

UNIVERSIDAD NACIONAL HERMILIO VALDIZÁN - HUÁNUCO

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



**MICROPROGACIÓN Y CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA DE CLONES
AVANZADOS DE PAPA (*Solanum tuberosum* L.) EN CONDICIONES DE
COBERTIZO-CAYHUAYNA-HUÁNUCO 2014**

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

FLORES GARAY, Inés Tabita

HUÁNUCO – PERÚ

2 016

DEDICATORIA

A Dios por cuidarme y guiarme en todo momento y haberme enseñado a valorar las grandezas de este mundo. A mis padres, hermanos, sobrinos y a todas aquellas personas de gran corazón, por su apoyo moral e incondicional en todos los aspectos de mi vida y por compartir conmigo momentos de alegrías y tristeza.

FLORES GARAY, Inés Tabita

AGRADECIMIENTO

A Dios, por concederme la salud, bienestar y por ser mi fortaleza en la vida, y permitirme seguir sin fatiga cada peldaño de mi carrera profesional. Y poner en práctica lo que aprendí en el presente estudio.

A mis padres y hermanos, por haberme permitido nacer en un hogar lleno de cariño, amor y protección, por haberme dado la oportunidad de estudiar en esta casa maravillosa de estudios y poderme desarrollar como persona y profesional. Gracias por enseñarme el camino correcto a seguir en la vida, por sus sacrificios y estar siempre presente ofreciendo su apoyo incesable.

A mis docentes de la Escuela Académico Profesional de Agronomía de la Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional Hermilio Valdizán quienes contribuyeron y guiaron brindándome su conocimiento para mi formación profesional, y en especial a mi asesora Dra. Milka Tello Villavicencio por su orientación, motivación y su apoyo incondicional en el trabajo de investigación así como en las revisiones de este proyecto.

A mi enamorado, por estar en mi lado en momentos de alegrías y tristezas.

A mis sobrinos, en su apoyo moral e incondicional en el aspecto de mi vida, por compartir conmigo todo sus anhelos.

A mis amigas(os) y colegas que compartieron conmigo triunfos durante muchos años en los pasillos y aulas de la E.A.P. de Agronomía.

RESUMEN

Las plántulas “*in vitro*” de líneas avanzadas de papa, obtenidas por el Centro Internacional de la Papa, garantiza la obtención de semilla pre básica, permitiendo buena producción y calidad en la caracterización de este tubérculo, aspectos que en la zona de Huánuco por acceder de semilleristas por tanto. El presente trabajo de investigación “Microprogación y caracterización morfológica de clones avanzados de papa (*Solanum tuberosum* L.) En condiciones de cobertizo – Cayhuayna – Huánuco” fue: Micropropagar y evaluar las características morfológicas de clones avanzados de papa (*Solanum tuberosum* L.) en condiciones de cobertizo – Cayhuayna – Huánuco; para ello los materiales genéticos que se emplearon corresponden a seis clones avanzados de papa (LD.88-108, C99.250, 506.2, C97.270, 405.2, 104.22) proporcionado por el Centro Internacional de la Papa. La investigación fue ejecutada en tres etapas que son: multiplicación, aclimatación y caracterización morfológica y agronómica. En las etapas de multiplicación y aclimatación se utilizó el Diseño Completamente al Azar, en la primera se contó con 18 tratamientos y en la segunda, con 6 tratamientos. En la etapa de multiplicación se evaluaron tres tipos de explantes: entrenudo con una hoja, entrenudo con dos hojas y yema terminal; el explante más adecuado para la siembra fue yema terminal; en la etapa de aclimatación se empleó tres tipos de sustratos, denominándose sustrato 1 (Humus + Arenilla + Perlita), sustrato 2 (Compost + Arenilla + Perlita) y sustrato 3 (Compost + Musgo + Perlita), el mejor sustrato para la supervivencia de plantas, fue el sustrato 3. La caracterización morfológica y agronómica contemplo, 9 caracteres cualitativos y 2 caracteres cuantitativos. Los mismos que fueron evaluados en dos etapas fenológicas, a media floración y la cosecha.

ABSTRACT

Seedlings "*in vitro*" advanced potato lines obtained by the International Potato Center ensures obtaining basic pre seed, allowing good production and quality in the characterization of this tuber, aspects that in the area of Huánuco access therefore seed growers. This research "Micropropogación and morphological characterization of advanced clones of potato (*Solanum tuberosum* L.) Under shed - Cayhuayna - Huánuco" was: Micropropagate and evaluate the morphological characteristics of advanced clones of potato (*Solanum tuberosum* L.) I shed conditions - Cayhuayna - Huánuco; for this genetic materials used are six advanced potato clones (LD.88-108, C99.250, 506.2, C97.270, 405.2, 104.22) provided by the International Potato Center. The research was carried out in three stages: multiplication, acclimatization and morphological and agronomic characterization. The design was used in the stages of multiplication and acclimation Azar, the first he had 18 treatments and in the second, with 6 treatments. In the multiplication stage three types of explants were evaluated: I entrenudo with a sheet, entrenudo with two leaves and tip; the most suitable for planting explant was terminal bud; in the acclimatization stage three types of substrates are used, denominating substrate 1 (Humus + Grit + Perlite) substrate 2 (Compost + Grit + Perlite) and substrate 3 (Compost + Moss + Perlite), the best substrate for survival plants, was the substrate 3. The morphological and agronomic characterization I see 9 qualitative characteristics and 2 quantitative characters in August. The same people who were assessed on two phenological stages, half flowering and harvest.

INDICE

.....	Pagina
DEDICATORIA	
AGRADECIMIENTO	
RESUMEN	
ABSTRACT	
INDICE	
INDICE DE CUADROS	
INDICE DE FIGURAS	
I. INTRODUCCIÓN.....	15
Objetivo general.....	16
Objetivos específicos.....	16
II. MARCO TEÓRICO.....	17
2.1. FUNDAMENTACION TEÓRICA.....	17
2.1.1. Origen de la papa.....	17
2.1.2. Taxonomía y cultivo de la papa.....	17
2.1.3. Producción de papa.....	19
2.1.4. Importancia de la papa.....	19
2.1.5. Principales enfermedades y plagas.....	20
2.1.6. Organización del laboratorio.....	21
2.1.7. Cultivo de tejidos.....	23
2.1.7.1. Aspectos históricos.....	24
2.1.7.2. Cultivo <i>in vitro</i>	26
2.1.7.3. Micropropagación vegetal.....	27
2.1.7.4. Ventajas del cultivo <i>in vitro</i>	29

2.1.7.5. Desventajas del cultivo <i>in vitro</i>	30
2.1.8. Etapas de la micropropagación.....	30
2.1.9. Factores que influyen en el cultivo <i>in vitro</i>	31
2.1.9.1. Factores físicos.....	31
2.1.9.2. Factores químicos.....	33
2.1.10. Material vegetal.....	35
2.1.10.1. Explante.....	35
2.1.10.2. Tipos de explantes de papa.....	35
2.1.10.3. Microtuberización <i>in vitro</i> de papa.....	35
2.2. ANTECEDENTES.....	37
2.3. HIPÓTESIS.....	39
Hipótesis general.....	39
Hipótesis específicas.....	39
2.4. VARIABLES.....	40
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	41
3.1. Lugar de ejecución.....	41
3.2. Población, muestra y unidad de análisis.....	42
3.3. Tratamiento en estudio.....	42
3.4. Prueba de hipótesis.....	46
3.4.1. Diseño de la investigación.....	46
3.4.1.1. Diseño en la etapa de Multiplicación.....	46
3.4.2. Etapa de Aclimatación.....	47
3.4.3. Datos a registrar.....	48
3.4.3.1. Etapa de multiplicación.....	48
3.4.3.2. Etapa de aclimatación.....	48
3.5. Materiales y equipos.....	50
3.6. Conducción de la investigación.....	51
3.6.1. Adquisición de clones avanzados del CIP libres de Virus.....	51

3.6.2. Etapa del multiplicación.....	51
3.6.3. Etapa de aclimatación.....	53
IV. RESULTADOS.....	54
4.1. ETAPA DE MULTIPLICACIÓN.....	54
4.1.1. Supervivencia de explantes.....	54
4.1.2. Altura de explante.....	55
4.1.2.1. Altura de explante (cm)-7 días después de La siembra.....	56
4.1.2.2. Altura de explante (cm)-15 días después de La siembra.....	58
4.1.2.3. Altura de explante (cm)-21 días después de La siembra.....	60
4.1.2.4. Altura de explante (cm)-28 días después de La siembra.....	63
4.2. ETAPA DE ACLIMATACIÓN.....	65
4.2.1. Evaluación de la sobrevivencia en tres diferentes mezclas de sustratos.....	65
4.2.1.1. Sustrato 1: Humus +Arenilla +Perlita.....	65
4.2.1.2. Sustrato 2: Compost +Arenilla+ Perlita.....	68
4.2.1.3. Sustrato 3: Compost +Musgo+ Perlita.....	70
4.2.2. Evaluaciones morfológicas en diferentes sustratos.....	72
4.2.2.1. Evaluación en sustrato 1: Humus +Arenilla+ Perlita.....	72
4.2.2.2. Evaluación en sustrato 2: Compost +Arenilla+ Perlita.....	82
4.2.2.3. Evaluación en sustrato 3: Compost +Musgo+ Perlita.....	91
4.2.2.4. Comparación general de promedios entre los tres sustratos.....	101
4.2.3. Etapa de caracterización morfológica y agronómica.....	111

4.2.3.1. Caracterización morfológica.....	111
4.2.3.2. Caracterización agronómica.....	121
V. DISCUSIÓN.....	123
5.1. Multiplicación.....	123
5.1.1. Supervivencia de micro esquejes a los 7 y 15 días.....	123
5.1.2. Altura de plántulas a los 7, 15, 21,28 días después de siembra.....	123
5.2. Aclimatación.....	124
5.2.1. Sustrato 1: Humus+Arenilla+Perlita.....	124
5.2.2. Sustrato 2: Compost +Musgo +Perlita.....	125
5.2.3. Sustrato 3: Humus+Arenilla+Perlita.....	126
5.3. Caracterización.....	126
5.3.1. Caracterización morfológica.....	126
5.3.2. Caracterización agronómica.....	126
VI. CONCLUSIONES.....	128
VII. RECOMENDACIONES.....	130
VIII. LITERATURA CITADA.....	131
ANEXO	

INDICE DE CUADROS

Cuadro 01. Valores de promedio observados en plántulas de papa (<i>Solanum tuberosum</i> L.).....	38
Cuadro 02. Tratamientos para la etapa de multiplicación con un diseño completamente al azar (DCA).....	43
Cuadro 03. Tipos de explantes de clones avanzados de papa.....	43
Cuadro 04. Tratamientos para la etapa de aclimatación- sustrato 1.....	44
Cuadro 05. Tratamientos para la etapa de aclimatación- sustrato 2.....	44
Cuadro 06. Tratamientos para la etapa de aclimatación- sustrato 3.....	45
Cuadro 07. Características morfológicas y agronómicas.....	45
Cuadro 08. Análisis de varianza para el Diseño Completos al Azar.....	47
Cuadro 09. ANVA para el sustrato 1 (Humus+Arenilla+Perlita).....	48
Cuadro 10. Análisis de Varianza para altura de explante (7 días).....	56
Cuadro 11. Prueba de Tukey para altura de explante (cm) – 7 días.....	57
Cuadro 12. Análisis de Varianza para altura de explante (15 días).....	58
Cuadro 13. Prueba de Tukey para altura de explante (cm) -15 días.....	59
Cuadro 14. Análisis de Varianza para altura de explante (21 días).....	61
Cuadro 15. Prueba de Tukey para Altura de explante (cm) -21 días.....	61
Cuadro 16. Análisis de Varianza para Altura de explante (28 días).....	63
Cuadro 17. Prueba de Tukey para altura de plántulas (cm) – 28 días.....	64
Cuadro 18. Análisis de Varianza para tamaño de planta – sustrato 1.....	72
Cuadro 19. Prueba de Tukey tamaño de planta - sustrato 1.....	73
Cuadro 20. Análisis de varianza para grosor de tallo – sustrato 1.....	74
Cuadro 21. Prueba de Tukey para el grosor de tallo (mm) - sustrato1.....	74
Cuadro 22. Análisis de Varianza para número de hojas/plantas-sustrato 1..	75

Cuadro 23.	Prueba de Tukey para el número de hojas - sustrato 1.....	76
Cuadro 24.	Análisis de Varianza para número de entrenudos- sustrato 1....	77
Cuadro 25.	Prueba de Tukey para el número de entrenudos – sustrato 1...	77
Cuadro 26.	ANVA para número de tubérculos/planta – sustrato 1.....	78
Cuadro 27.	Prueba de Tukey para número de tubérculos/planta-sustrato 1.	79
Cuadro 28.	ANVA para peso de 10 tubérculos – sustrato 1.....	80
Cuadro 29.	Prueba de Tukey para el peso de 10 tubérculos – sustrato1....	81
Cuadro 30.	Análisis de Varianza para tamaño de planta - sustrato 2.....	82
Cuadro 31.	Prueba de Tukey para el tamaño de planta – sustrato 2.....	82
Cuadro 32.	Análisis de Varianza para grosor de tallo – sustrato 2.....	83
Cuadro 33.	Prueba de Tukey para el grosor de tallo (mm) – sustrato 2.....	84
Cuadro 34.	Análisis de Varianza para número de hojas – sustrato 2.....	85
Cuadro 35.	Prueba de Tukey para el número de hojas - sustrato 2.....	85
Cuadro 36.	Análisis de Varianza para número de entrenudo– sustrato 2....	86
Cuadro 37.	Prueba de Tukey para el número de entrenudo- sustrato 2.....	87
Cuadro 38.	ANVA para número de tubérculos/planta – sustrato 2.....	88
Cuadro 39.	Prueba de Tukey para número de tubérculos/planta-sustrato 2.	88
Cuadro 40.	ANVA para peso de 10 tubérculos – sustrato 2.....	89
Cuadro 41.	Prueba de Tukey para el peso de 10 tubérculos - sustrato 2....	90
Cuadro 42.	Análisis de Varianza para tamaño de planta – sustrato 3.....	91
Cuadro 43.	Prueba de Tukey para el tamaño de planta – sustrato 3.....	92
Cuadro 44.	Análisis de Varianza para grosor de tallo – sustrato 3.....	93
Cuadro 45.	Prueba de Tukey para el tamaño de planta – sustrato 3.....	94
Cuadro 46.	Análisis de Varianza para número de hojas – sustrato 3.....	95
Cuadro 47.	Prueba de Tukey para el número de hojas - sustrato 3.....	95
Cuadro 48.	Análisis de Varianza para número de entrenudos – sustrato 3..	96

Cuadro 49. Prueba de Tukey para el número de entrenudos – sustrato 3...	97
Cuadro 50. ANVA para número de tubérculos por planta – sustrato 3.....	98
Cuadro 51. Prueba de Tukey para el número de entrenudos – sustrato 3...	98
Cuadro 52. ANVA para peso de 10 tubérculos – sustrato 3.....	99
Cuadro 53. Prueba de Tukey para el peso de 10 tubérculos – sustrato 3...	100

INDICE DE FIGURAS

Figura 01. Porcentaje de supervivencia de explantes a los 7 días.....	54
Figura 02. Evaluación de la supervivencia de microesquejes-15 días.....	55
Figura 03. Altura de plántulas (cm) – 7 días después de la siembra.....	58
Figura 04. Altura de plántulas (cm) – 15 días después de la siembra.....	60
Figura 05. Altura de plántulas (cm) – 21 días después de la siembra.....	62
Figura 06. Altura de plántulas (cm) – 28 días después de la siembra.....	65
Figura 07. Cantidad de plantas vivas a los trece días – sustrato 1.....	66
Figura 08. Cantidad de plantas vivas a los 21 días – sustrato 1.....	67
Figura 09. Cantidad y porcentaje de plantas vivas con el sustrato 1: Humus-Arenilla-Perlita (13- 21 días).....	67
Figura 10. Cantidad de plantas vivas a los trece días – sustrato 2.....	68
Figura 11. Cantidad de plantas vivas a los 21 días – sustrato 2.....	69
Figura 12. Cantidad y porcentaje de plantas vivas con el sustrato 2: Compost+ Arenilla+ Perlita (13-21 días).....	69
Figura 13. Cantidad de plantas vivas a los 13 días – sustrato 3.....	70
Figura 14. Cantidad de plantas vivas a los 21 días – sustrato 3.....	71
Figura 15. Cantidad y porcentaje de plantas vivas con el sustrato 3: Compost+ Musgo+ Perlita (13-21 días).....	71
Figura 16. Tamaño de plantas (cm) – sustrato 1.....	73
Figura 17. Grosor del tallo (mm) – sustrato 1.....	75
Figura 18. Número de hojas por plantas – sustrato 1.....	76
Figura 19. Número de entrenudos – sustrato 1.....	78
Figura 20. Número de tubérculos por planta – sustrato 1.....	79
Figura 21. Peso de 10 tubérculos – sustrato 1.....	81
Figura 22. Tamaño de planta (cm) - sustrato 2.....	83

Figura 23. Grosor de tallo (mm) - sustrato 2.....	84
Figura 24. Número de hojas – sustrato 2.....	86
Figura 25. Número de entrenudos por planta – sustrato 2.....	87
Figura 26. Número de tubérculos por planta – sustrato 2.....	89
Figura 27. Peso de 10 tubérculos (gramos)- sustrato 2.....	91
Figura 28. Tamaño de planta – sustrato 3.....	93
Figura 29. Grosor de tallo (mm) – sustrato 3.....	94
Figura 30. Número de hojas – sustrato 3.....	96
Figura 31. Número de entrenudos – sustrato 3.....	97
Figura 32. Número de tuberculillos por planta – sustrato 3.....	99
Figura 33. Peso de 10 tubérculos (gramos) – sustrato 3.....	100
Figura 34. Comparación de promedio para el tamaño de planta (cm) en tres diferentes mezclas de sustratos.....	101
Figura 35. Comparación del promedio general para el tamaño de planta (cm) en tres diferentes mezclas de sustratos.....	102
Figura 36. Comparación de promedios de grosor de tallo en tres (mm) en tres diferentes mezclas de sustratos.....	103
Figura 37. Comparación de promedio general para el grosor de tallo (mm) en tres diferentes mezclas de sustratos.....	104
Figura 38. Comparación de promedios para el número de hojas/planta en tres diferentes mezclas de sustratos.....	105
Figura 39. Comparación de promedio general para el número de hojas/planta en tres diferentes mezclas de sustratos.....	106
Figura 40. Comparación de promedio para el número de entrenudo en tres diferentes mezclas de sustratos.....	107

Figura 41. Comparación de promedio general para el número de entrenudos en tres diferentes mezclas de sustratos.....	107
Figura 42. Comparación de promedio para el número de tubérculos/planta en tres diferentes mezclas sustratos.....	108
Figura 43. Comparación de promedios generales para el número de tubérculos/planta en tres diferentes mezclas de sustratos.....	109
Figura 44. Comparación de promedios del peso de diez tubérculos en tres diferentes mezclas de sustratos.....	110
Figura 45. Comparación de promedio general del peso de diez tubérculos en tres diferentes mezclas de sustratos.....	111
Figura 46. Caracterización de la longitud de entrenudos de los tallos.....	112
Figura 47. Hábito de la planta.....	113
Figura 48. Caracterización de pigmentación de tallos.....	114
Figura 49. Perfil general de la hoja.....	115
Figura 50. Profundidad de ojos.....	116
Figura 51. Color predominante del brote.....	117
Figura 52. Coloración de piel del tubérculo.....	118
Figura 53. Intensidad de la coloración de piel del tubérculo.....	118
Figura 54. Color secundario y distribución del color secundario de la piel.	119
Figura 55. Forma general tubérculo.....	120
Figura 56. Tamaño de tubérculos de papa.....	121
Figura 57. Número de tubérculo por planta.....	122

I. INTRODUCCIÓN

La papa (*Solanum tuberosum* L.) es un cultivo andino de la familia Solanaceae, según vestigios arqueológicos hallados en distintos lugares del país tiene más de 10 mil años. Los primeros indicios datan de 8 000 a.C. y fueron hallados en la cueva tres ventanas, en el valle de chilca, provincia de Cañete, al sur de Lima. Su presencia es segura hacia 4 400 y 3 100 a.C. en Ayacucho. (MINAG ,2016).

El Perú es el país con mayor diversidad de papas en el mundo, al contar con 8 especies nativas domesticadas y más de 3 000 variedades, de las 5 000 que existen en Latino América. También posee 91 de las 200 especies silvestres del continente, y que generalmente no son comestibles por su sabor amargo y alta toxicidad; sin embargo son las que han dado origen a las variedades domesticadas que hoy se consumen en el planeta. Las variedades comerciales actuales de papa tienen buena producción, hasta cierto tiempo, luego pierden su vigencia, calidad, sanidad y producción. (Scott *et al*; 2000).

Según el Centro Internacional de la Papa encargada de la conservación e investigación de este tubérculo, viene generando nuevas líneas avanzadas de papas para garantizar la seguridad alimentaria en las zonas más pobres y marginadas de la zona andina. Este trabajo del CIP, se enmarca dentro de los protocolos biotecnológicos y de mejoramiento genético, como es la micropropagación *in vitro*, obteniendo plántulas libre de virus a partir de meristemos, con la finalidad de contar con semilla pre básica, que garantice la calidad de la cosecha y el buen rendimiento en la producción. Por lo tanto, considerando que Huánuco es una zona papera del Perú y con carencia de semilleras; este trabajo de investigación busca evaluar a partir de plántulas *in vitro*, de las líneas de papas avanzadas del CIP, la producción de micro tuberculillos y algunos factores de producción de estas nuevas líneas en el campo. (CIP ,1997).

La técnica de cultivo *in vitro* ha venido funcionando adecuadamente, en la generación de nuevos clones libres de virus que pueden ser más adelante variedades promisorias a las existentes.

La región de Huánuco, es el segundo productor a nivel nacional en papa blanca y primer lugar en papa amarilla, ya que el clima es propicio para el cultivo; siendo el mayor ingreso que tienen los agricultores, pero cada día se enfrentan a nuevas enfermedades y virus. Es necesario estudiar los nuevos clones obtenidos del CIP que viene produciendo, para mejorar la producción y calidad de vida de los agricultores.

Objetivo general

Micropropagar y evaluar las características morfológicas de clones avanzados de papa (*Solanum tuberosum* L.) en condiciones de cobertizo – Cayhuayna - Huánuco.

Objetivos específicos

- Determinar el explante más adecuado para la multiplicación de seis clones avanzados de papa.
- Determinar la influencia del sustrato en la producción de tuberculillos de clones avanzados de papa.
- Describir las características morfológicas y agronómicas de cada una de los seis clones avanzados.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA

2.1.1. Origen de la papa

Hawkes et al (1977) menciona que la palabra papa proviene del vocablo quechua que significa tubérculo, es una planta tuberífica originaria de América. Existen dos centros de biodiversidad de papa silvestre: uno que está localizado en la región central de México, y el segundo entre la región central del Perú y el Nor-oeste Argentino. Algunas variedades silvestres son originarias de México. Los incas del Perú han cultivado este tubérculo desde hace dos mil años, lo que habla de la tradición de este producto en las culturas indígenas del continente. Fue introducida a Europa después de la conquista de los españoles, apareciendo gradualmente en varios países europeos durante los siglos XVII y XVIII.

Alfonso et al (1991) reportan que durante el periodo de 1600 a 1845, la papa se constituyó como la principal fuente de alimentos de Irlanda, siendo los inmigrantes de este país los que la trajeron a Norteamérica en el año de 1719. Por sus altos rendimientos por hectárea y sus características alimenticias, diversas naciones del viejo mundo incorporaron su cultivo con el fin de evitar los rigores de las hambrunas entre sus pueblos.

2.1.2. Taxonomía de la papa (*Solanum tuberosum* L.)

Hawkes et al (1977) manifiesta que la clasificación taxonómica es la siguiente:

Reino:Plantae

División:Magnoliophyta

Clase:Magnoliopsida

Subclase: Asteridae

Orden: Solanales

Familia: Solanaceae

Subfamilia: Solanoideae

Género: *Solanum*

Especie: *S. tuberosum*

Hawkes (1977) indica que la papa (*Solanum tuberosum* L.) pertenece a la familia Solanáceae; es una planta dicotiledónea herbácea anual, sus raíces son muy ramificadas, finas y largas, el tallo se origina en las yemas del tubérculo y es grueso, fuerte y ángulos o con una altura que varía entre los 0.5 y 1 metros; por lo general consta de nueve o más foliolos cuyo tamaño es mayor cuanto más alejados se encuentren del nudo de inserción. El fruto es una baya redonda de color verde, que al madurar se vuelve amarilla. A la vez que tallos aéreos, la planta tiene tallos subterráneos; los primeros son de color verde y contienen un alcaloide tóxico llamado solanina, que pueden formarse también en los tubérculos cuando estos se exponen a luz, los tallos subterráneos o estolones, en sus extremidades se convierten en tubérculos.

Alfonso (1991) menciona que en la superficie de los tubérculos se forman yemas distribuidos en forma helicoidal, abundando sobre todo en la parte opuesta al punto de inserción sobre el estolón. Aunque la papa puede multiplicarse por semillas y por esquejes, en la práctica la multiplicación es siempre vegetativa, haciéndose por medio de los tubérculos que producen brotes en las yemas.

Sagarpa (2004) reporta que en México, la papa se produce tanto en el ciclo otoño-invierno como en primavera-verano, aunque el más importante es este último. Se cultiva tanto en condiciones de riego destinándose para la primera modalidad aproximadamente el 50 por ciento del total y el restante para riego.

2.1.3. Producción de la papa

Sagarpa (2004) menciona que la producción mundial de papa se incrementó rápidamente en las últimas tres décadas, en una mayor proporción que cualquier otro cultivo, exceptuando al trigo, arroz y maíz. Actualmente se cultiva en todo el mundo y en muchos países es el alimento básico.

Alfonso (1991) reporta que en Alemania, Rusia y Polonia se consumen alrededor de 180 kg de papa per cápita por año. Por su parte, el promedio de consumo nacional per cápita promedio en México durante el periodo 1992-2001 fue de 16.5 kilogramos por persona.

El autor también refiere lo siguiente, pese a que la papa es un producto originario de América, la principal zona productora no está en el continente americano, sino que está conformada por países asiáticos y europeos. Según datos de la FAO en el periodo comprendido entre 1992 y 2000, la producción mundial de papa registró un incremento del 11 por ciento, al pasar de 277 millones de toneladas a 308 millones en 2001. Casi el 60 por ciento de la producción mundial de papa se concentra en China, Rusia, Polonia, Estados Unidos, India y Ucrania.

2.1.4. Importancia de la papa

Dilmer (2000) menciona que en términos de nutrición, 100 g de papa suplen cerca del 10% de la dosis diaria de proteína recomendada para niños, una consideración importante para países que buscan mejorar la dieta de sus pobladores. Estos 100g también proporcionan el equivalente al 10% de los requerimientos de un adulto de tiamina, niacina, vitamina B6 y ácido fólico y cerca del 50 % de vitamina C además de su consumo como producto fresco la papa tiene un gran potencial económico cuando es procesado para la industria alimentaria, química, agroindustrial, farmacológica y en otras ramas industriales.

Además de que, la papa sufre varios procesos para diferentes usos, en la actualidad se ha emprendido el mejoramiento en su producción mediante biotecnología, ya que en el pasado se enfocó en incrementar la producción por hectáreas sembrada y en desarrollar variedades resistentes a plagas y enfermedades.

2.1.5. Principales enfermedades y plagas del cultivo de papa

Lozoya et al (2002) menciona que el cultivo de la papa y su producción, se ve afectado tanto por factores bióticos y abióticos. Entre los factores bióticos, se encuentran principalmente los patógenos y plagas, entre los patógenos más importantes se encuentran los siguientes: las bacterias, destacando *Erwinia cartovora* (Sub. Carotora y astroseptica) que causa la pudrición blanda y es conocida comúnmente como “pie negro”, *Ralstonia solanacearum* (*Pseudomona solanacearum*) que causa marchites y daña a nivel vascular en los tubérculos y *Clavibacter michiganensis* spp. Sub. *Sepednicum* que causa la enfermedad conocida como pudrición anillada de la papa y marchitez.

En lo que respecta a los virus, existe una gran lista que se han identificado en el cultivo de papa a nivel mundial y su distribución geográfica está limitada ciertas regiones lo que puede ser determinado por las condiciones ambientales, el tipo del suelo, la presencia del vector y transmisión mecánica. Entre los principales virus se encuentran: el virus X de la papa (potex virus), los virus Y , A de la papa (potivirus), el virus S de la papa y el virus del enrollamiento de la hoja (luteovirus) y entre estos, los más importantes son los del tipo potivirus.

Urwin et al (2000) menciona que entre los hongos patógenos de papa, uno de los más importantes es *Phytophthora infestans* que causa la enfermedad conocida como tizón tardío, fitoplasmas causantes de la punta morada, mientras que entre los nemátodos fitoparásitos están *Globodera rostochiensisp* y

Globodera pallida; nemátodos formadores de quiste en la raíz y *Meloidogyne incognita*; nematodo formador de nódulos en la raíz; y en plagas tenemos algunos insectos y hemípteros conocidos. Tradicionalmente el control de estas plagas y patógenos requiere de la rotación de la tierra, resistencia del huésped y de plaguicidas químicos. Las dos primeras estrategias proveen un control incompleto y los plaguicidas son demasiados tóxicos y provocan contaminación ambiental.

Atkinson et al (2001) reporta que una alternativa para controlares de tipo de plagas y patógenos, consiste en proveer a la planta de defensas transfiriendo genes que codifican para inhibidores de proteasas estas proteínas se unen a enzimas proteolíticas (proteasas), de tal modo que inhiben su actividad. Además se refiere al establecimiento del laboratorio requiere de los siguientes equipos: que en el área de preparación se tienen los siguientes equipos: refrigerador, balanzas analíticas, potenciómetro (pH), estufa eléctrica, agitador magnético, frascos Erlenmeyer de diversos volúmenes, botes y material de vidrio o plástico. Y en el área de lavado: autoclave manual o automático, destilador, gradillas para secado, desionizador, bandejas de aluminio, recipientes plásticos y de aluminio (de varios tamaños). Y muchos otros equipos y materiales de plástico y vidrio.

2.1.6. Organizaciones del laboratorio

Larios et al (2013) señala que debido a que al inicio del proceso de producción de semilla de papa se usan plantas *in vitro*, se cuenta con un laboratorio de cultivo de tejidos y personal técnico calificado para su multiplicación. Se dispone de las siguientes áreas separadas:

Área de preparación de medios de cultivo y soluciones madres: se utiliza principalmente para preparar los distintos medios de cultivo. Debe disponer de

un espacio para almacenamiento de productos químicos, cristalería, materiales de plástico, reactivos, mesa para la elaboración de medios y otros equipos.

Área de lavado y esterilización: incluye un lavadero para cristalería, esterilización de medios de cultivo contaminado, o desechado. Aquí se ubica el desionizador, destilador de agua y autoclave (esterilizador).

Área de control de calidad: tiene como función evaluar y controlar la calidad genética y fitosanitaria del material vegetal que ingresa al laboratorio, así como la calidad del material producido. Adicionalmente, evalúa y monitorea permanentemente el estado de las plantas producidas, y el porcentaje y tipo de contaminación en el laboratorio.

Bodega: espacio destinado al almacenamiento temporal de productos químicos, reactivos, cristalería, entre otros; preferiblemente en estantes con puertas de vidrio para mantenerla libre del polvo.

Área de transferencia (ambiente aséptico): aquí se realiza el trabajo de escisión, inoculación y transferencia de los explantes al medio de cultivo, así como la transferencia de cultivos establecidos *in vitro* y micropropagación, para lo que se cuenta con estereoscopios y cámaras de flujo laminar, las cuales mantienen un área aséptica al pasar aire estéril sobre el espacio de trabajo.

Área de incubación: los cultivos se incuban o se regeneran en un cuarto apropiado. Éste debe tener de 20°C a 28°C de temperatura, de 1,000 a 5,000 lux de iluminación, y entre 70% y 80% de humedad relativa. Aquí están todas las estanterías donde se colocan los tubos, o frascos conteniendo los explantes. Es necesaria una buena distribución de aire en este cuarto, para evitar áreas de recalentamiento por efecto de las luces. El control de temperatura se realiza

mediante el uso de aires acondicionados. En climas muy húmedos es necesario usar des-humificadores para reducir la humedad relativa.

Área de crecimiento (multiplicación masiva): las vitroplantas obtenidas en el área de incubación son sometidas al test de ELISA, luego son multiplicadas masivamente dentro del laboratorio bajo el sistema SAH; después son colocadas en estantes donde alcanzan su crecimiento ideal para finalmente ser llevadas al invernadero.

Área de oficina: aquí se ubica el mobiliario de oficina, libros de referencia, archivo, controles del laboratorio, catálogos y otros documentos.

2.1.7. Cultivo de tejidos

Reina (2003) menciona que el cultivo de tejidos ha sido considerado durante mucho tiempo como una mezcla de ciencia y arte. Fue considerada inicialmente como una técnica particularmente difícil de aprender. Sin embargo, estas dificultades de los comienzos están hoy en día prácticamente superadas gracias a factores como la disponibilidad de antibióticos, los medios de composición definida, las instalaciones asépticas (salas de cultivo limpias, cabinas de flujo laminar, incubadoras estériles), dispositivos de cultivo (botellas con tapones filtrantes, placas de Petri ventiladas).

Los avances técnicos y la aparición de un buen número de compañías comerciales de suministro de medios, sueros, equipo y líneas celulares han hecho del cultivo celular una tecnología con buena reproducibilidad. Implica que la arquitectura característica del tejido *in vitro* se mantiene al menos en parte, para ello el órgano se mantiene en un medio del que obtiene los nutrientes y al que puede liberar los desechos y en el que mantiene su estructura tridimensional, en general esférica. Este tipo de cultivo permite mantener los

tipos celulares diferenciados y es por ello una buena réplica del tejido de origen, pero por el contrario no permite su propagación, pues el crecimiento, de producirse, se limita a la periferie y es debido fundamentalmente a los tipos celulares embrionarios.

Pérez (1998) reporta que debido al incremento de la población mundial, en los últimos años se ha acentuado el interés por la biotecnología vegetal con el propósito de producir alimentos, mejorar cultivares, adaptarlos a diferentes condiciones climáticas y edafológicas para obtener metabolitos de interés comercial. En este contexto, el cultivo de tejidos vegetales ha merecido especial atención debido a que comprende un grupo heterogéneo de técnicas que permiten el cultivo en condiciones asépticas de órganos, tejidos o células en un medio de composición química definida e incubados en condiciones ambientales controladas.

Roca et al (2000) indican que el cultivo de tejidos, como técnicas, consiste esencialmente en aislar una porción de la planta (explante) y proporcionarle artificialmente las condiciones físicas y químicas apropiadas para que las células expresen su potencial intrínseco o inducido. Es necesario además adoptar procedimientos de asepsia para mantener los cultivos libres de contaminación microbiana.

Krikorian (1993) menciona que el cultivo de tejidos, como técnica, consiste esencialmente en aislar una porción de la planta (explante) y proporcionarle artificialmente las condiciones físicas y químicas apropiadas para que las células expresen su potencial intrínseco o inducido.

2.1.7.1. Aspectos históricos del cultivo de tejidos

Mosquera (1998) menciona que el primero en cultivar tejidos vegetales con éxito fue White en 1934, quien logró cultivar ápices de raíces de tomate en

medios enriquecidos con sales, azúcares y levadura. Demostró además, la sustitución de levadura por tres vitaminas: Taina, piridina y niacina. No es sino hasta 1934 cuando Gautheret logra proliferación celular *in vitro* en tejidos cambiales provenientes de plantas adultas. En 1939 el mismo Gautheret, Nobecourt (en tejidos de zanahoria), White (en tejidos de tabaco) publicaron casi en simultáneo la formación de una masa de células parenquimatosas (callo) a partir de los explantes (tejidos) utilizados en sus experimentos. Este hecho significativo constituye en sí el después de las técnicas de cultivo *in vitro*.

Wikipedia (2015) indica que la totipotencialidad celular fue enunciada como teoría por Gottlieb Haberlandt en 1902, quien propuso que todas las células vegetales tienen la capacidad de regenerar plantas completas. Haberlandt no llegó a demostrar su hipótesis debido a que no pudo lograr la división celular y a que los medios de cultivo que empleaba no incluían reguladores del crecimiento debido a que esos compuestos serán desconocidos en ese momento. En 1934, Philip White pudo mantener, en forma ilimitada, el crecimiento de raíces en medios líquidos a partir de ápices del tallo del tomate. Al mismo tiempo se identificó el ácido indol acético (AIA), que permitió el mantenimiento indefinido de callos de zanahoria y tabaco *in vitro*.

Posteriormente se descubrió el efecto de la leche de coco como estimulante de la formación de callos para el cultivo de embriones de *Datura stramonium*. En 1948 Folke Skoog y Changó Tsui, trabajando con cultivos de callo de tabaco, demostraron la existencia de una regulación química en la parte aérea y en la raíz. Trabajos posteriores en callos de la misma especie, con el agregado de cinetina, la primera citocinina descubierta, permitieron demostrar que la diferenciación de brotes, raíces o de ambos, estaba regulada por el balance de auxinas y citoquininas.

Caplin et al (1952) mencionan que un factor importante en el desarrollo de las técnicas de cultivo de tejidos vegetales, fue el descubrimiento de los reguladores de crecimiento. Overbeek observa el efecto de una sustancia presente en el agua de coco que estimulaba la división celular (efecto cito químico). Cuando el agua de coco se combinaba con 2,4-D, tenía un efecto positivo en el desarrollo de tejidos de zanahoria y papa.

2.1.7.2. Cultivo *in vitro*

UNIVERSIDAD CATOLICA DEL MAULE (2012) indica que el cultivo *in vitro* de tejido vegetal consiste en incubar un trozo de tejido, una célula o una planta en condiciones estériles dentro de un contenedor con un medio nutritivo en forma de gel y que contiene azúcar, nutrientes minerales, vitaminas y hormonas vegetales. El proceso comienza con el establecimiento del cultivo, para lo cual debe esterilizarse el explante o trozo de tejido a cultivar. Cuando se ha logrado que el tejido crezca y prolifere, es importante contar con la combinación y concentración de hormonas adecuadas para lograr la propagación de brotes.

Calderón (1987) menciona que la expresión cultivo *in vitro* de plantas, significa cultivar plantas dentro de un frasco de vidrio en un ambiente artificial. Esta forma de cultivar las plantas tiene dos características fundamentales: la asepsia (ausencia de gérmenes, etc.), y el control de los factores que afectan el crecimiento. En los últimos años el estudio detallado de las plantas tanto a nivel celular como molecular, en condiciones de laboratorio ha hecho posible el desarrollo de esta ciencia. Este principio general se aplica también al cultivo *in vitro* de plantas; las plantas son capaces de reproducir su crecimiento a partir de células aisladas, originando la hipótesis de la totipotencia celular en plantas. Sin embargo, este investigador no pudo demostrar en forma práctica su hipótesis, debido a que la mayoría de los componentes complejos que integran los medios

de cultivo actual es todavía no habían sido descubiertos. Sería recién en la década del 50 cuando se determina la importancia del balance hormonal en las plantas, con el descubrimiento de las hormonas vegetales más usadas en la actualidad.

Davis et al (1980) menciona al cultivo de tejidos vegetales o cultivo *in vitro* de tejidos vegetales, es una técnica de reproducción en condiciones totalmente asépticas, en la que a partir de un pequeño segmento inicial de tejido es posible regenerar en poco tiempo miles o millones de plantas genéticamente igual a la planta madre, cuando a este tejido le es aplicado un estímulo por medio de variables físicas y químicas controladas en un medios de cultivo.

Jácome (2012) señala que el concepto de cultivo de tejidos o propagación *in vitro* (del latín en vidrio) abarca tanto en el cultivo aséptico de tejidos como los de las células y órganos. Se le llama *in vitro* debido a que se cultiva en recipientes de vidrio o plástico transparente. Esta técnica consiste en cultivar un inóculo con potencialidad de diferenciación bajo condiciones asépticas en presencia de una dieta balanceada de nutrientes y hormonas

2.1.7.3. Micropropagación vegetal

Rivero (2011) menciona que la Micropropagación vegetal, o propagación clonal masiva de plantas superiores, posibilita la obtención y cultivo de plantas superiores, posibilita la obtención y cultivo de plantas a gran escala. Se realiza bajo estrictas condiciones de esterilidad en un medio sintético nutritivo y con control de temperatura, luz y fotoperiodo.

Calderón (1987) indica que la micropropagación o propagación clonal, es una de las aplicaciones más generalizadas del cultivo *in vitro*, a través de la micropropagación, a partir de un fragmento (explante) de una planta madre, se

obtiene una descendencia uniforme, con plantas genéticamente idénticas, denominadas clones. El explante más usado para los procesos de propagación *in vitro* son las yemas vegetativas de las plantas. Los frascos que contienen las plantas se ubican en estanterías con luz artificial dentro de la cámara de crecimiento, donde se fija la temperatura en valores que oscilan entre los 21 y 23°C, además de controlar la cantidad de horas de luz. Por su parte, el medio de cultivo se compone de una mezcla de sales minerales, vitaminas reguladores de crecimiento, azúcar, agua y agar. La composición del medio depende de la especie vegetal y de la etapa del proceso de micropropagación.

Wikipedia (2015) menciona que conjunto de técnicas y métodos que son utilizados para multiplicar plantas asexualmente en forma rápida, eficiente y en grandes cantidades. La micropropagación se utiliza para multiplicar o propagar plantas nuevas, tales como aquellas creadas por ingeniería genética, mutaciones o mejoramiento genético. Se utiliza también la micropropagación para obtener plantas libres de enfermedades (tales como virosis) u obtener grandes cantidades de plantas que no se propagan eficientemente.

Cassará (1989) indica que la micropropagación consiste en la propagación de un genotipo a gran escala a través del empleo de técnicas de cultivo *in vitro*. El cultivo es una herramienta para el mejoramiento ya que se producen plantas de calidad uniforme a escala comercial, a partir de un genotipo selecto y con una tasa de multiplicación ilimitada. Esto es posible gracias a la propiedad de totipotencia que tienen las células vegetales, esto es la capacidad de regenerar una planta completa cuando están sujetas a estímulos adecuados. Así las células somáticas de cualquier tejido podrían formar tallos, raíces o embriones somáticos de acuerdo con la competencia que posean y al estímulo que reciba.

2.1.7.4. Ventajas del cultivo *in vitro*

Ayerme (1990) menciona que las ventajas de la micropropagación, en comparación con sistemas convencionales, son el incremento acelerado del número de plantas, la disminución del tiempo de multiplicación, un mayor número de plantas por superficie utilizada, el mayor control de la sanidad, el fácil transporte para intercambio internacional de materiales y la posibilidad de multiplicar rápidamente especies en peligro de extinción.

Mejía (1992) indica que el cultivo *in vitro* de tejidos tiene ventajas por las siguientes razones:

1. clonación de individuos de características agronómicas muy deseables.
2. Es el único medio conocido actualmente para la erradicación de virus, viroides, micoplasmas y otros patógenos a partir del material enfermo.
3. Mantiene el cultivo libre de plagas y enfermedades, por ser una técnica que requiere de mucha asepsia.
4. Evita la erosión genética
5. Reduce costos de labores agrícolas en el mantenimiento de grandes colecciones de germoplasmas en el campo.
6. Permite la obtención de plántulas *in vitro* libre de enfermedades en menor tiempo a gran escala, en cualquier época del año, conservando uniformemente sus características genéticas mediante la micropropagación.
7. Facilidad de transportar el material *in vitro* de un país a otro con menos restricción aduanera.
8. Posibilidad de multiplicar grandes cantidades de plantas en una superficie reducida, a bajos costos y en tiempo económicamente costeables.

9. Reduce el riesgo de pérdida genético, al evitar la mezcla del material por cruzamiento.
10. Se evita peligros ambientales como sequias, heladas, granizadas.
11. Estudios fisiológicos diversos.
12. Mejora genética de plantas (incluyendo obtención de plantas transgénicas).
13. Conservación de germoplasma (conjunto de individuos que representan la variabilidad genética de una población vegetal).
14. Permite controlar las condiciones ambientales, debido a su independencia del mismo (luz, temperatura y humedad controlada).

2.1.7.5. Desventajas del cultivo *in vitro*

Mejía (1992) indica que el cultivo *in vitro* de tejidos tiene desventajas por las siguientes razones:

1. Se necesita de un laboratorio equipado de buena infraestructura.
2. Requiere de personal especializado: biólogos, fisiólogos, fitomejoradores y fitopatólogos.
3. La adquisición de productos químicos es costoso y difícil en países de escasos recursos económicos como el Perú.
4. Laboratorios asépticos.

2.1.8. Etapas de la micropropagación vegetativa

Baca (2002) menciona que el cultivo *in vitro* (cultivo de tejidos) consta de las siguientes fases:

- 1.- Fase de establecimiento de meristemos.
- 2.- Fase de multiplicación.
- 3.- Fase de enrizamiento.

Muñoz (2006) para este autor la propagación *in vitro* o micropropagación vegetativa consta de cinco etapas:

La etapa 0 - o inicial para seleccionar una planta madre.

La etapa I - de iniciación o establecimiento para el cultivo inicial o primario.

La etapa II - de multiplicación de brotes.

La etapa III - de enraizamiento o pre-trasplante para producir una planta autotrófica que sobreviva en las condiciones de trasplante del suelo.

La etapa IV - de transferencia final al medio ambiente.

2.1.9. Factores que influyen en el cultivo *in vitro*

Recalde (2007) señala que el crecimiento y desarrollo *in vitro* de una planta está determinado por el material vegetal y las condiciones físicas y químicas que se crean.

Calderón (1987) menciona que también el cultivo *in vitro* están determinados por las mismas condiciones físicas y químicas tales como: pH del medio nutritivo, Ambiente físico, Temperatura y Luz y fotoperiodo

2.1.9.1. Factores físicos

A. pH de medio de cultivo

Jácome (2012) citado por Mroginski (1993) quien manifiesta que en el caso del pH, el grado de acidez o alcalinidad, es importante y específico para cada tipo de especie vegetal. Al igual que ocurre en el suelo, el pH debe mantenerse en un rango de 5,6 a 5,8 con el fin de mantener un desarrollo vegetativo óptimo.

Villalobos et al (1993) indican que los factores físicos juegan un papel muy determinante; la luz y la temperatura han sido ampliamente estudiados.

B. Humedad

Chee et al (1982) menciona que la humedad relativa del recipiente puede ser cercana al 100 % en condiciones *in vitro*, ya que por las paredes del vidrio y la cubierta plástica se crea un efecto invernadero.

C. Luz

Jácome (2012) indica que la luz es un factor fundamental en la morfogénesis, involucra varios componentes como intensidad, fotoperiodo y la calidad. Para la inducción del explante las condiciones de oscuridad son preferibles para su desarrollo, ya que se usa 2,4 - días que es un compuesto fotosensible.

D. Temperatura

Chee et al (1982) señala que la temperatura es un factor muy importante que influye sobre el desarrollo del explante *in vitro*. Generalmente fluctúa entre los 20 – 28 °C, ya que variando el régimen de temperatura, pocas especies se han visto beneficiadas.

E. Intercambio gaseoso

Perla (2007) indica que los principales gases que se encuentran dentro del recipiente son: etileno, oxígeno, dióxido de carbono y acetaldehído. Estos pueden tener efecto en la morfogénesis, promoviendo crecimientos celulares anormales.

2.1.9.2. Factores químicos

Mroginski y Roca (1993) mencionan que el medio de cultivo es la combinación sólida o líquida de nutrientes y agua. Los ingredientes del medio de cultivo se pueden clasificar en: Sales inorgánicas, carbohidratos, vitaminas y aminoácidos, agente gelificante (en el caso de medios sólidos), sustancias reguladoras de crecimiento y Agua.

A. Sales inorgánicas

Pierik (2007) menciona que los elementos esenciales que todas las plantas requieren y que están presentes en los medios de cultivo son: nitrógeno, fósforo, azufre, calcio, potasio, magnesio y hierro.

Chee et al (1982) reporta que podemos encontrar elementos menores que también son esenciales pero que se requieren en cantidades extremadamente pequeñas como: boro, molibdeno, manganeso, cobalto, zinc, cobre, yodo y cloro.

B. fuentes de carbono

Mroginski (1993) indica que pocos cultivos *in vitro* son autótrofos, así que es necesario agregar al medio una fuente de carbono. La sacarosa es la fuente de carbono más ampliamente usada y se emplea a una concentración de 2 a 3 %, sin embargo, en ciertas especies se emplean concentraciones de 5 a 12 %, las concentraciones altas de esta sustancia estimula la formación de callos embriogénicos. El Mionositol se ha utilizado ampliamente ya que da como resultado un mejor desarrollo de los callos y suspensiones celulares.

C. vitaminas

Perla (2007) señala que las vitaminas favorecen el crecimiento de los tejidos en cultivos *in vitro* y la falta de alguna de ellas puede ser factor limitante de los fenómenos de organogénesis o embriogénesis. Entre las vitaminas más

usadas en los medios de cultivo tenemos: la tiamina, piridoxina y el ácido nicotínico, otras vitaminas que son útiles pero no indispensables son: ácido patogénico, biotina, riboflavina y colina. Hay que tener en cuenta su condición de termolábiles para evitar su degradación.

D. hormonas

Acome (2012) menciona que las fitohormonas son compuestos orgánicos sintetizados por las plantas superiores, que influyen en el crecimiento y desarrollo de la planta y que actúan generalmente en lugares diferentes a donde son producidas, se encuentran presentes y activas en muy pequeñas cantidades (en traza).

Mroginski (1993) señala que además de estas sustancias naturales existen numerosos productos de síntesis que pueden utilizarse como reguladores de crecimiento en el cultivo *in vitro*. Su efecto está mediado por su presencia o ausencia, ya que en pequeñas cantidades pueden estimular, inhibir o modificar cualquier proceso fisiológico en las plantas.

Rekalde (2007) citado por Leopoldo y Kriedeman, quienes indican que actualmente se reconocen cinco tipos básicos de sistemas químicos de reguladores de crecimiento vegetal divididos en tres grupos principales: a) Promotores del crecimiento: auxinas, citoquininas y Giberelinas, b) Inhibidores del crecimiento: ácido abscísico y c) Etileno.

E. agua

Jácome (2012) indica que es el componente que se encuentra en mayor cantidad en el medio de cultivo, constituye el 95% del medio, se recomienda usar agua destilada, bidestilada o desionizada. La utilización de agua de grifo o agua corriente puede poner en peligro el desarrollo del cultivo además de contener contaminantes orgánicos y microorganismos.

2.1.10. Material vegetal

Jácome (2012) indica que el estado fitosanitario de la planta madre influye también en el establecimiento de un cultivo *in vitro*. Si se debe elegir entre individuos de un mismo clon, se debe tomar los más sanos como material vegetal para el cultivo de células y tejidos en condiciones de laboratorio.

2.1.10.1 Explante

Jácome (2012) indica que virtualmente todos los tejidos vegetales tienen la capacidad de formar callos *in vitro*, sin embargo, relativamente pocos explantes tienen la habilidad para producir callos embriónicos. En este sentido la obtención del explante adecuado constituye el primer aspecto a tener en cuenta según sean los objetivos de la investigación. Los meristemos tienen la ventaja de ser un material muy estable desde el punto de vista genético y además se les puede considerar libre de virus y otros patógenos. Aunque su manipulación resulta compleja por su tamaño, se reducen las posibilidades de contaminación.

Repetí (1995) menciona que los explantes están constituidos por tejidos y/o células somáticos. Cuando se extrae un explante de la planta se debe tener en cuenta el tamaño, la fuente, la edad fisiológica del mismo.

2.1.10.2. Tipos de explantes de papa

Espinoza et al (1992) mencionan que para la micropropagación de plantas se necesita contar con un buen explante. Por lo tanto el objetivo de la micropropagación es obtener un número grande de plantas clonales en un periodo corto, en CIP se siguen dos métodos de micropropagación de papa: 1-esquejes de tallo para medios semisólidos, 2-esquejes de tallos para medios líquidos.

A. Esquejes de tallo para medios semisólidos.

El autor citado menciona que de las pequeñas plántulas *in vitro*, se cortan nudos individuales con hojas. Las hojas grandes se disecan con cuidado, luego se coloca el esqueje sobre la superficie del medio C o D. la yema crecerá rápidamente y en tres o cuatro semanas, se desarrollará una nueva plántula con otras seis o siete yemas disponibles para micropropagación.

B. Esquejes de tallo para medios líquidos

El mismo autor menciona que se cortan, de plántulas *in vitro*, segmentos con nudos individuales y se elimina las hojas grandes. Diez segmentos de tallo se introducen en un frasco con 15 cm³ del medio D (o sin agente gelificante) y se mantienen sin agitación. Después de cuatro semanas, de cada frasco se obtendrán 60 a 70 nudos en total.

2.1.10.3. Microtuberización *in vitro* de papa

Toledo et al (1998) mencionan que los microtuberculos de papa se usan en su mayor parte en los programas de semilla en Europa, donde se producen grandes cantidades (cientos de miles) de semilla pre básica de muy pocas variedades. Mediante esta técnica se producen y almacenan microtuberculos, pudiendo acumular varios miles en un espacio pequeño (en envases húmedos a 4°C) durante largos periodos de tiempo. La inducción de microtuberculos se produce mediante un efecto de estrés producido por el CC (cloruro de clorocolina), BAP (6-benzilaminopurina) y la sucrosa, los cuales en oscuridad producirán de 3 a 4 microtuberculos por planta, según la variedad.

Los microtuberculos se usaron en sus inicios como una alternativa en la distribución de germoplasma y como una alternativa en la conservación *in vitro*. Durante el proceso de multiplicación de plántulas *in vitro* es usual la multiplicación de cantidades mayores a las requeridas en el invernadero, por ello, luego de la transferencia sobran algunas magentas. Estas pueden ser usadas para la

inducción de microtuberculos. Según los procedimientos indicados, se añade el medio de inducción y se colocan en el cuarto oscuro; luego de tres meses se producirán microtuberculos que pueden ser cosechados y transferidos a envases estériles (a 4 °C), en donde pueden mantenerse hasta por 10 meses.

2.2. Antecedentes

Fuentes et al (s.f.) reportan en su trabajo “Producción *in vitro* de microtuberculos de papa (*Solanum tuberosum*) cv. Alpha” realizado en la facultad de Ciencias Bioquímicas en la Universidad Autónoma de Sinaloa. Como resultado se obtuvo que las plántulas fueron capaces de producir microtuberculos en los 9 tratamientos, después de 10 semanas de incubación bajo condiciones de tuberización. La cinetina no mostró un efecto significativo ($p \leq 0.05$) en el desarrollo de microtuberculos; sin embargo, la concentración de sacarosa si tuvo un efecto en el número de microtuberculos por frasco.

La mayor producción de microtuberculos lo obtuvo en los tratamientos con 8% de sacarosa, una producción promedio de 1,0 a 1,16 microtuberculos por plántula. Ningún tratamiento mostro un efecto estadísticamente significativo en el peso fresco y diámetros de los microtuberculos, con un promedio de 31 mg y 2.78 mm, respectivamente, para cada una de estas dos variables. Tanto la luminosidad, como la concentración de GA tuvieron un efecto significativo ($p \leq 0.05$) sobre la brotación, siendo la combinación de 1500 luxes con 7.5 mg/L de GA₃ la que presentó el valor más alto con 0.8 brotes por microtuberculos. Tanto la luminosidad, como la concentración de GA tuvieron un efecto significativo ($p \leq 0.05$) sobre la brotación, siendo la combinación de 1500 luxes con 7.5 mg/L de GA₃ que presentó el valor más alto con 0.8 brotes por microtuberculos. En la producción de plántulas *in vitro*, el mejor resultados estuvo cuando los microtuberculos fueron irrigados con 1g/L de Ultrasol; en general no se observaron grandes diferencias entre los demás tratamientos.

Páez de Cásares y Gonzales (2001) en su estudio Conservación *In Vitro* de Dos Variedades de Papa (*Solanum tuberosum* L) Bajo Condiciones de Crecimiento mínimo se llevaron a cabo dos ensayos bajo condiciones de crecimiento mínimo con las variedades Kennebec. Se realizaron evaluaciones mensuales de: número de raíces, tamaño de la raíz más larga (cm), diámetro del callo (cm), altura de la parte aérea (cm), número de nudos, color: mediante una escala (verde normal: 3; verde claro: 2. amarillento: 1), contaminación por hongos (H) y bacterias (B).

Con respecto a la altura de las plántulas, se pudieron constatar diferencias significativas entre los tratamientos, apreciándose que los que presentaron un menor desarrollo radical también mostraron el menor desarrollo del tallo y número de nudos al quinto mes de la implantación. Mientras que el T4, al que no se le suministró retardante de crecimiento en el medio, presentó un desarrollo aéreo y radical significativamente mayor que los restantes tratamientos, así como también del callo en la base de los nudos.

Cuadro 1. Valores promedio observados en plántulas de papa (*Solanum tuberosum* L) var. Kennebec provenientes de nudos conservados *in vitro*.

Tratamiento	Número de raíces	Longitud de raíz más larga (cm)	callo (cm)	Altura de planta (cm)	Número de nudos
T2	5,0	2,54	0,0	6,60	6,60
T3	2,5	0,66	0,07	2,33	3,57
T4	6,4	3,9	0,7	7,0	7,8
T5	1,1	0,55	0,04	1,75	2,92
T6	4,4	2,26	0,0	4,3	10,8

Fuente: Páez de Cásares y Gonzales. 2001

Jiménez et al (2001) realizaron la investigación Aclimatación de plantas *in vitro* de *Solanum tuberosum* (L.) variedad Desiree, donde desarrollaron la metodología de aclimatación de plantas *in vitro* de papa en función de la

producción de semilla. Los resultados que obtuvieron demostraron que las plantas *in vitro* procedentes de la fase de enraizamiento mayores de 4,0 cm tuvieron un menor comportamiento, además, con el sustrato basado en las formulaciones basados en compost y casting solos o combinados con 15% de zeolita. Los resultados obtenidos fueron: el mejor tratamiento para la etapa de aclimatación corresponde T1 (casting 0%-compost 100%-Zeolita 0%) obteniendo el promedio más alto en la longitud del tallo con 9,35 cm y en el número de entrenudos con 5,36 de promedio. El tratamiento 2 correspondiente al sustrato compost 85%+zeolita15% también obtuvo el promedio más alto para la longitud del tallo con 9,33 y 5,28 del promedio del número de entrenudos.

2.3. Hipótesis

Hipótesis general

Si realizamos la micropropagación y caracterización morfológica de clones avanzados de papa (*Solanum tuberosum* L.) en condiciones de cobertizo, entonces obtendremos variedades promisorias para las condiciones del valle del Huallaga.

Hipótesis específicas

Se identificará los mejores explantes y manejo adecuado de los factores abióticos para lograr buenas tasas de multiplicación y aclimatación de plántulas *in vitro* en los seis clones avanzados de papa.

Se identificará el mejor sustrato para la obtención de tuberculillos en los seis clones avanzados de papa.

Se seleccionarán mejores clones avanzados de papa en relación a las características agronómicas.

Se describirán las características morfológicas y agronómicas de los seis clones avanzados de papa, bajo condiciones de cobertizo - Cayhuayna.

2.4. Variables

Etapa de multiplicación: supervivencia de explante y crecimiento de explante en condiciones *in vitro*.

Etapa de aclimatación: sobrevivencia de plántulas y su desarrollo (altura de planta, grosor de tallo, número de hojas, número de raíz y número de entrenudos) bajo tres diferentes sustratos.

Caracterización morfológica y agronómica: descripción de características morfológicas y agronómicas de los seis clones de papa.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. Lugar de ejecución

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en los siguientes ambientes y lugares respectivos.

- a) Laboratorio de Biotecnología vegetal de la Escuela Académico Profesional de Agronomía de la “Universidad Nacional Hermilio Valdizán”.
- b) Cobertizo en el Instituto de Investigación Frutícola Olerícola - Cayhuayna.

Ubicación política

Región : Huánuco
Provincia : Huánuco
Distrito : Pillco Marca
Lugar : Cayhuayna

Posición geográfica

Altitud : 1 894 msnm
Latitud Sur : 9°55'50”
Longitud Oeste: 76°14'32”

Antecedentes del terreno

El cobertizo utilizado es un espacio dentro de la unidad de hidroponía, de madera y cubierta con malla antiafida de estructura especialmente para el trasplante definitivo de las plántulas obtenidas en el laboratorio de cultivo de células y tejidos, donde se evaluó el desarrollo de las plántulas.

3.2. Población, muestra y unidad de análisis

1. Población

La población total del área experimental, se conformó de 6 clones avanzados de papa cada una estuvo constituida por 3 tratamientos y 5 repeticiones, haciendo un total de 90 unidades experimentales.

2. Muestra

La muestra estuvo constituida por toda la población de los 6 clones avanzados de papa, procedentes del banco de germoplasma del Centro Internacional de la papa (CIP).

3. Unidad de análisis

La unidad de análisis están representados por los explantes de papa (*Solanum tuberosum* L.) cultivadas en condiciones *in vitro* y las plantas de papa que crezcan bajo cobertizo, las mismas que sirvieron para evaluar los caracteres morfológicos y agronómicos.

3.3. Tratamientos en estudio

El presente trabajo de investigación tuvo tres etapas que fueron: multiplicación, aclimatación y caracterización morfológicas y agronómica; bajo condiciones de cobertizo, en cada uno de ellas se designaron tratamientos de acuerdo a las necesidades del experimento.

1. Etapa de Multiplicación

En esta primera etapa de laboratorio se propuso un total de 18 tratamientos para evaluar el desarrollo del explante y determinaron cuales de ellas producen mayor número de plantas que se detalla en el siguiente cuadro:

Cuadro 2. Tratamientos para la etapa de multiplicación, bajo un diseño Completamente al Azar (DCA).

Número de clones	Tipo de explantes	Tratamiento	Repeticiones
L 1	A	T1	R1,R2,R3,R4,R5
L 1	B	T2	R1,R2,R3,R4,R5
L 1	C	T3	R1,R2,R3,R4,R5
L 2	A	T4	R1,R2,R3,R4,R5
L 2	B	T5	R1,R2,R3,R4,R5
L 2	C	T6	R1,R2,R3,R4,R5
L 3	A	T7	R1,R2,R3,R4,R5
L 3	B	T8	R1,R2,R3,R4,R5
L 3	C	T9	R1,R2,R3,R4,R5
L 4	A	T10	R1,R2,R3,R4,R5
L 4	B	T11	R1,R2,R3,R4,R5
L 4	C	T12	R1,R2,R3,R4,R5
L 5	A	T13	R1,R2,R3,R4,R5
L 5	B	T14	R1,R2,R3,R4,R5
L 5	C	T15	R1,R2,R3,R4,R5
L 6	A	T16	R1,R2,R3,R4,R5
L 6	B	T17	R1,R2,R3,R4,R5
L 6	C	T18	R1,R2,R3,R4,R5

FUENTE: Elaboración propia

Cuadro 3. Tipos de explantes de clones avanzados de papa.

Tipos de explantes
<p>A. Entrenudo con 1hoja</p> <p>B. Entrenudo con 2 hojas</p> <p>C. Yema terminal</p>

Fuente: elaboración propia

2. Etapa de aclimatación

Para la aclimatación se probaron tres tipos de sustratos: Sustrato 1 = Humus + Arenilla + Perlita, Sustrato 2 = Compost + arenilla + Perlita y Sustrato 3 = Compost + Musgo + Perlita. Con la finalidad de determinar el sustrato adecuado para el desarrollo de las plántulas que provenían del laboratorio. En los cuadros N°: 4, 5 y 6 se presentan los respectivos tratamientos:

Cuadro 4. Tratamientos para la etapa de aclimatación - sustrato 1

CLONES	TRATAMIENTOS	SUSTRATO 1	TIPO DE EXPLANTE	REPETICIONES
(LD-88.108)	T1	Humus + Arenilla +Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(C99.250)	T2	Humus + Arenilla +Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(506.2)	T3	Humus + Arenilla +Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(C97.270)	T4	Humus + Arenilla +Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(405.2)	T5	Humus + Arenilla +Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(104.22)	T6	Humus + Arenilla +Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5

Fuente: elaboración propia

Cuadro 5. Tratamientos para la etapa de aclimatación- sustrato 2

CLONES	TRATAMIENTOS	SUSTRATO 2	TIPO DE EXPLANTE	REPETICIONES
(LD-88.108)	T1	Compost + arenilla + Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(C99.250)	T2	Compost + arenilla + Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(506.2)	T3	Compost + arenilla + Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(C97.270)	T4	Compost + arenilla + Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(405.2)	T5	Compost + arenilla + Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(104.22)	T6	Compost + arenilla + Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5

Fuente: elaboración propia

Cuadro 6. Tratamientos para la etapa de aclimatación- sustrato 3

CLONES	TRATAMIENTOS	SUSTRATO 3	TIPO DE EXPLANTE	REPETICIONES
(LD-88.108)	T1	Compost + Musgo + Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(C99.250)	T2	Compost + Musgo + Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(506.2)	T3	Compost + Musgo + Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(C97.270)	T4	Compost + Musgo + Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(405.2)	T5	Compost + Musgo + Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5
(104.22)	T6	Compost + Musgo + Perlita	Yema terminal	R1,R2,R3,R4,R5

Fuente: elaboración propia.

3. Etapa de caracterización morfológica y agronómica

Concluida la etapa de aclimatación se procedió a evaluar las características morfológicas y agronómicas de cada clon, crecidas bajo el mejor sustrato. Se muestran en el cuadro N° 7

Cuadro 7. Características morfológicas y agronómicas

CARACTERES MORFOLOGICOS	CARACTERES AGRONÓMICOS
<ul style="list-style-type: none"> • Entrenudo de los tallos. • Habito de planta. • Pigmentación de los tallos. • Perfil general de la hoja. • Color de la hoja inmadura. • Profundidad de ojo. • Color predominante del brote. • Coloración e intensidad de color de la piel del tuberculillo. • Color secundario y distribución del color secundario de la piel. 	<ul style="list-style-type: none"> • Tamaño de tuberculillo. • Número de tuberculillo por planta.

Fuente: elaboración propia

3.4. Prueba de hipótesis

3.4.1. Diseño de la investigación

3.4.1.1 Diseño en la etapa de multiplicación

Para esta etapa, del experimento se aplicó el Diseño Completamente al Azar (DCA), constituida por 18 tratamientos, en 5 repeticiones unidades experimentales, correspondientes a los 6 clones avanzados de papa, conducida en el laboratorio de Biotecnología.

A. Modelo aditivo lineal

Se utilizó el siguiente modelo aditivo lineal para un diseño completamente al azar que es la siguiente ecuación:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \ell_{ij}$$

Para:

$$i = 1, 2, 3, \dots, t \quad (\text{N}^\circ \text{ de tratamientos})$$

$$j = 1, 2, 3, \dots, r \quad (\text{N}^\circ \text{ de repeticiones})$$

Dónde:

Y_{ij} = Unidad experimental que recibe el tratamiento i y está en observación j de la unidad experimental.

μ = Media general a la cual se espera alcanzar todas las observaciones (media poblacional)

τ_i = Efecto verdadero del i ésimo tratamiento

ℓ_{ij} = Error experimental

B. Análisis de variancia

Para el esquema del análisis estadístico se utilizó el Análisis de Varianza o prueba de F (ANVA o ANDEVA) con 0,05 y 0,01 de margen de error de las fuentes de variabilidad de repeticiones y tratamientos (nivel de significación). Para la prueba de comparación de promedios de los tratamientos, se utilizó la prueba de TUKEY (comparaciones múltiples) con el margen de error de 5 % y 1%.

Cuadro 8. Análisis de variancia para el Diseño Completos al Azar (DCA)

Fuentes de Variación (F. V)	Grados de Libertad (GL)	CME
Tratamientos	(t-1) = 17	$\sigma_e^2 + r\sigma_t^2$
Error experimental	t (r-1)= 72	σ_e^2
TOTAL	tr-1= 89	

Fuente: Eyzaguirre.1999

3.4.2. Etapa de aclimatación

Se aplicó el Diseño Completamente al Azar (DCA), a esta etapa de la investigación, constituido por 6 tratamientos, y cada tratamiento con 5 repeticiones, con un total de 30 unidades experimentales para los 6 clones avanzados de papa, conducidos bajo un cobertor.

Cuadro 9. ANVA para el Sustrato 1 (Humus + Arenilla + Perlita), Sustrato 2 (Compost + Arenilla + Perlita) y el Sustrato 3 (Compost + Musgo + Perlita).

Fuentes de Variación (F. V.)	Grados de Libertad (GL)	CME
Tratamientos	(t-1) = 5	$\sigma_e^2 + r\sigma_T^2$
Error experimental	t (r-1)= 24	σ_e^2
TOTAL	(txr)-1=29	

Fuente: Eyzaguirre.1999

3.4.3. Datos a registrar

3.4.3.1. Etapa de multiplicación

Supervivencia

Se evaluó a los siete y quince días después de la siembra *in vitro* con los tres tipos de explantes dando un total de 90 unidades. El resultado se expresó en porcentaje de supervivencia.

La altura del explante

Se midió a los 7, 15, 21 y 28 días después de la siembra, desde la base del tallo hasta la yema terminal en la etapa de multiplicación.

3.4.3.2. Etapa de aclimatación

Supervivencia

En cada uno de los tres sustratos se evaluaron el porcentaje de supervivencia, de las plántulas obtenidas en la etapa de multiplicación y transportadas en suelo agrícola bajo condiciones de cobertor, a los 13 y 21 días respectivamente.

Evaluación morfológica en diferentes sustratos.-Donde se evaluaron los siguientes parámetros:

Tamaño de planta

Se midieron cinco plantas de cada clon en tres diferentes sustratos; la medida se tomó desde la base del tallo hasta la yema terminal.

Grosor de tallo

Se midieron cinco plantas de cada clon en tres diferentes sustratos, se midió el contorno del tallo de todas las plantas.

Número de hojas

En cinco plantas de cada clon, sembradas en tres diferentes sustratos, se contaron todas las hojas presentes.

Número de entrenudos

Se evaluaron cada planta en tres diferentes sustratos, se contaron el número de entrenudos de los tallos.

Número de tuberculillos por planta

En cinco plantas de cada clon sembradas en tres diferentes sustratos, se contaron el número de tuberculillos producidos por planta.

Peso de 10 tuberculillos

En cinco plantas de cada clon cultivadas en tres sustratos, se pesaron diez tuberculillos, seleccionados al azar para obtener el promedio del peso por cada uno de los seis clones.

A. Caracterización morfológica y agronómica**Caracterización morfológica**

La caracterización morfológica se llevó a cabo en las últimas etapas fenológicas del cultivo. Empleando un descriptor mínimo de papa.

Caracterización agronómica

Las características agronómicas se llevaron a cabo en las etapas de cosecha del cultivo. Empleando un descriptor mínimo de papa.

3.5. Materiales y equipos

Material vegetal

Se usaron diferentes tipos de explantes: entrenudos con una hoja, entrenudos con dos hojas y yemas terminales, de tuberculillos de papa de seis clones avanzados.

Materiales y equipos para recolección del material vegetal

Materiales

Tijera podadora

Bolsas plásticas

Etiquetas

Plumón indeleble

Equipos

Cámara fotográfica

Computadora

Calculadora

Materiales y equipos de laboratorio

Se usaron los materiales adquiridos y equipos del Laboratorio de Biotecnología Vegetal de la Escuela Académico Profesional de Agronomía

Equipos

- Cámara de flujo laminar
- Autoclave
- Destilador de agua
- Balanza analítica eléctrica
- Esteroscopio
- Horno microondas
- Refrigeradora

Material de vidrio, metal y otros

- Tubos de ensayo
- Erlenmeyer
- Placas Petri
- Vaso de precipitado de 1 litro
- Frascos de vidrio de 200 ml
- Magentas
- Probetas de 100 y 500 ml
- Pipeta
- Mango de bisturí N° 4
- Alcohol de 96 °
- Alcohol de 70 °
- Agua destilada
- Detergente
- Hojas de bisturí N° 21
- Pinzas largo y curvo
- Pinzas de punta fina
- Tijeras
- Papel aluminio
- Papel toalla
- Papel bond reciclado
- Hipoclorito de sodio (lejía)
- Vasos de polietileno
- Bandejas de plástico
- Bolsas de plástico transparente

3.6. Conducción de la investigación o metodología

3.6.1. Adquisición de clones avanzados de papa del CIP libres de virus

Los seis clones avanzados se adquirieron del Centro Internacional de la Papa.

3.6.2. Etapa de multiplicación

Se llevó a cabo en el laboratorio los siguientes pasos:

1.- Preparación de medio de cultivo

La solución está en base de macro y micronutrientes que fue adquirido de la UNA – La Molina (especialmente para la multiplicación de papa), se preparó un medio solido que sirvió de soporte para el crecimiento de los explantes. Para la preparación del medio de cultivo se usó los siguientes componentes.

Componentes	Cantidad un litro
• Sales MS (Murashige y Soo).	100 ml
• Mio-Inositol	10 ml
• Sucrosa	30 gr
• Phytigel	4.0 gr
• Agua destilada	850 ml

En un vaso precipitado de 1 litro, adicionar 850 ml de agua destilada, añadir sucrosa 30gr,mio-inositol 10 ml , Phytigel 4.0 gr y por último los 50 ml sales MS, disolver con la ayuda de una varilla. Llevar al microondas para su ebullición(sacar del horno apenas empiece a hervir),Dispensar el contenido en tubos de ensayo(10ml), magentas(20 ml) y sellar con papel aluminio en la cámara de flujo laminar, para luego llevar a la olla de autoclave para su esterilización (50 minutos a 250°F) , luego se saca del autoclave con cuidado en la cámara de flujo laminar para sellarlo cada tubo con plástico delgado transparente(parafil),entre el papel de aluminio y el tubo por último, llevar a los estantes para dejar que se solidifican para su respectiva siembra.

2.- Multiplicación

En esta etapa se realizó multiplicaciones con entrenudos formados por una hoja, entrenudos con dos hojas y una yema terminal, que se propagó en tubos de ensayo de 200 X 25 mm y magenta que contenían 20 ml de medios de cultivo MS de multiplicación, y se colocaron a temperatura ambiente para que puedan prosperar.

3.6.3. Etapa de aclimatación

La aclimatación se llevó a cabo bajo condiciones de cobertor; para llevar las plántulas seleccionadas del mejor tratamiento de cada clon a la siembra en sustrato, colocados en vasos de tecnopor de 10ml luego en bandejas de helados, cubriendo con plástico transparente, las mismas que fueron quitadas progresivamente según el desarrollo de las plántulas, hasta que pudieron soportar la humedad del ambiente y la radiación solar que reciben en el cobertor.

- Evaluación en sustrato 1: Humus + Arenilla + Perlita
- Evaluación en sustrato 2: Compost + Arenilla + Perlita
- Evaluación en Sustrato 3: Compost+ Musgo + Perlita

A. Caracterización morfológica y agronómicas

La etapa de caracterización morfológica y agronómica se realizó una vez que las plantas de papa sembradas bajo cobertizo alcanzaron su estado adecuado para realizar dicha operación. La caracterización se ha ceñido a aspectos de método morfológico y agronómico de la especie.

Se sembró veinte plantas por cada clon (LD.88-108; C99.250; 506.2; C97.270; 405.2 y 104.22), dentro de los cuales se seleccionaron 10 plantas para realizar las medidas con un vernier y cartillas de colores que ofrece el descriptor mínimo de papa. Ver anexo N°1

IV. RESULTADOS

4.1. ETAPA DE MULTIPLICACIÓN

4.1.1. Supervivencia de explantes

a) Evaluación a los 7 días después de la siembra

El porcentaje más alto de supervivencia lo obtuvo el clon 6 -104.22 con un porcentaje del 100%, seguido de los clones 4 - C97.270 y 5 - 405.2 con 93.33% respectivamente. El porcentaje más bajo de supervivencia lo obtuvo el clon 2- C99.250 con 80.00%.

El porcentaje de supervivencia evaluada a los siete días después de la siembra *in vitro* (laboratorio) se puede apreciar que cinco clones del total que se probaron presentaron porcentaje de supervivencia al 85 por ciento.

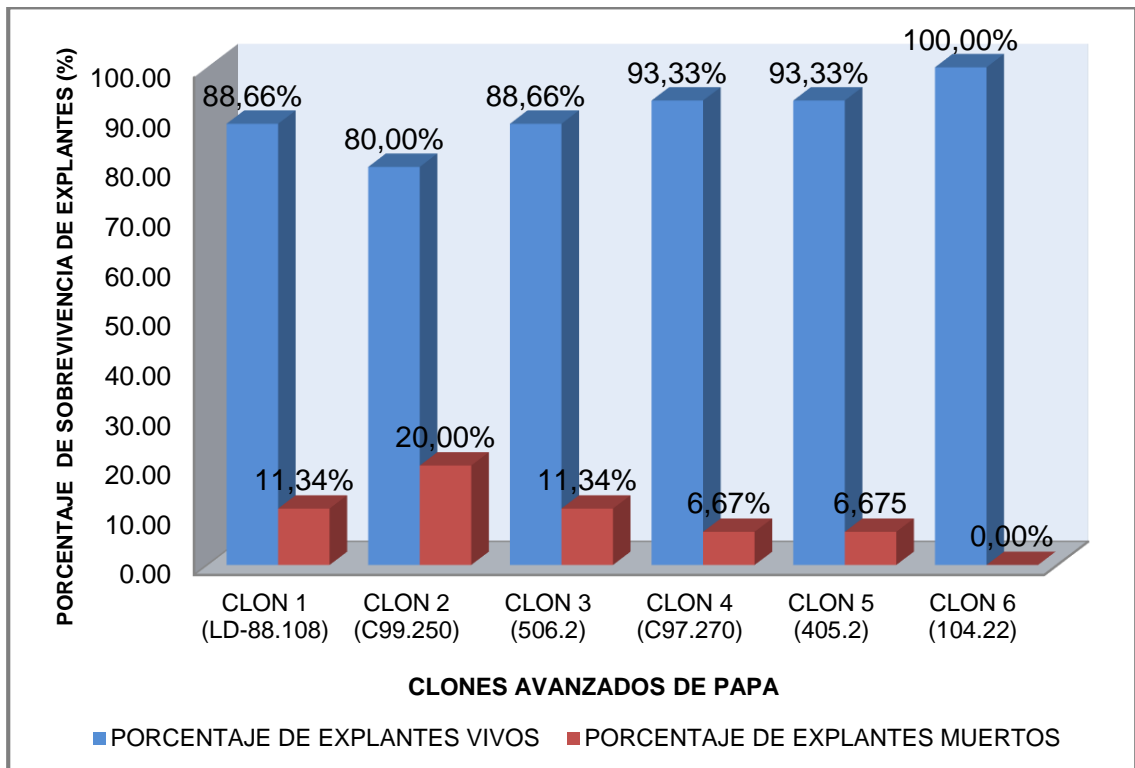


Figura 01. Porcentaje de supervivencia de explantes a los 7 días.

b) Evaluación a los 15 días después de la siembra

Esta evaluación nos muestra una ligera variación en porcentaje de explantes vivos tal y como puede apreciarse en la siguiente figura, cabe mencionar que a excepción del clon 4-C97.270 todos los demás clones mantienen el mismo porcentaje de supervivencia a los 15 días después de la siembra. El clon 4-C97.270 obtuvo 80.00% de supervivencia bajando 13 por ciento en su porcentaje en comparación a lo obtenido a los siete días.

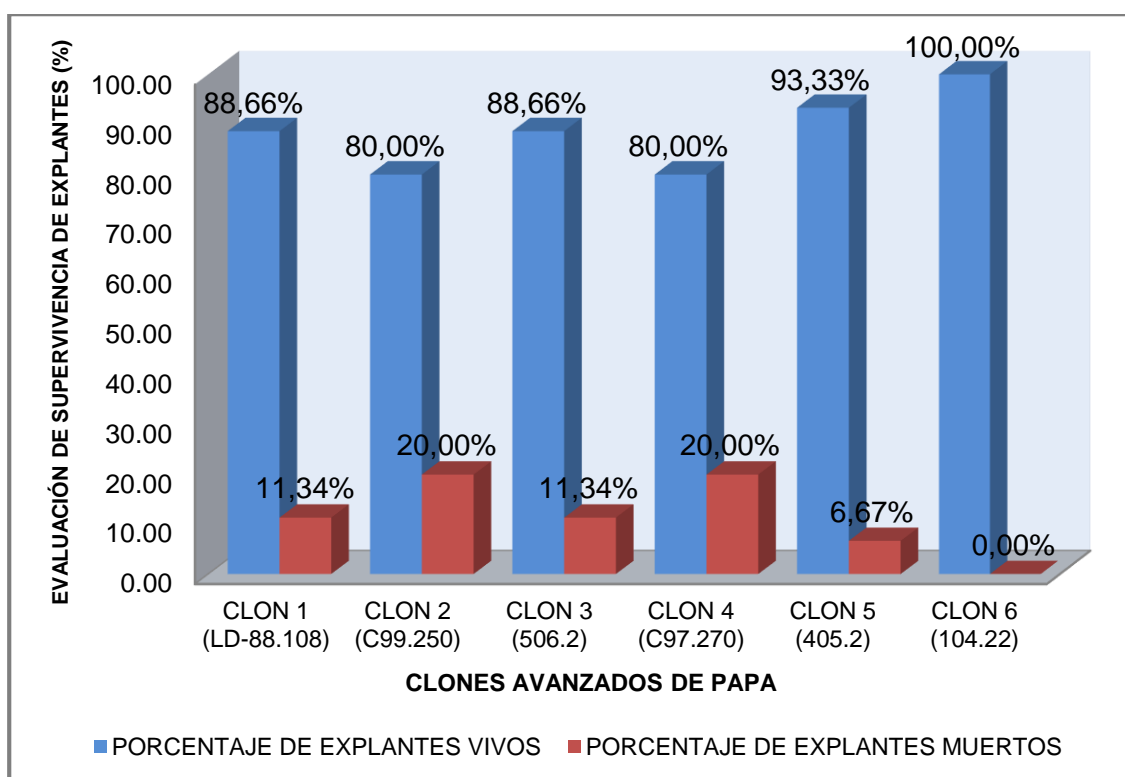


Figura 02. Evaluación de la supervivencia de explantes a los 15 días

4.1.2. Altura de explante

Con el objetivo de determinar el explante ideal en los seis clones para la etapa de multiplicación se evaluó la altura de explantes, empleando tres tipos de explantes: a) Entrenudos con una hoja, b) Entrenudo con dos hojas y c) yema terminal a continuación se dan a conocer los resultados realizados.

4.1.2.1. Altura de explante (cm) - 7 días después de la siembra

A continuación se presenta el Análisis de Varianza y la prueba de Tukey con el margen de error de 5% y 1%. El Análisis de Varianza indica altamente significativo para los tratamientos, lo que nos indica diferencias estadísticas entre los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 12,70% y la desviación estándar (S_x) $\pm 0,73$ cm los cuales nos dan confianza para aceptar los resultados obtenidos en la presente investigación.

Cuadro 10. Análisis de varianza para altura de explante (7 días)

F.V.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido	
					5%	1%
Tratamiento	17	24,79	1,46	14,90 **	1,79	2,28
Error	72	7,04	0,10			
TOTAL	89	31,83				

S_x= 0,73 **CV**= 12,70

El tratamiento T6 (L2C) ocupó el orden de mérito uno, la cual es estadísticamente superior a los demás tratamientos en la altura de explante a los siete días después de la siembra tanto al 5 y 1% de margen de error. El tratamiento T6 está representado por el clon 2 (C99.250) y por el tipo de esqueje yema terminal. A un nivel de significación del 5 y 1% se puede apreciar que los tratamientos que ocuparon los últimos lugares corresponden a los tratamientos T4 (L2A), T10 (L4A) y T7 (L3A), las cuales obtuvieron los promedios más bajos de 1,66; 1,66 y 1,64 centímetros de altura de explante respectivamente.

El cuadro de Tukey nos muestra al 5% y 1% seis categorías (a, b, c, d, e, y f) lo que nos indica que entre los 18 tratamientos se presentan diferencias estadísticas, siendo el tratamiento de orden de mérito uno el de mayor promedio, los promedios están en orden descendente de mayor a menor.

Cuadro 11. Prueba de Tukey para altura de explante (cm) – 7 días

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Altura de explante(cm)	5 %	1 %
1°	T6 (L2C)	3,52	a	a
2°	T5 (L2B)	3,02	a b	a b
3°	T2 (L1B)	2,96	a b c	a b c
4°	T12 (L4C)	2,84	a b c	a b c
5°	T15 (L5C)	2,82	a b c	a b c
6°	T14 (L5B)	2,76	b c	a b c
7°	T3 (L1C)	2,76	b c	a b c
8°	T18 (L6C)	2,64	b c	b c d
9°	T8 (L3B)	2,64	b c	b c d
10°	T17 (L6B)	2,60	b c d	b c d
11°	T1 (L1A)	2,48	b c d e	b c d e
12°	T9 (L3C)	2,44	b c d e	b c d e f
13°	T13 (L5A)	2,14	c d e f	c d e f
14°	T11 (L4B)	1,92	d e f	d e f
15°	T16 (L6A)	1,84	e f	d e f
16°	T4 (L2A)	1,66	e f	e f
17°	T10 (L4A)	1,66	e f	e f
18°	T7 (L3A)	1,64	e f	f

$$\bar{Y} = 2,46$$

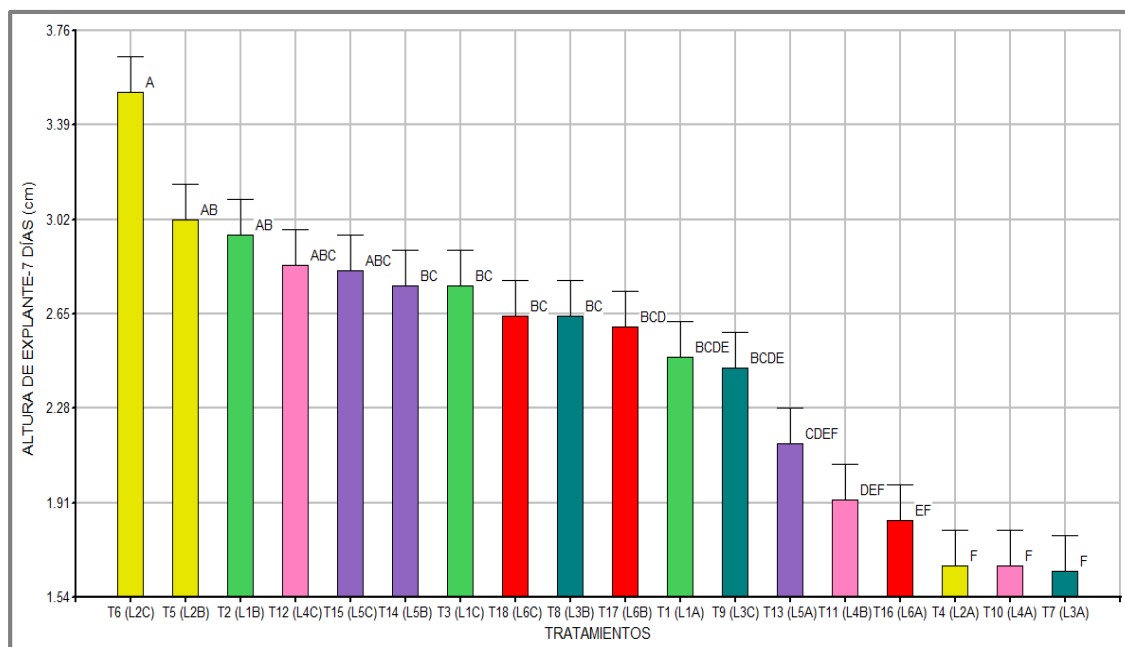


Figura 03. Altura de explante (cm) – 7 días después de la siembra

4.1.2.2. Altura de explante (cm) - 15 días después de la siembra

El Análisis de variancia indica altamente significativo para los tratamientos, la cual significa que existen diferencias estadísticas marcadas entre los tratamientos del experimento. El coeficiente de variabilidad (CV) es 8,31 % y la desviación estándar (Sx) \pm 0,86 centímetros, dando confiabilidad a los resultados obtenidos.

Cuadro 12. Análisis de Varianza para altura de explante (15 días)

F.V.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	F requerido 0,01
Tratamiento	17	65,31	3,84	25,44**	1,79	2,28
Error	72	10,87	0,15			
TOTAL	89	76,18				

Sx=	0,86	CV=	8,31
------------	------	------------	------

Cuadro 13. Prueba de Tukey para altura de explante (cm) -15 días

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Altura de explante(cm)	5 %	1 %
1º	T15 (L5C)	5,88	a	a
2º	T18 (L6C)	5,80	a	a
3º	T14 (L5B)	5,58	a b	a b
4º	T6 (L2C)	5,52	a b c	a b
5º	T8 (L3B)	5,50	a b c	a b
6º	T12 (L4C)	5,44	a b c d	a b
7º	T17 (L6B)	5,24	a b c d	a b
8º	T9 (L3C)	5,18	a b c d	a b
9º	T5 (L2B)	4,76	b c d e	b c
10º	T16 (L6A)	4,68	c d e	b c d
11º	T2 (L1B)	4,56	d e f	b c d e
12º	T13 (L5A)	4,14	e f g	c d e f
13º	T3 (L1C)	4,12	e f g	c d e f
14º	T11 (L4B)	3,70	f g	d e f
15º	T1 (L1A)	3,68	f g	d e f
16º	T7 (L3A)	3,62	g	e f
17º	T4 (L2A)	3,40	g	f
18º	T10 (L4A)	3,38	g	f

$$\bar{Y} = 4,68$$

Los tratamientos T15 (L5C) y T18 (L6C) ocuparon los orden de mérito uno y dos con 5,88 y 5,80 cm de promedio no existiendo diferencias estadísticas entre ellos, tales tratamientos corresponden a los clones 405.2 y 104.22 y al tipo de esqueje C (yema terminal). Los tratamientos que ocuparon los últimos tres lugares corresponden a los tratamientos T7 (L3A), T4 (L2A) y T10 (L4A) con 3,62; 3,40 y 3,38 respectivamente los mismos que no presentan diferencias estadísticas significativas entre ellos. El nivel de significación al 1% nos muestra seis grupos a, b, c, d, e y f lo que nos indica las diferencias estadística entre los promedios obtenidos.

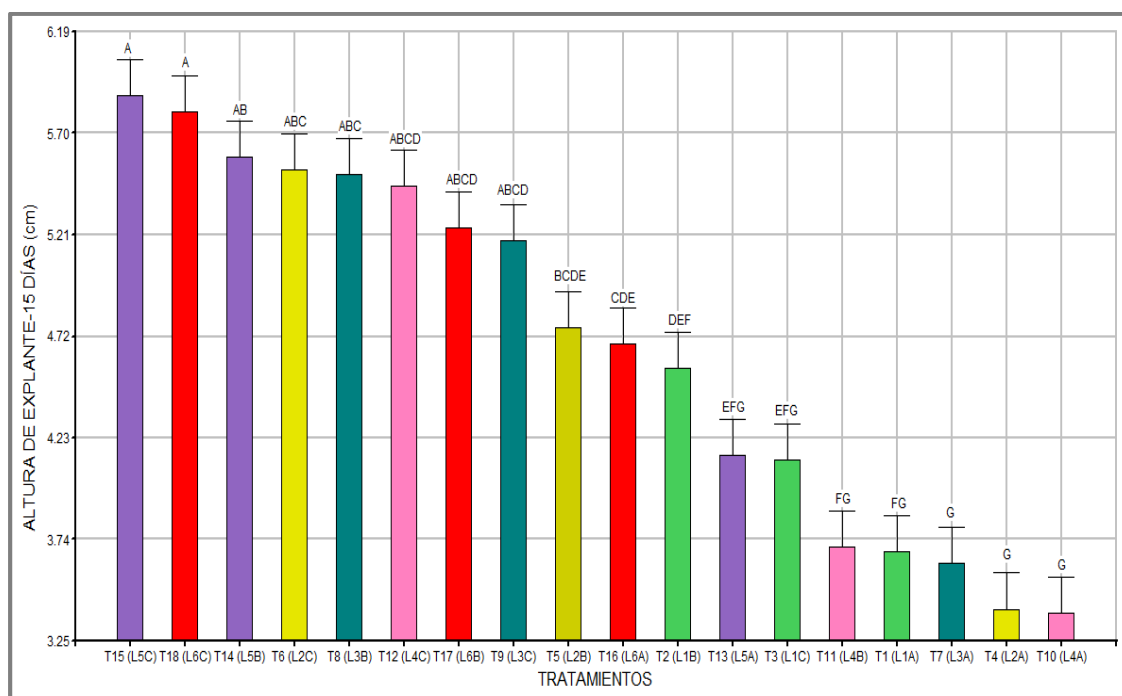


Figura 04. Altura de explante (cm) – 15 días después de la siembra.

4.1.2.3. Altura de explante (cm) - 21 días después de la siembra

El Análisis de Variancia indica altamente significativo para los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 7,97 % y la desviación estándar (Sx) $\pm 0,87$ cm los cuales nos indican una alta heterogeneidad entre las

diferentes respuestas de los clones avanzados a las condiciones de laboratorio y nos da confianza para aceptar los resultados obtenidos.

Cuadro 14. Análisis de Varianza para altura de explante (21 días)

F.V.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido	
					0,05	0,01
Tratamiento	17	82,18	4,83	27,30 **	1,79	2,28
Error	72	12,75	0,18			
TOTAL	89	94,93				

$$S_x = 0,87 \quad CV = 7,97$$

Cuadro 15. Prueba de Tukey para Altura de explante (cm) -21 días

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Altura de explante(cm)	5 %	1 %
1º	T15 (L5C)	6,52	a	a
2º	T18 (L6C)	6,46	a	a
3º	T6 (L2C)	6,42	a b	a
4º	T8 (L3B)	6,30	a b c	a
5º	T14 (L5B)	6,10	a b c	a b
6º	T12 (L4C)	6,02	a b c	a b
7º	T9 (L3C)	5,90	a b c d	a b
8º	T2 (L1B)	5,56	a b c d	a b c
9º	T16 (L6A)	5,48	b c d e	a b c
10º	T17 (L6B)	5,44	c d e	a b c

11°	T5 (L2B)	5,42	c d e	b c
12°	T3 (L1C)	5,04	d e f	b c d
13°	T13 (L5A)	4,58	e f g	c d e
14°	T11 (L4B)	4,16	f g	d e
15°	T1 (L1A)	4,02	g	d e
16°	T7 (L3A)	3,96	g	d e
17°	T10 (L4A)	3,86	g	e
18°	T4 (L2A)	3,78	g	e

$$\bar{Y} = 5,28$$

Los tratamientos T15 (L5C) y T18 (L6C) obtuvieron los promedios más altos con 6,52 y 6,46 respectivamente para este parámetro, siendo estadísticamente superior a los demás tratamientos las cuales obtuvieron promedios por debajo de 6,46 cm de tamaño de explante. El último orden de mérito lo obtuvo el tratamiento T4 (L2A) con 3,78 cm de promedio de tamaño de explante a los 21 días después de la siembra en el laboratorio.

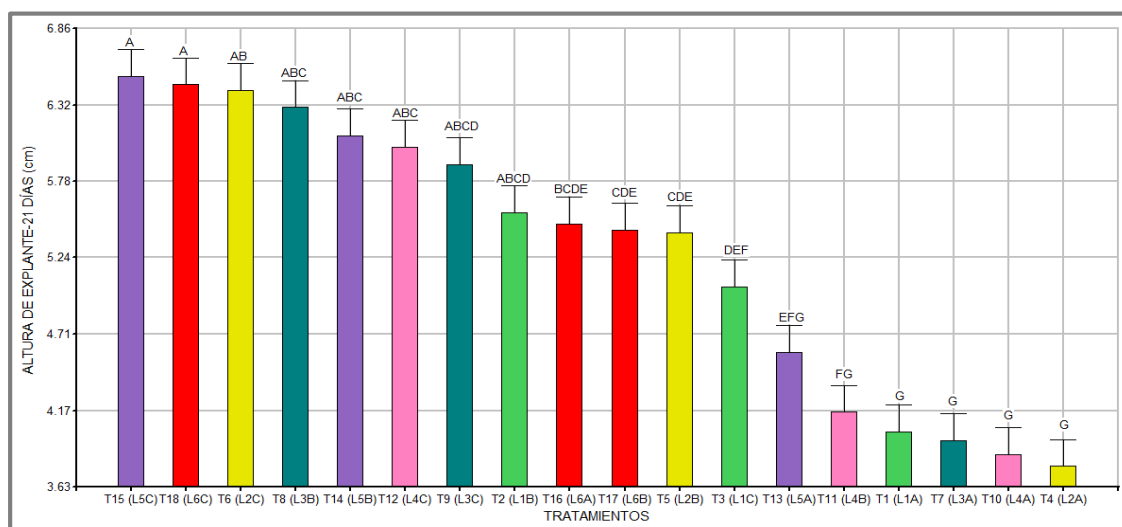


Figura 05. Altura de explante (cm) – 21 días después de la siembra

4.1.2.4. Altura de explante (cm) - 28 días después de la siembra

El Análisis de Variancia nos muestra un valor altamente significativo para los tratamientos, lo que nos permite afirmar que existen diferencias estadísticas marcadas entre los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 8,33% y la desviación estándar (Sx) $\pm 0,88\text{cm}$ lo que nos da confianza para poder aceptar los resultados obtenidos.

Cuadro 16. Análisis de Varianza para Altura de explante (28 días)

F.V.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido	
					0,05	0,01
Tratamiento	17	140,75	8,28	30,35**	1,79	2,28
Error	72	19,64	0,27			
TOTAL	89	160,39				
Sx=	0,88	CV=	8,33			

La prueba de Tukey nos muestra que a los 28 días después de la siembra el promedio más alto lo obtuvo T18 (L6C) con 9,04 centímetros, seguido del tratamiento T8 (L3B) con 8,14 cm de promedio. Al nivel de significación del 5% los tratamientos que ocuparon los puestos de orden de mérito del 3 al 8 muestran cierta similitud en los promedios obtenidos (T9 (L3C), T6 (L2C), T15 (L5C), T14 (L5B), T17 (L6B) y T2 (L1B)), y los tratamientos que ocuparon los dos últimos lugares corresponden a los tratamientos T1 (L1A) y T4 (L2A) que obtuvieron promedios de 4,80 y 4,30 respectivamente.

Al nivel de significación del 1% el cuadro de Tukey nos muestra que el mejor tratamiento corresponde a T18 (L6C) la cual es estadísticamente superior a los demás tratamientos, y que los últimos tres lugares en el orden de mérito no presentan diferencias estadísticas entre ellos (T10 (L4A), T1 (L1A) y T4 (L2A)) las que son de tipo de esqueje entrenado una sola hoja.

Cuadro 17. Prueba de Tukey para Altura de plántulas (cm) - 28 días

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Altura de explante(cm)	5 %	1 %
1°	T18 (L6C)	9,04	a	a
2°	T8 (L3B)	8,14	a b	a b
3°	T9 (L3C)	7,72	b c	a b c
4°	T6 (L2C)	7,04	b c d	b c d
5°	T15 (L5C)	6,84	c d e	b c d e
6°	T14 (L5B)	6,72	c d e f	c d e
7°	T17 (L6B)	6,70	c d e f	c d e
8°	T2 (L1B)	6,60	c d e f	c d e
9°	T12 (L4C)	6,42	d e f	c d e
10°	T3 (L1C)	6,36	d e f	c d e f
11°	T11 (L4B)	5,94	d e f g	d e f g
12°	T16 (L6A)	5,82	e f g	d e f g
13°	T5 (L2B)	5,68	e f g	d e f g
14°	T13 (L5A)	5,62	f g	e f g
15°	T7 (L3A)	5,04	g h	f g
16°	T10 (L4A)	4,80	g h	g
17°	T1 (L1A)	4,30	h	g
18°	T4 (L2A)	4,08	h	g

$$\bar{Y} = 6,27$$

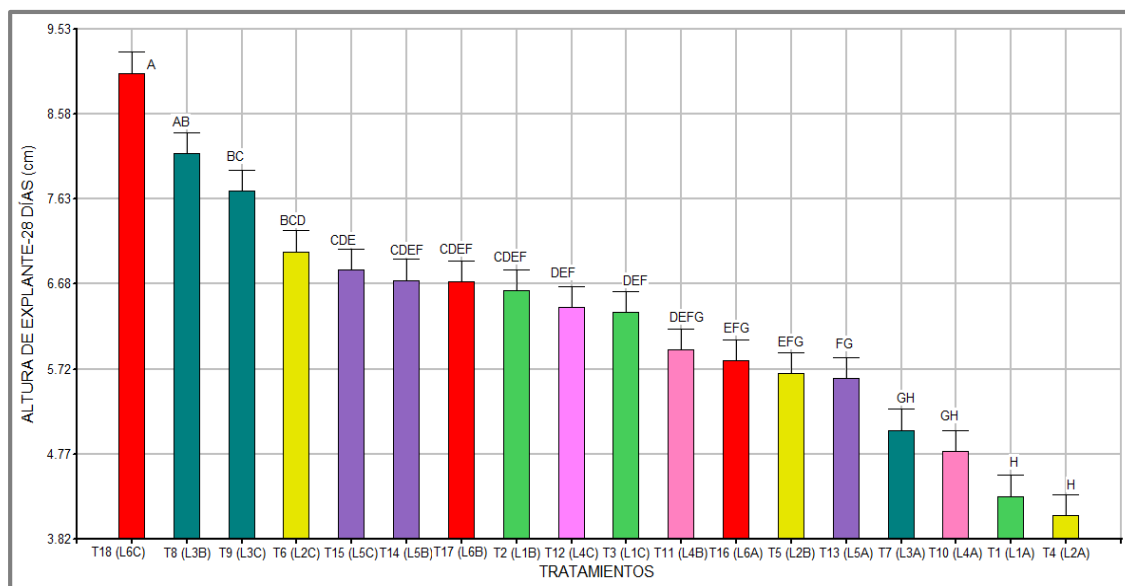


Figura 06. Altura de explante (cm) – 28 días después de la siembra

4.2. ETAPA DE ACLIMATACIÓN

4.2.1. Evaluación de la sobrevivencia en tres diferentes mezclas de sustratos

4.2.1.1. Sustrato 1: Humus + Arenilla + Perlita

La evaluación de la sobrevivencia de las plantas de papa bajo condiciones de cobertizo se efectuó después de trece y veintiún días de haber sembrado bajo dicho sistemas (condiciones de cobertizo con malla anti-áfida)

a) Evaluación de sobrevivencia a los trece días – sustrato 1

Se sembraron treinta plantas en total entre los seis clones avanzados de papa, siendo cinco plantas por cada tratamiento (clon), de los cuales en el grafico podemos apreciar la supervivencia de las plantas por dicho tratamiento. Del total sembrado sobrevivieron 25 plantas que representa en porcentaje el 83,33 del cien por ciento.

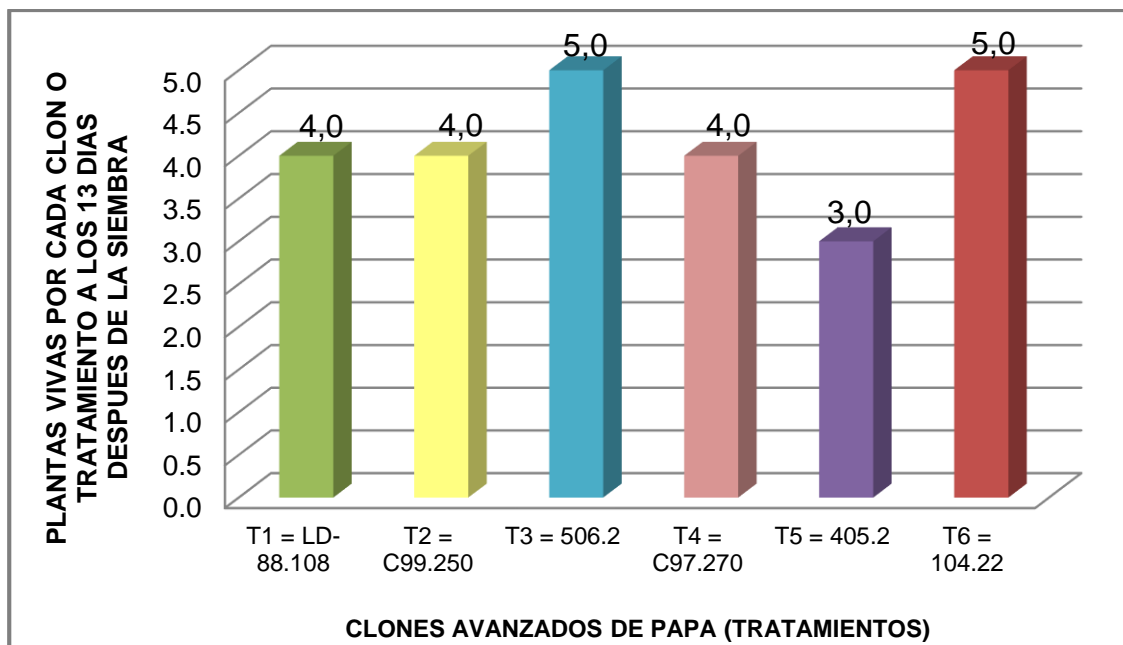


Figura 07. Cantidad de plantas vivas a los trece días – sustrato 1

b) Evaluación de sobrevivencia a los 21 días - sustrato 1

Las plantas que sobrevivieron a los trece días se evaluaron por segunda vez a los 21 días, y se obtuvo el porcentaje de sobrevivencia final. La evaluación se realizó a los seis tratamientos (clones avanzados de papa), con lo cual se tiene un total de 16 plantas vivas de los 25 que sobrevivieron a los trece días. En el sustrato 1 bajo condiciones de cobertizo representa el 53,3 del cien por ciento.

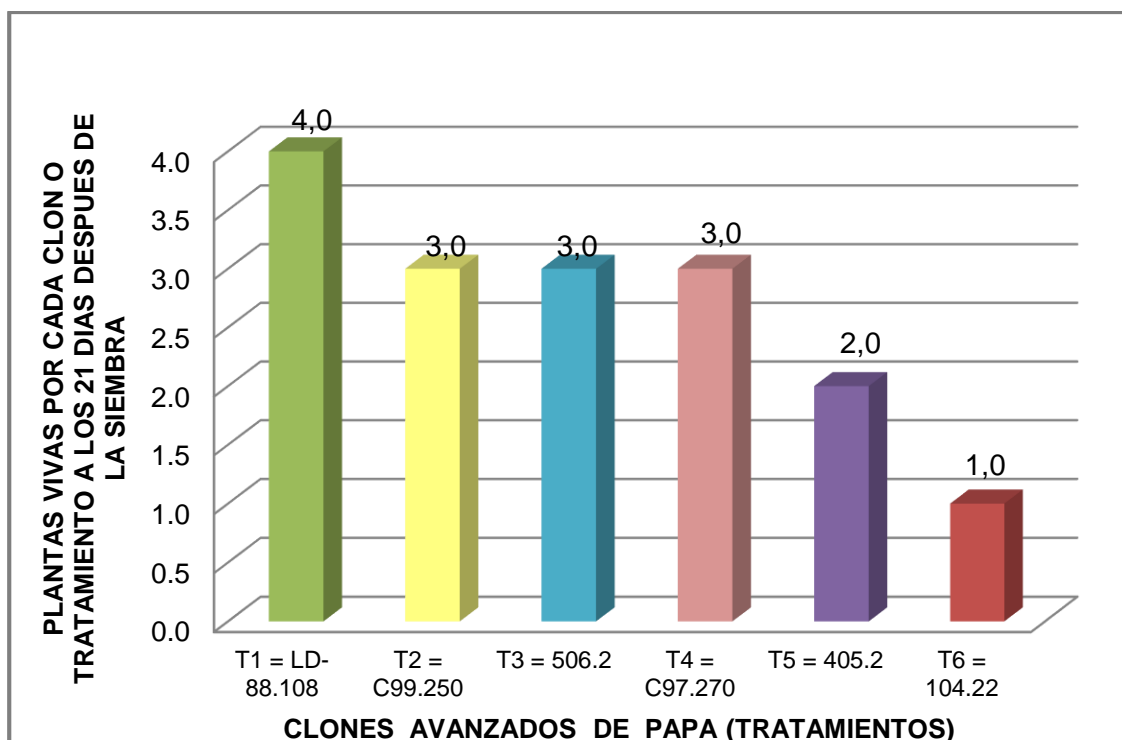


Figura 08. Cantidad de plantas vivas a los 21 días – sustrato 1

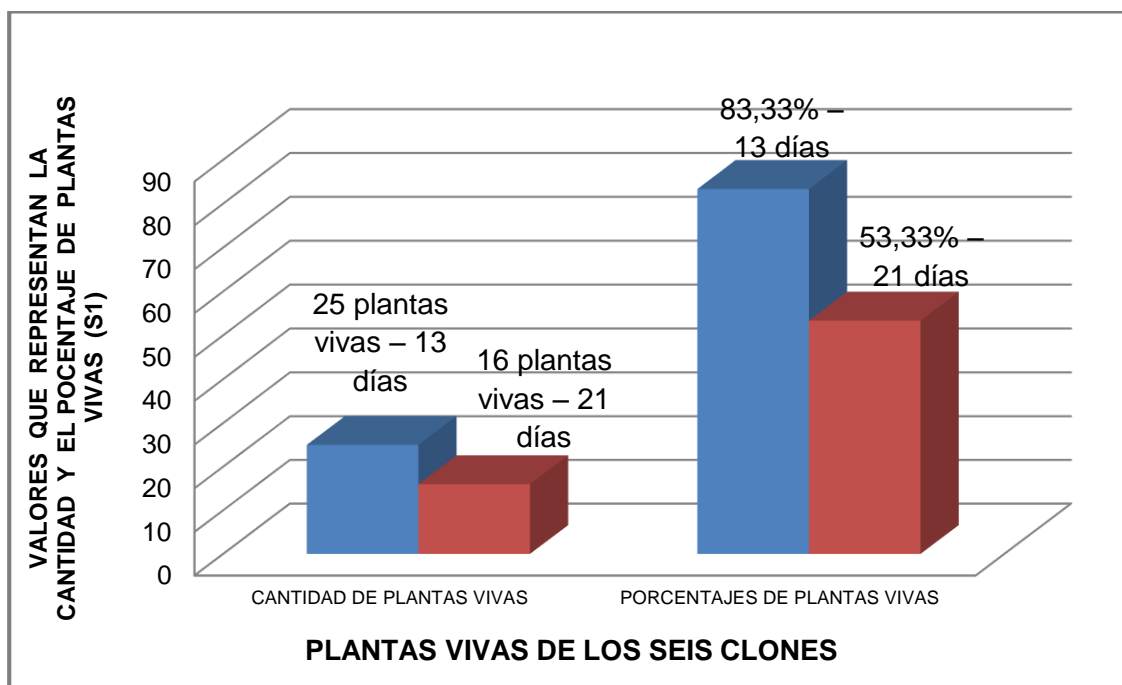


Figura 09. Cantidad y porcentaje de plantas vivas con el sustrato 1: Humus-arenilla-perlita (13-21 días).

4.2.1.2. Sustrato 2: Compost + Arenilla + Perlita

La evaluación de la sobrevivencia de las plantas de papa bajo cobertizo se efectuó después de trece y veinte y uno días de haber sembrado bajo dicho sistemas (condiciones de cobertura con malla anti-áfida) y como soporte de planta la mezcla de tres sustratos denominado como tratamiento sustrato 2.

a) Evaluación de sobrevivencia a los trece días - sustrato 2

Se sembraron treinta plantas en total, siendo cinco plantas por cada tratamiento, de los cuales en el gráfico podemos apreciar la supervivencia de las plantas, del total sembrado sobrevivieron 23 plantas que representa en porcentaje el 76,67 del cien por ciento.

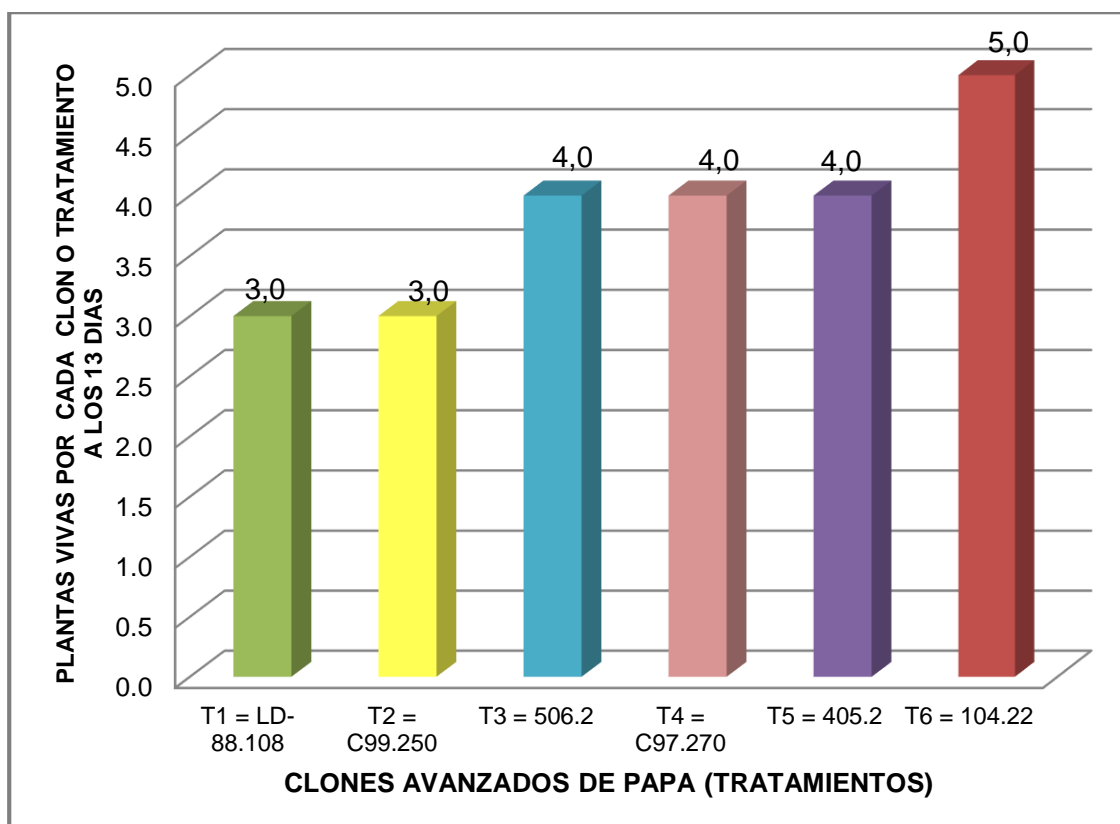


Figura 10. Cantidad de plantas vivas a los trece días – sustrato 2

b) Evaluación de sobrevivencia a los 21 días – sustrato 2

De las plantas que sobrevivieron a los trece días se evaluaron en una segunda oportunidad a los 21 días, y se obtuvo el porcentaje de sobrevivencia final bajo condiciones de cobertizo. En la figura siguiente se puede apreciar que la cantidad de plantas que lograron sobrevivir.

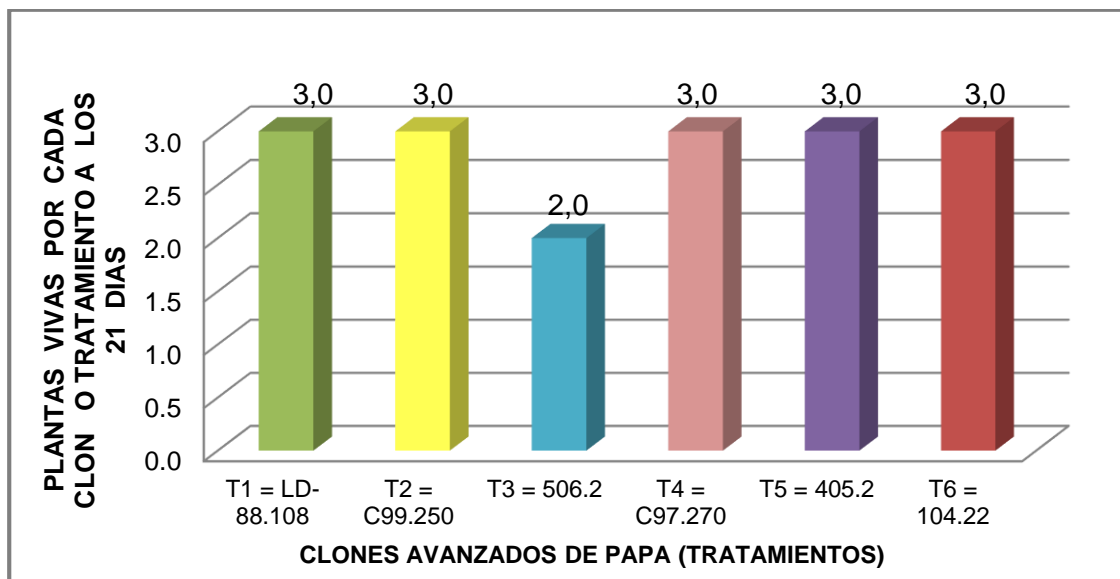


Figura 11. Cantidad de plantas vivas a los 21 días – sustrato 2.

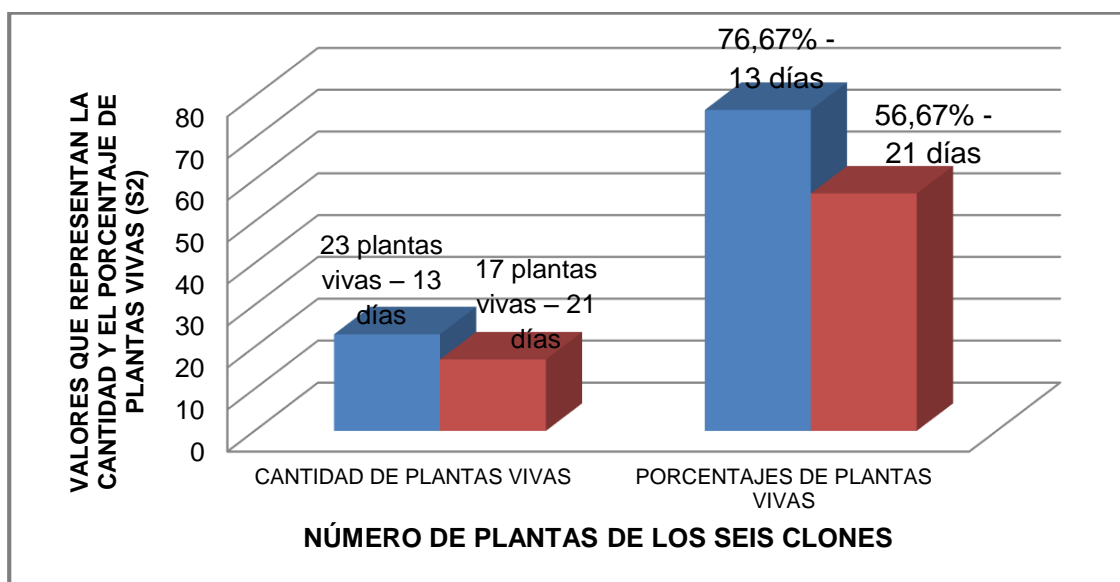


Figura 12. Cantidad y porcentaje de plantas vivas con el sustrato 2: Compost + Arenilla + Perlita (13-21 días)

4.2.1.3. Sustrato 3: Compost + Musgo + Perlita

La evaluación de la supervivencia de las plantas de papa bajo cobertizo se efectuó después de trece y veinte y uno días de haber sembrado en el sustrato 3 que estuvo conformado por una mezcla de Compost + Musgo + Perlita.

a) Evaluación de supervivencia a los trece días – sustrato 3

Se realizó a los 13 días después de la siembra en el sustrato 3. Se sembraron 30 plantas en total entre los seis tratamientos, cinco plantas por cada uno de ellos (5 plantas por cada clon), del total sembrado sobrevivieron 25 plantas que representa en porcentaje el 83,33 del cien por ciento.

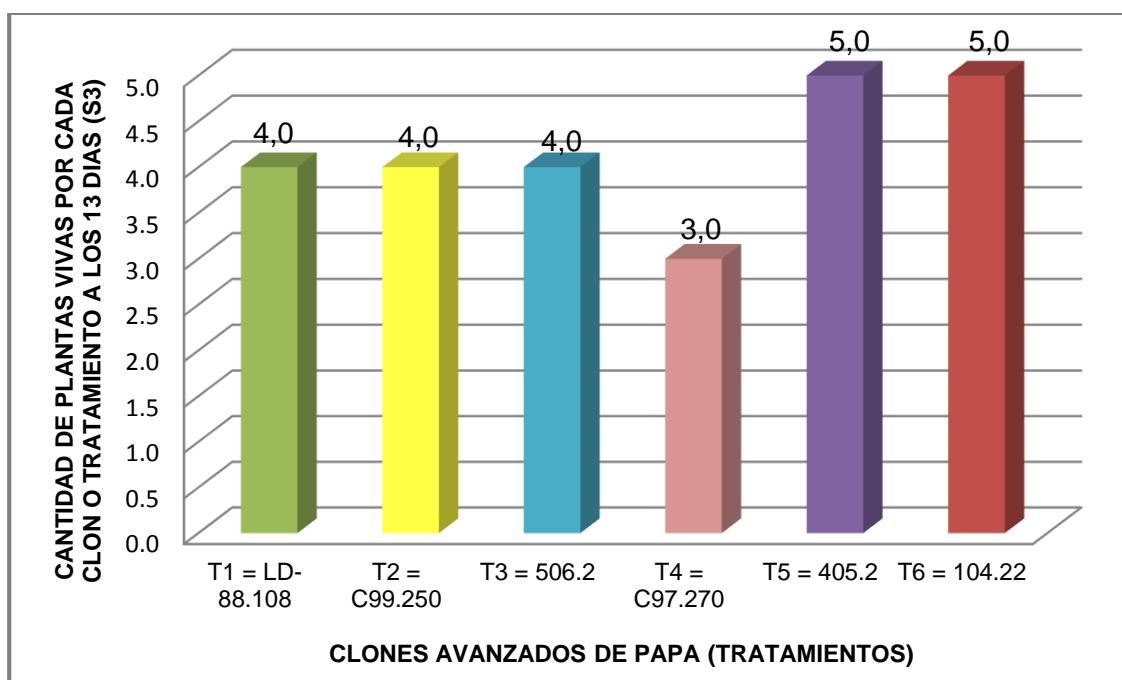


Figura 13. Cantidad de plantas vivas a los 13 días – sustrato 3

a) Evaluación de supervivencia a los 21 días – sustrato 3

A los 21 días el número de plantas que sobrevivieron fueron un total de 18 plantas, que representa un 60,00 del ciento por ciento.

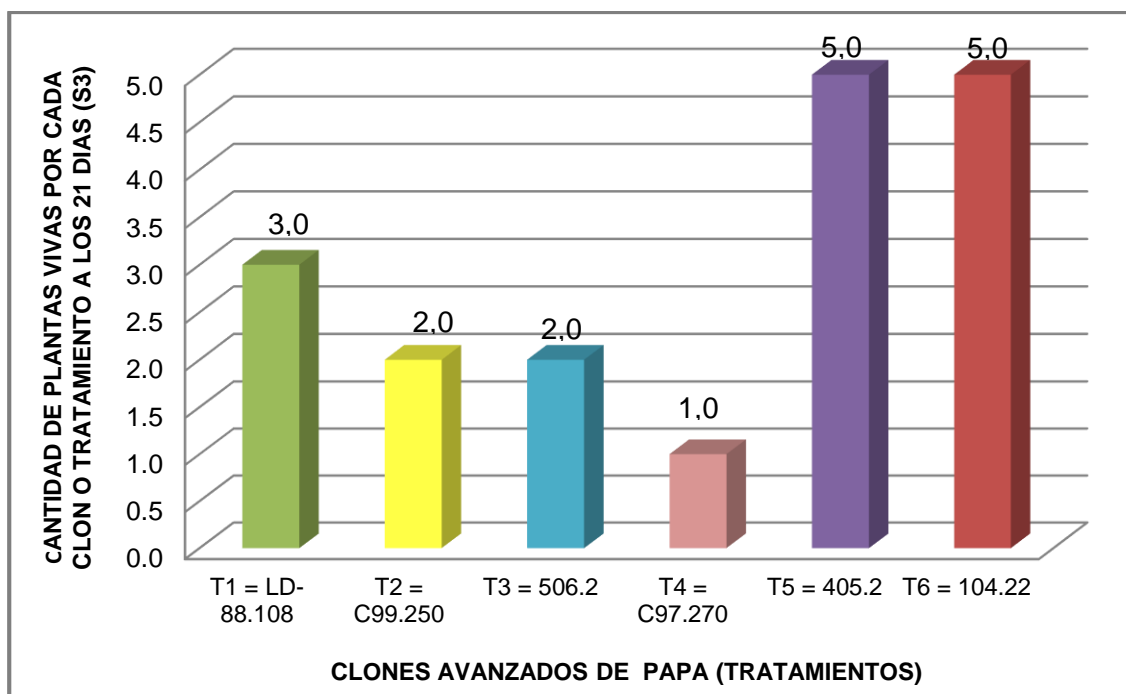


Figura 14. Cantidad de plantas vivas a los 21 días – sustrato 3

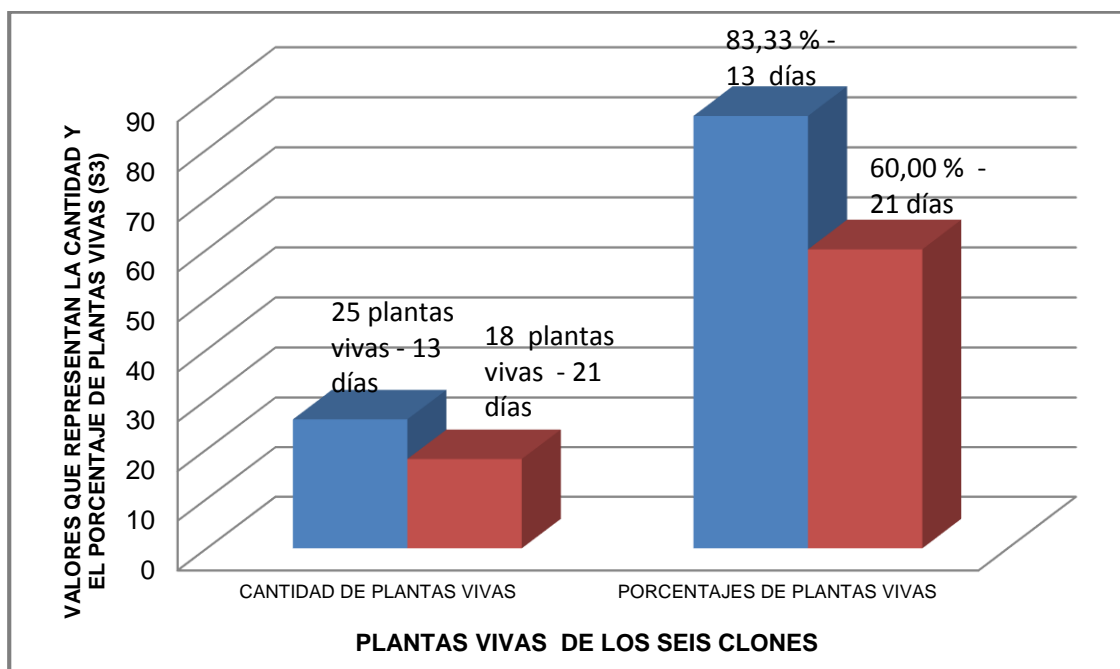


Figura 15. Cantidad y porcentaje de plantas vivas con el sustrato 3: Compost + Musgo + Perlita (13-21 días).

4.2.2. EVALUACIONES MORFOLOGICAS EN DIFERENTES SUSTRATOS

4.2.2.1. Evaluación en sustrato 1: Humus + Arenilla + Perlita

A. Tamaño de planta a los 7 días después de la siembra.

El Análisis de Variancia indica que no existe significación para los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 14,48 % y la desviación estándar (Sx) \pm 0,13 centímetros lo que nos permite tener confiabilidad en los resultados obtenidos.

Cuadro N° 18. Análisis de Varianza para tamaño de planta – sustrato 1

F.V.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	0,01
Tratamiento	5	0,24	0,05	0,72 n.s.	1,79	2,28
Error	24	1,60	0,07			
TOTAL	29	1,84				

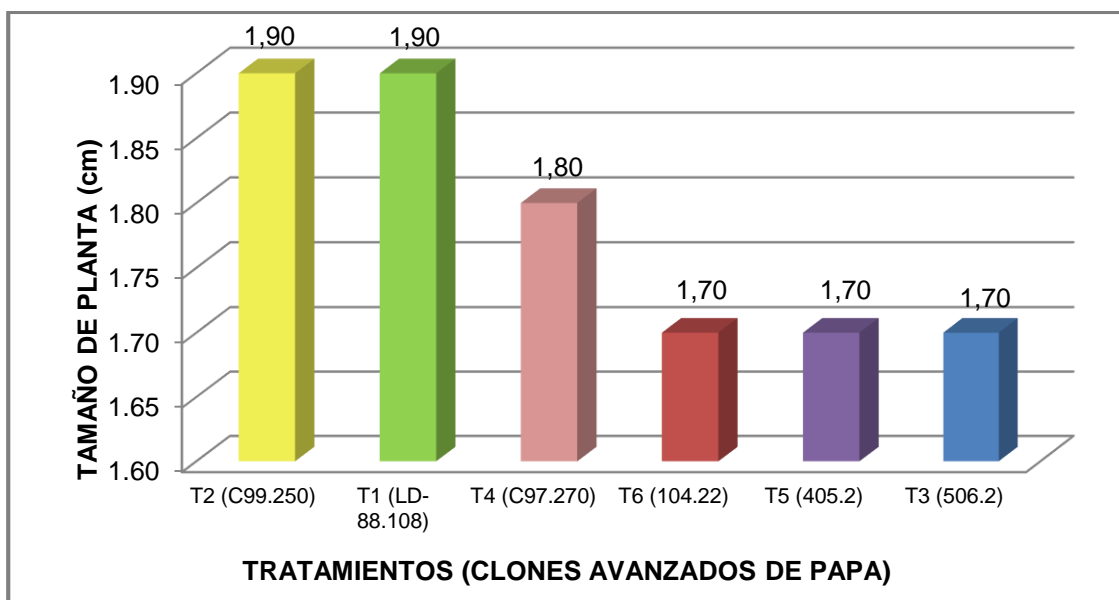
Sx= 0,13 **CV=** 14,48

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% no existen diferencias estadísticas en el tamaño de plantas evaluadas, las cuales fueron sembradas bajo cobertizo. El mayor promedio lo obtuvo el clon C99.250 con 1,90 cm de tamaño de planta y el promedio más bajo lo obtuvieron tres clones T6 (CLON-104.22), T5 (CLON-405.2) y T3 (CLON-506.2) con 1,70 centímetros respectivamente.

Cuadro 19. Prueba de Tukey tamaño de planta - sustrato 1

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Tamaño de plantas (cm)	5 %	1 %
1º	T2 (C99.250)	1,90	a	a
2º	T1 (LD-88.108)	1,90	a	a
3º	T4 (C97.270)	1,80	a	a
4º	T6 (104.22)	1,70	a	a
5º	T5 (405.2)	1,70	a	a
6º	T3 (506.2)	1,70	a	a

$$\bar{Y} = 1,80$$

**Figura 16.** Tamaño de planta (cm) – sustrato 1

B. Grosor del tallo a los 7 días después de la siembra.

El Análisis de Variancia indica que no existe significación para los tratamientos, es decir, que no se presentan diferencias entre los tratamientos con respecto al grosor del tallo. El coeficiente de variabilidad (CV) es 8,47 % y la desviación estándar (Sx) $\pm 0,02$ centímetros.

Cuadro N° 20. Análisis de Varianza para grosor de tallo – sustrato 1

F.V.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido	
					0,05	0,01
Tratamiento	5	0,01	0,0019	1,51 n.s.	1,79	2,28
Error	24	0,03	0,0013			
TOTAL	29	0,04	0,0014			
Sx=	0,02	CV=	8,47			

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% no existen diferencias estadísticas significativas en el grosor de tallos evaluados a los 7 días después de ser sembradas bajo cobertizo.

Cuadro 21. Prueba de Tukey para el grosor de tallo (cm) - sustrato 1

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Grosor de tallo (cm)	5 %	1 %
1°	T4 (C97.270)	0,18	a	a
2°	T5 (405.2)	0,18	a	a
3°	T6 (104.22)	0,18	a	a
4°	T2 (C99.250)	0,16	a	a
5°	T3 (506.2)	0,16	a	a
6°	T1 (LD-88.108)	0,13	a	a

$$\bar{Y} = 0,17$$

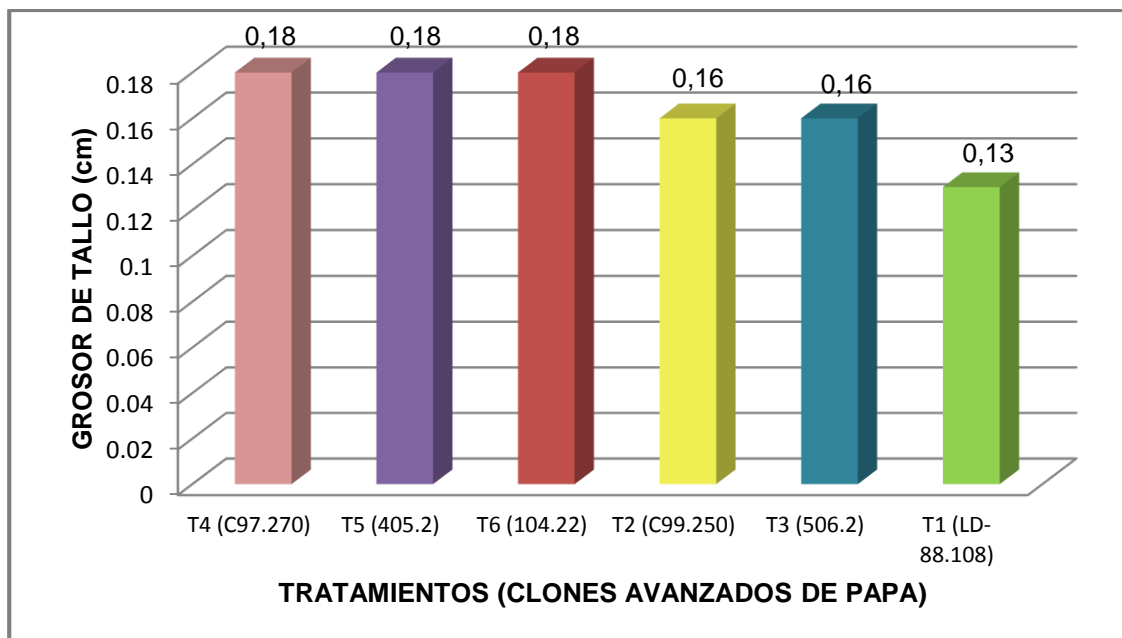


Figura 17. Grosor de tallo (cm) – sustrato 1

C. Número de hojas/planta a los 7 días después de la siembra.

El Análisis de Variancia indica que no existe significación para los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 10,74 % y la desviación estándar (S_x) \pm 0,08centímetros.

Cuadro N° 22. Análisis de Varianza para número de hojas/planta – sustrato1

F.V.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	0,01
Tratamiento	5	0,67	0,13	0,40 n.s.	1,79	2,28
Error	24	8,00	0,33			
TOTAL	29	8,67	0,30			

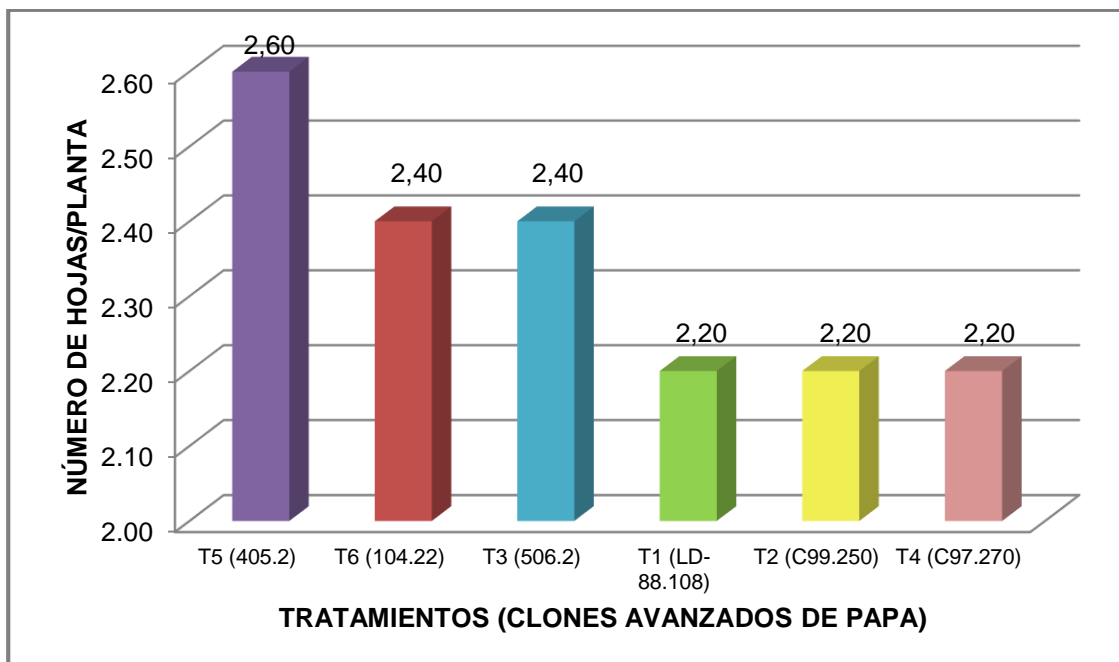
$S_x =$ 0,08 $CV =$ 10,74

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% no existen diferencias estadísticas para este parámetro.

Cuadro 23. Prueba de Tukey para el número de hojas - sustrato 1.

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Número de hojas (unidades)	5 %	1 %
1º	T5 (405.2)	2,60	a	a
2º	T6 (104.22)	2,40	a	a
3º	T3 (506.2)	2,40	a	a
4º	T1 (LD-88.108)	2,20	a	a
5º	T2 (C99.250)	2,20	a	a
6º	T4 (C97.270)	2,20	a	a

$$\bar{Y} = 2,33$$

**Figura 18.** Número de hojas por planta – sustrato 1

D. Número de entrenudos a los 7 días después de la siembra.

El Análisis de Variancia nos muestra que no existe significación para los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 19,04 % y la desviación estándar (Sx) \pm 0,33 centímetros.

Cuadro N° 24. Análisis de Varianza para número de entrenudos –sustrato 1

F.V.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	0,01
Tratamiento	5	1,11	0,22	0,86 n.s.	1,79	2,28
Error	24	6,15	0,26			
TOTAL	29	7,26				
Sx=	0,15	CV=	19,04			

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% no existen diferencias estadísticas en el número de entrenudos evaluados a los 7 días después de ser sembradas bajo cobertizo.

Cuadro 25. Prueba de Tukey para el número de entrenudos – sustrato 1

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Número de entrenudos(unidades)	5 %	1 %
1°	T5 (405.2)	2,80	a	a
2°	T6 (104.22)	2,44	a	a
3°	T3 (506.2)	2,40	a	a
4°	T1 (LD-88.108)	2,30	a	a
5°	T2 (C99.250)	2,30	a	a
6°	T4 (C97.270)	2,20	a	a

$$\bar{Y} = 2,41$$

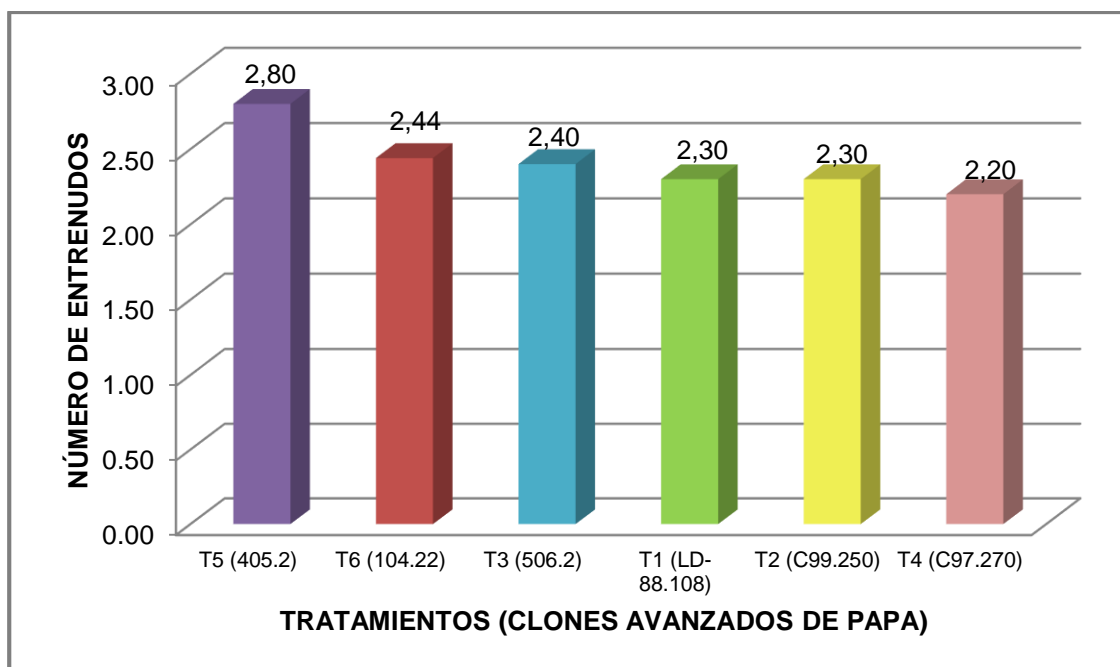


Figura 19. Número de entrenados – sustrato 1

E. Número de tuberculillos por planta

El Análisis de Variancia nos muestra que el F observado o calculado es mayor al F requerido tanto al 0,05 y 0,01. El coeficiente de variabilidad (CV) es 15,96 % y la desviación estándar (S_x) \pm 0,55 centímetros.

Cuadro N° 26. ANVA para número de tuberculillos/planta –sustrato 1

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	F requerido 0,01
Tratamiento	5	7,47	1,49	5,97 **	1,79	2,28
Error	24	6,00	0,25			
TOTAL	29	13,47				

$S_x =$ 0,55 $CV =$ 15,96

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 1% existen diferencias estadísticas entre los tratamientos, ocupando T6 (104.22) el orden de mérito uno como el mejor tratamiento con respecto ha dicho parámetro.

Cuadro 27. Prueba de Tukey para el número de tuberculillos/planta – sustrato 1

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		N° de tuberculillos/planta(unidades)	5 %	1 %
1º	T6 (104.22)	3,80	a	a
2º	T5 (405.2)	3,40	a	a b
3º	T2 (C99.250)	3,40	a	a b
4º	T1 (LD-88.108)	3,00	a b	a b
5º	T3 (506.2)	3,00	a b	a b
6º	T4 (C97.270)	2,20	b	b

$$\bar{Y} = 3,13$$

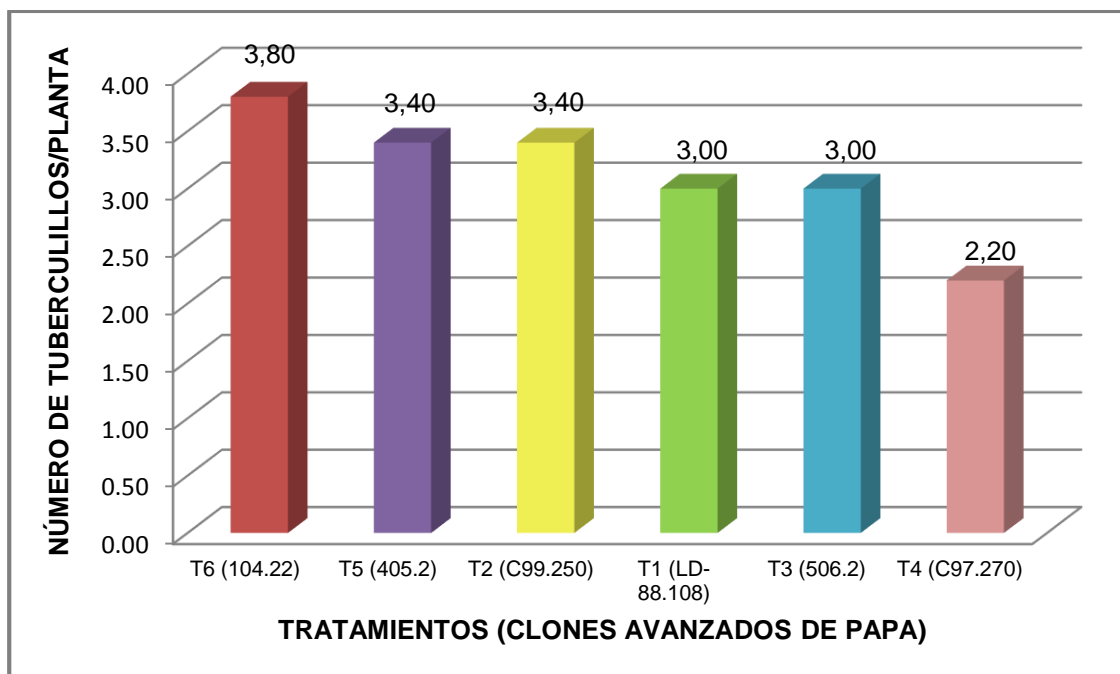


Figura 20. Número de tuberculillos por planta – sustrato 1

F. Peso de 10 tuberculillos

El Análisis de Variancia nos muestra un valor altamente significativo para los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 14,70 % y la desviación estándar (Sx) \pm 0,95centímetros los que nos da confianza para poder aceptar los resultados obtenidos.

Cuadro N°28. ANVA para peso de 10 tuberculillos – sustrato 1

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido	
					0,05	0,01
Tratamiento	5	2833,39	566,68	90,12 **	1,79	2,28
Error	24	150,91	6,29			
TOTAL	29	2984,30				

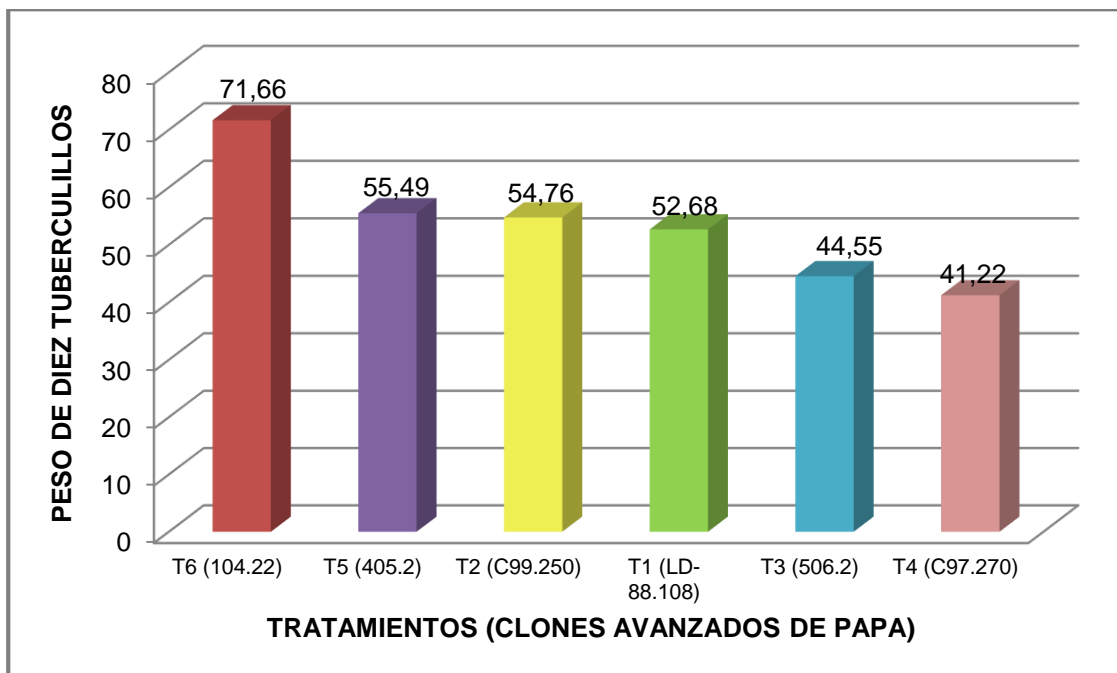
Sx=	0,95	CV=	14,70
------------	------	------------	-------

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% existen diferencias estadísticas en el peso de 10 tubérculos cosechadas bajo cobertizo. El tratamientos T6 (104.22) ocupó el orden de mérito uno con 71,66 gramos/10 tubérculos de promedio que difiere estadísticamente de los otros tratamientos que obtuvieron promedios inferiores.

Los tratamientos T5 (405.2) con 55,49, T2 (C99.250) con 54,763 y T1 (LD-88.108) con 52,68 presentan promedios que no difieren estadísticamente entre ellos, pero son inferiores al T6 (104.22) y al mismo tiempo son superiores al tratamiento T3 (506.2) y T4 (C97.270) las cuales obtuvieron 44,55 y 41,22 gramos/10 tubérculos de promedio respectivamente. Los tratamientos que ocuparon los dos últimos lugares de orden de mérito son T3 (506.2) y T4 (C97.270) las cuales no presentan diferencias estadísticas entre ellos al nivel de significación del 5 y 1 por ciento.

Cuadro 29. Prueba de Tukey para el peso de 10 tubérculos – sustrato 1

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Peso de 10 tuberculillos(gramos)	5 %	1 %
1º	T6 (104.22)	71,66	a	a
2º	T5 (405.2)	55,49	b	b
3º	T2 (C99.250)	54,76	b	b
4º	T1 (LD-88.108)	52,68	b	b
5º	T3 (506.2)	44,55	c	c
6º	T4 (C97.270)	41,22	c	c

 $\bar{Y} = 53,40$
**Figura 21.** Peso de 10 tuberculillos – sustrato 1

4.2.2.2. Evaluación en sustrato 2: Compost + Arenilla + Perlita

A. Tamaño de planta a los 7 días después de la siembra.

El Análisis de Variancia indica que no existen diferencias estadísticas entre los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 10,30% y la desviación estándar (Sx) \pm 0,13 centímetros.

Cuadro N° 30. Análisis de Varianza para Tamaño de planta – sustrato 2

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido	
					0,05	0,01
Tratamiento	5	0,13	0,03	0,70n.s.	1,79	2,28
Error	24	0,92	0,04			
TOTAL	29	1,05	0,04			

Sx	0,13	CV=	10,30
-----------	------	------------	-------

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% no existen diferencias estadísticas bajo cobertizo.

Cuadro 31. Prueba de Tukey para el tamaño de planta – sustrato 2

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios Tamaño de planta (cm)	Nivel de significación	
			5 %	1 %
1º	T4 (C97.270)	2,00	a	a
2º	T1 (LD-88.108)	1,96	a	a
3º	T6 (104.22)	1,90	a	a
4º	T2 (C99.250)	1,86	a	a
5º	T5 (405.2)	1,86	a	a
6º	T3 (506.2)	1,80	a	a

$$\bar{Y} = 2,30$$

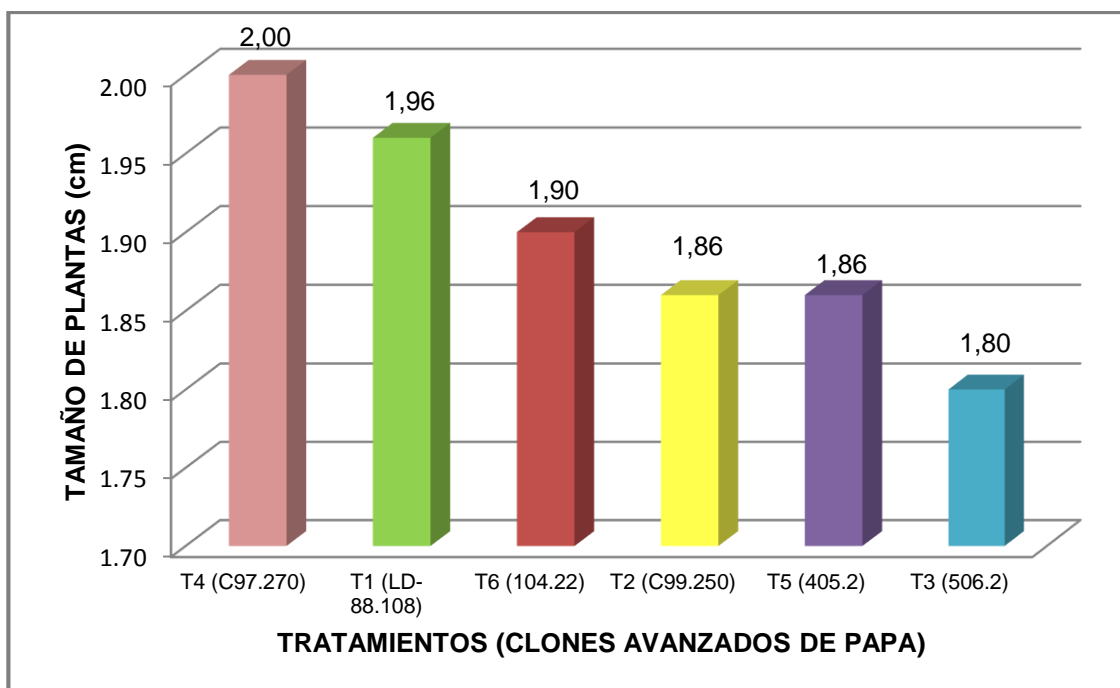


Figura 22. Tamaño de planta (cm) – sustrato 2

B. Grosor del tallo a los 7 días después de la siembra.

El Análisis de Variancia indica que no existe significación para los tratamientos tanto al 0,05 y 0,01 de nivel de significación. El coeficiente de variabilidad (CV) es 8,05% y la desviación estándar (S_x) $\pm 0,02$ cm lo que nos da confianza para aceptar los resultados obtenidos.

Cuadro N° 32. Análisis de Varianza para grosor de tallo – sustrato 2

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	F requerido 0,01
Tratamiento	5	0,0007	0,0001	0,11n.s.	1,79	2,28
Error	24	0,0280	0,0012			
TOTAL	29	0,0287	0,0010			

S_x 0,02 CV= 8,05

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% no existen diferencias estadísticas entre los tratamientos para este parámetro.

Cuadro 33. Prueba de Tukey para el grosor de tallo (cm) - sustrato 2

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Grosor de tallo (cm)	5 %	1 %
1º	T4 (C97.270)	0,18	a	a
2º	T6 (104.22)	0,18	a	a
3º	T2 (C99.250)	0,18	a	a
4º	T1 (LD-88.108)	0,18	a	a
5º	T5 (405.2)	0,17	a	a
6º	T3 (506.2)	0,17	a	a

$$\bar{Y} = 0,18$$

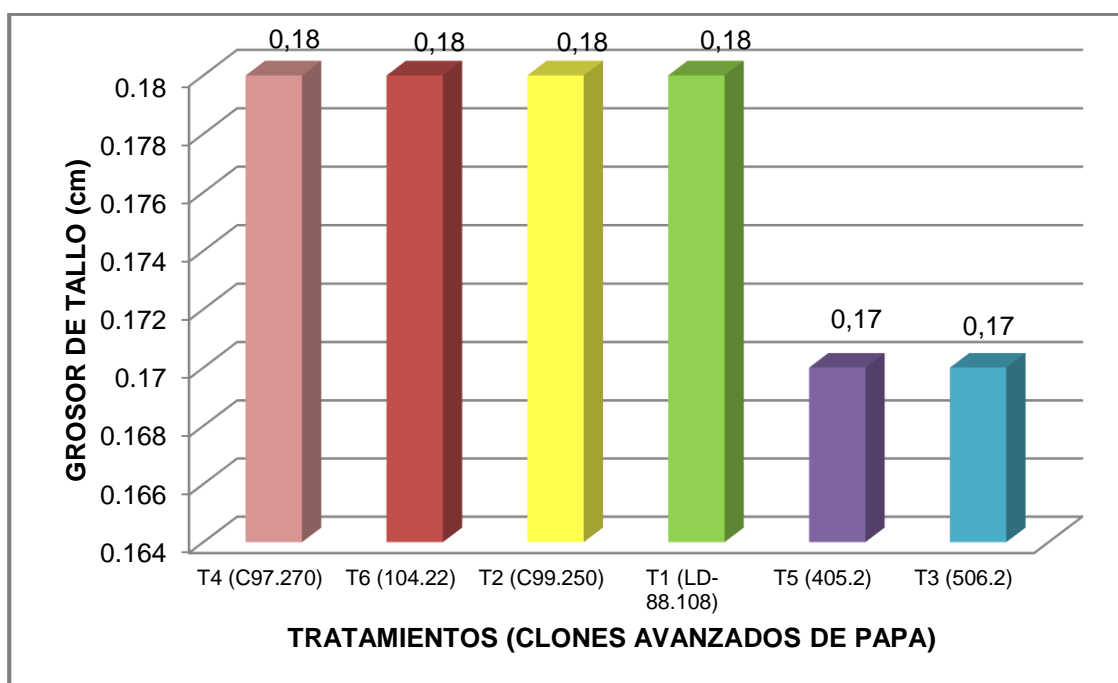


Figura 23. Grosor de tallo (cm) - sustrato 2

C. Número de hojas a los 7 días después de la siembra.

El Análisis de Variancia indica que no existe significación para los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 18,89% y la desviación estándar (Sx) \pm 0,20 hojas por planta.

Cuadro N° 34. Análisis de Varianza para número de hojas - sustrato 2

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	0,01
Tratamiento	5	1,32	0,26	1,16n.s.	1,79	2,28
Error	24	5,45	0,23			
TOTAL	29	6,77				

Sx 0,20 **CV=** 18,89

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% no existen diferencias estadísticas para este parámetro sembrada bajo el cobertizo.

Cuadro 35. Prueba de Tukey para el número de hojas – sustrato 2

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Número de hojas	5 %	1 %
1°	T6 (104.22)	2,80	a	a
2°	T5 (405.2)	2,74	a	a
3°	T4 (C97.270)	2,60	a	a
4°	T3 (506.2)	2,40	a	a
5°	T1 (LD-88.108)	2,40	a	a
6°	T2 (C99.250)	2,20	a	a

$\bar{Y} = 2,52$

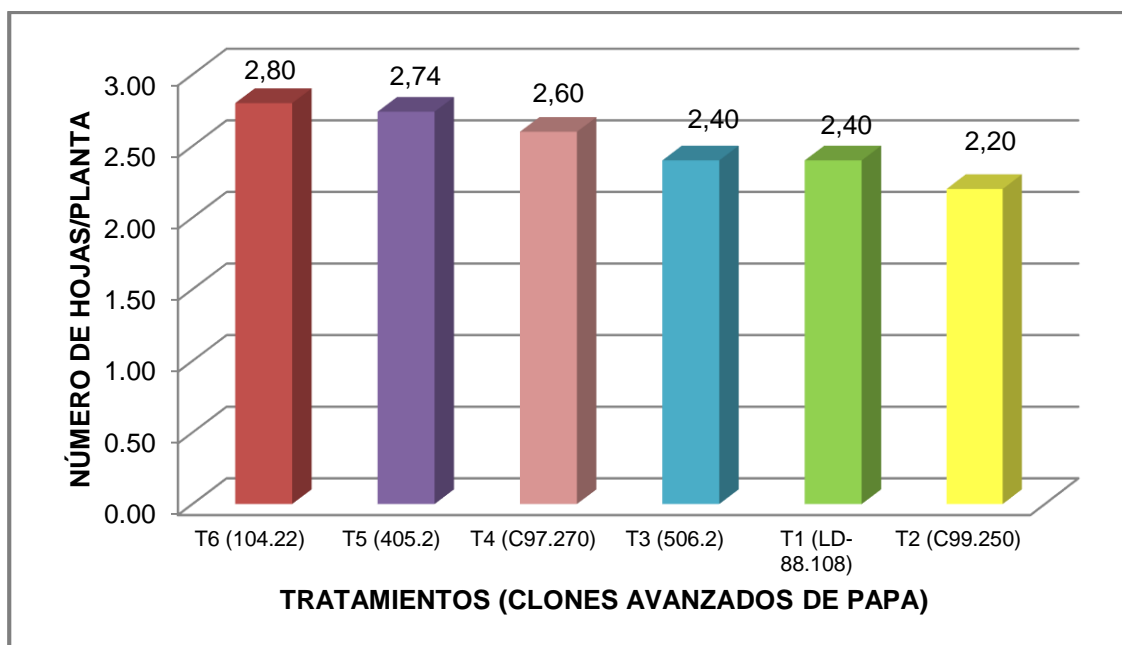


Figura 24. Número de hojas - sustrato 2.

D. Número de entrenudos a los 7 días después de la siembra.

El Análisis de Variancia indica que no existe significación. El coeficiente de variabilidad es 19,81 % y la desviación estándar (S_x) \pm 0,09 lo que nos da confianza para poder aceptar los resultados obtenidos.

Cuadro N°36. Análisis de Varianza para número de entrenudos – sustrato 2

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	F requerido 0,01
Tratamiento	5	0,54	0,11	0,47 n.s.	1,79	2,28
Error	24	5,50	0,23			
TOTAL	29	6,04				

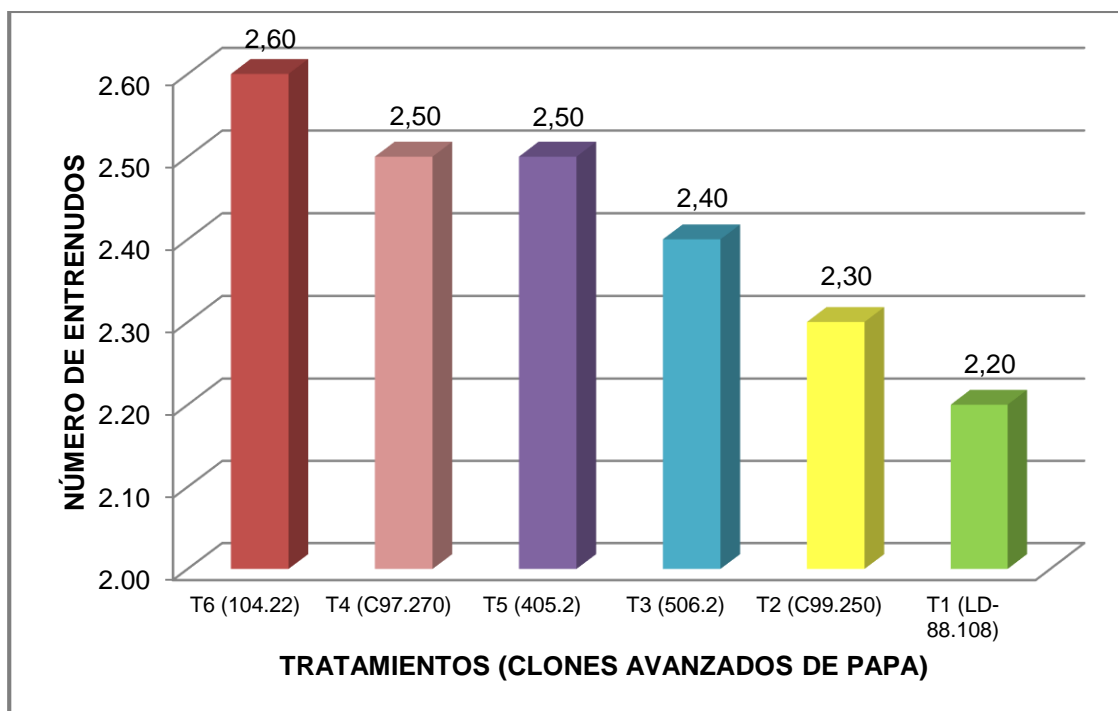
$S_x =$ 0,09 $CV =$ 19,81

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% no existen diferencias estadísticas en el número de entrenudos.

Cuadro 37. Prueba de Tukey para el número de entrenudos - sustrato 2

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Número de entrenudos(unidades)	5 %	1 %
1º	T6 (104.22)	2,60	a	a
2º	T4 (C97.270)	2,50	a	a
3º	T5 (405.2)	2,50	a	a
4º	T3 (506.2)	2,40	a	a
5º	T2 (C99.250)	2,30	a	a
6º	T1 (LD-88.108)	2,20	a	a

$$\bar{Y} = 2,42$$

**Figura 25.** Número de entrenudos por planta – sustrato 2

E. Número de tuberculillos por planta

El Análisis de Varianza nos muestra un valor altamente significativo entre los tratamientos. El coeficiente de variabilidad es 14,02 % y la desviación estándar (S_x) \pm 0,36 centímetros, lo que nos da confianza para poder aceptar los resultados obtenidos.

Cuadro N°38. ANVA para número de tuberculillos/planta – sustrato 2

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido	
					0,05	0,01
Tratamiento	5	3,37	0,67	2,69**	1,79	2,28
Error	24	6,00	0,25			
TOTAL	29	9,37				

$S_x =$ 0,36 $CV =$ 14,02

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% existen diferencias estadísticas, siendo el tratamiento T6 (104.22) estadísticamente superior a todos los tratamientos.

Cuadro 39. Prueba de Tukey para el número de tuberculillos/planta - sustrato 2

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		N° de tuberculillos/planta(unidades)	5 %	1 %
1°	T6 (104.22)	4,20	a	a
2°	T5 (405.2)	3,80	a	a b
3°	T3 (506.2)	3,40	a b	a b
4°	T1 (LD-88.108)	3,40	a b	a b
5°	T2 (C99.250)	3,40	a b	a b
6°	T4 (C97.270)	3,20	b	b

$\bar{Y} = 3,57$

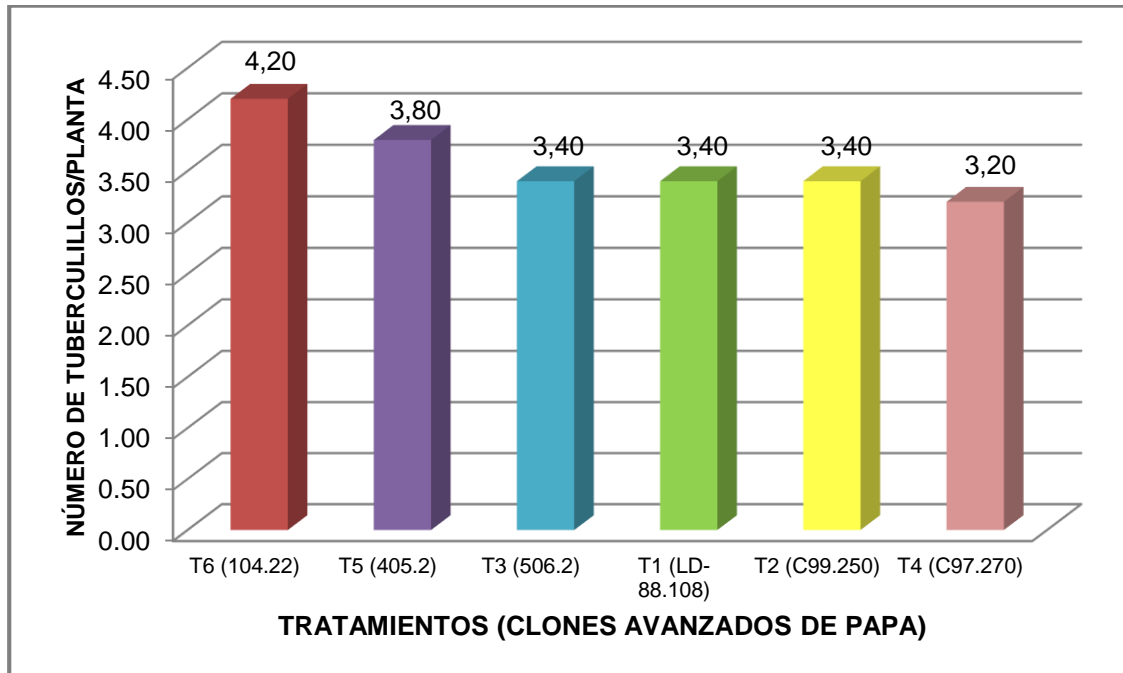


Figura 26. Número de tubérculos por planta – sustrato 2.

F. Peso de 10 tuberculillos

El Análisis de Variancia nos muestra un valor altamente significativo entre los tratamientos. El coeficiente de variabilidad es 14,52 % y la desviación estándar (S_x) \pm 0,94centímetros, lo que nos da confianza para poder aceptar los resultados obtenidos.

Cuadro N°40. ANVA para peso de 10 tuberculillos – sustrato 2

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	0,01
Tratamient						
o	5	3374,05	674,81	82,05 **	1,79	2,28
Error	24	197,38	8,22			
TOTAL	29	3571,44				

$S_x =$ 0,94 $CV =$ 14,52

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% existen diferencias estadísticas, siendo el tratamiento T6 (104.22) estadísticamente superior a todos los tratamientos. El tratamiento T6 (104.22) ocupó el orden de mérito uno con 80,33 gramos/10 tubérculos de promedio, seguido del tratamiento T5 (405.2) con 68,33 de promedio para dicho parámetro, mostrándose entre ellos una diferencia estadística significativa y con el resto de los tratamientos.

Al nivel de significación del 5 y 1% se presentó cinco categorías o grupos, corroborando con esto lo obtenido en el cuadro de ANDEVA el nivel de altamente significativo para los tratamientos. Los clones o tratamientos sembradas en el sustrato 2 se muestran en orden de mérito descendente, ocupando el orden de mérito uno el tratamiento T6 (104.22) y el orden de mérito seis el tratamiento T4 (C97.270) con el promedio más bajo (45,46).

Cuadro 41. Prueba de Tukey para el peso de 10 tuberculillos - sustrato 2

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Peso de 10 tuberculillos (gramos)	5 %	1 %
1º	T6 (104.22)	80,83	a	a
2º	T5 (405.2)	68,33	a b	a b
3º	T3 (506.2)	65,67	b c	b c
4º	T2 (C99.250)	61,29	c d	c d
5º	T1 (LD-88.108)	59,47	d	d
6º	T4 (C97.270)	45,46	e	e

$$\bar{Y} = 63,51$$

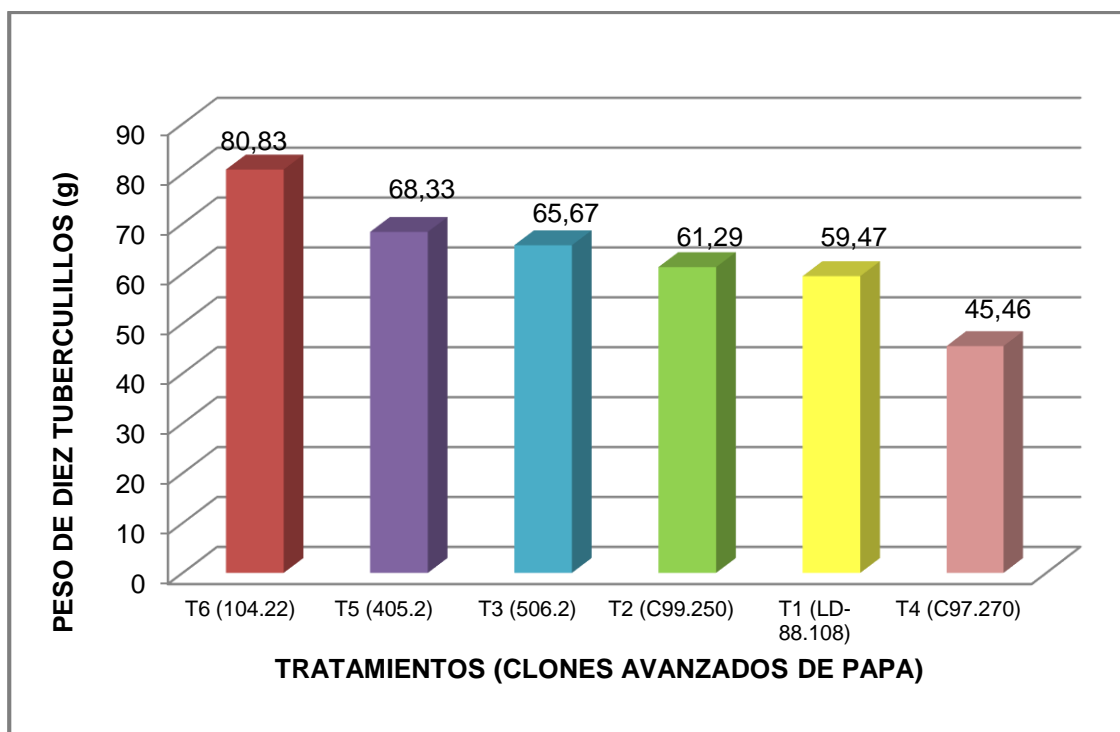


Figura 27. Peso de 10 tuberculillos (gramos) – sustrato 2.

4.2.2.3. Evaluación en sustrato 3: Compost + Musgo + Perlita

A. Tamaño de planta a los 7 días después de la siembra.

El Análisis de Variancia indica que no existe significación para los tratamientos. El valor de F observado (0,62) es menor al F requerido (1,79 – 2,28) al nivel de significación del 0,05 y 0,01. El coeficiente de variabilidad (CV) es 10,99 % y la desviación estándar (Sx) \pm 0,11 centímetros.

Cuadro N°42. Análisis de Varianza para Tamaño de planta – sustrato 3

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	F requerido 0,01
Tratamiento	5	0,13	0,03	0,62 n.s.	1,79	2,28
Error	24	0,99	0,04			
TOTAL	29	1,11				

Sx 0,11 CV= 10,99

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% no existen diferencias estadísticas en el tamaño de plantas evaluados a los 7 días después de ser sembradas bajo cobertizo en el sustrato 3. El promedio más alto lo obtuvo el tratamiento T5 (405.2) con 1,94 cm y fue seguido de T4 (C97.270) con 1,90 centímetros.

Los promedios más bajos de acuerdo al orden de mérito del cuadro 33 se puede apreciar que los tratamientos T1 (LD-88.108) y T2 (C99.250) obtuvieron los promedios más bajos con 1,80 y 1,74 cm respectivamente.

Cuadro 43. Prueba de Tukey para el tamaño de planta - sustrato 3

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Tamaño de planta (cm)	5 %	1 %
1º	T5 (405.2)	1,94	a	a
2º	T4 (C97.270)	1,90	a	a
3º	T6 (104.22)	1,86	a	a
4º	T3 (506.2)	1,84	a	a
5º	T1 (LD-88.108)	1,80	a	a
6º	T2 (C99.250)	1,74	a	a

$\bar{Y} = 1,85$

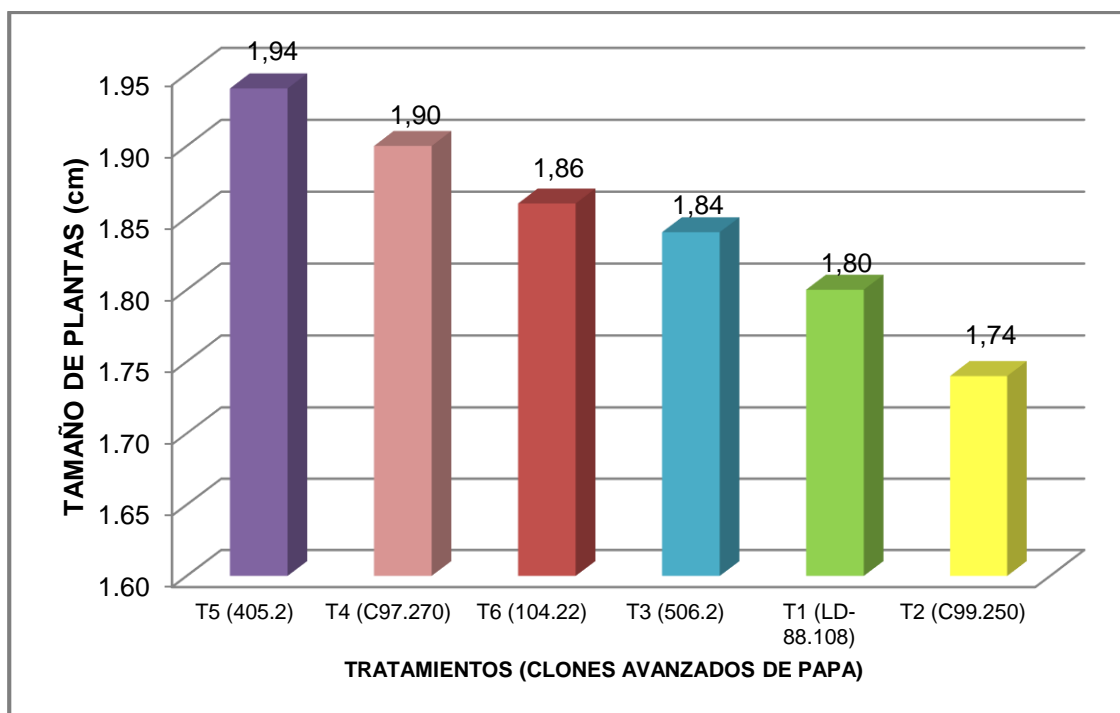


Figura 28. Tamaño de planta – sustrato 3

B. Grosor del tallo a los 7 días después de la siembra.

El Análisis de Variancia indica que no existe significación para los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 7,25 % y la desviación estándar (Sx) \pm 0,01centímetros, lo que nos da confianza para aceptar los resultados obtenidos.

Cuadro N°44. Análisis de Varianza para grosor de tallo – sustrato 3

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	0,01
Tratamiento	5	0,0047	0,0009	0,95 n.s.	1,79	2,28
Error	24	0,0240	0,0010			
TOTAL	29	0,0287				
Sx	0,01	CV=	7,25			

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% no existen diferencias estadísticas en el grosor de tallo evaluados a los 7 días después de ser sembrada bajo cobertizo.

Cuadro 45. Prueba de Tukey para el tamaño de planta- sustrato 3

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Grosor de tallo (cm)	5 %	1 %
1º	T6 (104.22)	0,19	a	a
2º	T3 (506.2)	0,19	a	a
3º	T4 (C97.270)	0,18	a	a
4º	T5 (405.2)	0,17	a	a
5º	T2 (C99.250)	0,16	a	a
6º	T1 (LD-88.108)	0,16	a	a

$$\bar{Y} = 0,18$$

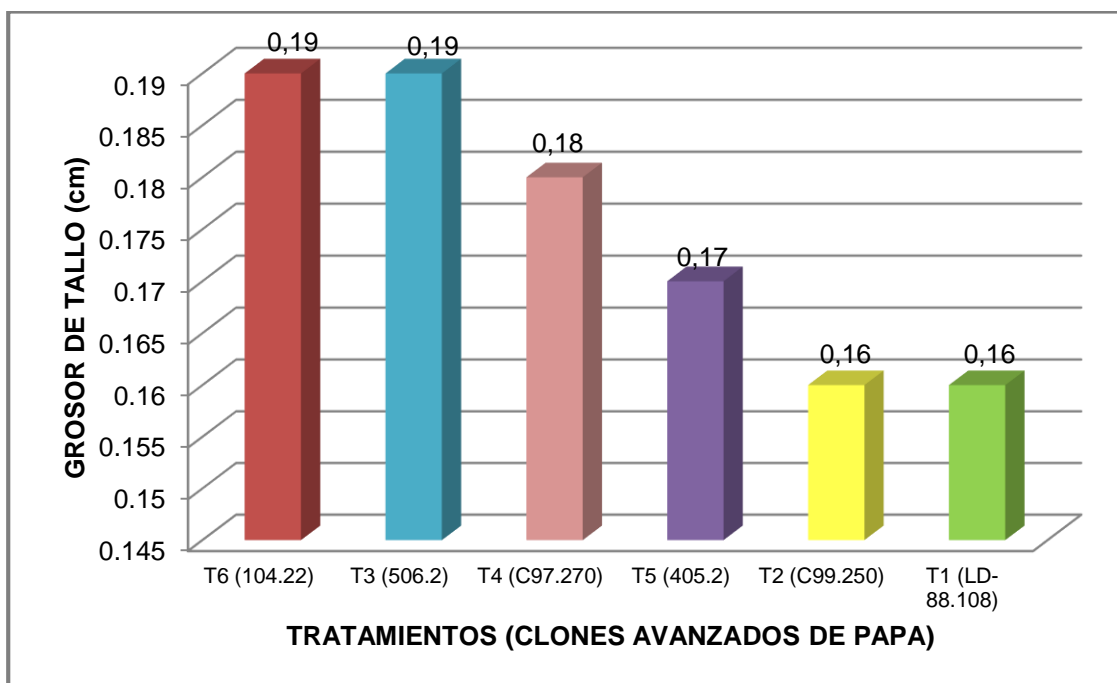


Figura 29. Grosor de tallo (cm) - sustrato 3

C. Número de hojas a los 7 días después de la siembra.

El Análisis de Variancia nos muestra tanto al 0,05 y 0,01 que no existe significación para los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 10,71 % y la desviación estándar (Sx) \pm 0,19 unidades.

Cuadro N°46. Análisis de Varianza para número de hojas – sustrato 3

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido	
					0,05	0,01
Tratamiento	5	1,47	0,29	1,10 n.s.	1,79	2,28
Error	24	6,40	0,27			
TOTAL	29	7,87				

Sx	0,19	CV=	10,71
-----------	------	------------	-------

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% no existen diferencias estadísticas significativas en el número de hojas evaluadas a los 7 días después de ser sembrada bajo cobertizo.

Cuadro 47. Prueba de Tukey para el número de hojas - sustrato 3

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Número de hojas (unidades)	5 %	1 %
1°	T5 (405.2)	2,20	a	a
2°	T6 (104.22)	2,20	a	a
3°	T2 (C99.250)	2,00	a	a
4°	T1 (LD-88.108)	1,80	a	a
5°	T4 (C97.270)	1,80	a	a
6°	T3 (506.2)	1,60	a	a

$$\bar{Y} = 1,93$$

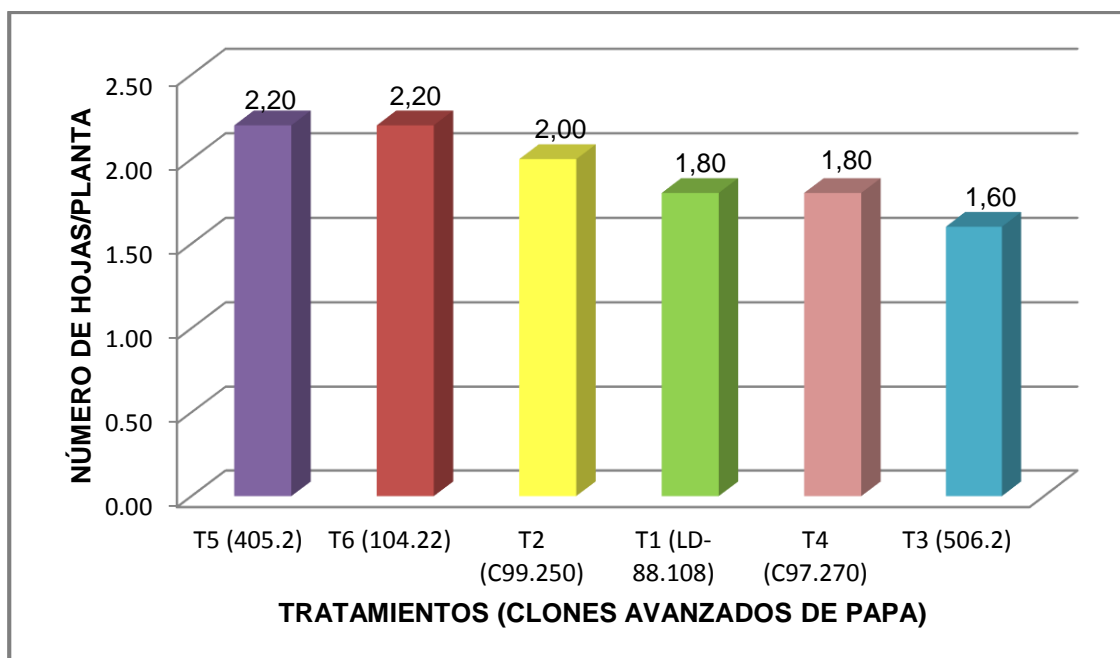


Figura 30. Número de hojas – sustrato 3

D. Número de entrenudos a los 7 días después de la siembra.

El Análisis de Variancia indica que no existe significación para los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 15,71 % y la desviación estándar (S_x) \pm 0,02 unidades.

Cuadro N° 48. Análisis de Varianza para número de entrenudos – sustrato 3

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	0,01
Tratamiento	5	1,47	0,29	1,10 n.s.	1,79	2,28
Error	24	6,40	0,27			
TOTAL	29	7,87				
S_x	0,02	$CV=$	15,71			

En el cuadro que se presenta a continuación se puede apreciar que no hubo diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos tanto al 5 y 1% de nivel de significación.

Cuadro 49. Prueba de Tukey para el número de entrenudos – sustrato 3

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Número de entrenudos (unidades)	5 %	1 %
1º	T5 (405.2)	2,20	a	a
2º	T6 (104.22)	2,20	a	a
3º	T2 (C99.250)	2,00	a	a
4º	T1 (LD-88.108)	1,80	a	a
5º	T4 (C97.270)	1,80	a	a
6º	T3 (506.2)	1,60	a	a

$$\bar{Y} = 1,93$$

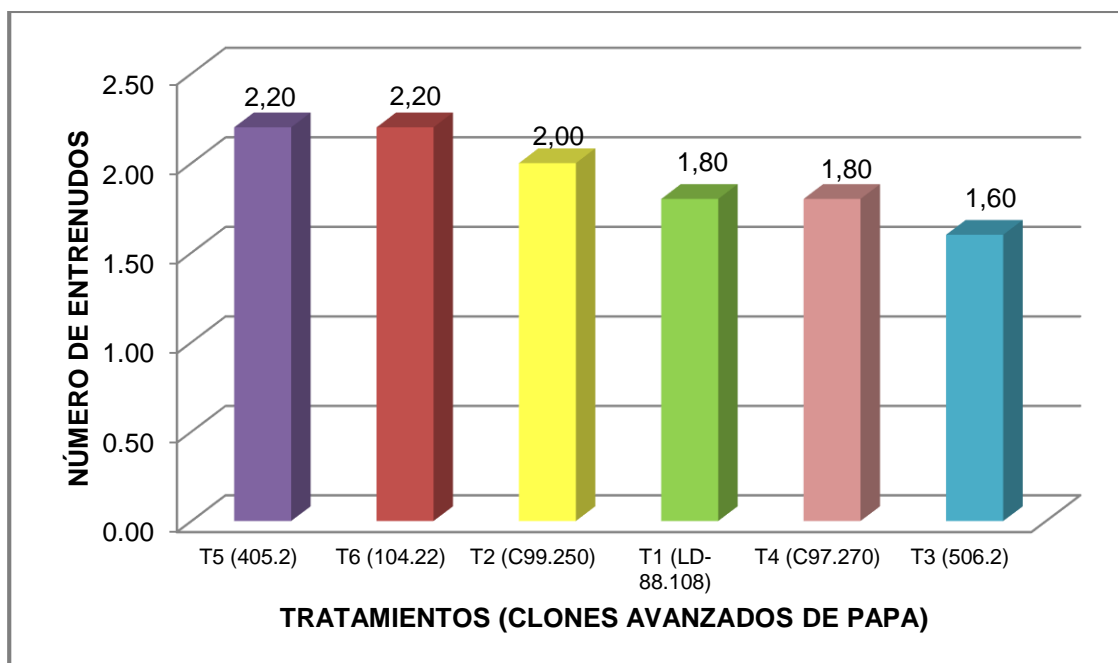


Figura 31. Número de entrenudos – sustrato 3

E. Número de tuberculillos por planta

El cuadro de ANVA nos muestra que existe significación entre los tratamientos. El coeficiente de variabilidad (CV) es 14,36 % y la desviación estándar (Sx) \pm 0,31 unidades.

Cuadro N° 50. ANVA para número de tuberculillos por planta – sustrato 3

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido	
					0,05	0,01
Tratamiento	5	1,67	0,33	2,16*	1,79	2,28
Error	24	3,70	0,15			
TOTAL	29	5,37				

$$Sx = 0,31 \quad CV = 14,36$$

El cuadro de Tukey nos indica que al 1% no existen diferencias estadísticas entre los tratamientos y al 5% el tratamiento T6 (104.22) es estadísticamente superior a los demás tratamientos.

Cuadro 51. Prueba de Tukey para el número de entrenudos – sustrato 3

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		N° tubérculos/planta (unidades)	5 %	1 %
1°	T6 (104.22)	3,10	a	a
2°	T5 (405.2)	2,90	a b	a
3°	T3 (506.2)	2,80	a b	a
4°	T4 (C97.270)	2,70	a b	a
5°	T1 (LD-88.108)	2,50	a b	a
6°	T2 (C99.250)	2,40	b	a

$$\bar{Y} = 2,72$$

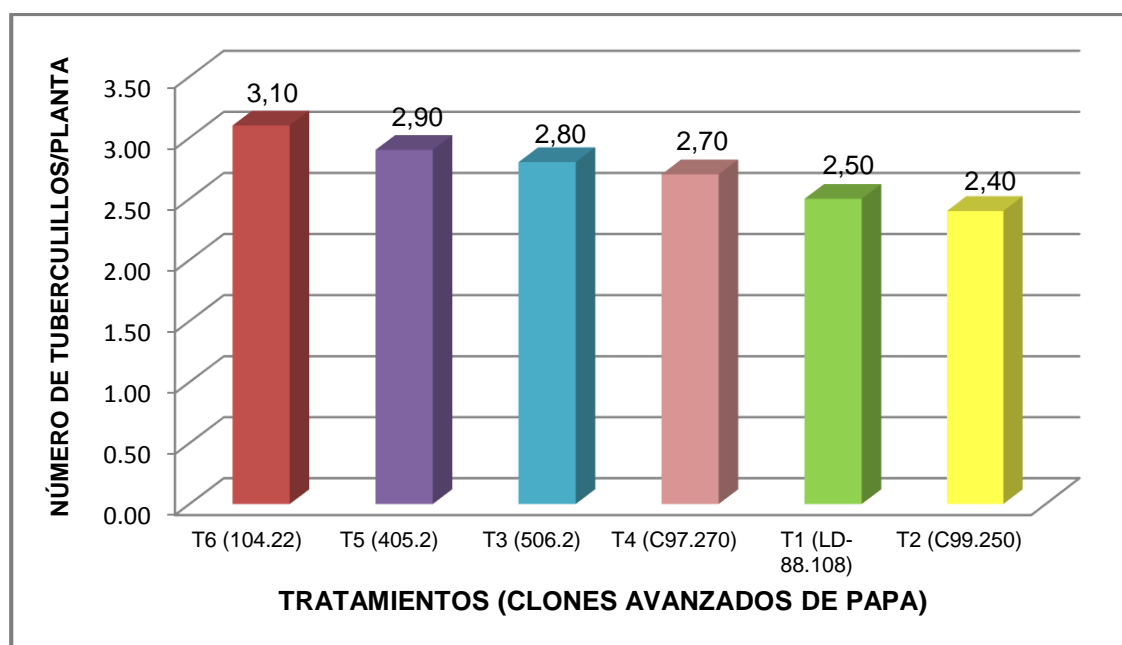


Figura 32. Número de tuberculillos por planta – sustrato 3

F. Peso de 10 tuberculillos

El Análisis de Variancia nos muestra un valor altamente significativo entre los tratamientos. El coeficiente de variabilidad es 5,27% y la desviación estándar (S_x) \pm 0,93 cm por lo que se acepta los resultados obtenidos.

Cuadro N°52. ANVA para peso de 10 tuberculillos – sustrato 3

FV.	G.L.	SC	CM	F Observado	F requerido 0,05	0,01
Tratamiento						
o	5	2675,22	535,04	62,11 **	1,79	2,28
Error	24	206,75	8,61			
TOTAL	29	2881,97				

$S_x =$ 0,93 $CV =$ 5,27

La prueba de Tukey nos muestra que al nivel de significación del 5% y 1% existen diferencias estadísticas, siendo el tratamiento T6 (104.22) estadísticamente superior a todos los tratamientos con 65,33 de promedio.

Cuadro 53. Prueba de Tukey para el peso de 10 tuberculillos - sustrato 3

O.M	TRATAMIENTOS	Promedios	Nivel de significación	
		Peso de 10 tuberculillos (gramos)	5 %	1 %
1º	T6 (104.22)	65,53	a	a
2º	T5 (405.2)	60,39	a b	a
3º	T2 (C99.250)	59,53	b	a b
4º	T1 (LD-88.108)	59,47	b	a b
5º	T3 (506.2)	53,01	c	b
6º	T4 (C97.270)	36,20	d	c

$$\bar{Y} = 55,69$$

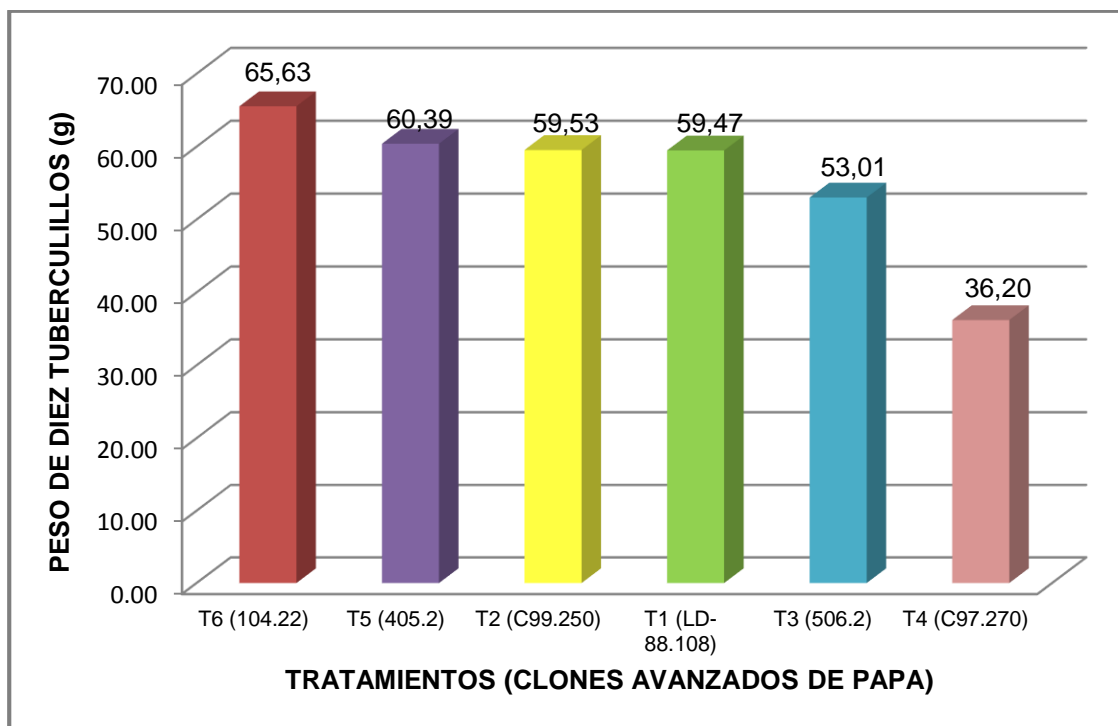


Figura 33. Peso de 10 tuberculillos (gramos) – sustrato 3

4.2.2.4. Comparación general de promedios entre los tres sustratos

A. Tamaño de planta (cm).

Con respecto al tamaño de planta en la comparación de los promedios obtenidos se puede apreciar que los valores más altos para este parámetro se obtuvieron con los clones que fueron sembrados en el sustrato 2 (S2- Compost+Arenilla+Perlita). Los mismos clones fueron sembrados en el sustrato 1 que estuvo conformado por Humus + Arenilla + Perlita, las cuales obtuvieron promedios por debajo de los que fueron sembrados en el sustrato 1; de lo manifestado se puede deducir influencia de los materiales que sirvieron de soporte para las plantas de clones de papa bajo condiciones de cobertizo. Los promedios más bajos a excepción del CLON-405.2 fueron para las plantas de clones de papa que se sembraron en el sustrato 3 (S3-Compos+Musgo+Perlita)

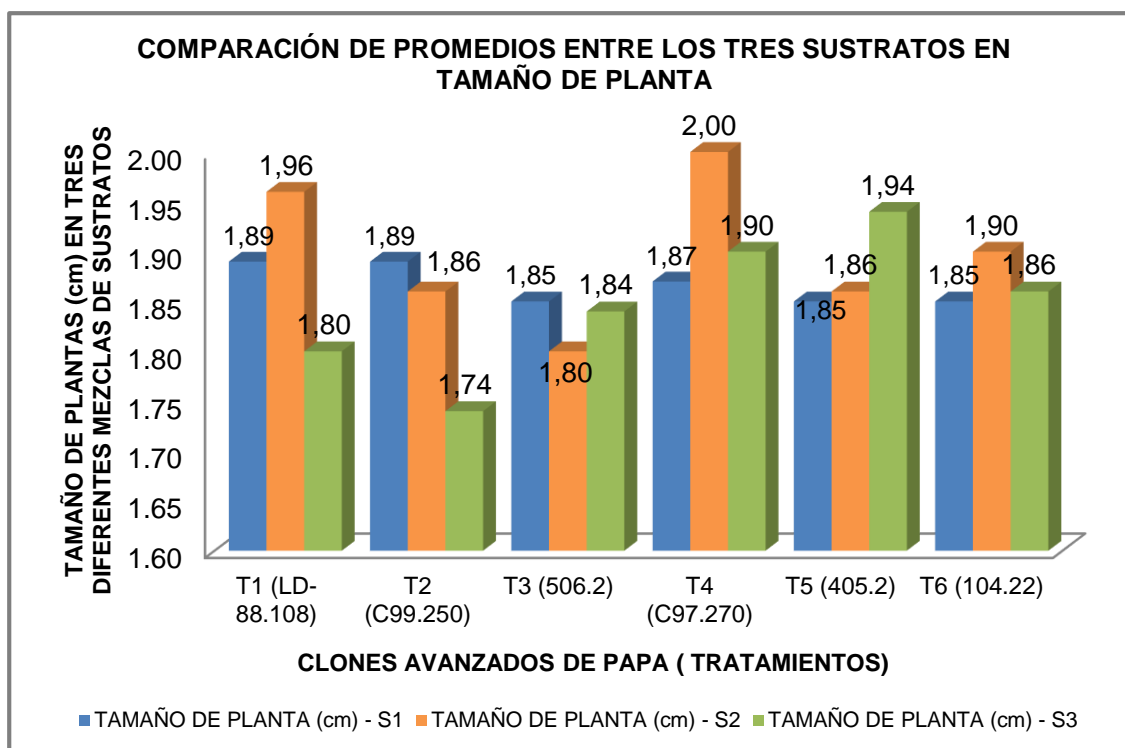


Figura 34. Comparación del promedio para el tamaño de planta (cm) en tres diferentes mezclas de sustratos

Se hizo un promedio general por cada sustrato para poder encontrar el promedio más alto con los tres tipos de mezclas de sustratos (S1, S2 y S3) probados, del mismo se logró determinar que el sustrato 2 (S2- Compost + Arenilla + Perlita) obtuvo el mayor promedio general con 1,90 centímetros, seguido del sustrato 1 (S1- Humus + Arenilla + Perlita) con 1,87 cm de promedio, siendo el sustrato 3 (S3-Compost+Musgo+Perlita) el que obtuvo el promedio más bajo. A continuación se muestra la figura de comparación de promedios generales para el parámetro tamaño de planta de los clones avanzados de papa sembrados en tres diferentes mezclas de sustratos ya mencionados anteriormente.

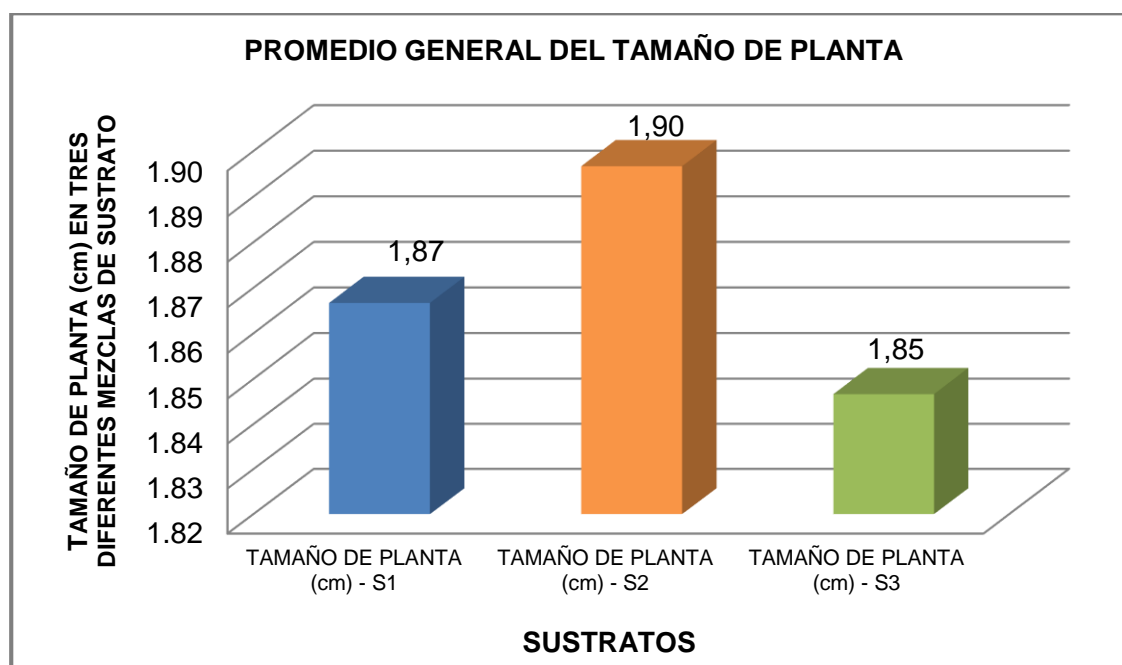


Figura 35. Comparación del promedio general para el tamaño de planta (cm) en tres diferentes mezclas de sustratos

B. Grosor de tallo (cm)

Para el grosor de tallo se encontró diferentes respuestas, siendo el sustrato 2 (S2-Compost+Arenilla+Perlita) superior a los demás sustratos con dos tratamientos T1 (LD-88.108) y T2 (C99.250). El sustrato 3 (S3-

Compos+Musgo+Perlita) también obtuvo los promedios más altos con los tratamientos T3 (506.2) y T6 (104.22). Los promedios más bajos fueron aquellas plantas sembradas en el sustrato 1 (S1-Humus+Arenilla+Perlita), este resultado también se muestra anteriormente ya que con el sustrato 1 se obtuvo el promedio más bajo en lo que respecta al tamaño de planta.

Al efectuar el promedio general se muestra que los tratamientos sembrados en el sustrato 2 (S2-Compost+Arenilla+Perlita) y 3 (S3-Compos+Musgo+Perlita) obtuvieron el mismo valor, siendo ambos superior a los clones sembrados en el sustrato 1 (S1-Humus+Arenilla+Perlita).

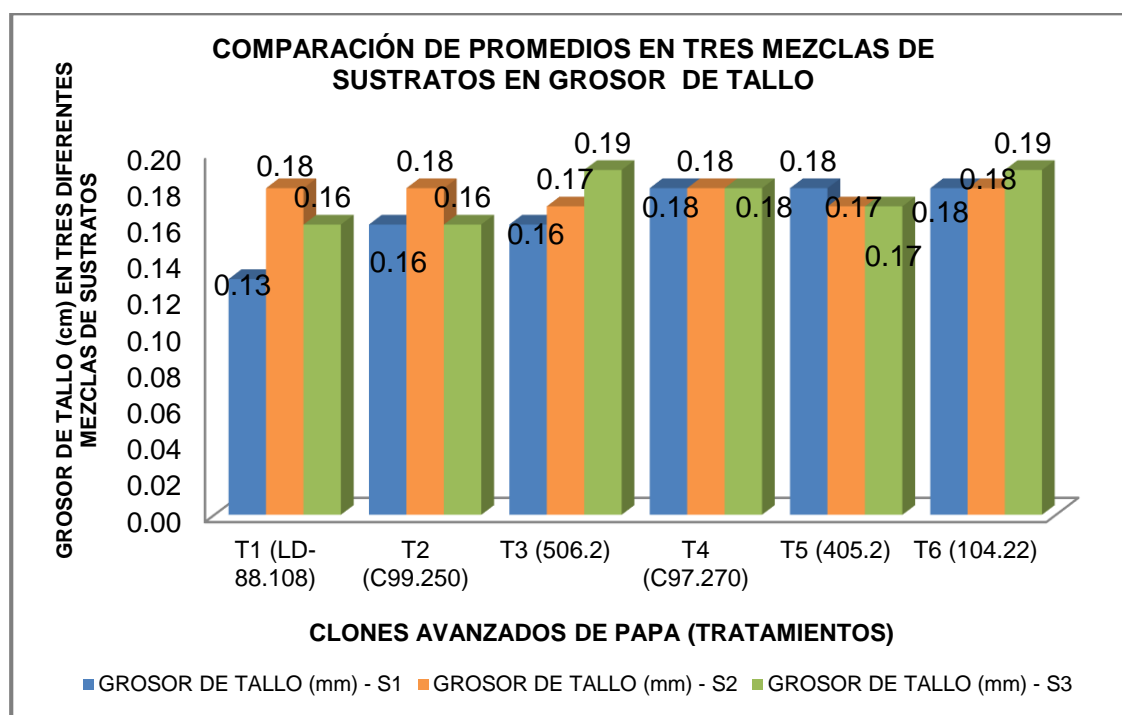


Figura 36. Comparación de promedios para el grosor de tallo (cm) en tres diferentes mezclas de sustratos.

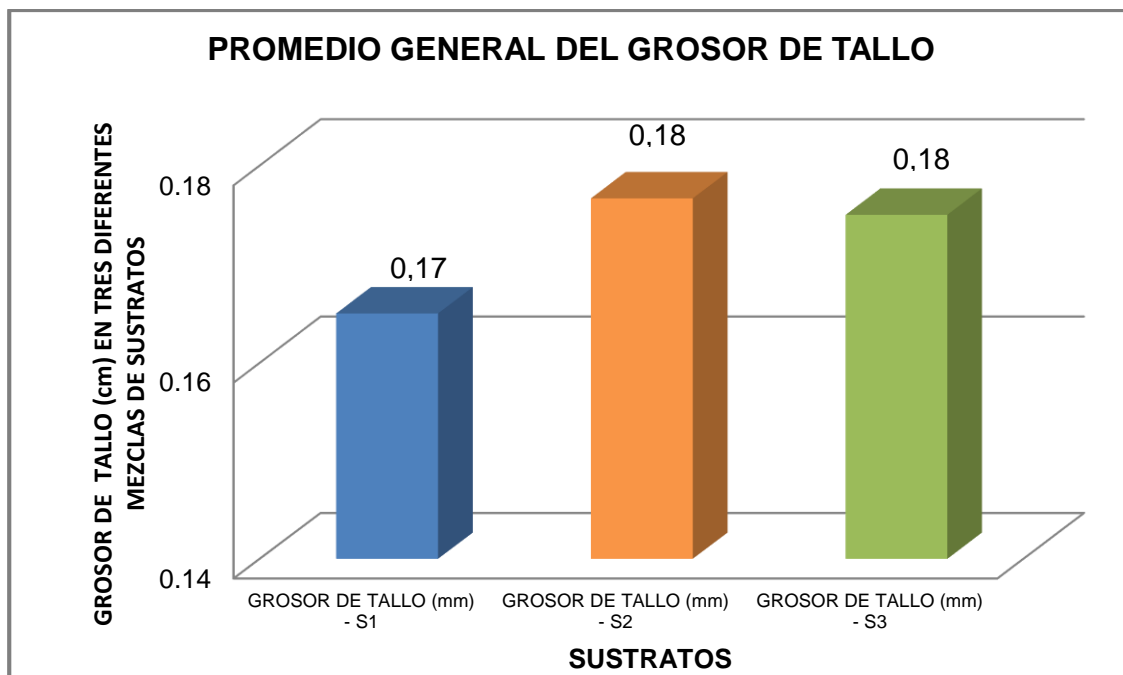


Figura 37. Comparación del promedio general para el grosor de tallo (cm) en tres diferentes mezclas de sustratos.

C. Número de hoja por planta

Para el número de hojas por planta se muestra que el sustrato 1 (S1-Humus+Arenilla+Perlita) y el sustrato 2 (S2-Compost+Arenilla+Perlita) obtuvieron los promedios más altos, es decir los clones que fueron sembradas en dichos sustratos presentaron los promedios más altos en el número de hojas por planta. Los clones sembradas en el sustrato 3 (S3-Compos+Musgo+Perlita) presentaron promedios más bajos que los que fueron sembradas en los sustratos antes mencionados como superiores.

A continuación se presenta la figura de comparación de promedios entre los tres sustratos, se muestra que cada clon fue sembrada con los tres sustratos antes mencionadas, y que en definitiva los mejores sustratos para este parámetro fueron sustrato 1 y sustrato 2.

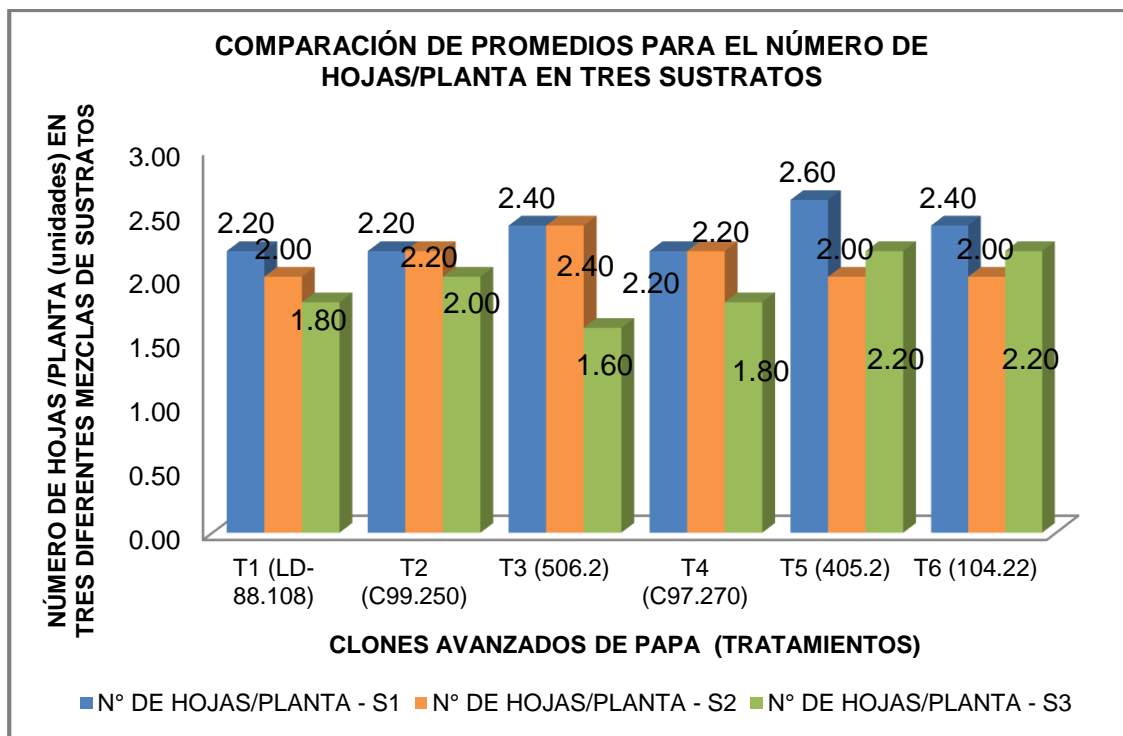


Figura 38. Comparación de promedios para el número de hojas/planta en tres diferentes mezclas de sustratos

En la siguiente grafica se muestra el promedio global de todos los clones agrupados por tipos de sustratos, es decir se hizo la sumatoria de sus valores agrupándoles de acuerdo al tipo de sustrato. Este valor nos muestra que el sustrato1 fue ligeramente superior al sustrato 2, pero ampliamente superior al sustrato 3.

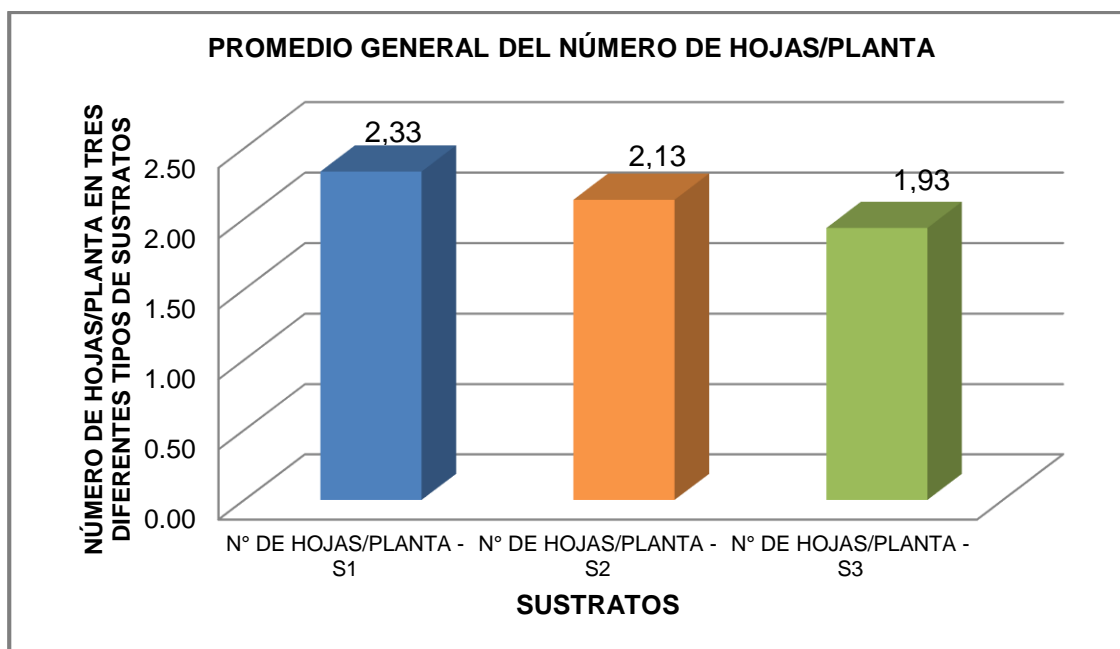


Figura 39. Comparación de promedio general para el número de hojas/planta en tres diferentes mezclas de sustratos

D. Número de entrenudos

Para el número de entrenudos por planta se muestra que el sustrato 1 (S1-Humus+Arenilla+Perlita) y el sustrato 2 (S2-Compost+Arenilla+Perlita) obtuvieron los promedios más altos, es decir los clones que fueron sembradas en dichos sustratos presentaron los promedios más altos en el número de entrenudos por planta. El promedio más alto se obtuvo con el sustrato 1 (2,60 entrenudos/planta) con el clon 405.2, seguido muy de cerca del sustrato 2 (2,40 entrenudos/planta). El promedio más bajo lo obtuvo el clon 506.2 sembrada en el sustrato 3 (S3-Compos+Musgo+Perlita) con 1,60 de promedio.

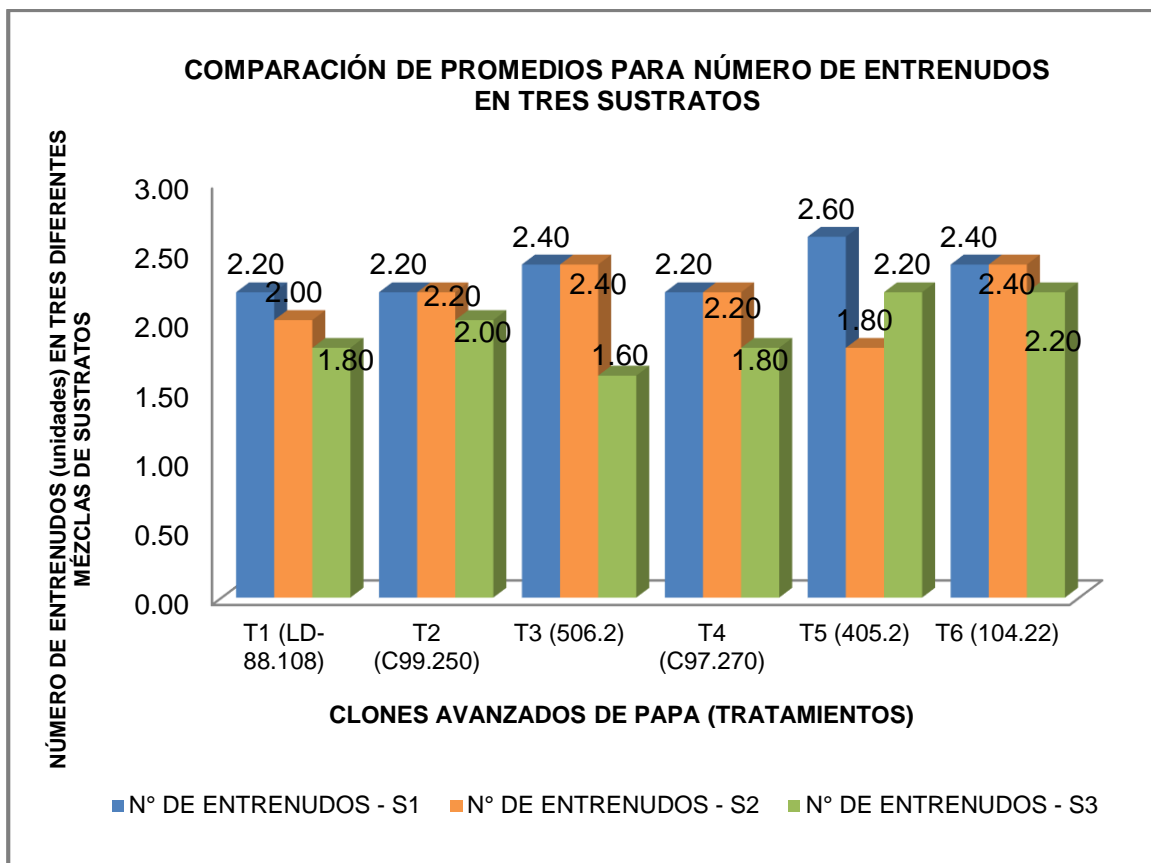


Figura 40. Comparación de promedio para el número de entrenudos en tres diferentes mezclas de sustratos

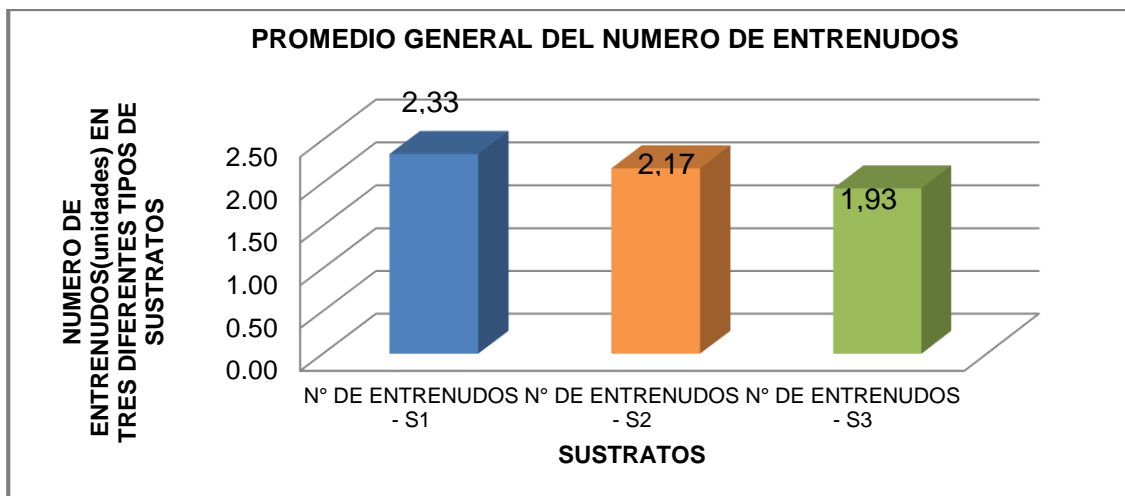


Figura 41. Comparación de promedio general para el número de entrenudos en tres diferentes mezclas de sustratos

E. Número de tuberculillo por planta

Para el número de tuberculillos por planta se muestra que los clones sembrados en el sustrato 1 (S1-Humus+Arenilla+Perlita) y el sustrato 2 (S2-Compost+Arenilla+Perlita) obtuvieron los promedios más altos, es decir los clones que fueron sembrados en dichos sustratos presentaron los promedios más altos en el número de tuberculillos por planta. El promedio más alto se obtuvo con el sustrato 2 con 4,20 tuberculillos/planta de promedio con el clon 104.22. Con el sustrato 1 el promedio más alto fue de 3,80 tuberculillos/planta con el clon 104.22; y el promedio más bajo se obtuvo con el clon C97.270 sembrada con el sustrato 3 (S3-Compos+Musgo+Perlita) con 2,20 de promedio.

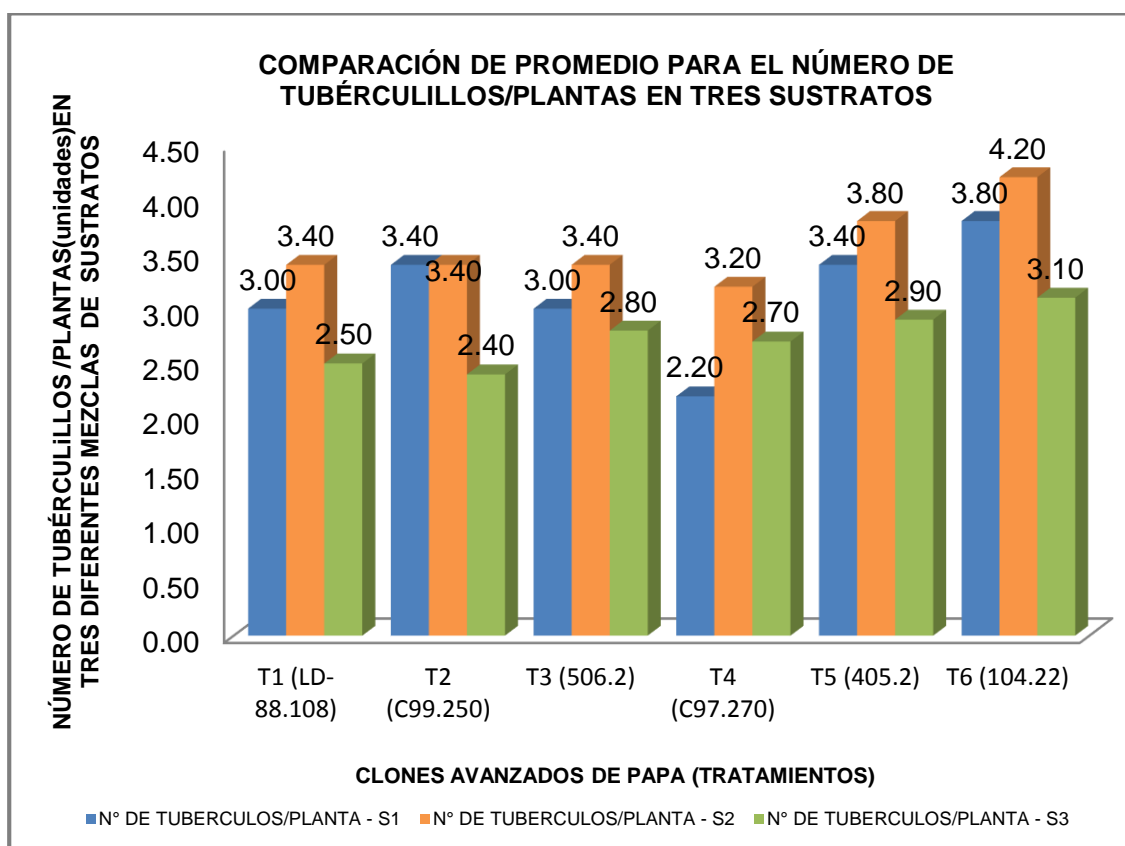


Figura 42. Comparación de promedio para el número de tuberculillos/planta en tres diferentes mezclas sustratos

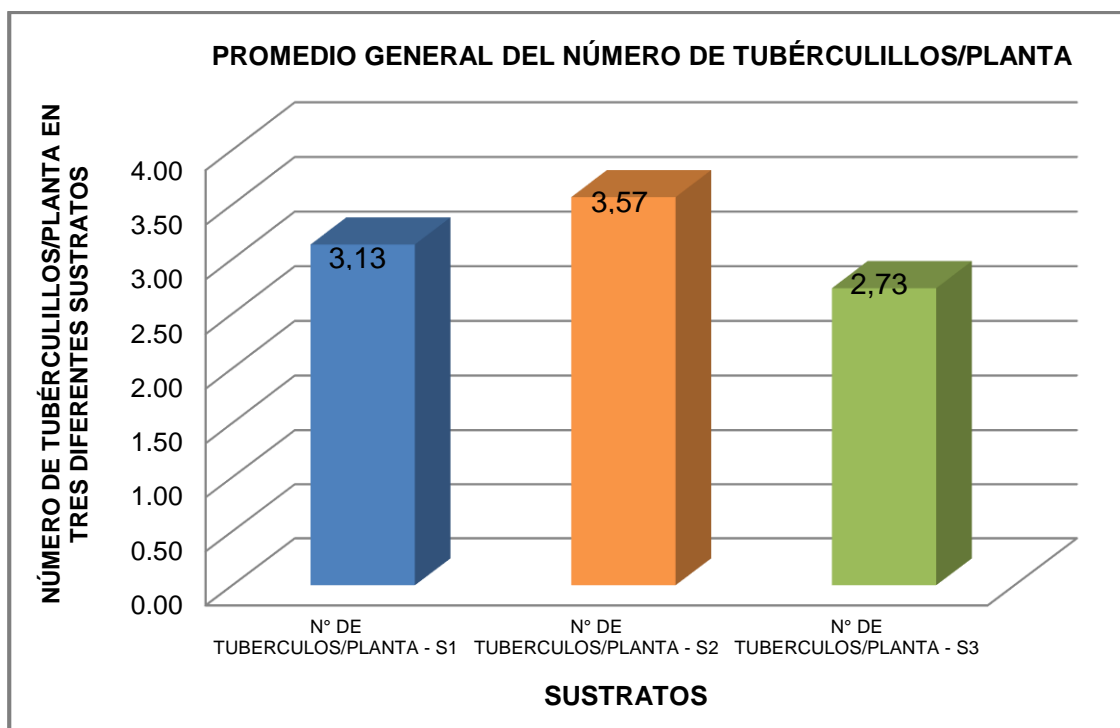


Figura 43. Comparación de promedios generales para el número de tuberculillos/planta en tres diferentes mezclas de sustratos

F. Peso de 10 tuberculillos (gramos)

Para el número de tuberculillos por planta se muestra que los clones sembrados en el sustrato 1 (S1-Humus+Arenilla+Perlita) y el sustrato 2 (S2-Compost+Arenilla+Perlita) obtuvieron los promedios más altos, es decir los clones que fueron sembrados en dichos sustratos presentaron los promedios más altos en el número de tuberculillos por planta. El promedio más alto se obtuvo con el sustrato 2 con 80,83 tuberculillos/planta de promedio con el clon 104.22. Con el sustrato 1 el promedio más alto fue de 3,80 tuberculillos/planta con el clon 104.22; y el promedio más bajo se obtuvo con el clon C97.270 sembrada con el sustrato 3 (S3-Compos+Musgo+Perlita) con 36,20 de promedio.

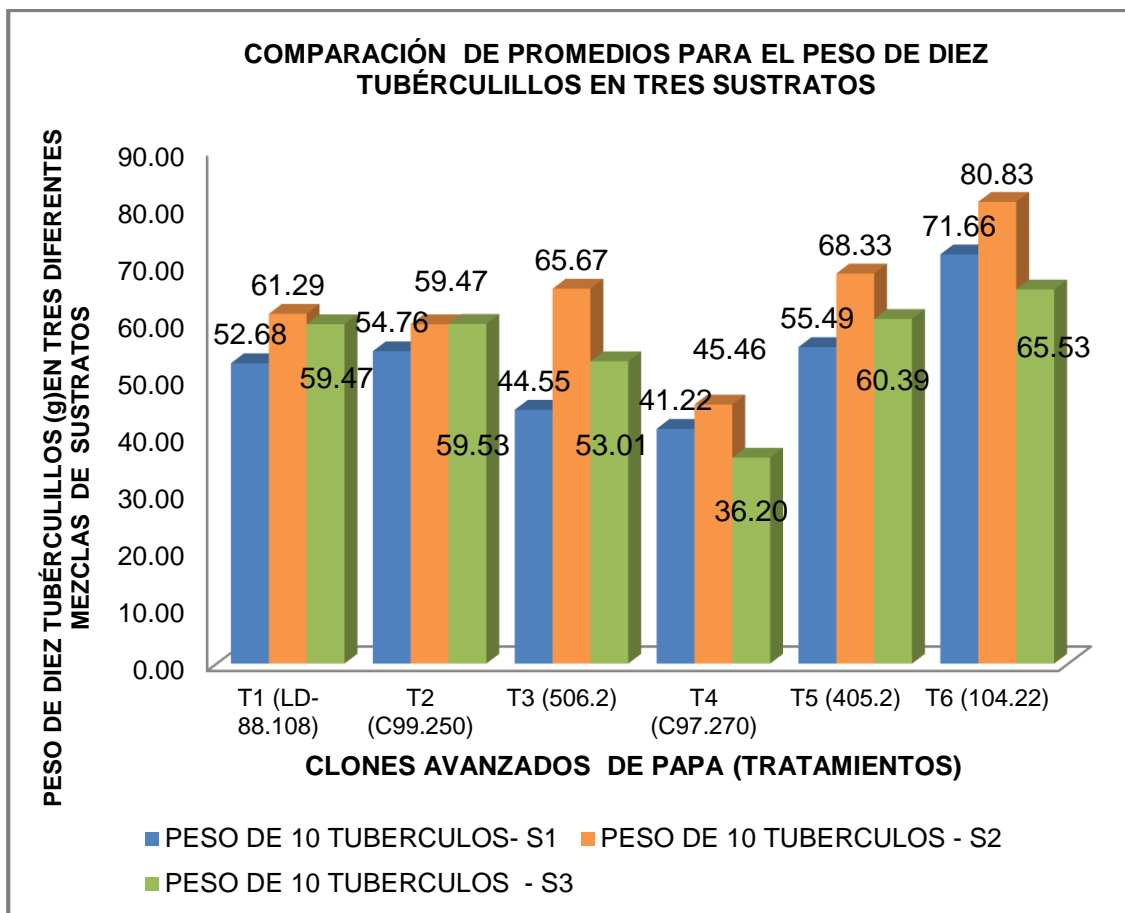


Figura 44. Comparación de promedios del peso de diez tuberculillos en tres diferentes mezclas de sustrato

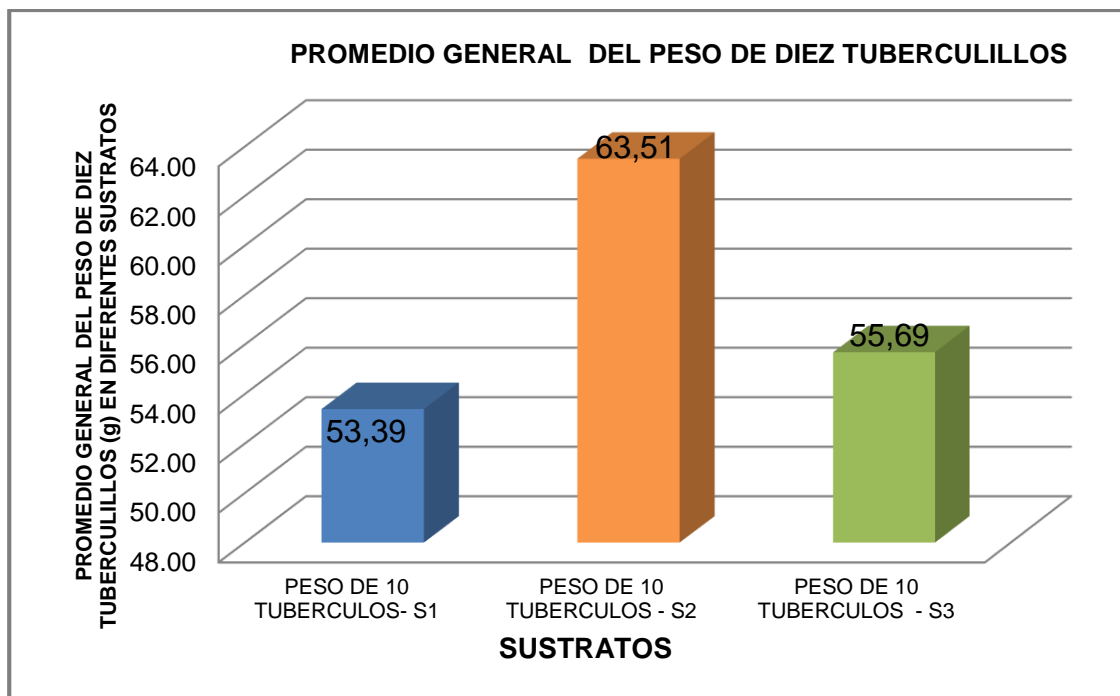


Figura 45. Comparación de promedio general del peso de diez tuberculillos en tres diferentes mezclas de sustratos.

4.2.3. Etapa de caracterización morfológica y agronómica

4.2.3.1. Caracterización morfológica

Para esta etapa se realizó la siembra de los explantes procedentes de la etapa de multiplicación, y para lo cual se aclimataron 20 plantas por cada clon con el mejor sustrato (S2: compost +Arenilla +Perlita). Se seleccionaron 10 plantas al azar para realizar la caracterización respectiva.

A. Entrenudos de los tallos

Se puede apreciar que los clones LD.88-108, C99.250, 506.2 y 405.2 presentaron la característica tipo 1, entrenudos muy cortos (menores de 3 cm). Los clones C97.250 y 104.22 presentaron la característica tipo 2 en la caracterización de la longitud de entrenudos, entrenudos cortos. (3-5 cm)

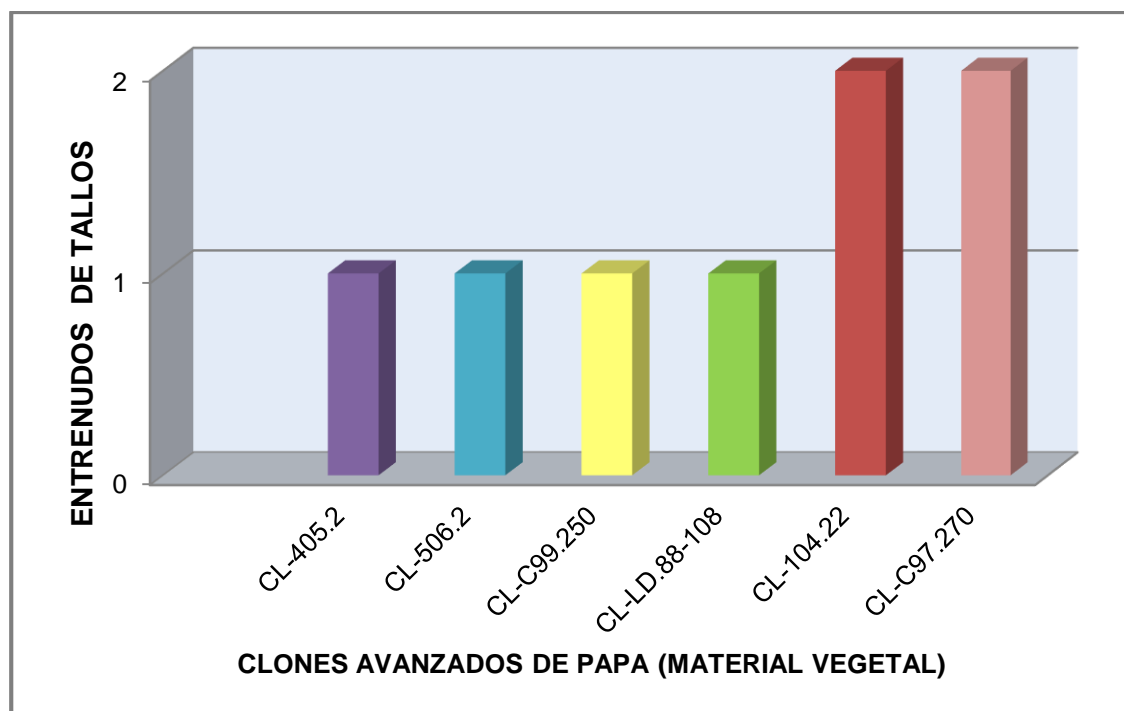


Figura 46. Caracterización de la longitud de entrenudos de los tallos.

B. Hábito de planta

Para tal descripción se utilizó la siguiente referencia de la tabla de caracterización morfológica de papa del INIA. En la siguiente figura se puede apreciar que los clones LD.88-108 y 405.2 son de característica tipo 1- Erecto. Los clones C99.250, 506.2 y C97.250 presentaron el tipo 2 – Semi-erecto. El clon 104.22 presentó el hábito de planta tipo 3 – Decumbente.

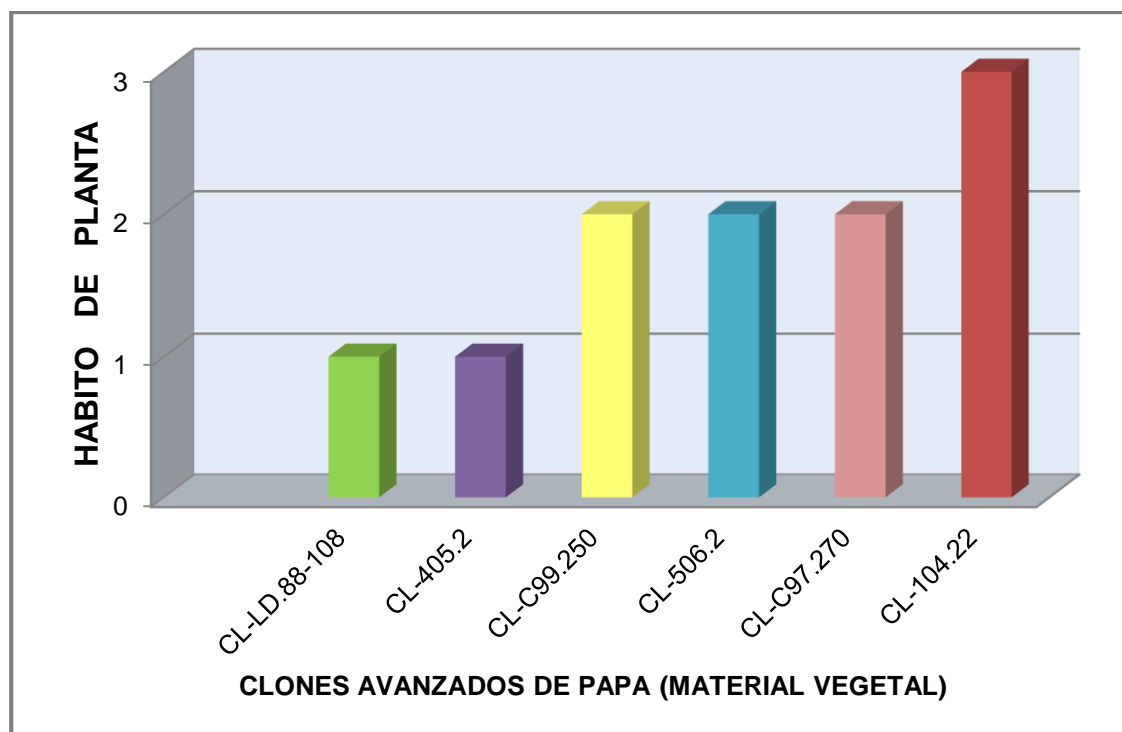


Figura 47.Hábito de la planta

C. Pigmentación de los tallos

La pigmentación fue evaluada considerando toda la rama, desde la base hasta el ápice. Se considera los siguientes colores: verde, verde con pocas manchas, verde con muchas manchas, pigmentado con abundante verde, pigmentado con poco verde, rojizo, moderado. Todos los clones presentaron el tipo 1 – verde.

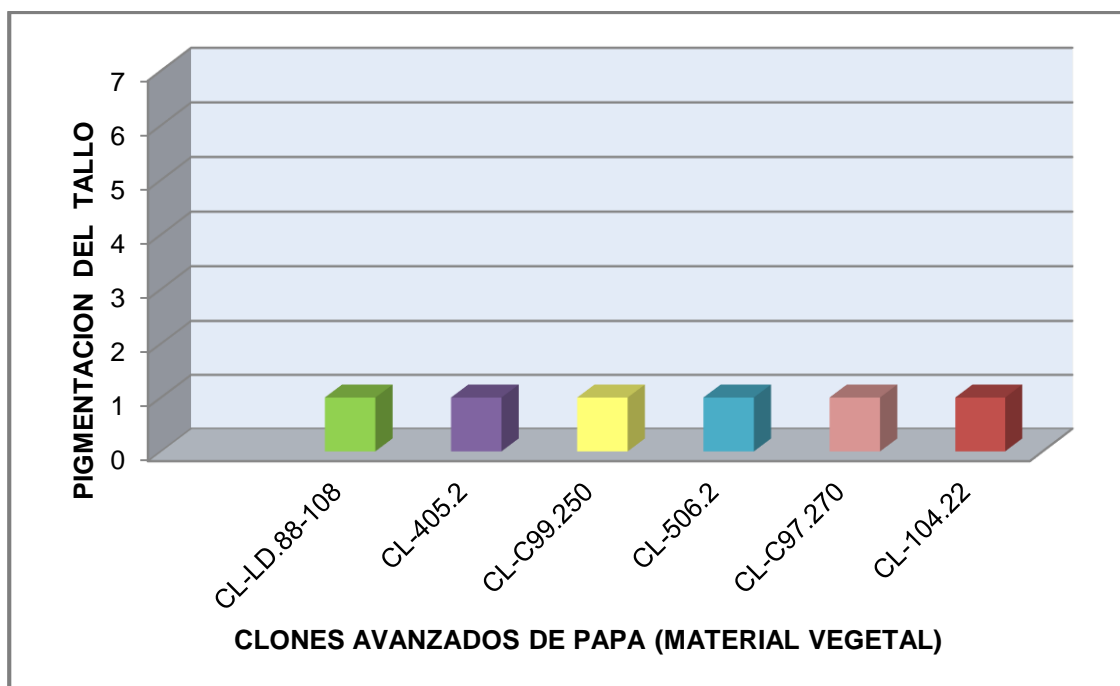


Figura 48.Caracterización de pigmentación de tallos.

D. Perfil general de la hoja

Las hojas tienen diferentes perfiles, la cual se determina a través del descriptor del CIP. Para la característica del perfil general de la hoja se tomaron en cuenta los siguientes: Redondeada, Reniforme (forma de riñón), Cordada (forma de corazón), Triangular, Astada (trilobular y en forma de lanza con lóbulos basales), Lobulada y Casi Dividida. Los clones que presentaron la característica de tipo 1 – redondeada fueron: LD.88-108, 506.2, C97.250 y 405.2. Los clones C99.250 y 104.22 presentaron la característica de tipo 2 - reniforme (ligeramente redondeada).

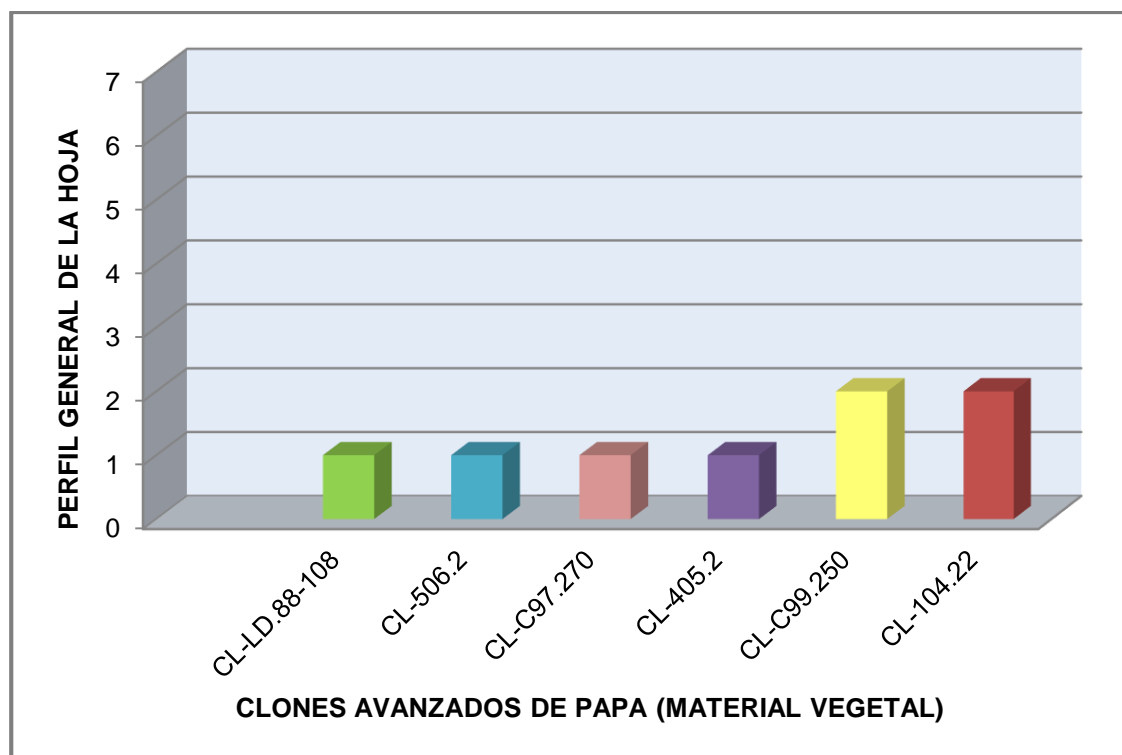


Figura 49. Perfil general de la hoja

E. Profundidad de ojos

Para la profundidad de ojos se tienen 5 indicadores: 1-Sobresaliente, 3-Superficial, 5-Medio, 7-profundo y 9-Muy profundo. Los clones LD-88.108, C99.250, C97.270, 405.2, y 104.22 presentaron la característica del tipo 3 – tubérculos con ojos superficiales, mientras que el clon 506.2 presento la característica de profundidad de ojos tipo 5- ojos me profundidad Medio.

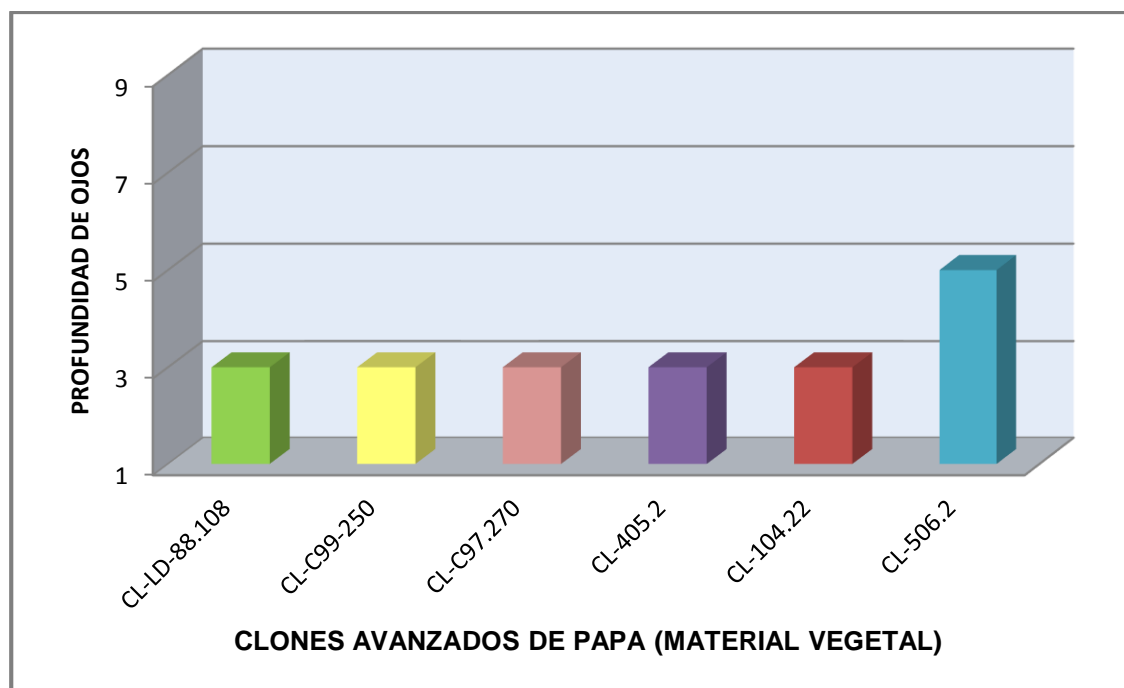


Figura 50. Profundidad de ojos.

F. Color predominante del brote

Para el color predominante del brote se tienen 5 niveles: 1-Blanco-verdoso, 2-Rosado, 3-Rojo, 4-Morado y 5-Violeta. Los clones LD-88.108, C99.250, 506.2, 405.2, y 104.22 presentaron la característica del tipo 1 – tubérculos con color predominante de brote blanco-verdoso, mientras que el clon C97.270 presentó la característica de tipo 4-color predominante de brote morado.

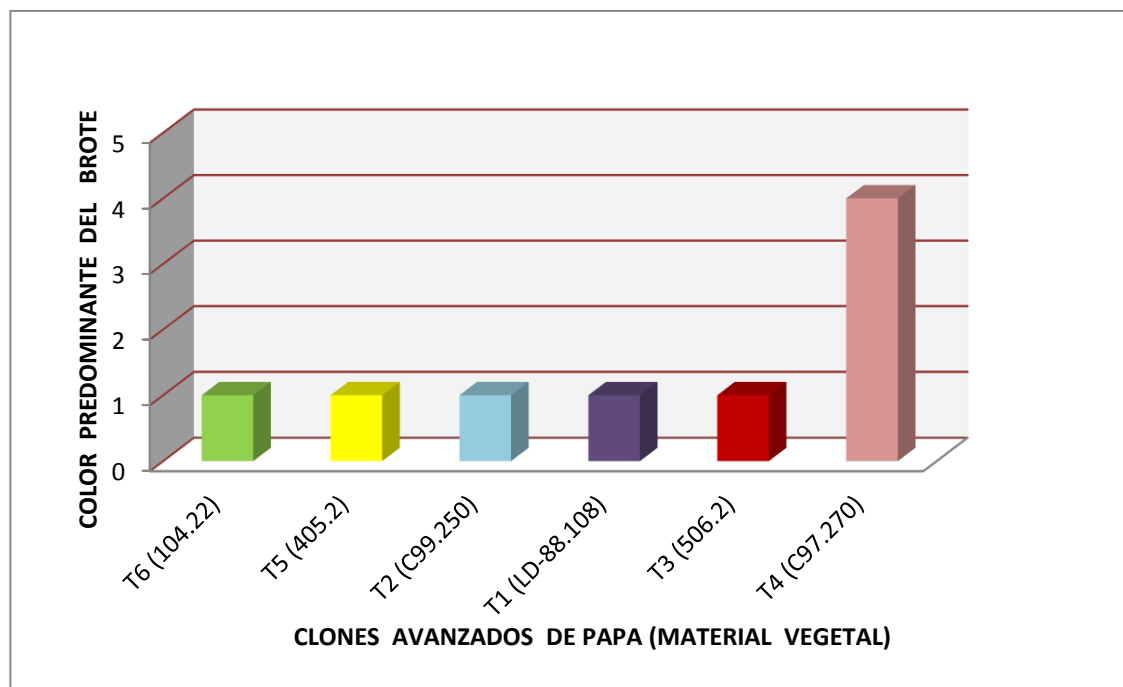


Figura 51. Color predominante del brote

G. Color e intensidad predominante de color de la piel del tuberculillo

La tabla del descriptor está conformada por 10 colores diferentes en una columna (1 – Blanco-crema, 2 – Amarillo, 3 – Anaranjado, 4 – Marrón, 5 – Rosado, 6 – Rojo, 7 – Rojo-morado, 8 – Morado y 9 – Negruzco) y para cada color se tienen 3 grados de escala como máximo que determinan la intensidad de color primario (1- pálido/claro, 2 – intermedio, y 3 – intenso/oscuero). Los clones 405.2 y 104.6 presentan la color de piel tipo 2. El clon LD-88.108 presenta el tipo 1, el clon C99.250 el tipo 5, el clon 506.2 el tipo 3 y el clon C97.270 presenta el tipo 6 de la color de piel del tuberculillo.

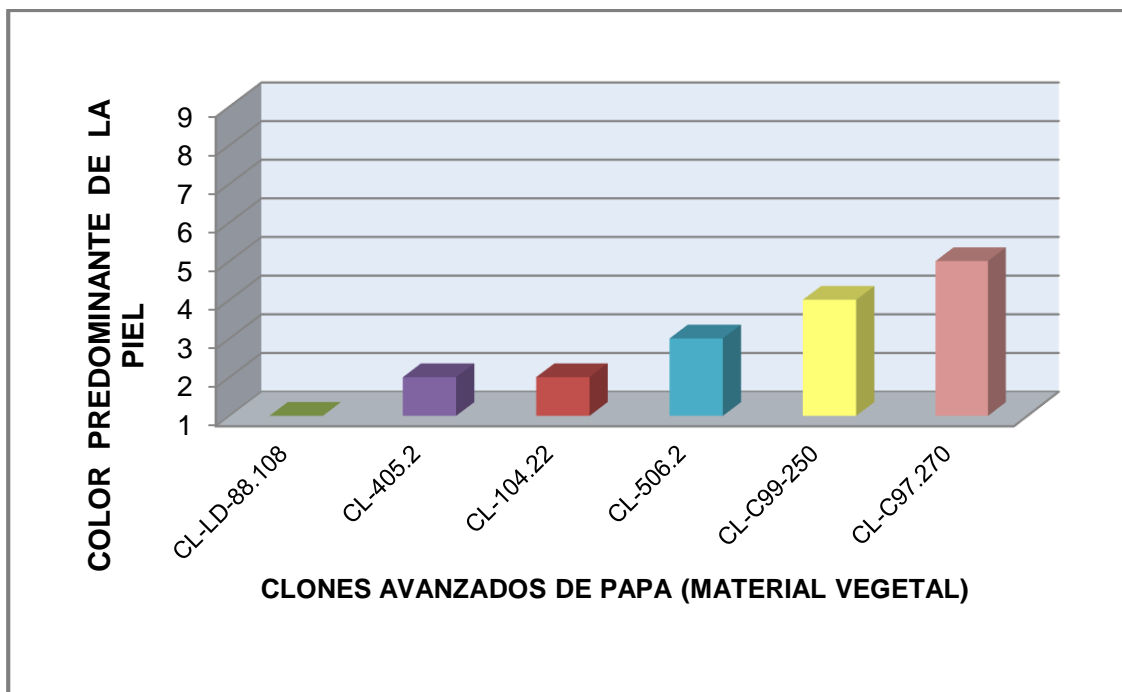


Figura 52. Color predominante de la piel

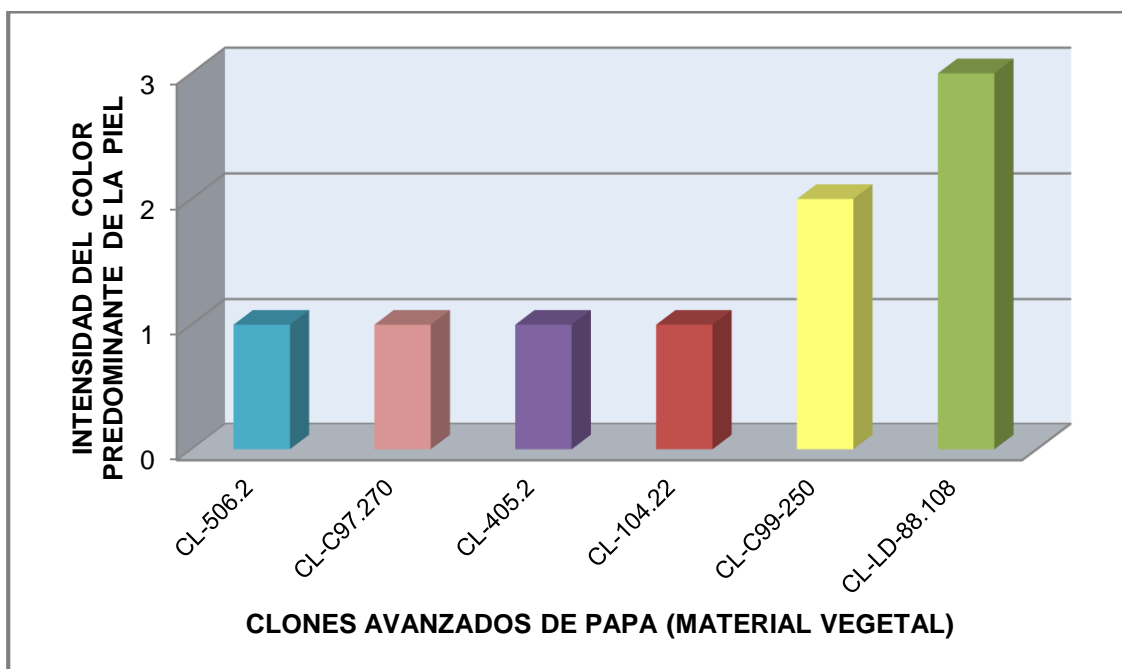


Figura 53. Intensidad del color predominante de la piel

H. Color secundario y distribución del color secundario de la piel

El color secundario se determina mediante la observación de los tuberculillos cosechados, encontrándose que todos los clones no presentan coloración secundaria del color de piel y por lo tanto tampoco se presenta la distribución del color secundario de la piel. El color secundario de piel fue de tipo 0 - Ausente para todos los clones y la distribución del color secundario de la piel también fue de tipo 0 – Ausente.

La distribución del color secundario de la piel no se caracterizó ya que la presencia de dicha característica no estuvo presente en ninguno de los seis clones que se caracterizaron.

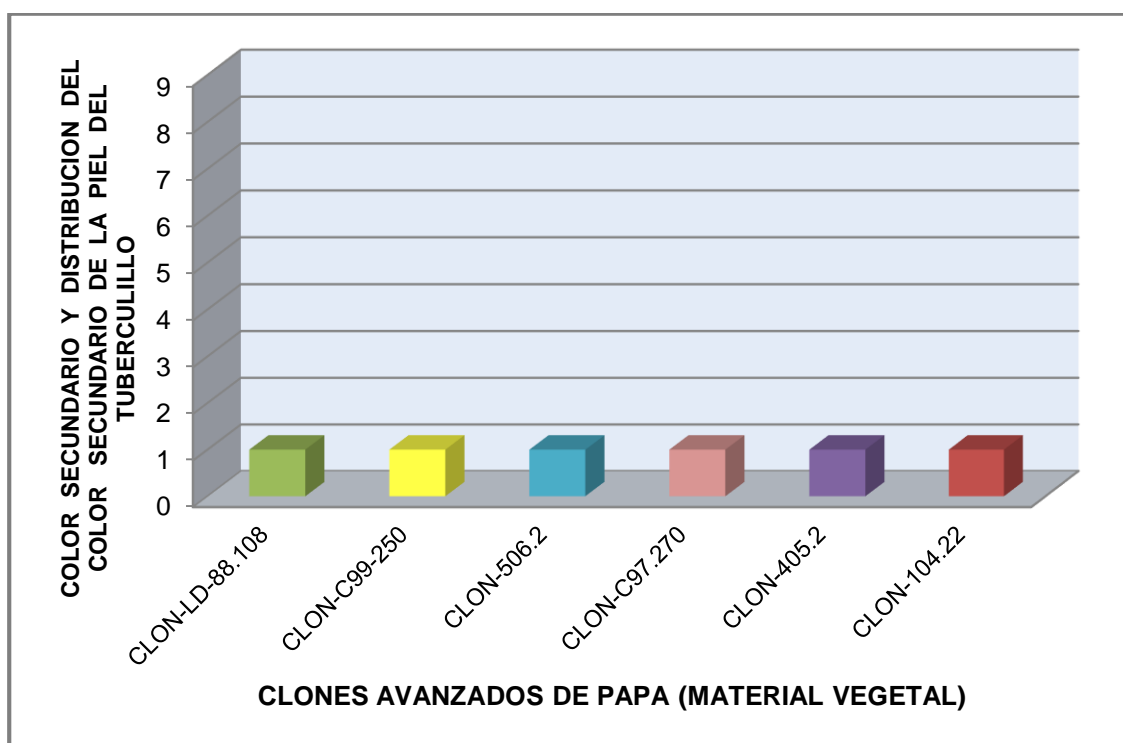


Figura 54. Color secundario y distribución del color secundario de la piel

I. Forma general del tuberculillos

Los clones LD-88.108, C97.270, 405.2, y 104.22 son de característica tipo 3 – tubérculos ovalados, mientras que los clones C99.250 y 506.2 presentaron la característica de tipo 2- tuberculillos redondos. Para la descripción de la forma general del tuberculillo se tienen en cuenta 8 características que van desde el 1: comprimido hasta la 8: alargado.

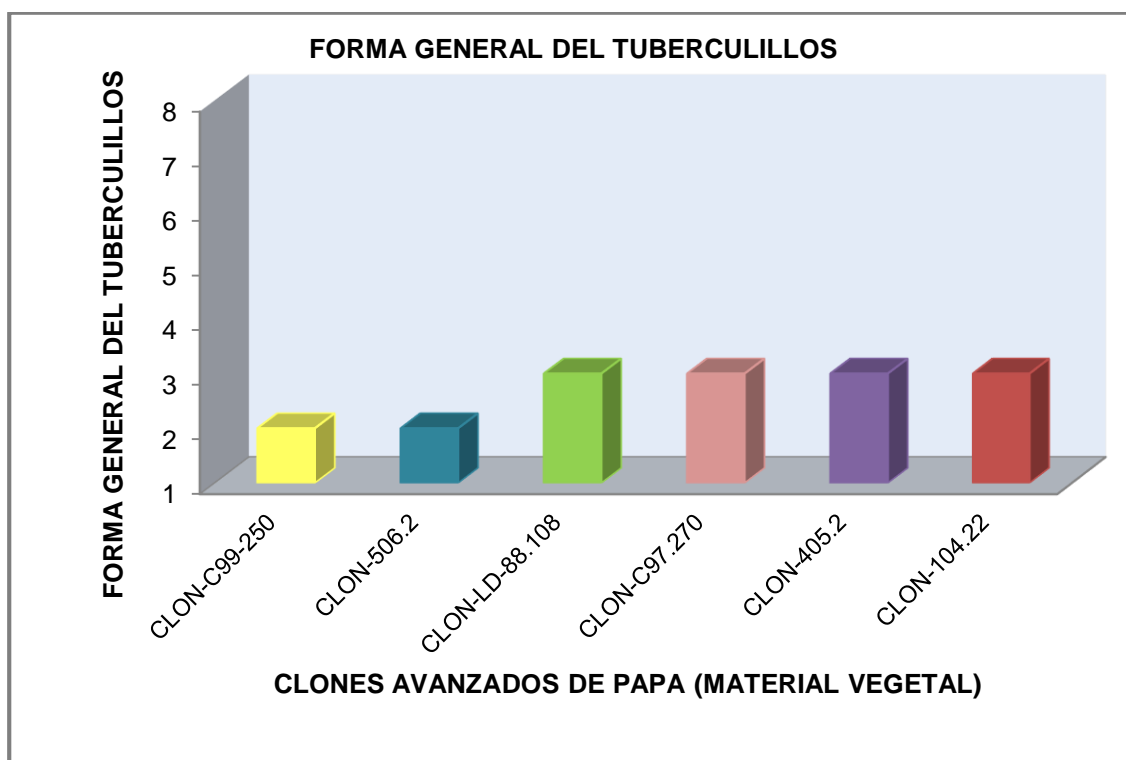


Figura 55. Forma general del tuberculillos

4.2.3.2. Caracterización agronómica

La caracterización agronómica es la etapa final, esta etapa se realizó después de haber establecido la producción de tuberculillos bajo cobertizo.

A. Tamaño de tuberculillos

El tamaño de tuberculillo tiene 3 indicadores: 1-pequeño (menor o igual a 50 g), 3-mediano (51 a 80 g) y 5 -grande (mayor a 80 g). El promedio del peso de tuberculillo/ clon es variable que van desde 4,10 a 20,80 gramos/tuberculillo, de lo cual se deduce que todos los clones están dentro de la característica tipo 1 – tuberculillos menor o igual a 50 gramos. Por lo que se debe considerar que la categoría 1 incluye todos los tuberculillo menores a 50 g.

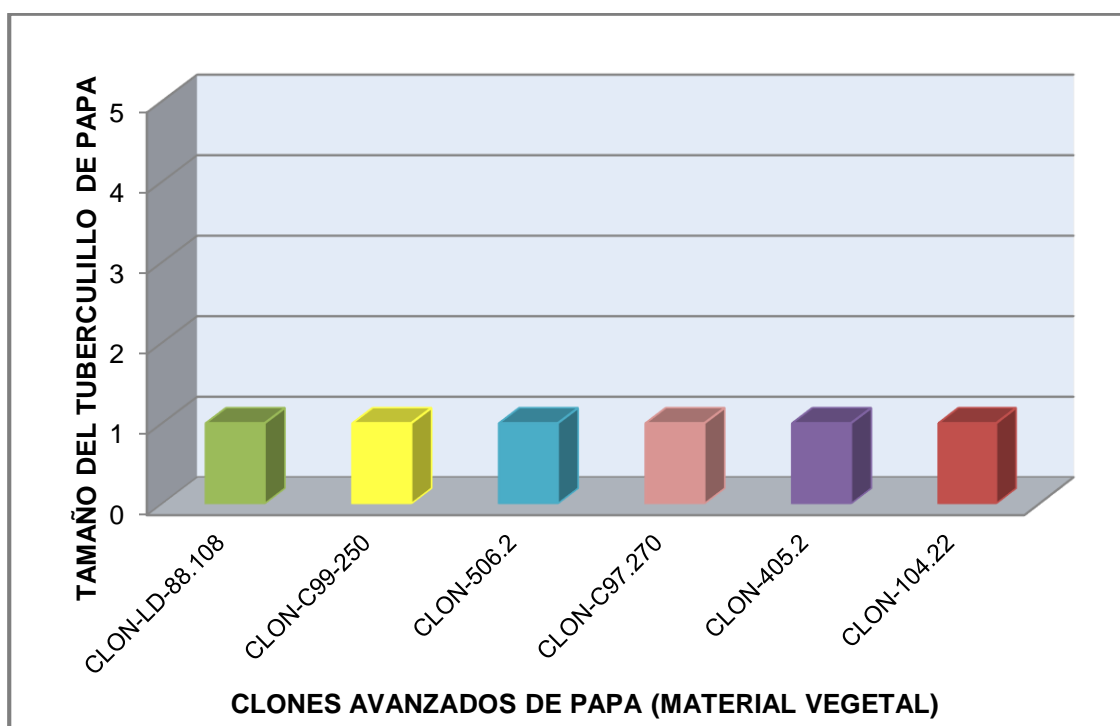


Figura 56. Tamaño de tuberculillos de papa

B. Número de tuberculillos por planta

Para la caracterización del número de tuberculillos/planta se tienen en cuenta tres niveles: el primero (1) Escaso: menor o igual a 10 tubérculos/planta, segundo (2) Mediano: de 11 a 25 tubérculos/planta y tercero (3) Abundante: mayor a 25 tubérculos/planta.

Los promedios variaron de 2,97 a 3,70 tuberculillos por planta en unidades por planta, el primer promedio corresponde al CLON: LD-88.108 y el segundo al CLON: 104.22.

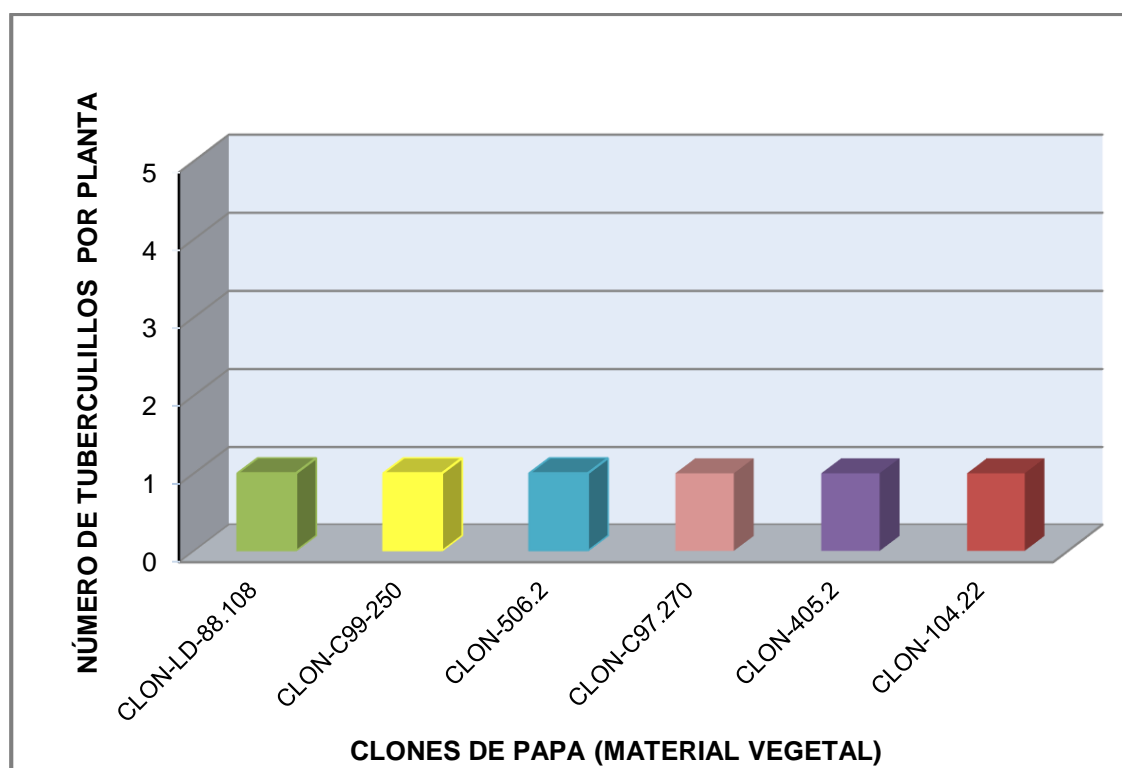


Figura 57. Número de tuberculillos por planta

V. DISCUSIÓN

5.1. Multiplicación

5.1.1. Supervivencia de microesquejes a los 7 y 15 días

De las evaluaciones realizadas en cada clon con quince unidades experimentales, empleando tres tipos de explantes; Se observó que el clon seis, no mostro ningún explante muerto; esto quiere decir que para multiplicar esta línea de papa se puede emplear los tres tipos de explantes (entrenado con una hoja, entrenado con dos hojas y con yema terminal). En líneas generales los seis clones mostraron supervivencia en esta etapa de multiplicación con el 80%. Esta evaluación nos ayuda a determinar la repuesta de los diferentes clones tanto al tipo de explante, y al protocolo en la multiplicación.

Este tipo de evaluaciones no se ha reportado en otros trabajos similares de la micropropagación en cultivos de papa.

Altura de plántulas a los 7,15, 21 y 28 días después de siembra

La siembra *in vitro* fue distribuida en 18 tratamientos con 5 repeticiones cada una, en los cuales se realizó la evaluación de este parámetro para conocer la respuesta del tipo de explante asociado al clon en lo que respecta al crecimiento de los explantes bajo condiciones de laboratorio. El análisis de variancia nos muestra un efecto altamente significativo para este parámetro lo cual nos indica que los diferentes tipos de explantes asociados a un clon determinado tuvieron respuestas diferentes. Al analizar los resultados obtenidos se aprecia que los clones: 2,3,5 y 6 mostraron repuesta positivas al tipo de yema terminal con los mayores promedios en tamaño; con promedios menores a 6.70 cm también respondieron los clones 4y1al mismo tipo de explante; el tipo de explante de entrenado con dos hojas obtuvo el segundo lugar en tamaño de planta, todo esto nos indica que el explante ideal para la multiplicación es de

yema terminal, para los diferentes clones estudiados seguido del explante de entrenudo de dos hojas.

Si comparamos los resultados de crecimiento de los brotes (plántulas o plantas *in vitro*) con los resultados obtenidos por Dodds (1999) donde señala que logró la mayor cantidad de brotes (470) y el 78% de los brotes presentaron el mayor tamaño(>2cm) un determinado biorreactor podemos afirmar que nuestros resultados fueron ampliamente superiores ya que obtuvimos el promedio más bajo a los 28 días después de la siembra *in vitro* de 4.30 cm y el promedios más alto a los 28 días fue de 9,04 centímetros.

5.2. Aclimatación

En la etapa de aclimatación se evaluó la supervivencia de las plántulas extraídas de la etapa de multiplicación. En laboratorio se realizó con referencia a nuestro mejor tratamiento en lo que respecta al tipo de explante empleado, que resultó ser la yema terminal (bajo los protocolos de laboratorio establecidos).

5.2.1. Sustrato 1: Humus + Arenilla + Perlita

La siembra se realizó bajo cobertizo en envases de tecnopor, efectuándose 5 repeticiones por cada clon sembrado. La respuesta a este sustrato muestran respuestas variadas en los diferentes parámetros evaluados como: tamaño de planta, grosor de tallo, número de hojas, número de raíz, número de entrenudos evaluados a los siete días después de la siembra.

Realizado en análisis de variancia para todos los parámetros se encontró que no presentan diferencias estadísticas para ningún caso, dicho resultado se corrobora en cada una de las pruebas de Tukey. Para el primer parámetro las plantas más alta fueron de los tratamientos T2 (C99.250) y T1 (LD-88.108) con 1,90 cm cada uno, para el grosor de tallo los tratamientos T4 (C97.270), T5 (405.2) y T6 (104.22) obtuvieron el mismo promedio 0,18 cm cada uno, con respecto al número de hojas los tratamientos T5 (405.2), T6 (104.22) y T3 (506.2)

obtuvieron los mismos promedios 2,40 hojas/planta, respecto a la variable número de raíces/planta se encontró en la prueba de Tukey una cierta diferencia entre los tratamientos siendo el mejor tratamiento T4 (C97.270) que obtuvo 3,00 de promedio y finalmente para el número de entrenudos el mejor tratamiento fue T5 (405.2) con 2,60 de promedio.

5.2.2. Sustrato 2: Compost + Musgo + Perlita

La siembra de las plántulas de papa en este sustrato se realizó bajo los mismos criterios que la anterior y se evaluaron los mismos parámetros a los siete días después de la siembra.

El análisis de variancia efectuado para todos los parámetros evaluados (anteriormente mencionados) nos muestran que no existen diferencias estadísticas significativas entre los diferentes tratamientos (clones de papa) y en la prueba de Tukey se muestra que ninguna de las variables muestra valores significativos tanto al nivel de significación del 1 y 5%.

Para el parámetro tamaño de planta el mejor tratamiento fue T4 (C97.270) con 2,00 de promedio, con respecto al grosor de tallo los tratamientos T4 (C97.270), T6 (104.22), T2 (C99.250) y T1 (LD-88.108) obtuvieron 0,18 cm de promedio, para el número de hojas el primer lugar fue para el tratamiento T3 (506.2) con 2,40 hojas/planta, con respecto al parámetro número de raíz el tratamiento T3 (506.2) obtuvo el promedio más alto de 2,40 y para el número de entrenudos los mejores tratamientos fueron T6 (104.22) y T3 (506.2) con 2,40 entrenudos/planta.

5.2.3. Sustrato 3: Humus + Arenilla + Perlita

La siembra de las plántulas de papa en este sustrato se realizó bajo los mismos criterios que la anterior y se evaluaron los mismos parámetros que la anterior a los siete días después de la siembra.

Para el tamaño de planta el tratamiento con el promedio más alto fue T5 (405.2) con 1,95 centímetros, con respecto al grosor de tallo los tratamientos T6 (104.22) y T3 (506.2) obtuvieron el mismo promedio de 0,19 centímetros, con respecto al número de hojas por planta los tratamientos T5 (405.2) y T6 (104.22) obtuvieron 2,20 de promedio, para la variable número de raíz el tratamiento que destacó con el promedio más alto fue T1 (LD-88.108) con 2,60 y para el número de entrenudos se tuvo que los tratamientos T5 (405.2), T6 (104.22) y T2 (C99.250) obtuvieron 2,20 de promedio.

5.3. Caracterización

5.3.1. Caracterización morfológica

Para la caracterización morfológica se evaluaron 10 plantas de cada clon en total se evaluaron 60 plantas (seis clones) y los resultados obtenidos indican que las características morfológicas de cada clon presentan ciertas variantes que son atribuidas al componente genético de cada uno.

5.3.2. Caracterización agronómica

Para la característica coloración de tubérculo (coloración de la piel o epidermis del tubérculo) al ser comparado con la Tabla de colores para descripción de tubérculos de papa del CIP-2009 nos muestra que el CLON 1 (LD-88.108) presenta una coloración de tipo uno y una escala de tres (ver tabla de coloración de tubérculos CIP-2009). Siguiendo con la caracterización agronómica de los seis clones de papa el CLON 2 (C99-250) también presenta características estables el color de tipo 4 y su escala de uno. El clon 4 también presentó caracteres estables con tipo de coloración cuatro y a escala de uno. La escala de la coloración de los tubérculos representa la intensidad del color.

Los clones de caracteres variables fueron el CLON 3 (506.2), CLON 5 (405.2) y CLON 6 (104.6) que presentaron dos variantes en la coloración de tubérculo. El CLON 3 (506.2) presentó coloración de tubérculo de tipo 4 y 1 a una

misma escala de uno; las evaluaciones realizadas al CLON 5 (405.2) muestra que este material genético también presentó dos variantes de coloración de tubérculo de tipo uno y dos a una escala de coloración uno; y finalmente el CLON 6 (104.6) presento dos variantes de coloración de tipo uno y dos a escala de uno.

VI.CONCLUSIONES

- El explante más adecuado para la multiplicación en los seis clones avanzados de papa, es la yema terminal.
- Los tres sustratos empleados en la producción de tuberculillos en clones avanzados de papa no mostraron diferencias estadísticas, es decir no influye significativamente en la producción.
- El sustrato uno (Humus + Arenilla + Perlita) con el T5 (405.2) influyo positivamente en el número de entrenudos; para el grosor de tallo con el sustrato tres(Compost +Musgo +Perlita) y T6(104.22);para el número de hojas el sustrato dos (Compost + Arenilla + Perlita) con el T1(LD-88.108) y para el tamaño de plantas con el T4(C97.270)
- De los seis clones avanzados en caracterización morfológica; el 65% son de tipo 1- entrenudos muy cortos y el 35 % del tipo 2-entrenudos cortos; en el habito de planta el 50% es de tipo 2-semi-erecto, el 35% es de tipo 1-erecto y el 15% de tipo 3-decumbente; en pigmentación de los tallos el 100% son de tipo1-verde; en perfil general de las hojas el 65% es de tipo 1-redondeada y el 35% es de tipo 2-reniforme; en color de hoja inmadura el 65% es de tipo 2-verde y el 35% de tipo 1- amarillo-verde; en profundidad de ojos todos presentaron el tipo 3-ojos superficiales y en el color predominante del brote se presentaron el 85% del tipo 1- blanco-verdoso y el 15% de tipo 4-morado.
- En coloración e intensidad de color de la piel del tuberculillo de los seis clones el 40% son de tipo 2-intermedio,y el 60% con los tipos 1- palido/clarido,3-intenso/oscuro,5-rosado,6-rojo; en color secundario y

distribución del color secundario de la piel el 100% son de tipo 0- ausente; en tamaño de tuberculillo el 100% se caracterizaron del tipo 1- tuberculillos menor o igual a 50 gramos, número de tuberculillo por planta el 100% presentaron del tipo 1-escaso y en forma general del tubérculo el 70% son de tipo 3-tuberculillos ovaladas, el 30% de tipo 2-tuberculillos redondos.

VII. RECOMENDACIONES

- Realizar trabajos de investigación con otros clones y variedades establecidas de papa y realizar la observación de hiperhidratación de explante bajo determinadas concentraciones de biorreactor.
- Producir los microtubérculos de los clones de papa para posteriormente observar su evolución en condiciones agroclimáticas del valle de Huánuco empleando diferentes tipos de diseños estadístico.
- Para la aclimatación de plantas de papa bajo el cobertizo se recomienda usar como sustrato la mezcla de Compost + Arenilla + Perlita (extraídas de la fase de multiplicación (laboratorio)).
- Difundir entre los productores de papa de la región Huánuco el uso de semillas libres de enfermedades (principalmente virus) para mejorar la producción (rendimiento) de este cultivo.

VIII .LITERATURA CITADA

- Alfonso, M.1991. Cultivo *in vitro* mediante la ingeniería Genética. Segunda edición Minerva. Lima. 220 p.
- Acome, 2012. Micropropagación vegetative *in vitro dupinus patula* Schientetcham. Memoire de la Facultedes Sciences Agronomiques – Universite Catholique de Louvain–Belgica.120p.
- Asociación Natural 2000. Asociación natural en Colombia. Revista digital de jardinería. Artículo 278.
- Atares 2012. El cultivo *in vitro* de plantas: ventajas y aplicaciones (en línea). Consultado 20 de marzo del 2016 - Disponible en página web: <http://es.escrib.com/doc/16584088/tecnicas-de-cultivo-in-vitro-de-plantas>.
- Atikson, P. 2001. Pesticidas agrícolas – plantas cultivadas. Editorial Omega – Madrid España. 100 p.
- Ayerbe, L. 1990. Cultivo *In vitro* de las Plantas Superiores. Madrid, España Mundi-Prensa.pp: 66-67, 98-99, 112-117, 128-133.
- Baca, A. 2002. Optimización de la micro propagación *in vitro* de *Carica pubescens*. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad Nacional Agraria La Molina Lima, Perú.p107.
- Cárdenas, G.V. 2006. *Podocarpus oleifolius* D. consultado el 17 de septiembre del 2015 – disponible en página web: <http://www.siac.net.co/sib/catalogo/>
- Cassara 1989. Producción de microtuberculos de papa *in vitro*. “Efectos del ABA, Fotoperiodo y características físicas del medio nutritivo”. Tesis., Saltillo, Coahuila.

- Calderón A. 1987. Cultivo de tejidos vegetales *in vitro* y la producción de semilla de papa. “El cultivo de papa con énfasis en la producción de semilla”. Impreso por la Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima- Perú. P.p. 107, 120.
- Caplin y Steward, 1948 – 1952 .Aplicaciones del cultivo de tejidos vegetales en las ciencias biológicas.
- CIP (Centro Internacional de la Papa).1997, Tissue Culture.CIP, Training Manual.
- Chee, R y Pool, R. 1982. The effects of growth substances and photoperiod on the development of shoot apices of Vitim cultures *in vitro*. Scientia Horticulture.
- Davis, P., Ceppa M., Del Pino G., Bonilla B.1980. Introducción a la microbiología Universidad Estatal a distancia San José .Costa Rica.
- Dalla, 2003. Efectos de algunos promotores del crecimiento vegetal y el fotoperiodo sobre la tuberización *in vitro* de la papa.XIV Congreso Científico de Ciencias Agrícolas.Noviembre 9 al 12.La Habana, Cuba.p103.
- Dilmer, 2000. Efecto de algunos editores sobre indicadores morfológicos y fisiológicos en vitro plantas de *Solanum tuberosum* L. para la producción de semilla. Taller Internacional sobre Biotecnología Vegetal, Centró de Bio plantas, Ciego de Ávila 54.Cuba.
- Dodds, 1999 su trabajo “Tuberización *in vitro* de papa (*Solanum tuberosum* L). Variedad Diacol Capiro en inmersión temporal de birreactores y evaluación.Tissue cultura technology: practica la aplicacion of sophisticated methods.Potato J.65:167- 180
- Espinosa 2010. Cultivo in vitro mediante la Ing. Genética 2da .Ed. Lima. Minerva.

- Espinoza N., 1992. Cultivo de tejidos: micropropagación, conservación y exportación de germoplasma de papa. Guía de Investigación del Centro Internacional de la Papa (CIP). La Molina, Lima – Peru.20 p.
- Hawkes, J.G ,1977. Producción de papa inmersión system. Plant Cell Tissue and Organ Culture, a partir de técnicas combinadas de micropropagación e 1999, vol. 59, p. 19-23.
- Flores, 2013. Micropropagación *in vitro* de papaya andina (*Carica pubescen*) en el laboratorio de la UNHEVAL – HUÁNUCO, p. 33.
- Fuentes, T. (s.f.) Producción *in vitro* de microtubérculos de papa (*Solanum tuberosum*) cv. Alpha” realizado en la facultad de Ciencias Bioquímicas en la Universidad Autónoma de Sinaloa.
- Jácome Q, JC 2012. Establecimiento, inducción y evaluación a callo génesis *in vitro* de meristemas apicales de árboles jóvenes de romerillo (*Podocarpus oleifolius*) como futura estrategia de conservación de la especie en el distrito metropolitano de Quito. Tesis para optar el título de ingeniero en biotecnología. (En línea) consultado en setiembre del 2015. Disponible en: <http://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/5668/1/T-ESPE-033915.pdf>.
- Jimenez, Ramirez, 2010. Improved production of potato American Potato Journal, 1981, vol. 58, p. 31-49.
- Jiménez-Terry, F, Agramonte D, Pérez JN, Ramírez D, Gutiérrez O, Pérez M. Aclimatización de plantas *in vitro* de *Solanum tuberosum* L. Variedad ‘Desiree’. Biotecnología vegetal – Artículo científico vol. 1 (2): 103-108
- Krikorian, AD.1993.Medio de cultivo: generalidades, composición y preparación”. (En línea) Consultado en octubre de 2015. Disponible en: http://webapp.ciat.cgiar.org/biotechnology/cultivo_tejidos/capitulo3.

- Kozai, T. 1995. Autotrophic Micropropagation. En: Environmental Control in Micropropagation, Ed Byoung Ryong Jeong, Vol 1.
- Larios, J.L. 2013. Manual de producción de semilla de papa mediante técnicas de multiplicación asexual: la experiencia del Centro Nacional de producción de semilla de papa de Honduras (CNPSP-H), Programa PYMEMURAL. Gobierno Nacional de Honduras. 41 p.
- Leifert, C.; Wapitíes, B.; Keetley, J.; Wright, S.; Nicholas, R.; Waites, M.W. 1994. Effect of medium acidification on filamentous fungi, yeasts and bacterial contaminants in Delphinium tissue cultures. PlantCell, Tissue and Organ Culture 36:149-155.
- Lozoya, S.H. 1990. Embriogenesis somatica. En fundamento teórico – práctico del cultivo de Tejido Vegetal. Eds. FAO. Roma, pp.33 – 36
- Melgarejo, P. 1999. Cultivo de la higuera (*Ficus carica* L.) Madrid España 100p.
- Mejía, 1992. Validación del protocolo de propagación por estacas y acodos su establecimiento *in vitro*. Tesis Bach. Cartago, CR. Instituto Tecnológico de Costa Rica. p46.
- MINAG. 2016. La papa nuestra de cada día. Lima, PE. Consultado el día 26 de may. 2016. Disponible en: www.minag.gob.pe.
- Mosquera, 1998. Introducción de una nueva metodología para la Esterilización de los medios de cultivo. Tesis en opción al grado científico de Máster en Biotecnología vegetal. IBP, Sta. Clara.
- Mroginski, A y Roca, M. 1993. Establecimiento de cultivo de tejidos vegetales *in vitro*. (En línea) Consultado en octubre de 2015. Disponible en: http://webapp.ciat.cgiar.org/biotechnology/cultivo_tejidos/capitulo2.pdf.

- Muñoz de Malajovich, M. A. 2006. Biotecnología. Editorial Universidad Nacional de Quilmes.
- Páez de Cásares, Gonzales. 2001. Producción *in vitro* de brotes aéreos de papa (*Solanum tuberosum* .L) cv. Atzimba. Revista de la Facultad de Agronomía de la Universidad Central de Venezuela. Alcance p28, 119-13
- Pérez, 1998. Aumento de la eficiencia en la micropropagación. (Ed) Propagación y mejora de plantas por biotecnología, IBP, Santa Clara. pp. 179-191.
- Perla, G.H. 2007. Evaluación de métodos de desinfección y tipos de explante de la especie vegetal *Pipé oradendron Trel, & Standl.*, para el establecimiento de su cultivo *in vitro*. Universidad de San Carlos de Guatemala. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. Escuela de estudios de Postgrado. Guatemala.
- Pierik, R. 2007. *In vitro* culture of higherplants. Editorial Martinus Nijhoff. Publishers. Ediciones Mundi- Prensa, España. p 120.
- Reed, M. B.; Buckley, P; De Wilde, T.N. 1995. Detection and eradication of endophytic bacteria from micropropagated mint plants. *In Vitro Cell. Dev. Biol.* 31:53-57.
- Recalde, C. 2007. Establecimiento del cultivo *in vitro* y aclimatación en invernadero de *Nepeta heredacea variegata*. Tesis para optar el título de Ingeniera en Biotecnología. (En línea). (Consultado en diciembre de 2015). Disponible: <http://www3.espe.edu.ec:8700/bitstream/21000/1195/1/T-ESPE-014978.pdf>.
- Reina, 2003. Mejoramiento genético en tejidos (En línea). Consultado el 14 Diciembre. 2015. Disponible en: <http://www.bdigital.unal.edu.co/55/4/28-3-Capi-3.pdf>.

- Repeto, 1995. Manejo de planta *in vitro* en la fase IV. Ponencia al XI, Forum Nacional de Ciencia y Técnica. Ciudad de la Habana, Cuba
- Rigato, S. 2001. Revista Latinoamericana de la papa. Producción de plántulas de papa a partir de técnicas combinadas de micropropagación e hidroponía para la obtención de semilla pre básica. Estación experimental INTA Balcarce, Castilla 276, Argentina. 120 p.
- Rivero, M. 2011 Cultivo de tejidos vegetales. Departamento de fisiología, biología molecular y facultad de ciencias exactas y naturales. Universidad de Buenos Aires. (En línea) (Consultado el 14 de octubre del 2015). Disponible: <http://www.fbmc.fcen.uba.ar/materias/teoricos/2011%20Cultivo%20Tejidos%20I.pdf>.
- Roca, W.M, Nuñez. 2000 Pinos colombianos. Ocho nativos en peligro. (En línea) (Consultado el 03 de octubre del 2015). Disponible en: http://www.revista-mm.com/ediciones/rev63/especie_pinos.pdf.
- Scott, G. J., M. W. Rosegrant, and C. Ringler. 2000. Roots and tubers for the 21st century. Trends, projections and policy options. Agriculture and the environment discussion. Paper 31. International Food Policy Research Institute. Washington, DC, USA.
- Sagarpa, 2004. Revista Centro Agrícola, 2/95:54 – 67 de plantas por biotecnología, pp179 – 191. IBP, Santa Clara.
- Toledo J., Espinoza N, Golmirzaie A. 1998. Cultivo de tejidos- Manejo de plántulas *In vitro* en la producción de semilla de papa. Manual de capacitación del Centro Internacional de la Papa – CIP. Lima – Perú. 42 P.

Urwin, P.E, Green, Atkinson, H.J.2000. Resistance to *Globodera* spp. in transgenic *Solanum tuberosum* cv. Désirée that express proteinase inhibitors, Ed. Haydock, P.P.J. pp. 27-32.

Universidad Católica del Maule.2012.Rapid seed multiplication by plantins. *Potato Research*, 30:117 – 120.

Villalobos y Thoorpe.1993. Historia del cultivo de tejidos .Fundamentos Teóricos-Prácticos del cultivo de tejidos vegetales, FAO.3-7 p.

Wikipedia, 2015. (En línea) (Consultado el 17 de setiembre del 2015).
Disponible en: http://es.wikipedia.org/wiki/Podocarpus_oleifolius.

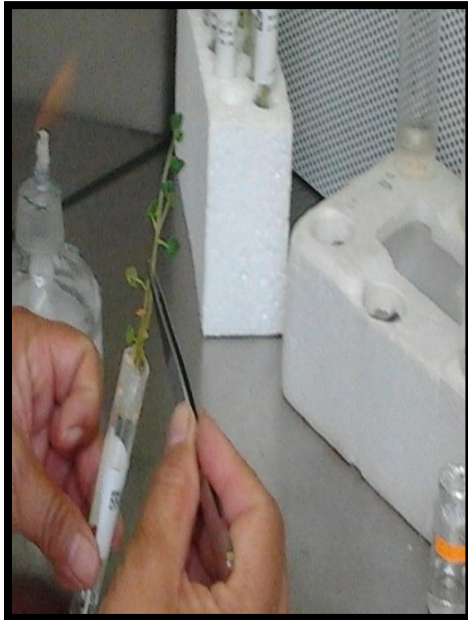
ANEXO

ANEXO 01: PANEL FOTOGRÁFICO

1. CLONES AVANZADOS DE PAPA DEL CIP



2. MICROPROPAGACIÓN IN VITRO DE LOS SEIS CLONES



3.- SEIS CLONES MULTIPLICADOS

A.- CLON 1: LD – 88.108



B.- CLON: C99.250



C: CLON: 506.2



D.-CLON: C97.270



E.- CLON:405.2



F.- CLON : 104.22



4.- TUBERCULILLOS IN VITRO DE PAPA



5.- SUSTRATOS



PERLITA



MUSGO



COMPOST



HUMUS

6.- CLONES DESPUES DE 7 DIAS DE SIEMBRA



A) CLON 1: (LD-88.108)



B) CLON 2: (C99.250)



C) CLON 3: (506.2)



D) CLON 4: (C97.270)



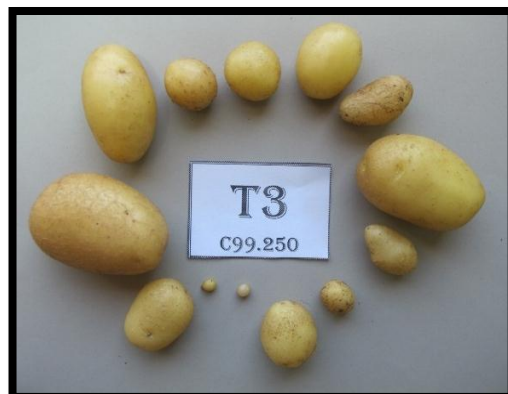
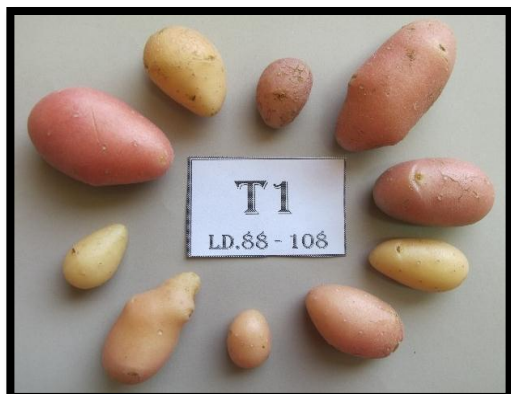
E) CLON 5 (405.2)

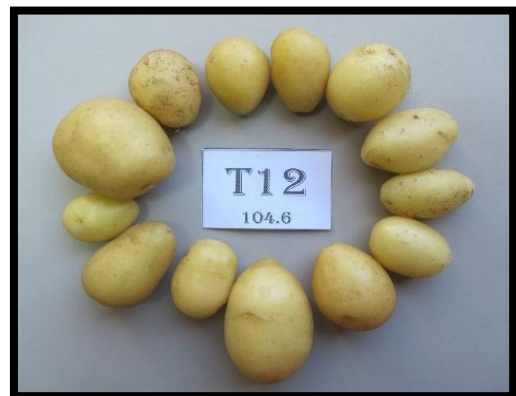
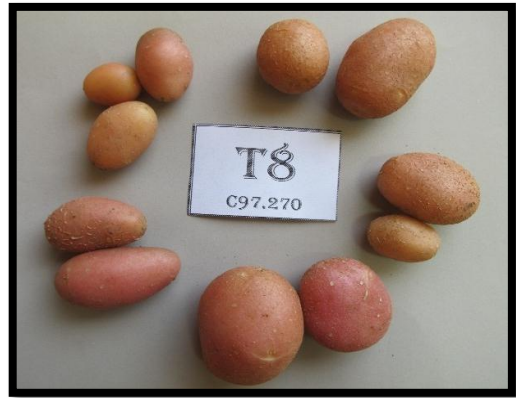
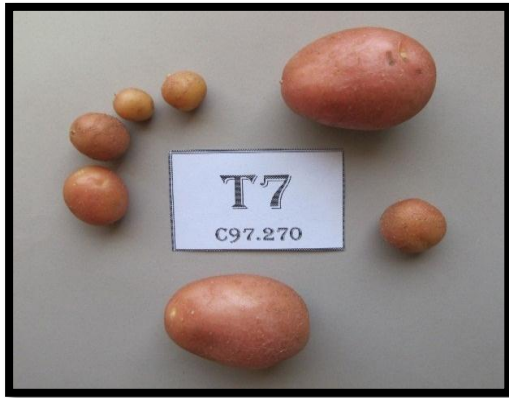


F) CLON 6 (104.22)



7.- TUBERCULOS DE LOS SEIS CLONES





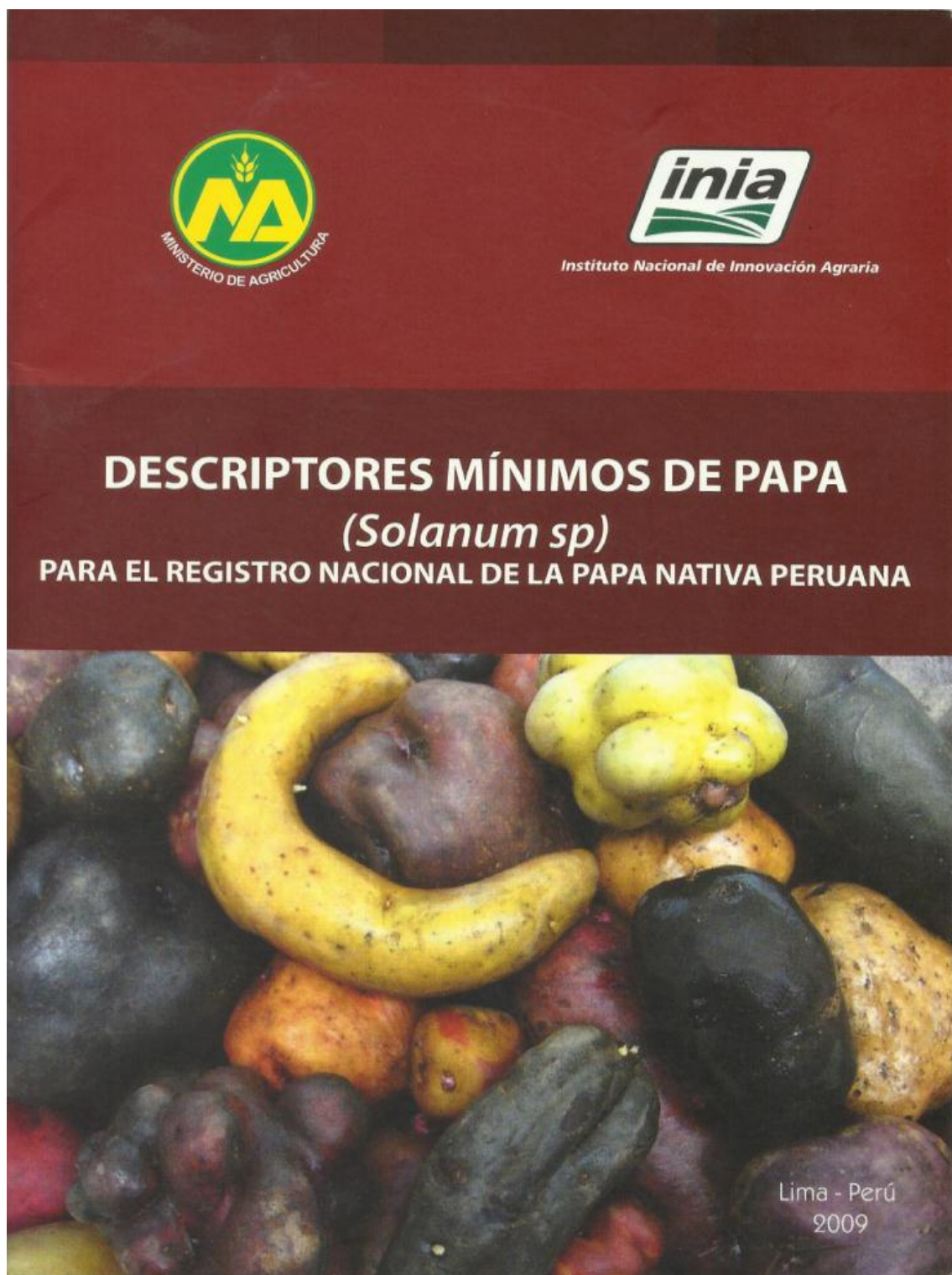
8.- CARACTERISTICAS MORFOLOGICAS DE LOS SEIS CLONES







Anexo 02: Descriptor minimos de papa(*Solanun sp*)



MINISTERIO DE AGRICULTURA
INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA

DESCRIPTORES MÍNIMOS DE PAPA
(Solanum sp)
PARA EL REGISTRO NACIONAL DE LA PAPA NATIVA PERUANA

Lima - Perú
2009

DESCRIPCIÓN DE LA PAPA NATIVA PERUANA
[...]
[...]
[...]

© INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA – INIA

Registro Nacional de la Papa Nativa Peruana - RNPNP

Autor:	INIA
Editores:	Agripina Roldán Chávez y Tulio Medina Hinostroza
Revisión de textos:	Manuel Sigüeñas Saavedra
Retoque de dibujos:	INIA. Unidad de Medios y Comunicación Técnica
Diseño e impresión:	Servicios Gráficos JMD S.R.L. Av. José Gálvez 1549 - Lince
Foto de caratula:	Ricardo Lengua Cabrera

Primera edición: Agosto de 2009

Tiraje: 1000 ejemplares.

Primera reimpresión: Diciembre 2013

Tiraje: 1000 ejemplares

Hecho el depósito legal en la Biblioteca Nacional del Perú N° 2013-19423

Av. La Molina N° 1981, Lima 12, Casilla N° 2791 - Lima 1.

Central Telefónica / Fax: (511) 3492600 Anexo 314

Prohibida la reproducción total o parcial sin autorización.

CONTENIDO

Presentación	5
Agradecimiento	6
I Introducción	7
II Definiciones y uso de los descriptores	8
III Pasaporte	9
IV Caracterización	10
4.1 Descriptores de la planta	10
4.2 Descriptores de evaluación agronómica relativa	15
V Bibliografía	17
Colaboradores	18

PRESENTACIÓN

La presente lista de descriptores mínimos de papa (*Solanum sp*) tiene como finalidad contar con un instrumento rápido, sencillo y eficaz para documentar la variabilidad de papas nativas peruanas y facilitar la sistematización de la información en una única base de datos, para fines del Registro Nacional de la Papa Nativa Peruana - RNPNP. Se recomienda su utilización tomando en cuenta el orden y número de cada uno de los descriptores de pasaporte y caracterización especificados, que han sido consensuados por especialistas en recursos genéticos de papa, tomando de base descriptores científicos reconocidos a nivel mundial.

Para facilitar el registro de los caracteres cualitativos, referidos al color de la flor y del tubérculo se debe utilizar la Tabla de Colores elaborada por el Centro Internacional de la Papa - CIP, que se adjunta a esta lista de descriptores.

El RNPNP, tiene como objetivo contribuir a la valoración y el reconocimiento de los cultivos nativos del Perú. Asimismo, reconocer a los agricultores y comunidades campesinas que conservan y desarrollan las papas nativas para beneficio del Perú y la humanidad en general.

Unidad Técnica del RNPNP

El INIA, hace extensivo su agradecimiento a todas las personas que trabajan en la conservación, investigación y desarrollo de las papas nativas peruanas, y que en estrecha colaboración definieron una lista de descriptores mínimos para su caracterización morfológica. Además, agradece especialmente a las comunidades campesinas del Perú, conservadoras de la diversidad de papas nativas por su valiosa contribución para la implementación del Registro Nacional de la Papa Nativa Peruana.

AGRADECIMIENTO

El INIA, hace extensivo su agradecimiento a todas las personas que trabajan en la conservación, investigación y desarrollo de las papas nativas peruanas, y que en estrecha colaboración definieron una lista de descriptores mínimos para su caracterización morfológica. Además, agradece especialmente a las comunidades campesinas del Perú, conservadoras de la diversidad de papas nativas por su valiosa contribución para la implementación del Registro Nacional de la Papa Nativa Peruana.

I. INTRODUCCIÓN

El Registro Nacional de la Papa Nativa Peruana - RNPNP, se crea mediante la Resolución Ministerial N° 0533-2008-AG en el Ministerio de Agricultura (MINAG) y dispone su implementación, mantenimiento y actualización a cargo del Instituto Nacional de Innovación Agraria - INIA; facultándole a establecer convenios con instituciones públicas y privadas cuyas actividades resulten relacionadas a la difusión o al estudio de la papa con el propósito de consolidar la información relevante que posibilite la implementación del RNPNP y su actualización permanente.

Los especialistas en conservación e investigación de los recursos genéticos de papa nativa del Perú, reunidos en el INIA en octubre del año 2006, definieron una lista de descriptores mínimos para caracterizar este cultivo (*Solanum sp*) para fines del desarrollo del registro de cultivos nativos en el marco del proyecto Iniciativas de Políticas en Recursos Genéticos (GRPI) ejecutado con el apoyo de Bioversity International (antes IPGRI). Estos descriptores serán utilizados teniendo en cuenta un formato bajo un sistema de códigos internacional en la identificación de las papas nativas peruanas a ser incluidas en el Registro Único Nacional.

El uso de la lista de descriptores busca simplificar la consolidación de los datos de pasaporte y caracterización morfológica, sin pretender que sean los únicos descriptores utilizados ya que existen descriptores de papa publicados por Bioversity International (antes IPGRI o IPGRI) utilizados para la descripción de germoplasma de papa.

Para un mejor uso de estos descriptores, se recomienda consultar la Guía para las Caracterizaciones Morfológicas Básicas en Colecciones de Papas Nativas (Gómez, 2006). Además de los presentes descriptores se puede incluir información adicional que esté disponible, por ejemplo información relacionada con los usos, entre otras, que podran ser incorporados al RNPNP, de considerarlos pertinentes.

Algunos de los descriptores se ilustran a través de dibujos; tales como el hábito de planta, tomado de Gómez, 2006; la distribución del color secundario de la flor, distribución del color secundario de la piel y de la pulpa del tubérculo, forma general del tubérculo, y variante de la forma del tubérculo, fueron realizados por David Tay y publicados por Huamán et.al 1977a y 1977b.

II. DEFINICIONES Y USO DE LOS DESCRIPTORES

En la documentación de las papas nativas del Perú se utilizan las siguientes definiciones:

Descriptores de pasaporte

Información básica de identificación y localización de las papas nativas peruanas con un código o número único de registro que permitirá identificar y diferenciar una papa nativa peruana de otra.

Descriptores de caracterización

Permiten una discriminación fácil y rápida entre las diferentes papas nativas peruanas, generalmente son características de fácil registro y observación en cualquier ambiente.

Las normas aceptadas internacionalmente para la recolección de datos, codificación y registro de los estados de los descriptores son las siguientes:

1. Utiliza el sistema internacional de unidades (SI).
2. Recomienda de manera especial el uso de escalas normalizadas de colores para los caracteres de color, como la Royal Horticultural Society Colour Chart y la Tabla de Colores del Centro Internacional de la Papa
3. La presencia o ausencia de caracteres se registra de acuerdo a la nomenclatura binaria: 0 ausente y 1 presente.
4. Las fecha se deben expresar numéricamente, utilizando el formato DD/MM/AAAA, donde:

DD = Dos dígitos que representa el día
MM = Dos dígitos que representa el mes
AAAA = Cuatro dígitos que representa el año

III. PASAPORTE

Identificación de la ubicación del cultivar de papa nativa peruana que se registra en el RNPNP. Se consignan los siguientes datos básicos:

- **Número de Cultivar:** Es el número de registro constituido por seis dígitos y antepuesto por las iniciales RNPNP, el cual constituirá el Código Único Nacional del cultivar de papa nativa peruana, el mismo que será asignado de manera automatizada por el administrador del RNPNP.
- **Nombre:** Es el nombre local con el que se le identifica a un cultivar de papa nativa peruana.
- **Agricultor:** Los nombres y apellidos del agricultor que proporciona el cultivar de papa nativa peruana.
- **Departamento:** Corresponde al primer nivel de división política del Perú, en donde se consigna el cultivar de papa nativa peruana.
- **Provincia:** Nombre de la segunda subdivisión política del Perú, en donde se consigna el cultivar de papa nativa peruana.
- **Distrito:** Nombre de la tercera subdivisión política del Perú, donde se consigna el cultivar de papa nativa peruana.
- **Localidad:** Nombre específico del lugar de procedencia del cultivar de papa nativa peruana, el cual puede ser un anexo, centro poblado, caserío u otro paraje.
- **Latitud:** Coordenada de la medida angular desde el punto donde se consigna el cultivar de papa nativa peruana respecto a la línea ecuatorial, registrado en grados, minutos y segundos (ejemplo: 14°25'17").
- **Longitud:** Coordenada de la medida angular desde donde se consigna el cultivar de papa nativa peruana, respecto al Meridiano de Greenwich, registrado en grados, minutos y segundos (ejemplo: 74°27'49").
- **Altitud:** Corresponde a la elevación registrada del lugar donde se consigna el cultivar de papa nativa peruana, en relación al nivel del mar, expresada en metros (ejemplo: 3536 m).

IV. CARACTERIZACIÓN

4.1 Descriptores de la planta

Los cultivares a ser caracterizados morfológicamente deben estar instaladas en una misma localidad bajo las mismas condiciones ambientales y bajo un mismo manejo agronómico con una misma densidad y fecha de siembra.

Los datos de los caracteres morfológicos vegetativos de los cultivares de papa nativa peruana se recomienda registrar en plena floración y los datos de tubérculo inmediatamente después de la cosecha.

El registro de los datos de los caracteres de color se hará utilizando la tabla de colores, bajo condiciones de luz natural difusa al norte (frente) del caracterizador.

4.1.1 Descriptores vegetativos

4.1.1.1 Hábito de planta

- 1 Erecto
- 2 Semi - erecto
- 3 Decumbente
- 4 Postrado
- 5 Semi - arrosetado
- 6 Rosetado

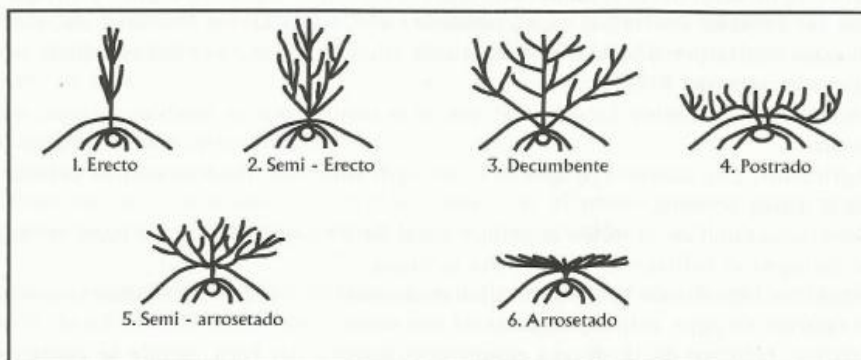


Figura I: Hábito de planta

4.1.1.2 Color predominante de la flor

- 1 Blanco
- 2 Rojo - rosado
- 3 Rojo - morado
- 4 Celeste
- 5 Azul - morado
- 6 Lila
- 7 Morado
- 8 Violeta

4.1.1.3 Intensidad del color predominante de la flor

- 1 Pálido
- 2 Intermedio
- 3 Intenso / Oscuro

4.1.1.4 Color secundario de la flor

- 0 Ausente
- 1 Blanco
- 2 Rojo – rosado
- 3 Rojo – morado
- 4 Celeste
- 5 Azul – morado
- 6 Lila
- 7 Morado
- 8 Violeta

4.1.1.5 Distribución del color secundario de la flor

- 0 Ausente
- 1 Acumen (blanco) – Haz
- 2 Acumen (blanco) – Envés
- 3 Acumen (blanco) – Ambos
- 4 En estrella
- 5 Bandas en el Haz
- 6 Bandas en el Envés
- 7 Bandas en ambas caras
- 8 Manchas salpicadas
- 9 Pocas manchas o puntos

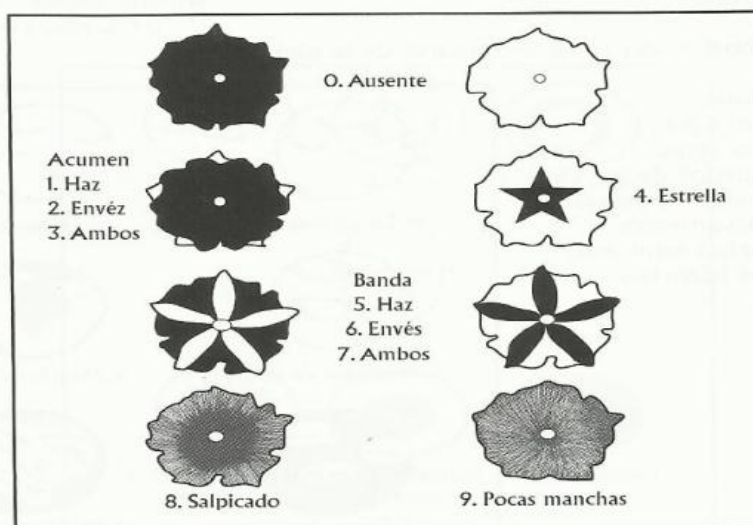


Figura 2: Distribución del color secundario de la flor

4.1.2. Descriptores del tubérculo

4.1.2.1 Color predominante de la piel

- 1 Blanco – crema
- 2 Amarillo
- 3 Anaranjado
- 4 Marrón
- 5 Rosado
- 6 Rojo
- 7 Rojo – morado
- 8 Morado
- 9 Negruzco

4.1.2.2 Intensidad del color predominante de la piel

- 1 Pálido / Claro
- 2 Intermedio
- 3 Intenso / Oscuro

4.1.2.3 Color secundario de la piel

- 0 Ausente
- 1 Blanco – crema
- 2 Amarillo
- 3 Anaranjado
- 4 Marrón
- 5 Rosado
- 6 Rojo
- 7 Rojo – morado
- 8 Morado
- 9 Negruzco

4.1.2.4 Distribución del color secundario de la piel

- 0 Ausente
- 1 En los ojos
- 2 En las cejas
- 3 Alrededor de los ojos
- 4 Manchas dispersas
- 5 Como anteojos
- 6 Manchas salpicadas
- 7 Pocas Manchas



Figura 3: Distribución del color secundario de la piel del tubérculo

4.1.2.5 Color predominante de la pulpa

- 1 Blanco
- 2 Crema
- 3 Amarillo claro
- 4 Amarillo
- 5 Amarillo intenso
- 6 Rojo
- 7 Morado
- 8 Violeta

4.1.2.6 Color secundario de la pulpa

- 0 Ausente
- 1 Blanco
- 2 Crema
- 3 Amarillo claro
- 4 Amarillo
- 5 Amarillo intenso
- 6 Rojo
- 7 Morado
- 8 Violeta

4.1.2.7 Distribución del color secundario de la pulpa

- 0 Ausente
- 1 Pocas manchas
- 2 Áreas
- 3 Anillo vascular angosto
- 4 Anillo vascular ancho
- 5 Anillo vascular y médula
- 6 Todo menos médula
- 7 Otro (salpicado)

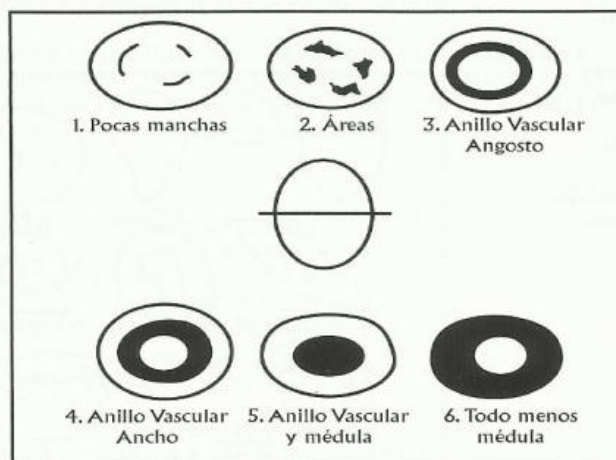


Figura 4: Distribución del color secundario de la pulpa del tubérculo

4.1.2.8 Forma general del tubérculo

- 1 Comprimido
- 2 Redondo
- 3 Ovalado
- 4 Obovado
- 5 Elíptico
- 6 Oblongo
- 7 Oblongo – alargado
- 8 Alargado

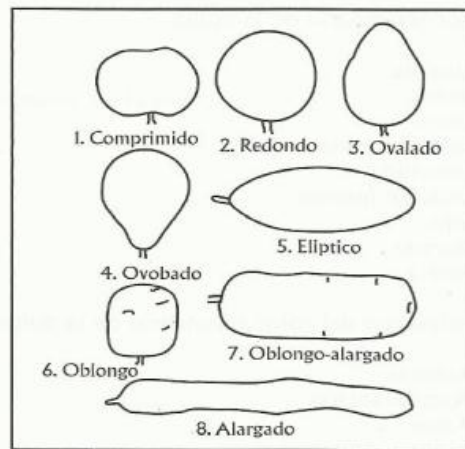


Figura 5: Forma general del tubérculo

4.1.2.9 Variante de la forma del tubérculo

- 0 Ausente
- 1 Aplanado
- 2 Clavado
- 3 Reniforme
- 4 Fusiforme
- 5 Falcado
- 6 Enroscado
- 7 Digitado
- 8 Concertinado
- 9 Tuberosado



Figura 6: Variante de la forma del tubérculo

4.1.2.I0 Profundidad de ojos

- 1 Sobresaliente
- 3 Superficial
- 5 Medio
- 7 Profundo
- 9 Muy profundo

4.1.2.II Color predominante del brote

- 1 Blanco – verdoso
- 2 Rosado
- 3 Rojo
- 4 Morado
- 5 Violeta

4.1.2.I2 Color secundario del brote

- 0 Ausente
- 1 Blanco – verdoso
- 2 Rosado
- 3 Rojo
- 4 Morado
- 5 Violeta

4.1.2.I3 Distribución del color secundario del brote

- 0 Ausente
- 1 En la base
- 2 En el ápice
- 3 Pocas manchas a lo largo
- 4 Muchas manchas a lo largo
- 5 En las yemas

4.2. Descriptores de evaluación agronómica relativa

La evaluación es relativa dependiendo del ambiente donde se realice. Las siguientes escalas relativas fueron desarrolladas para las condiciones del Fundo La Victoria (3250 m) del Centro Internacional de la Papa ubicado en el distrito de El Tambo, provincia de Huancayo, departamento de Junín.

4.2.1 Madurez

- | | |
|--------------|-------------------|
| 1 Muy precoz | menor a 90 días |
| 3 Precoz | de 90 a 119 días |
| 5 Medio | de 120 a 149 días |
| 7 Tardío | de 150 a 180 días |
| 9 Muy tardío | mayor a 180 días |

4.2.2 Tamaño de tubérculo

- | | |
|-----------|----------------------|
| 1 Pequeño | menor o igual a 50 g |
| 3 Mediano | de 51 a 80 g |
| 5 Grande | mayor a 80 g |

4.2.3 Número de tubérculos

- 1 Escaso menor o igual a 10
- 3 Mediano de 11 a 25
- 5 Abundante mayor a 25

4.2.4 Rendimiento relativo

Peso de tubérculos por planta, en kilogramos

V. BIBLIOGRAFÍA

Gómez, R. 2006. Guía para las caracterizaciones morfológicas básicas en colecciones de papas nativas. En: Estrada, R; Medina, T. y Roldán, A (editores). 2006. Manual de caracterización in situ de cultivos nativos. Conceptos y procedimientos. Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria. Proyecto Conservación in situ de los cultivos nativos y sus parientes silvestres. Lima, Perú. Pp. 26 a 50.

Huaman, Z.; Williams, J.; Salhuana, W. y Vincent, L. 1977a. Descriptors for the cultivated potato and for the maintenance and distribución of germplasm collection. International Board for the Plant Genetic Resources – IBPGR. Rome, Italy. 47 p.

Huaman, Z.; Williams, J.; Salhuana, W. y Vincent, L. 1977b. A list of descriptors for the cultivated potato and for the maintenance and distribución of germplasm collection. Annex I of the Report of the Planning Conf. on the Utilization of Genetic Resources of the Potato II. Centro Internacional de la Papa – CIP. Lima, Perú. 50 p.

Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria – INIEA. 2005. Directiva 01-05. Normas que definen el uso estandarizado de formatos para la documentación de los datos de pasaporte en el banco de germoplasma ex situ de la SUDIRGEB – INIEA. Lima, Perú. 24 p.

IPGRI/CIP. 2003. Descriptores del Ulluco (*Ullucus tuberosus*). Instituto Internacional de Recursos Fitogenéticos, Roma, Italia; Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú. 42 p.

IPGRI/CIP. 2001. Descriptores de Oca (*Oxalis tuberosa*). Instituto Internacional de Recursos Fitogenéticos, Roma, Italia; Centro Internacional de la Papa, Lima, Perú. Pp 27 a 33.

Royal Horticultural Society. 2007. Colour Chart. Royal Horticultural Society. Fifth edition. London, England.

COLABORADORES

David Tay
Lider de la División de Conservación y Caracterización de Recursos Genéticos
Centro Internacional de la Papa
Teléfono OI 3496017
d.tay@cgiar.org

René Gómez
Curador del Banco de Germoplasma de Papa
Centro Internacional de la Papa
Teléfono OI 3496017
r.gomez@cgiar.org

Valeriano Huanco
Especialista del Programa de Papa
Instituto Nacional de Innovación Agraria
Estación Experimental Santa Ana
Teléfono 064 246206
vhuanco@inia.gob.pe

Noemí Zúñiga
Especialista del Programa de Papa
Instituto Nacional de Innovación Agraria
Estación Experimental Santa Ana
Teléfono 064 246206
zunigaluz@yahoo.com

Ramiro Ortega
Director
Centro Regional de Investigación en Biodiversidad Andina
Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco
Facultad de Agronomía y Zootecnia
rortega.d@gmail.com

Víctor Vásquez
Docente
Universidad Nacional de Cajamarca
Facultad de Ciencias Agrarias

Rolando Egusquiza
Docente
Universidad Nacional Agraria La Molina
Facultad de Agronomía
pegusquiza@lamolina.edu.pe

Luis Calua
Especialista SUDIRGEB (hasta marzo de 2008)
Instituto Nacional de Innovación Agraria
Sede Central La Molina
lcalua@hotmail.com

Roger Becerra
Especialista SUDIRGEB (hasta marzo de 2008)
Instituto Nacional de Innovación Agraria
Sede Central La Molina
rbecerragl3@hotmail.com

Manuel Sigueñas
Jefe SUDIRGEB
Instituto Nacional de Innovación Agraria
Sede Central La Molina
Teléfono OI 3492600 anexo 315
msiguenas@inia.gob.pe

Tulio Medina
Especialista SUDIRGEB
Instituto Nacional de Innovación Agraria
Sede Central La Molina
Teléfono OI 3492600 anexo 294
tmedina@inia.gob.pe

Agripina Roldán
Coordinadora
Unidad Técnica
Registro Nacional de la Papa Nativa Peruana
Instituto Nacional de Innovación Agraria
Sede Central La Molina
Teléfono OI 3492600 anexo 294
aroldan@inia.gob.pe

El Instituto Nacional de Innovación Agraria – INIA, es un organismo público adscrito al Ministerio de Agricultura del Perú, que mediante el Decreto Legislativo 997 es el encargado de diseñar y ejecutar la estrategia nacional de innovación agraria, en el marco de la investigación, transferencia de tecnología, asistencia técnica, conservación de recursos genéticos y la producción de semillas, plántones y reproductores de alto valor genético; así también, es responsable de la zonificación de cultivos y crianzas en todo el territorio nacional.

El objetivo principal del INIA es generar conocimientos, desarrollar nuevas tecnologías y procesos agro productivos para su aplicación en las diferentes eco regiones del país, que permitan potenciar el uso de nuestros recursos genéticos y promover la competitividad, la sustentabilidad ambiental, la seguridad alimentaria y la equidad social en la actividad agraria.



REGISTRO NACIONAL DE LA PAPA NATIVA PERUANA
Unidad Técnica del SERNP

Primera edición: Agosto 2009

Av. La Molina 1981, La Molina, Lima 12, PERÚ
Casilla N° 2791 - Lima 1.
Central Telefónica / Fax: (511) 3492600 Anexo 314
mpnp@inia.gob.pe
www.inia.gob.pe

ISBN: 978-9972-44-024-3



9 789972 440243

Primary color intensity / Intensidad de color primario

