAP, RICARDO; Y BARAHONA CHURA, EMILIO. (1987).** Proyecto FAO Holanda-INFOR, Jesús María, Lima – Perú.
12. **RUIZ-SOLSOL, HENRY Y MESÉN, FRANCISCO.** Efecto del Ácido Indolbutírico y tipo de estaquilla en el enraizamiento de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.). Nota Técnica de Agronomía Costarricense, Costa Rica.

ANEXO



Foto N° 01: Vista de los tratamientos



Foto N° 02: Vista de la diferencia de tamaños de los plantines por repetición y tratamiento



Foto N° 03: Evaluación de tratamientos



Foto N° 04: Evaluación del trabajo de investigación por parte del Jurado de Tesis Ing. Guillermo Castillo Romero