



Pontificia Universidad Católica del Ecuador

Sede Ibarra

ESCUELA DE CIENCIAS AGRÍCOLAS Y AMBIENTALES

INFORME FINAL DEL PROYECTO

TEMA:

“Evaluación de la influencia de la vernalización en injerto de yemas en tres variedades de rosas: Mondial, Pink mundial y Explorer en el sector de Cayambe, Ecuador”

PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE

INGENIERO AGROPECUARIO

LÍNEAS DE INVESTIGACIÓN: Gestión sostenible y aprovechamiento de los recursos naturales

SUBLINEA: Desarrollo y sostenibilidad

AUTOR: CEVALLOS ENDARA SERGIO ROBERTO

ASESOR: MGS. JOSÉ VALDEMAR ANDRADE CADENA

IBARRA, OCTUBRE DE 2021



Ibarra, 7 de octubre de 2021

Mgs. José Valdemar Andrade Cadena

ASESOR

CERTIFICA:

Haber revisado el presente informe final de investigación, el mismo que se ajusta a las normas vigentes en la Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales (ECAA), de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador sede Ibarra (PUCESI), en consecuencia, autorizo su presentación para los fines legales pertinentes.

(f).....
Mgs. José Valdemar Andrade Cadena
C.C.: 100192716-7



PÁGINA DE APROBACIÓN DEL TRIBUNAL

El jurado examinador, aprueba el presente informe de investigación en nombre de la Pontificia
Universidad Católica del Ecuador sede Ibarra (PUCESI):

(f).....
Mgs. José Valdemar Andrade Cadena
C.C.: 100192716-7

(f).....
MSc. Edwin Fernando Del Pozo Villacís
C.C. 100175656-6

(f).....
Mgs. Edmundo René Recalde Posso
C.C.: 100177449-4



ACTA DE CESIÓN DE DERECHOS

Yo, Cevallos Endara Sergio Roberto, declaro conocer y aceptar la disposición del Art. 165 del Código Orgánico de la Economía Social de los Conocimientos, Creatividad e Innovación, que manifiesta textualmente: “Se reconoce facultad de los autores y demás titulares de derechos de disponer de sus derechos o autorizar las utilidades de sus obras o prestaciones, a título gratuito u oneroso, según las condiciones que determinen. Esta facultad podrá ejercerse mediante licencias libres, abiertas y otros modelos alternativos de licenciamiento o la renuncia”.

Ibarra, 7 octubre de 2021

f): 

Cevallos Endara Sergio Roberto

C.C.: 171554039-7



AUTORÍA

Yo, Cevallos Endara Sergio Roberto, portador de la cédula de ciudadanía N° 1715540397, declaro que la presente investigación es de total responsabilidad del (los) autor (es), y eximo expresamente a la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra de posibles reclamos o acciones legales.

f): 

Cevallos Endara Sergio Roberto

C.C.:171554039-7



DECLARACIÓN Y AUTORIZACIÓN

Yo, Sergio Roberto Cevallos Endara, con C.C.: 1715540397, autor del trabajo de grado intitulado: “Evaluación de la influencia de la vernalización en injerto de yemas en tres variedades de rosas: *Mondial*, *Pink mondial* y *Explorer* en el sector de Cayambe, Ecuador”, previo a la obtención del título profesional de Ingeniería Agropecuaria, en la Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales.

1.- Declaro tener pleno conocimiento de la obligación que tiene la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra, de conformidad con el artículo 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior de entregar a la SENESCYT en formato digital una copia del referido trabajo de graduación para que sea integrado al Sistema Nacional de Información de la Educación Superior del Ecuador para su difusión pública respetando los derechos de autor.

2.- Autorizo a la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra a difundir a través de sitio web de la Biblioteca de la PUCESI el referido trabajo de graduación, respetando las políticas de propiedad intelectual de Universidad.

Ibarra, 7 de octubre del 2021

f): 

Sergio Roberto Cevallos Endara

C.C.: 171554039-7



DECLARACIÓN DE COMPORTAMIENTO ÉTICO EN LA ELABORACIÓN, DESARROLLO Y EVALUACIÓN DE TRABAJO DE TITULACIÓN

Por medio de la presente declaro conocer y aplicar en la elaboración, desarrollo y evaluación de Proyecto de Titulación: EVALUACIÓN DE LA INFLUENCIA DE LA VERNALIZACIÓN EN INJERTO DE YEMAS EN TRES VARIEDADES DE ROSAS: MONDIAL, PINK MONDIAL Y EXPLORER EN EL SECTOR DE CAYAMBE, ECUADOR, lo propuesto en el Código de Ética de la investigación y el aprendizaje de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador, aprobado por el Consejo Superior de la PUCE con fecha 7 de octubre de 2021.

Para constancia firma:

f):

Sergio Roberto Cevallos Endara

C.C: 171554039-7

Carrera: Ingeniería Agropecuaria

Ibarra, 7 de octubre de 2021

DEDICATORIA

A mi esposa Alexandra, quien me ha brindado su apoyo incondicional a lo largo de mi carrera en estos últimos años.

A mis hijas Denisse y Victoria por ser el motor que me impulsa a ser mejor cada día.

AGRADECIMIENTO

A Dios por haberme dado la vida y con ello una oportunidad de ser feliz.

A mi esposa por su apoyo para culminar mi carrera universitaria.

A mi familia quienes contribuyeron para que este sueño se haga realidad.

A la empresa Mixiflowers por abrirme sus puertas y permitirme desarrollar mi proyecto de investigación.

A la Pontificia Universidad Católica del Ecuador Sede Ibarra por su filosofía y formación.

Al Mgs. Valdemar Andrade mi director de tesis, por su valiosa orientación en el desarrollo de este proyecto.

ÍNDICE

DEDICATORIA	VIII
-------------------	------

AGRADECIMIENTO	IX
ÍNDICE	IX
ÍNDICE DE TABLAS.....	XIII
ÍNDICE DE FIGURAS	XV
ÍNDICE DE ANEXOS	XVII
RESUMEN	1
ABSTRACT	2
CAPITULO I.....	3
INTRODUCCIÓN	3
CAPITULO II.....	5
OBJETIVOS.....	5
2.1 Objetivo general.....	5
2.2 Objetivos específicos	5
2.3 Hipótesis	5
CAPÍTULO III.....	7
ESTADO DEL ARTE	7
3.1 La Rosa (<i>Rosa spp.</i>), una planta modelo.....	7
3.1.1 Clasificación botánica.....	9
3.1.2 Principales características anatómicas de la rosa	10
3.1.3 La floración en plantas de rosas.....	12
3.1.4 Regulación hormonal para el proceso de floración	14
3.1.5 Genómica en las plantas de rosas	15
3.2 Propagación varietal de las rosas.....	17
3.2.1 Propagación vegetativa mediante injerto.....	17
3.2.2 Ventajas y desventajas de los injertos	18
3.2.3 Principales variedades de rosas en Ecuador	20
3.2.4 Las variedades Mondial, Pink-mondial y Explorer.....	20
3.3 Condiciones edafoclimáticas del cultivo de rosas	22
3.3.1 Influencia de la temperatura	22
3.3.2 Humedad relativa	22

3.3.3	La iluminación como factor	23
3.3.4	Ventilación de la zona de cultivo.....	24
3.3.5	El suelo o sustrato para el cultivo de rosas	25
3.4	Agrotécnia del cultivo de rosas.....	25
3.4.1	Preparación del suelo.....	25
3.4.2	Cuidados en el momento de plantación.....	26
3.4.3	Fertirriego	27
3.4.4	Conducción del cultivo	29
3.4.5	Manejo fitosanitario del cultivo.....	30
3.5	Definición de Vernalización:	31
3.5.1	Factores que afectan la vernalización	33
3.5.2	Resultados de la vernalización	34
CAPÍTULO IV		37
MATERIALES Y MÉTODOS		37
4.1	Materiales.....	37
4.1.1	Materiales físicos.....	37
4.1.2	Materiales biológicos.....	39
4.1.3	Materiales químicos.....	39
4.2	Métodos.....	39
4.2.1	Localización del área de estudio.....	39
4.2.2	Diseño experimental	40
4.2.3	Procesamiento de datos.....	41
4.2.4	Unidad Experimental	42
4.2.5	Parcela neta	43
4.3	Variables en estudio:	43
4.3.1	Variable independiente	43
4.3.2	Variables dependientes	43
4.4	Determinación del diseño agronómico del ensayo	44
4.4.1	Diseño de parcelas.....	44
4.4.2	Preparación del sustrato	44

4.4.3	Selección de los patrones (estacas) para la siembra	45
4.4.4	Tratamiento y siembra de patrones (estacas)	46
4.4.5	Riego de los patrones en todo el proceso	46
4.4.6	Fertilización en todo el proceso	46
4.4.7	Selección de varetas para vernalización e injertación	47
4.4.8	Vernalización	48
4.4.9	Manejo del proceso de injerto	49
4.4.10	Control de malezas	49
4.4.11	Control fitosanitario aplicado a la investigación	50
4.4.12	Mantenimiento de los patrones injertados	50
CAPÍTULO V		52
RESULTADOS Y DISCUSIÓN		52
5.1	Prueba de normalidad y homogeneidad de la varianza	52
5.2	Análisis estadístico de las variables	54
5.2.1	Prendimiento del injerto	54
5.2.1.1	Prendimiento en porcentaje 30 días luego del injerto	54
5.2.1.2	Prendimiento en porcentaje a 45 días luego del injerto	59
5.2.1.3	Prendimiento en porcentaje 60 días luego del injerto	63
5.2.2	Diámetro de la yema injertada	68
5.2.2.1	Diámetro de la yema 30 días luego del injerto	68
5.2.2.2	Diámetro de la yema 45 días luego del injerto	73
5.2.2.3	Diámetro de la yema 60 días luego del injerto	78
5.2.3	Longitud del tallo de la yema injertada	84
5.2.3.1	Largo del tallo a los 30 días luego del injerto	84
5.2.3.2	Largo del tallo a los 45 días luego del injerto	88
5.2.3.3	Largo del tallo a los 60 días después del injerto	93
5.3	Análisis de la socialización	98
CAPITULO VI		104
CONCLUSIONES		104
CAPITULO VII		107

RECOMENDACIONES.....	107
CAPITULO VIII.....	110
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	110
ANEXOS.....	122

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Tipos de yemas	11
-------------------------------	----

Tabla 2. Esquema Anova	41
Tabla 3. Requerimientos del cultivo	47
Tabla 4. Temperatura y humedad relativa del proceso de vernalización	48
Tabla 5. Control sanitario de aplicado	50
Tabla 6. Resultados de las pruebas de normalidad para las variables dependientes	53
Tabla 7. Análisis de varianza del prendimiento 30 días luego del injerto	54
Tabla 8. Promedios del prendimiento de las yemas a los 30 días después del injerto	55
Tabla 9. Análisis de varianza del prendimiento 45 días después del injerto	59
Tabla 10. Promedios del prendimiento de las yemas a los 45 días después del injerto	60
Tabla 11. Análisis de varianza del prendimiento 60 días luego del injerto.....	64
Tabla 12. Promedios del prendimiento de las yemas a los 60 días después del injerto	65
Tabla 13. Análisis de varianza del diámetro de la yema 30 días luego del injerto	69
Tabla 14. Promedios del diámetro de las yemas a los 30 días después del injerto	69
Tabla 15. Análisis de varianza del diámetro de la yema 45 días luego del injerto	74
Tabla 16. Promedios del diámetro de las yemas a los 45 días después del injerto	75
Tabla 17. Análisis de varianza del diámetro de la yema 60 días luego del injerto	79
Tabla 18. Promedios del diámetro de las yemas a los 60 días después del injerto	80
Tabla 19. Análisis de varianza del largo del tallo a 30 días después del injerto.....	84
Tabla 20. Promedios de longitud de las yemas a los 30 días después del injerto	85
Tabla 21. Análisis de varianza del largo del tallo a 45 días después del injerto.....	89
Tabla 22. Promedios de longitud de las yemas a los 45 días después del injerto	90
Tabla 23. Análisis de varianza del largo del tallo a 60 días después del injerto.....	94
Tabla 24. Promedios de longitud de las yemas a los 60 días después del injerto	95

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Rosa variedad mundial.	20
Figura 2. Rosa variedad pink-mondial.	21
Figura 3. Rosa variedad explorer.	21
Figura 4. Ubicación del ensayo de campo.	40
Figura 5. Distribución de parcelas del ensayo.	42
Figura 6. Prendimiento de yemas a los 30 días después del injerto con respecto a los tratamientos.	55
Figura 7. Prendimiento a los 30 días después del injerto con respecto a las variedades.	56
Figura 8. Prendimiento a los 30 días después del injerto con respecto a las horas de vernalización.	57
Figura 9. Polinomios ortogonales del prendimiento de las yemas 30 días después del injerto.	58
Figura 10. Prendimiento de yemas a los 45 días después del injerto con respecto a los tratamientos.	60
Figura 11. Prendimiento a los 45 días después del injerto con respecto a las variedades.	61
Figura 12. Prendimiento a los 45 días luego del injerto con respecto a la vernalización.	62
Figura 13. Polinomios ortogonales del prendimiento de las yemas 45 días luego del injerto.	63
Figura 14. Prendimiento de yemas a los 45 días después del injerto con respecto a los tratamientos.	65
Figura 15. Prendimiento a los 60 días luego del injerto con respecto a las variedades.	66
Figura 16. Prendimiento de las yemas a los 60 días luego del injerto con respecto a las horas de vernalización.	67
Figura 17. Polinomios ortogonales del prendimiento de las yemas 60 días luego del injerto.	68
Figura 18. Diámetro de la yema 30 días luego del injerto con respecto a los tratamientos.	70
Figura 19. Diámetro de los tallos a los 30 días luego del injerto.	71
Figura 20. Diámetro de los tallos de acuerdo a las horas de vernalización.	72
Figura 21. Polinomios ortogonales del diámetro del tallo 30 días después del injerto.	73
Figura 22. Diámetro del tallo a los 45 días posteriores al injerto con respecto a los tratamientos.	75
Figura 23. Diámetro del tallo a los 45 días posteriores al injerto con respecto a las variedades.	76
Figura 24. Diámetro del tallo a los 45 días posteriores al injerto con respecto a la vernalización.	77
Figura 25. Polinomios ortogonales del diámetro del tallo 45 días después del injerto.	78
Figura 26. Diámetro del tallo a los 60 días posteriores al injerto con respecto a los tratamientos.	80
Figura 27. Diámetro del tallo a los 60 días posteriores al injerto con respecto a las variedades.	81
Figura 28. Diámetro del tallo a los 60 días posteriores al injerto con respecto a la vernalización.	82
Figura 29. Polinomios ortogonales del diámetro del tallo 60 días después del injerto.	83

Figura 30. Longitud del tallo a los 30 días posteriores al injerto con respecto a los tratamientos.	85
Figura 31. Longitud del tallo a los 30 días posteriores al injerto con respecto a las variedades.	86
Figura 32. Longitud del tallo a los 30 días posteriores al injerto con respecto a la vernalización.....	87
Figura 33. Polinomios ortogonales de longitud del tallo 30 días después del injerto.	88
Figura 34. Longitud del tallo a los 45 días posteriores al injerto con respecto a los tratamientos.	90
Figura 35. Longitud del tallo a los 45 días posteriores al injerto con respecto a las variedades.	91
Figura 36. Longitud del tallo a los 45 días posteriores al injerto con respecto a la vernalización.....	92
Figura 37. Polinomios ortogonales de longitud del tallo 45 días después del injerto.	93
Figura 38. Longitud del tallo a los 60 días posteriores al injerto con respecto a los tratamientos.	95
Figura 39. Longitud del tallo a los 60 días posteriores al injerto con respecto a las variedades.	96
Figura 40. Longitud del tallo a los 60 días posteriores al injerto con respecto a la vernalización.....	97
Figura 41. Polinomios ortogonales de longitud del tallo 60 días después del injerto.	98
Figura 45. Resultado de la primera pregunta de la encuesta.	99
Figura 46. Resultado de la segunda pregunta de la encuesta.	99
Figura 47. Resultado de la tercera pregunta de la encuesta.....	100
Figura 48. Resultado de la cuarta pregunta de la encuesta.....	100
Figura 49. Resultado de la quinta pregunta de la encuesta.	101
Figura 50. Resultado de la sexta pregunta de la encuesta.	101
Figura 51. Resultado de la séptima pregunta de la encuesta.	102
Figura 52. Resultado de la octava pregunta de la encuesta.	102

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Base de datos de la investigación.....	122
Anexo 2. Temperatura y humedad relativa del ensayo	123
Anexo 3. Visualización de datos en el termohigrómetro.....	123
Anexo 4. Delimitación de las unidades experimentales	124
Anexo 5. Construcción del invernadero.....	124
Anexo 6. Preparación del sustrato	124
Anexo 7. Llenado de fundas de polietileno	124
Anexo 8. Ubicación de la parcela neta.....	125
Anexo 9. Desinfección del suelo y siembra de estacas	125
Anexo 10. Fertilización de los patrones.....	125
Anexo 11. Selección de varetas estado arroz, arbeja, garbanzo y rayando color	126
Anexo 12. Desinfección y vernalización de varetas	128
Anexo 13. Injertación	129
Anexo 14. Rotulación, tutorio y agobio	130
Anexo 15. Riego	130
Anexo 16. Control fitosanitario.....	131
Anexo 17. Toma de datos	131
Anexo 18. Invitación a la socialización de la investigación	133
Anexo 19. Socialización	133
Anexo 20. Formato de encuestas.....	134

RESUMEN

Esta investigación se la realizó a partir de las preocupaciones permanentes de los floricultores, de manera especial de las ubicadas en el sector de Cayambe, considerada una zona florícola por excelencia, debido a la ubicación geográfica y bondades climáticas que son únicas en la serranía ecuatoriana. De manera que una vez identificado el problema central, el cual fue: ¿De qué manera lograr un injerto eficiente en rosas que se cultivan en Cayambe-Ecuador?, se determinó el objetivo central que consistió en evaluar la influencia de la vernalización en injerto de yemas en las variedades de rosas *Mondial*, *Pink-mondial* y *Explorer*, mediante el análisis del prendimiento y vigor para el mejoramiento de los procesos de propagación de plantines, procedimiento que es innovador para el caso de las rosas, razón por la cual la metodología y estrategias desarrolladas en el ensayo de campo, constituyeron las principales expectativas, para lo cual se plantearon los siguientes factores de estudio: porcentaje de prendimiento, diámetro y longitud del injerto a los sesenta días, obteniéndose resultados interesantes que marcan la diferencia entre variedades de rosas ensayadas, con respecto al prendimiento a favor de la variedad *Pink-mondial* con un 100%, seguida de la variedad *Explorer* con un 99,58% y en tercer lugar la variedad *Mondial* con un 98,75%, resultados que permiten abrir la posibilidad de usar la vernalización como técnica de prendimiento en injerto de rosas, con lo cual se estaría contribuyendo al mejoramiento en los procesos de producción, a partir del punto más neurálgico como es la propagación de las rosas a gran escala.

Palabras clave: vernalización, injertación, innovación, vigor y prendimiento.

ABSTRACT

This research was carried out based on the permanent concerns of floriculturists, especially those located in the Cayambe sector, considered a floricultural area par excellence, due to the geographical location and climatic benefits that are unique in the Ecuadorian mountains. So once the central problem was identified, which was: to achieve an efficient graft in roses grown in Cayambe-Ecuador ?, the central objective was determined, which consisted in evaluating the influence of vernalization in bud grafting on the varieties of roses Mondial, Pink-mondial and Explorer, through the analysis of the uptake and vigor for the improvement of the propagation processes of seedlings, a procedure that is innovative in the case of roses, which is why the methodology and strategies developed in The field trial, constituted the main expectations, for which the following study factors were raised: percentage of grasping, diameter and length of the graft at sixty days, obtaining interesting results that mark the difference between varieties of roses tested, with respect to in favor of the Pink-mondial variety with 100%, followed by the Explorer variety with 99.58% and in third place the Mondial variety with 98.75%, results that open the possibility of using vernalization as a technique for grafting roses, which would be contributing to the improvement in production processes, starting from the most neuralgic point as is the propagation of roses on a large scale.

Keywords: vernalization, grafting, innovation, vigor and grab on.

CAPITULO I

INTRODUCCIÓN

La rosa es una planta ornamental considerada una maravilla de la naturaleza. Su valor hoy en día es el resultado de numerosos procesos de selección y cruzamiento, lo que ha llevado a obtener variedades, con cualidad de tamaño y forma de botón, diversidad de colores, entre otras; convirtiendo a las rosas en la especie vegetal de ornamentación de mayor cotización en los mercados mundiales (Palacios, 2016).

De acuerdo con información proporcionada por el Instituto Nacional de Estadística y Censos (INEC), (2019), El área de cultivo de rosas ha evolucionado hacia un vertiginoso incremento, pasando de 3.600 hectáreas en 2005 a 4.180 hectáreas en el 2018. Sin embargo, en medio de la aparente bonanza surgen problemas al momento de iniciar una explotación, pues los sistemas de multiplicación convencionales tales como semillas, acodos, injertos y esquejes de plantas de rosas no guardan proporción con el grado de crecimiento de la demanda de material vegetal necesario y de las exigencias que el mercado requiere. El mercado demanda de los floricultores flores de colores, tamaños, formas y longitudes de tallos uniformes que solo se alcanza con un eficiente sistema de multiplicación asexual, así como de los atributos genéticos de los varietales de la resistencia de patrones.

En Ecuador, de acuerdo con lo señalado por Palacios (2016), la propagación de la rosa se hace por medio de injerto, siendo la técnica de yema lateral la comúnmente empleada; lo que ocasiona un prendimiento bajo de las yemas y pérdidas por el poco desarrollo vegetativo que se alcanza, ya que el material vegetal empleado para este proceso es obtenido el mismo día del injerto y la mayoría de las partes vegetativas se encuentran en dormancia, lo que incrementa los problemas de prendimiento y el poco vigor del injerto posterior.

No se ha cuantificado y documentado cuál es el porcentaje de brotación de yemas, prendimiento de injertos de las diferentes especies vegetales y cuál es el costo oculto que genera la falta de vigor de yemas y partes vegetativas en las actividades agroproductivas del Ecuador, ya que la mejor solución encontrada por los productores siempre ha sido una compra mayor de plántulas para suplir esta falta de prendimiento y vigor (INATEC, 2016).

De acuerdo con Becerra (2010), en la naturaleza, ciertas semillas y partes vegetativas son sometidas a temperaturas frías para provocar reacciones enzimáticas a nivel celular, modificaciones bioquímicas que potencian procesos de germinación y brotación; proceso conocido hoy como vernalización. Esta tecnología es utilizada como recurso mejorador del proceso de germinación y brotación vegetativa entre tejidos de la yema injertada; esto constituye una alternativa que incidiría de manera concreta en la multiplicación asexual de plantines de rosas.

Para Llano (2014), una alternativa empleada en muchas especies vegetales para aumentar el vigor de la germinación, brotación de semillas y partes vegetativas es la vernalización de la misma, sin embargo, no se ha encontrado investigaciones realizadas en el Ecuador respecto a la vernalización de material vegetal (yemas) previas al injerto en cultivos de ornamentales o en otro tipo de especies vegetales.

Por lo dicho, esta investigación pretende encontrar una alternativa en la mejora del vigor y prendimiento de los plantines de rosa injertados con las variedades *Mondial*, *Pink-mondial* y *Explorer* mediante la vernalización de las yemas a temperatura y tiempo determinado.

CAPITULO II

OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Evaluar la influencia de la vernalización en injerto de yemas en las variedades de rosas *Mondial*, *Pink-mondial* y *Explorer*, mediante el análisis del prendimiento y vigor para el mejoramiento de los procesos de propagación de plantines.

2.2 Objetivos específicos

- Analizar los fundamentos fisiológicos de la vernalización de plantas de interés agrícola mediante la comparación de resultados alcanzados para su aplicación en el proceso de multiplicación de plantines de rosas de las variedades *Mondial*, *Pink-mondial* y *Explorer*.
- Proponer una metodología de vernalización de yemas de rosa de las variedades *Mondial*, *Pink-mondial* y *Explorer* para el proceso de injertación mediante el análisis de tiempos de tratamiento a temperatura constante; y la determinación de la calidad de los plantines obtenidos.
- Socializar los resultados más significativos de esta investigación entre los floricultores interesados en las propuestas alternativas conducentes al mejoramiento de los procesos reproductivos en los cultivos de rosas.

2.3 Hipótesis

- Hipótesis alternativa (Ha) La vernalización aplicada a las yemas de las tres variedades de rosas objeto de estudio, previa la injertación, demuestran resultados significativos en prendimiento y calidad de los plantines obtenidos.

- Hipótesis nula (H_0) La vernalización a las yemas de las tres variedades de rosas objeto de estudio, previa la injertación, no demuestra resultados significativos en prendimiento y calidad de los plantines obtenidos.

CAPÍTULO III

ESTADO DEL ARTE

3.1 La Rosa (*Rosa spp.*), una planta modelo

Tal como manifiestan Saint-Oyant et al. (2018), las especies del género *Rosa* han sido reconocidas siempre por su gran belleza, propiedades curativas y su valor nutricional. Históricamente, los intentos por clasificar y sistematizar las rosas hasta el siglo XVI no ofrecieron resultados, durante los siglos XVII y XVIII los botánicos descubrieron el camino para las primeras clasificaciones naturales; a inicios del siglo XIX, los investigadores Candolle y Lindley consideraron un mayor número de caracteres morfológicos para la clasificación, se incrementó el número de especies descritas en el género *Rosa* (Tomljenović y Pejić, 2018).

De acuerdo con investigaciones realizadas por Domínguez et al. (2016); Cuazitl y Núñez (2017); Gallegos y Rodríguez (2017), las rosáceas, pertenecientes al orden rosales, son una familia de plantas dicotiledóneas que incluyen especies como las rosas, fresas, frambuesas, moras, entre otras, siendo estas de gran importancia económica, reciben especial atención por científicos, productores y población en general.

Sin embargo, pequeñas diferencias entre las especies así como el número de formas de transición conducen a confusión taxonómica y crean muchas clasificaciones diferentes, problema vuelto a analizar en el siglo XX (Tomljenović y Pejić, 2018).

Las rosas con más de 24.000 variedades se encuentran entre las plantas ornamentales más populares y mejor vendidas a nivel internacional, este cultivo es conocido hace 5.000 años en China y también desde la antigüedad de la cultura romana (Arzate et al., 2014). Las especies

silvestres se encuentran principalmente en Asia y Europa, pero algunas son nativas de América del Norte y África del Norte (Flores, 2018).

Tal como señalan De Lima et al. (2019), este cultivo muy importante para los seres humanos, tiene un alto valor cultural relacionado con su floración continua, convirtiéndose en una de las plantas ornamentales más populares por su coloración y aroma, también es empleada como material para la obtención de aceites esenciales de uso en perfumes, productos cosméticos y la elaboración de alimentos, como ingredientes en postres, pastel de flores, platos exóticos, entre otros; además, se han utilizado durante muchos años con fines medicinales (Escamilla et al., 2015 y Sarangowa et al., 2018).

Actualmente, de conformidad con lo investigado por Mena et al. (2016) y McCarney et al. (2018), en América del Sur, Colombia lidera la producción de flores de corte y plantas ornamentales, donde la rosa se mantiene como una de las especies de mayor cultivo y comercialización, satisfaciendo el mercado internacional, para lo cual desde hace varias décadas han convertido a los invernaderos en la opción tecnológica preponderante.

De la superficie total de producción de rosas, de acuerdo con González et al. (2018), en el Ecuador, alrededor del 75% de los productores se dedican al cultivo de rosas de corte, incidiendo fundamentalmente algunos factores climáticos que favorecen el cultivo, destacando las variaciones de temperaturas diurna/nocturna, la intensidad de la luz, factores que permiten la obtención de una amplia gama de colores y una excelente vida útil, estos elementos han llevado a convertirse al Ecuador en un actor importante en la floricultura mundial, a su vez ha sido este sector una importante fuente de empleo e ingresos de divisas.

3.1.1 Clasificación botánica

Por una parte, Raymond et al. (2018), manifiestan que el género *Rosa* comprende más de 200 especies nativas, debido al gran número de hibridaciones que se han ejecutado, es desconocido la cantidad real de las especies, no obstante, se calcula que pueden existir unas 40.000 variedades, así como Just y Bendahmane (2020), aseguran que la clasificación taxonómica es la siguiente:

Reino: Vegetal

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Rosales

Familia: Rosaceae

Subfamilia: Rosoideae

Tribu: Roseae

Género: *Rosa*

Especie: Spp.

Los mismos investigadores consideran que las especies de *Rosa* tienen un genoma altamente heterocigótico, lo que dificulta la secuencia y el ensamblaje, para reducir su confusión, un homocigoto del material vegetal se creó a partir de una especie diploide que participó en la domesticación, lo que permitió la generación de un conjunto de genomas de alta calidad, quedando considerada entre las tres plantas de mayor cantidad de genomas secuenciados hasta la actualidad, lo que incluye anotaciones de genes codificados, no codificados y los elementos transposones, así como el polimorfismo de todo el genoma de otros 14 genotipos de rosas, proporcionando una sólido base de conocimiento para el trabajo futuro en la comprensión de la variación genómica

asociada con la diversidad floral (Just y Bendahmane, 2020).

3.1.2 Principales características anatómicas de la rosa

De acuerdo con lo investigado por Rocha (2018), el sistema radicular de las rosas, lo define como pivotante, agresivo y vigoroso que alcanza grandes profundidades, característica que se pierde en las plantas obtenidas por estacas, siendo aproximadamente del 5 al 10% del peso total de la planta; por tanto, las plantaciones injertadas pueden presentar un ciclo productivo que fácilmente supera en más de tres años a las reproducidas por estacas.

Las plantas de rosas, tal como lo exponen Arzate et al. (2014), en su mayoría son arbustivas, leñosas, con hoja caduca, en algunas variedades las hay con hojas perennes, el tallo es verde, circular, y con espinas cuando son jóvenes, sin embargo, al envejecer se tornan marrones, disminuyen la cantidad de espinas, las hojas, son compuestas por folíolos anchos, dentados e impares, cuando brotan su coloración es rojiza o morada luego se vuelven verdes y brillosas, del tallo le brota de la yema lateral, esta produce hojas, espinas y la punta se convierte en la flor.

En sus inicios esta planta poseía un gran número de estambres y cinco pétalos; con la obtención de nuevas variedades se produjo una conversión de los estambres en pétalos (que poseen los nectarios que producen su aroma), aspecto que ha dado lugar a plantas con muchos pétalos en sus flores y muy pocos o ningún estambre, por lo tanto se lograron variedades más olorosas, las flores hermafroditas, completas, pentámeras, pueden estar solas o reunidas en ramilletes (Parga, 2016; Munar y Aldana, 2019).

De acuerdo con lo investigado por Magallanes (2017), se denomina inducción floral al cambio fisiológico producido en una yema y que condiciona su evolución a flor, luego continúa la

diferenciación morfológica de dicho cambio, con la aparición de los primordios florales (diferenciación floral), ese momento y condiciones en las cuales tienen lugar es básico porque influye en la cantidad de yemas florales que determinarán la intensidad del proceso de la floración como objetivo fundamental de la plantación.

Para Palacios (2016), existen diferentes tipos de yemas, que se forman en los nudos y axilas foliares, constituyendo un tejido meristemático rodeado y protegido de hojas fotosintéticas, las yemas pueden clasificarse por su tipo, ubicación y posición (Tabla 1).

Tabla 1.

Tipos de yemas

Tipos de yemas	
Yema axilar	Se encuentra entre las ramas, las hojas o en el tallo principal, formadas en las axilas, las que se consideran lugares de supresión del crecimiento, se desarrollan en dependencia de las necesidades de las plantas, así como las condiciones del ambiente.
Yema Apical	Yema activa en continuo desarrollo y que va formando nuevas estructuras para la planta, sus primordios son alargados.
Yema Vegetativa	Se encuentra entre las axilas de tallos, las hojas y sus primordios son redondos
Según su ubicación en las plantas	
Yema Alterna	Es capaz de producir un nuevo tallo y nace de cada nudo
Yema Opuesta	Capaz de producir nuevos tallos, en este caso nacen dos yemas de cada nudo
Yema Verticilada	Nacen tres o más yemas por cada nudo, consiguiendo ser una principal, una activa y las demás fungen como accesorias y se mantienen latentes.
Por su posición en la rama	
Zona de la base	Se nombran yemas basales, pueden encontrarse de tres a cuatro yemas, normalmente no se desarrollan, quedan latentes, menos cuando se ejecuta la poda de la rama por encima de ellas.
Zona del medio	Son las mejores formadas, generalmente las aprovechan los injertadores.
Zona superior	Yemas inmaduras, caracterizadas por ser las últimas en la formación, pero si se elimina la yema apical, se desarrollan vigorosamente.
Zona apical	Se encuentran en la punta y están encargadas de seguir con la prolongación de la rama.

Nota. Fuente: Adaptado de Palacios (2016).

De acuerdo con lo manifestado por Rocha (2018) y Ochoa et al. (2019), el fruto de las rosas, es una drupa carnosa, se encuentra encerrado dentro del receptáculo, ovoide o elipsoide, de color

rojizo, forma una estructura compleja llamada cinorrodón; sus semillas son haploides de $n = 7$ y la forma vegetativa $2n = 14$; en cuanto a la altura de las plantas se pueden hallar algunas en miniatura o enanas hasta otras plantas gigantes ejemplo las trepadoras, las cuales llegan a los diez metros.

3.1.3 La floración en plantas de rosas

Por una parte, Sánchez (2016) y por otra, Mendoza y Encina (2017), coinciden en afirmar que resulta necesario la comprensión de los mecanismos que controlan el proceso de floración en las plantas, considerado como la transición de la etapa vegetativa a la reproductiva, teniendo en cuenta sus señales internas y externas como el ciclo circadiano, la edad, el fotoperiodo, temperatura, entre otros, que generan un tiempo específico de floración en las plantas.

Se reconoce como una hipótesis bien aceptada la que vincula la formación de yemas florales con el equilibrio hormonal interno de estas, sobre el cual intervienen componentes fisiológicos, nutricionales, genéticos y ambientales, sin embargo, existen hechos que definen su impacto sobre este equilibrio, ejemplo, la inducción floral se favorece con el aumento de la actividad fotosintética y de la superficie foliar por otro lado existe la formación de las flores puede producirse cuando se alcanzan un cierto nivel de formación de reservas en la planta o en algunos de sus órganos (Liu y Sherif, 2019).

Uno de los aspectos fundamentales y muy investigado en las rosas, tal como dicen Senegar et al. (2019), es la floración, su arquitectura, color y aroma de las flores, consideradas características claves en el interés económico del cultivo de estos especímenes vegetales; el proceso de domesticación de las rosas ha implicado básicamente la hibridación de varias especies de *Rosa*.

Como muchas plantas arbustivas y diversas especies silvestres, las rosas comienza la transición floral a finales del otoño o en algunos casos a inicios de la primavera, pero la gran mayoría florecen en primavera favorecidas por la duración del día y los aceptables valores de temperatura, normalmente solo florecen una vez al año, mientras que antes de la floración normalmente necesitan varios meses de crecimiento vegetativo (Chávez, 2020).

Desde el enfoque investigativo de Dong et al. (2017), se puede decir que se encuentra bien establecido que los mi-ARN desempeñan funciones esenciales en la regulación del momento de la transición floral en plantas monocotiledóneas y dicotiledóneas. El *módulo miR156-SPL* participa en la ruta de envejecimiento, por lo tanto, cambia el período de crecimiento juvenil para controlar el momento de la floración en las plantas anuales y perennes.

En este proceso, llamado inducción floral, a través del cual las yemas vegetativas se van a preparar para transformarse en yemas florales, se puede lograr mediante los siguientes mecanismos:

- Inducción por fertilización, basado en la nutrición ya que esta posee un papel esencial en el estado general del cultivo, se ha observado que el uso de productos balanceados con macro y microelementos (nitrógeno, fósforo, potasio, zinc, hierro y/o manganeso), los fertilizantes combinados estimulan la síntesis de etileno y esta hormona tiene participación en la causa del efecto, ayudando en la inducción de la floración; comercialmente se ha empleado en la regulación de los periodos de floración y cosecha (Ranjith, 2017 y Yousefi et al., 2020).
- Inducción por estrés hídrico, también la falta de agua se aprecia como un inductor de la floración en diversos cultivos, las condiciones de estrés consiguen regular el momento, duración, intensidad, así como la distribución de la floración, ese déficit hídrico promueve

la diferenciación de yemas florales producto de la disminución de la actividad metabólica y la regulación de la temperatura en los tejidos, van a predominar cambios en los niveles hormonales, en conjunto se alteran procesos fisiológicos como pueden ser el uso de las reservas nutricionales (Li et al., 2017; Agustí y Primo, 2020).

- Inducción a través del anillado, esta ha sido una práctica antigua utilizada para ayudar en la floración, con ella se interrumpe temporalmente el transporte de metabolitos y fitohormonas desde la parte que ha sido anillada hasta otras partes de las plantas (Ambriz et al., 2018).

3.1.4 Regulación hormonal para el proceso de floración

De acuerdo con lo afirmado por Horibe y Yamada (2017), como resultado de los esfuerzos realizados para perfeccionar la calidad de las flores, se han venido desarrollando agentes inhibidores de etileno, garantizando más calidad y una larga duración de las flores cosechadas, estos estudios que han investigado la desaceleración del proceso de envejecimiento comprenden el análisis de los mecanismos de floración y el establecimiento de métodos para controlar tales componentes, así como ajustar el proceso de envejecimiento, para lograr después de la cosecha una alta calidad de las rosas cortadas.

La floración es especialmente importante en climas con fuertes cambios estacionales, la inducción de la floración queda controlada por señales endógenas como el estado hormonal, azúcares y la edad, además de las señales ambientales (De Wit, et al., 2016).

Han sido implicado en el control fotoperiódico de la floración las hormonas auxina, ABA, ET, GA, brasinoesteroide, citoquinina y ácido salicílico (Fornara, 2014), de estos, GA se estudió en

relación con floración desde la década de 1950 y los mecanismos moleculares a raíz de su papel en la floración actualmente resurgen, entretanto la AG se asoció con la floración primeramente solo en días cortos y no inductivos, su papel en la floración ha recibido atención recientemente, en el caso de los mutantes con niveles de proteína GA se ven afectados en la inducción de la floración tanto en días cortos como en los días largos lo que demuestra claramente la importancia de la AG en este proceso (De Wit, et al., 2016 y Garmendia, et al., 2019).

3.1.5 Genómica en las plantas de rosas

Dong et al. (2017), sostienen que en plantas leñosas como la rosa, el control genético del momento de la floración es complejo y no ha sido investigado adecuadamente producto de su largo ciclo de vida y las dificultades para la modificación genética, este cultivo tiene un genoma diploide relativamente pequeño, además, presentan una monumental variación natural, el propio desarrollo de nuevas poblaciones genéticas y las herramientas genómicas, las rosas se han convertido en un buen modelo para ensayar los mecanismos moleculares que sostienen la regulación de la floración en este tipo de plantas leñosas.

La secuenciación del genoma de la *rosa*, para Xu y Liu (2018) es altamente heterocigótica y por tanto, este proceso dado en los principales genotipos abren la posibilidades para una mejor comprensión de la historia evolutiva de estas plantas y los mecanismos reguladores que determinan el aroma y color sus flores.

Las especies de *Rosa*, de acuerdo tanto con Longhi, et al. (2014), como con Leus et al. (2018), presentan niveles de ploidía muy variables, que van desde diploides a poliploides *Rosa prealucens* de la región sino-himalaya parece ser incluso un decaploide, el nivel más alto de ploidía natural en *Rosa*. Curiosamente, la antigua rosa de jardín *R. chinensis* 'Old Blush' y *Rosa*

wichurana 'Baye's thornless' son especies diploides, con tamaños de genoma de aproximadamente 600–800 Mb, cinco a seis veces mayor que *A. thaliana*, o tres veces el tamaño de *Fragaria vesca*.

Un genoma diploide relativamente pequeño, como dicen Foucher, et al. (2015), es la estructura vegetal que da secuenciación, además permite que el genoma completo sea relativamente factible, actualmente se viene ejecutando la iniciativa de la secuencia del genoma de la Rosa con nuevas tecnologías combinadas con datos tradicionales de marcadores moleculares, no obstante, la heterocigosidad del genoma puede ser un problema en algunas especies de rosas debido a la autoincompatibilidad y la frecuente hibridación entre especies.

En las últimas décadas, según Longhi, et al. (2014), se han desarrollado muchos recursos y herramientas genéticas para el análisis genómico en plantas las rosas, llegándose a mapear muchas poblaciones cruzando diferentes especies/cultivares para revelar los mecanismos subyacentes para varios rasgos como el número de pétalos, el color de la flor, la floración continua y el aro; incluso, se edificó con éxito el mapa de enlace genético para rosas tetraploides.

Es necesario recalcar, junto con Foucher, et al. (2015) que un genoma de referencia y de alta calidad para descifrar los rasgos biológicos, clave en las rosas, se lo está investigando con dificultades menos entramadas. Actualmente, las diversas iniciativas para la secuencia del genoma de Rose está en la mesa de investigación y se espera en un futuro cercano desarrollar una secuencia de genoma de alta calidad.

Las opiniones sobre el control genético en la variación del tiempo de floración en rosas convendrían favorecer el desarrollo de nuevo germoplasma para este cultivo proyectando el conocimiento sobre las bases genéticas moleculares para la producción y el mantenimiento de la biodiversidad (Dong, et al., 2017).

3.2 Propagación varietal de las rosas.

Para Zano, (2016) y Ritter, et al. (2018), la propagación de las rosas se puede realizar a través de semillas, estacas, injertos (vareta, yema), aunque el injerto de yema es el método más empleado a nivel comercial, en el caso de las estacas se seleccionan de los vástagos florales a los cuales se les ha concedido el desarrollo completo de la flor, asegurando con ello que el brote floral sea del tipo verdadero.

Para Alcazar, (2018), la propagación vegetativa de la planta a través de las estacas, serán tomadas de plantas sanas, libres de enfermedades y plagas, con las características deseadas, grosor adecuado, longitud entre 0,2 – 0,3m de largo con 2 ó 3 nudos, para lo cual se realiza un corte recto en la parte basal y en la parte apical un corte inclinado.

A las estacas seleccionadas se les sumerge su parte basal en un producto que contiene hormonas enraizantes y luego se procede a la colocación en un banco de propagación, se sugiere mantener una separación entre plantas de 2,5 a 4 cm y entre hileras 7,5 cm, muy importante es una humedad adecuada y una temperatura ambiental entre 18 y 21°C (Sisa, 2017 y Quimbiamba, 2019).

Con las condiciones mencionadas, Parga (2016), considera que el enraizamiento tendrá lugar entre 5 y 6 semanas, dependiendo de la naturaleza del vástago y la época del año, la desventaja de este sistema es que las plantas con raíz propia son muy pequeñas, necesitarán un mayor tiempo de crecimiento e inicio de la producción de flores.

3.2.1 Propagación vegetativa mediante injerto

Ayaviri (2013), respecto al injerto considera que es la asociación o unión de dos partes de diferentes plantas, para la formación de una nueva planta. Este proceso consiste en colocar una yema

procedente de una planta de buenas cualidades en otra, para que estas dos lleven su desarrollo como una sola planta. La yema constituye en sí el injerto, mientras que el tronco en donde es injertada la yema se reconocerá como el patrón, encargado de la parte radicular de la planta.

Camargo (2012), complementa la afirmación anterior que el injerto se emplea para permitir el crecimiento de variedades de valor comercial en terrenos o circunstancias que le son desfavorables, aprovechando la resistencia del pie (patrón) utilizado, o para asegurarse que las características productivas se mantienen inalteradas, frente a la dispersión genética que presenta la reproducción sexual.

Otros autores, entre los que se destaca Jaramillo (2018), afirma que el tallo injertado forma un tejido de cicatrización junto con el tallo receptor, quedando ambos perfectamente unidos por lo cual puede reiniciar su crecimiento, producir hojas, ramas y flores, siendo el injerto la unión del tallo o raíz con otro tejido similar estableciendo la continuidad en el flujo de savia bruta y savia elaborada entre receptor y el injerto; el llamado injerto de yema o de escudete, también llamado en “T”, ha sido el método más práctico empleado en los rosales.

De acuerdo con Camargo (2012), entre los sistemas de injertos por yema se conocen entre los tipos más utilizados: parche, anillo, micro injerto, injerto en T. El trozo de injerto se obtiene de una rama joven, sacando una sección rectangular de la zona que rodea a una yema foliar, semejante a un escudo romano.

3.2.2 Ventajas y desventajas de los injertos

Dentro de las principales ventajas del empleo de injertos se encuentra el mantenimiento de las características de la planta al ser multiplicada, es decir, si se quiere conseguir que la descendencia mantenga las mismas características de una variedad de fruta de calidad o un árbol con una floración

ornamental (Ranjith, 2017).

También, Magallanes, (2017), considera que, si se va a permitir el aprovechamiento de las características que aporta el patrón, en analizar lo que éste ofrece, especialmente una mayor resistencia a través de sus raíces, buscándose siempre una mayor resistencia en suelos complejos, con mal drenaje, calizos, con problemas de plagas, enfermedades.

Muchas veces en la floración el injerto tiene una marcada influencia, aportando con una característica muy interesante, empleada con este fin desde el punto de vista comercial, precisamente el injerto puede adelantar la floración partiendo de edades más precoces, a su vez puede emplearse para retardar la floración y es posible acceder a efectuar un cambio varietal cuando ya se inhabilita el interés comercial de la variedad, por tanto, queda la posibilidad de injertar otra variedad compatible sin la necesidad de alzar la plantación (Sanipatín, 2016).

De acuerdo con Ureta y Santamaría (2016), los injertos dejan al descubierto las siguientes desventajas:

La diseminación de enfermedades ocasionadas por patógenos como virus y bacterias, en este caso las especies infectadas transmitirán a través de diferentes vectores; donde este material vegetativo para propagación llevará consigo algunas enfermedades.

Otro aspecto negativo es el grado de parentesco genético de las poblaciones propagadas asexualmente, lo cual puede convertirse en un problema al no permitir la recombinación genética favorecida en la evolución y adaptación de las especies, por ello, existe una búsqueda constante de clones con características deseables, tal como plantea (Camarena et al., 2014), que provengan de diferentes ambientes, permitiendo así la asociación de la variabilidad genética de sus sitios de origen.

Finalmente, Sandoya, (2019), afirma que la relación injerto-patrón, como una de sus detrimentos más importantes puede ser la presentación de incompatibilidad en esa unión, provocado por una estrangulación, en ella se aprecia la dificultad o estancamiento entre los vasos del xilema y el floema, subyugando el transporte de los nutrimentos del suelo.

3.2.3 Principales variedades de rosas en Ecuador

Ecuador en la actualidad exporta unas 60 variedades de rosas, posee una privilegiada ubicación geográfica, una amplia diversidad de climas y suelos, aspectos que permite producir rosas bellas y de alta calidad, en este país se cultivan numerosos tipos de rosas, modelo agrícola que sirvió para posicionar a Ecuador entre los países principales del mercado mundial de flores (Calderón, 2020).

3.2.4 Las variedades *Mondial*, *Pink-mondial* y *Explorer*

Variedad *Mondial*:

Aldana (2019), manifiesta que esta variedad de rosa tiene pétalos anchos que le brindan un sombreado blanco y uniforme, se puede combinar con flores tonificadas similares, sobresale una larga vida en el florero, su longitud de tallo oscila entre 50 y 60 cm.



Figura 1. Rosa variedad mundial.

Variedad *Pink-mondial*:

Erazo y Sánchez (2011), consideran que esta variedad de rosas ha sido símbolo de virtud, unidad y la pureza de un nuevo vínculo de amor, por ello es reconocida como una rosa nupcial, tiene tonos rosáceos polvorientos que se apertura en un anillo exterior con pétalos de color crema, estas características han convertido a esta variedad en la favorita para su empleo en bodas, llevando consigo un aspecto romántico prístino que adiciona un toque de encanto a cualquier arreglo floral.



Figura 2. Rosa variedad pink-mondial.

Variedad *Explorer*:

Munar y Aldana (2019), manifiestan que esta variedad de rosas es tomada en cuenta como una de las prioridades en la mayoría de las plantaciones más importantes en Ecuador, es popular y muy solicitada en el mercado ruso, es una de las rosas más grandes, posee una larga vida como flor de florero, presenta coloración rojo oscuro, gran tamaño de cabeza, una longitud de tallo entre 60 – 90 cm.



Figura 3. Rosa variedad explorer.

3.3 Condiciones edafoclimáticas del cultivo de rosas

3.3.1 Influencia de la temperatura

Erazo y Sánchez (2011), consideran que dentro del rango de temperatura óptima para el adecuado crecimiento de rosas se requiere entre 17°C y 25°C, donde los valores mínimos no deben bajar de 15°C, tampoco es conveniente en el día una máxima de 28°C, en ocasiones se mantienen ligeramente algunos valores superiores o inferiores durante cortos períodos, que no producen daños fisiológicos, en cambio sí se prolongan pueden afectarse las plantas y con ello aparecer flores deformes, con gran número de pétalos pequeños, se retarda el desarrollo y todo ello influye en una mala calidad de este cultivo.

En este sentido Munar y Aldana (2019) proponen la búsqueda de estrategias que mejoren la hermeticidad de los invernaderos, ya que existe presencia del fenómeno conocido como inversión térmica el cual afecta la producción agrícola, al quedar expuestas las plantas a condiciones térmicas no óptimas limitando con ello de forma parcial la productividad del cultivo de rosa.

3.3.2 Humedad relativa

Anthura (2016) y Peery (2017), dicen que para la producción de rosas en invernaderos se requiere integrar estrategias de gestión agronómica con una excelente comprensión de la influencia del microclima en estas áreas, entre otros factores, debe existir un óptimo porcentaje de humedad relativa que favorezca un incremento gaseoso y con la adecuada apertura de los estomas, a su vez se evite la aparición de enfermedades; generalmente esta humedad relativa deberá oscilar entre el 60 y 70%, no obstante existen periodos del ciclo donde se requiere mayor humedad para la estimulación del crecimiento, tal como sucede en la etapa de plantación.

También durante las podas es importante mantener control de la humedad relativa (85-90%), con ello se estimulará la formación de las yemas y el adecuado crecimiento, en esta etapa mantener niveles por debajo del 60% consiguen producir daños severos por deshidratación y un incremento de plagas como los ácaros; la humedad relativa de los invernaderos se regulará a través de la correcta ventilación y nebulización cuando sea necesario (Ramos, 2017).

3.3.3 La iluminación como factor

Para Anthura (2016), otro de los elementos fundamentales para el correcto desarrollo de procesos fisiológicos es la luz, considerando su influencia en la formación de materia seca debido a su acción fotoenergética, dada por la intensidad y la participación en el desarrollo gracias a la acción estimulante actuando por la duración, en el caso de la intensidad concerniente a los umbrales lumínicos necesarios para la fotosíntesis es mayor que el necesario para el cambio de las fases, en el cual su umbral de intensidad es tan pequeño que incluso puede ser activado por la luz de la luna.

Peery (2017), determina que la altura del sol sobre el horizonte, la nubosidad, grado de humedad del aire, la transparencia del aire, como factores que pueden hacer variar la intensidad de la luz, no obstante, la duración se mantendrá determinada fundamentalmente por el tiempo que transcurra entre la salida y el crepúsculo solar.

Este mismo autor considera que en el caso de las rosas, al tratarse de una planta de días largos, es necesario el oscurecimiento, en ocasiones las elevadas intensidades radiantes van acompañadas generalmente de un intenso calor, allí se deberá aplicar el oscurecimiento ligero e ir luego cambiando progresivamente la intensidad luminosa.

En cambio Anthura (2016), afirma que en países como Holanda se ha realizado una práctica común para obtener una irradiación durante 16 horas al día, con niveles de iluminación de hasta 3.000 lux, para conseguirlo emplean lámparas de vapor de sodio, con lo cual mejoraron la productividad de las plantas de rosas, en esta especie el índice de la iluminación para su crecimiento deberá seguir la curva total de luz como en los meses de verano, cuando han de predominar las luminosidades muy elevadas durante el día, aumentando la producción de flores más que durante el invierno.

3.3.4 Ventilación de la zona de cultivo

Como afirma Chimarro (2012), en los últimos tiempos se ha venido presentando, la propia condición del cultivo en los invernaderos, con la influencia de la regulación ambiental de los índices ecofisiológicos de los mismo, donde estudiar los cambios de cada índice bajo la apertura y el estado de ventilación conduce a la mejora de la teoría del control ambiental del invernadero.

Verdezoto et al. (2019), manifiestan que se toma en cuenta mucho que las temperaturas en las primeras horas del día son muy bajas como para ventilar el área, al mismo tiempo los niveles de dióxido de carbono llegan a comportarse como un elemento limitante para el crecimiento de la planta; en climas fríos donde la ventilación diurna no es rentable económicamente, se aprecia el efectivo aporte de dióxido de carbono elevando los niveles a 1.000 ppm, para incrementar la producción de las plantas.

También Anthura (2016), cree que el cierre de la ventilación debe efectuarse antes del atardecer, producto el descenso de las temperaturas y los niveles del dióxido de carbono continúan reduciéndose fruto de la actividad fotosintética de las plantas, en este caso convendrá que el cultivo

de rosas requerirá una humedad ambiental respectivamente elevada, para ello se tienen que regular los pasillos con la adecuada ventilación durante las horas más calurosas del día.

Según Chimarro (2012), la aireación podrá ser regulada de forma automática o manual, se realiza abriendo los laterales y el cenit del invernadero, también se puede ayudar con el uso de los ventiladores o con extractores de presión.

3.3.5 El suelo o sustrato para el cultivo de rosas

De acuerdo a lo señalado por Anthura (2016), el cultivo de las rosas necesita un sustrato rico en materia orgánica, con buena capacidad de aireación y adecuado drenaje al ser sus raíces muy sensibles al encharcamiento, el valor de pH deberá oscilar entre 6 a 7, pero este aspecto depende en pocas ocasiones del portainjerto utilizado.

Según Chimarro (2012), estas plantas tampoco toleran elevados niveles de calcio, en el caso que este elemento esté en exceso, de forma rápida, se mostrará una clorosis, en el caso de las sales solubles, se plantea que tampoco soportan un nivel elevado, por ello se admite como la máxima tolerancia de salinidad de 3dS.m^{-1} , una alta cantidad de sales va a ocasionar quemaduras hacia los márgenes de las hojas.

3.4 Agrotécnia del cultivo de rosas

3.4.1 Preparación del suelo

De acuerdo con lo afirmado por Verdezoto et al. (2019), la optimización en el uso de los recursos locales disponibles se mantiene como objetivo primordial para mantener la productividad en la agricultura moderna, aspectos que incluyen los recursos edáficos y para lograrlo es posible reducir el uso de insumos externos no renovables.

Anthura (2016), describe como importante práctica agronómica en los invernaderos de rosas una buena preparación de los suelos, el mejoramiento por todos los medios las sinergias entre las condiciones del suelo y los patrones del cultivo, de forma tal que una correcta preparación del suelo permitirá mantener una disponibilidad adecuada para la absorción de elementos minerales en tales sistemas de cultivo.

En la preparación del suelo se comenzará con la limpieza del área, generalmente se realiza un trabajo de subsolado a la profundidad de 0,5m, también se hará la fertilización de fondo colocando en la base Fósforo y Calcio, así como abonos orgánicos, otras labores a tener en cuenta son el pase de arado, rastra, la desinfección, correcta nivelación, alzada y delineamiento de las camas (Verdezoto et al., 2019).

Para Verdezoto et al. (2019), referente a la preparación del suelo, destacan sobremanera que en invernaderos se debe asegurar un ambiente libre de plagas y enfermedades, siempre que sea posible es recomendable, realizar una preparación del suelo profunda y ver la desinfección como una de las actividades más importante a realizar, es un factor clave, y a su vez la base del manejo integral fitosanitario en los invernaderos.

3.4.2 Cuidados en el momento de plantación

Para Anthura (2016) y Peery (2017), es importante evitar el desecamiento de las plantas, en la época de plantación, se deberá realizar un riego abundante, el ancho de camas en el invernadero puede estar entre 0,70 m y 1,20 m, como largo estándar de 30 m, los pasillos tendrán entre 0,40 hasta 0,60 m como mínimo, con lo cual se alcanza una densidad de siembra entre 6 y 8 plantas por metro cuadrado como promedio.

Se elegirá el tipo de patrón a emplear antes del trasplante, para la selección del patrón a explotar depende de las características que se desee transmitir a la variedad y el sitio donde se cultivará, en rosas son utilizados fundamentalmente según sus características definidas el patrón Natal Brier, Índica, Manetti y Canina, no obstante la diversidad de patrones al presente es el Natal Briar, uno de los más utilizados por su vigorosidad, importante cualidad que le transmite a la variedad (Chimarro, 2012).

Para el enraizamiento del patrón elegido, de acuerdo con las experiencia valiosas de Jácome (2011), es necesario realizar un corte horizontal en la parte basal y el corte en bisel en su parte superior, dejando estacas de 0,2m, estas serán desinfectadas en su parte superior y se aplican hormonas de enraizamiento en la base, luego se llevan al sustrato de enraizamiento; dentro de los mejores sustratos para enraizar los patrones se encuentran la tierra negra y la cascarilla de arroz, al sustrato se realiza el riego de fondo y la posterior siembra, en esta etapa se tratará mantener la temperatura a 25°C y Humedad relativa por encima del 90%.

Para Ranjith (2017), la formación final de la planta de rosa se realiza el injerto en el campo, se elige la variedad dependiendo del mercado donde se comercializarán, la resistencia y tolerancia a enfermedades y las plagas, entre otros, generalmente se buscan plantas con colores atractivos, tallos largos y de botón grande.

3.4.3 Fertirriego

En los invernaderos, de acuerdo con Sanipatín, (2016), es necesario tomar en cuenta que el sistema de fertirriego se compone por motobombas de succión, inyector de fertilizante, filtros, válvulas, tuberías y emisores en campo, este sistema queda controlado a través de sensores eléctricos que son comandados desde un controlador central, su manejo requiere la consideración de diversos

aspectos a tener en cuenta antes, durante y después de la operación, siendo de alta importancia revisar el voltaje, observar no existan fugas de presión y que esta sea la necesaria para regar uniformemente el cultivo, además se deberá limpiar los filtros, estar pendiente de la salida de agua de cada emisor, entre otras actividades.

En cuanto a la fertilización para Hirzel, et al., (2013), en los cultivos de rosas en condiciones de invernaderos, tomando en cuenta que a través del riego, se debe asumir que el abonado de fondo pudo haberse o no realizado, este importante proceso de fertilización de las plantas también juega un papel en la prevención de la infección por patógenos al fortalecer a los cultivos, es conveniente controlar los parámetros de conductividad eléctrica y el pH de la solución del suelo, para lograr el efecto deseado ante el aporte de los nutrientes, la cantidad de nutrientes a emplear en el fertirriego queda sujeto a cantidad de nutrientes en el suelo y agua de riego, la variedad de rosas, su estado fenológico pues la absorción de los nutrientes difiere según estos elementos y por ello varía también cantidad de fertilización.

Mahboobeh, (2012) y Jiang, et al. (2016) aseguran que un adecuado sistema radical hará eficiente la absorción de los nutrientes que serán traslocados por vía xilemática por donde asciende junto al agua, sales y sustancias inorgánicas, distribuyéndose en las partes superiores de las plantas. Para este cultivo se emplean esencialmente las formulaciones con Nitrógeno (N), Fósforo (P_2O_5) y Potasio (K_2O), así como, Ca, Mg, S, B, Cl, Cu, Fe, Mn, Mo y Zn, cada uno interviene como activador de reacciones metabólicas y en la conformación de la materia celular.

Dependiendo del diagnóstico realizado, se hará la fertilización convencional, foliar o solamente el fertirriego, para una mejor nutrición es necesario el diagnóstico del suelo, agua y el estado del cultivo, en gran parte de las empresas florícolas que realizan cultivo de las rosas se ejecutan

frecuentes análisis de Nitratos y Nitritos, así como, el Potencial de Hidrógeno y Conductividad eléctrica que se están monitoreando de forma permanente (Zhang, et al., 2018).

Para Mahboobeh, (2012) y Jiang, et al. (2016), la frecuencia del riego y la cantidad de nutrientes que se pone en este sistema de fertirriego, depende de varios aspectos como el clima, eficiencia del riego, tipo de suelo, examen visual del cultivo, entre otras, se utilizan tensiómetros en sus camas de cultivo lo cual determina cuanto y cuando regar, basados en la manera que la fuerza de retención de las partículas del suelo actúa sobre el agua, cuando estos tensiómetros marquen por encima de los 20 centibares se debe ejecutar el riego, si los valores se encuentran entre 10 y 20 centibares no se debe regar, es recomendable la colocación de un tensiómetro a 0,4 m y otro 0,6m de profundidad con ello se logra que el de 0,6m indica el volumen de agua que se deberá regar y el de 0,4m denote la frecuencia del riego.

3.4.4 Conducción del cultivo

Zhang, et al. (2018), consideran que dentro de las labores culturales para la correcta conducción del cultivo transcurrida la etapa de trasplante está el fertirriego, este permitirá un íntimo y activo contacto del sistema radical con el sustrato de cultivo, se mantendrá hidratada la planta; también se incluye actividades como la aplicación de algunos estimulantes foliares, el control de enfermedades como *Oidio* y *Mildeu velloso*, así como los desbrotes realizados al patrón para dejar una sola rama.

Cuando el patrón llega a la tercera semana de edad, según Jiag, et al. (2016), se realiza el injerto, colocando la yema a injertar en el patrón, cuando esta presenta una coloración rojiza e hinchada se retirará el plástico y se comete el agobio del patrón para provocar que la dominancia apical se

concentre solamente en el brote de la variedad, una vez que pueda realizar la fotosíntesis, se ejecuta la decapitación

Para que haya continuidad del crecimiento de esta variedad injertada, Zhang, et al. (2018), a medida que la planta va a crear el primer botón, el cual se corta para inducir nuevos brotes, la formación de las plantas puede ser por pisos depende del manejo agronómico que se le brinde y tiene como preferencia conseguir una mejor estructura de la planta donde algunos tallos se cosechan, otros se desperdician y se armarán pisos. En la formación de la estructura es recomendable cortar los basales a una altura de 0,4m, así como romper la segunda hoja e ir pinchando los demás tallos a la altura de 0,2m según su grosor.

Para Sanipatín, (2016), diversas son las labores adicionales realizadas a este cultivo como pueden ser: el tutoreo, encanaste, desbotonado, deschuponado, aclareo, raleos, las podas sanitarias, remoción y escarificación del suelo, la limpieza de camas y los pasillos entre otras.

Ya en la cosecha, de acuerdo con Zhang, et al. (2018), se podrán ejecutar tres formas de cortes que son axial (en el punto exacto de nacimiento), bajando (por debajo del punto de nacimiento) y subiendo (por encima del punto de nacimiento), en este proceso se incluye actividades como determinación del sitio, la desinfección de tijeras, orientación de la yema de corte, una vez terminada la cosecha se envuelven los tallos cosechados.

3.4.5 Manejo fitosanitario del cultivo

No solo en el campo se debe cuidar el aspecto fitosanitario de las plantas, un botón de rosa empleado para la comercialización no debe tener signos o síntomas de ataque de plagas o enfermedades, por ello es necesario monitorear constantemente y analizar si existen agentes que están afectando al cultivo, la intensidad del daño otros más (Sanipatín, 2016).

Dentro de las principales enfermedades, de la experiencia lograda por Miranda y Lucero, (2019), entre las que más afectan las plantaciones de rosas bajo invernadero se encuentran *Mildiu velloso*, *Botrytis*, *Oidio*, *Mancha negra*, entre otras; también los daños provocados por nematodos debilitan las plantas y enfermedades oportunistas en las raíces y las partes aéreas disminuyen el potencial productivo del cultivo.

Dentro de las prácticas culturales para este cultivo, Muñoz, et al. (2019), es de suma importancia el manejo de enfermedades, basado en múltiples ocasiones en tratamientos preventivos a través de numerosos productos químicos; no obstante, se presentan enfermedades como los brotes de moho gris (*Botrytis cinerea Pers*), que logran infestar las plantaciones de rosas durante su producción en los invernadero y los síntomas se expresan en el entorno de la poscosecha, resultando en significativas pérdidas económicas.

De acuerdo con Sanipatín, (2016), diversas plagas afectan este cultivo, apareciendo en determinados periodos fuertes poblaciones de Trips, Ácaros, Pulgones, Mosca blanca principalmente, su control por lo general es preventivo, para lo cual se emplea el uso de variedades resistentes, las podas sanitarias, uso de atrayentes, repelentes y control químico, este último es muy empleado.

Existen además factores negativos que afectan el estado fitosanitario de las plantaciones como los desequilibrios nutricionales, desbalances de temperatura, humedad, efectos adversos por radiación ultravioleta y fitotoxicidad provocada por exceso de agroquímicos (Watson et al., 2018).

3.5 Definición de Vernalización:

La vernalización comprende un proceso a través del cual la floración se acelera por una exposición prolongada a una baja temperatura, garantizando que la misma se provoque en la estación

apropiada del año, en algunas plantas la vernalización proporciona como resultado la represión del represor de floración FLC (Ding et al., 2020).

La vernalización conduce a modificaciones de histonas, la marca de genes transcripcionalmente inactivos, que reprimen la FLC, promoviendo así la floración (He, et al., 2020), Por el contrario, el papel de vernalización en otras especies, como los pastos templados, es activar lo positivo gen de floración VRN1 (Chong, 2018), la vernalización se puede dividir en tres etapas iniciación de vernalización (exposición prolongada al frío), memoria de vernalización (después del frío exposición) y restablecimiento de la vernalización (en la próxima generación).

Sanipatín, (2016), considera que el estudio de la vernalización va a diferir según la planta con la cual se trabaja, no obstante existen dos grupos de plantas bien diferenciadas (especies monocárpicas y las policárpicas) y para cada uno el proceso de vernalización es específico, como se explica a continuación:

Para Lau, et al. (2018), la vernalización en especies monocárpicas, la floración se ejerce cuando ya han cumplido ciertas exigencias de frío, una vez concluido el cuajado y la fructificación mueren, por tanto, estas plantas sólo duran una floración, es un caso poco complejo pues al ser de un solo ciclo se establecen de forma sencilla los parámetros necesarios para su floración

En cambio para Chávez, (2020), la vernalización en especies policárpicas, por ser especies más complejas, son plantas que una vez germinadas, duran varios años, tienen varias floraciones y no se puede exclusivamente estudiar la vernalización, puesto que las plantas sobreviven varios ciclos, hay diferencias entre las exigencias de frío para salir del letargo y la vernalización, siendo requerimientos de frío las horas (de frío) necesarias para que la planta salga de su latencia o letargo invernal (sin tener que ver con la floración) y la vernalización se induce la fase reproductiva; otras

denominaciones para la vernalización son las de vernalización absoluta y vernalización facultativa como se muestran a continuación:

Vernalización absoluta: en este caso, las plantas no van a florecer si no son vernalizadas, sucede con plantas bianuales las cuales permanecen en estado vegetativo y en forma indefinida, que al exponerse previamente a temperaturas bajas durante un determinado período de tiempo pueden florecer; por lo tanto, la floración dependerá absolutamente del frío, en dependencia de la especie, se van a requerir hasta varias semanas con temperaturas bajas, levemente superiores al punto de congelación (Fernández y Johnston, 2006).

Herrera, (2016) considera que especies vegetales bianuales como la zanahoria, col, entre otras, donde la floración va a ocurrir en el segundo año y la inducción de la floración por manifestación a la estación invernal entre las dos temporadas provoca la misma, en el caso de las especies perennes que requieran de la vernalización tienen que pasar por un período de frío durante cada invierno para poder florecer.

Vernalización facultativa: En ocasiones se define como vernalización opcional; para las plantas anuales de invierno (como trigo y centeno), no es necesario la vernalización, no obstante un tratamiento de frío puede acelerar la floración, aquí el requerimiento se considera cuantitativo al existir una relación directa entre la disminución del tiempo para el inicio de la floración y la duración del período de frío, ejemplo si los cereales de invierno no sufren vernalización va a ser escasa su floración es y se reduce su producción considerablemente (Cammarano et al., 2020).

3.5.1 Factores que afectan la vernalización

Ding et al. (2020), Consideran que la temperatura constituye un factor clave para el crecimiento y el desarrollo de las plantas, el ciclo de vida se ve afectado por las temperaturas ambientales,

siendo la termomorfogénesis una respuesta a estas variaciones, un ejemplo de ello es exponer a bajas temperaturas a las plantas, con este enfriamiento, la germinación o la floración se pueden acelerar en algunas especies de plantas.

Para Bauerle, (2019), después de someter las plantas a la vernalización, no necesariamente va a dar inicios a la floración, lo que sí ha quedado demostrado es que se adquiere la capacidad para hacerlo, de allí que la temperatura puede afectar la efectividad del proceso, también el tiempo de duración o exposición a las bajas temperaturas incidirá en la mayor garantía de éxito, por último, se deberá tener en cuenta el cambio brusco de temperatura en el sitio donde se realizará el injerto por ello se deberá certificar no exponer las yemas a la acción directa de altas temperatura.

3.5.2 Resultados de la vernalización

La vernalización deriva en la supresión de genes que cohiben la floración, las especies vegetales han desarrollado sistemas para divisar su medio y con ello modifican su crecimiento y desarrollo, en este proceso se suscita la floración en la medida que las especies distinguen la manifestación de bajas temperaturas como requisito siendo un rasgo adaptativo que beneficio la floración en las condiciones favorables de la primavera (Kim, et al., 2009).

A partir de investigaciones con *Arabidopsis*, la base molecular de la vernalización quedó revelada por primera vez, a estos resultados se unieron una amplia gama de estudios fisiológicos que sirvieron de sólida base para las posteriores indagaciones moleculares y genéticos, de este proceso a través del cual las plantas sean competentes para florecer luego de una exposición prolongada al frío (Amasino, 2010).

La floración puede verse afectada por factores ambientales e inciden además requisitos y variaciones genéticas que regulan este periodo, también alcanza retrasarse o prevenirse si no se cumplen sus exigencias de exposición en cuanto a temperaturas y/o fotoperiodos (Weller y Ortega, 2015).

Para los principales cultivos de leguminosas, las especies como: garbanzos, guisantes, lentejas, entre otras, provienen de regiones templadas, son plantas de día largo y sensibles a la vernalización con respecto al control de la floración (Cronk, et al., 2006). Así en leguminosas la idea inicial del control genético de la respuesta de vernalización procede del trabajo en *M. truncatula*, demostrándose que los genes FTa1 y FTa2 son estimulados por la vernalización pero poseen diferentes patrones de respuesta, el gen FTa1 solo se expresa después del retorno a situaciones cálidas, entre tanto el FTa2 se induce ante la exposición al frío (Laurie, et al., 2011).

En el caso de los cereales han sido bien estudiada la vernalización, particularmente para estas especies, ha quedado demostrado que la tolerancia a la congelación expresada genéticamente están reguladas en el tejido de base de hojas y tallos cuando el requisito de vernalización está saturado, antes de que cualquier desarrollo del ápice, el efecto negativo de este proceso en la tolerancia a la congelación es más dinámico cuando las especies se vernalizan en días largos que en los días cortos, en cambio las variedades insensibles a la vernalización no pueden desarrollar mucha tolerancia a la congelación (Ergon, et al., 2016).

Como se ha venido expresando la regulación de la floración por la vernalización es un fenómeno extendido principalmente en las especies anuales de las regiones o zonas templadas, no obstante, se considera ha evolucionado libremente en múltiples linajes de plantas, brindando como

resultado, una diferente capacidad de respuesta a la vernalización posiblemente entre los mecanismos genéticos y los grupos los genes que participan (Kim et al., 2009).

En cuanto a los estudios de variación natural mostraron la participación de un segundo gen, el denominado *Flowering Locus C* el cual confiere un requisito al codificar una proteína de la caja MADS, proporcionando información sobre la base molecular de la vernalización; su sobreexpresión evita la floración, por tanto se demuestra que *Flowering Locus C* es un supresor muy potente de la floración, la vernalización desactiva la expresión de *Flowering Locus C* ayuda a la transición floral. Entretanto se desconoce cómo *Flowering Locus C* se restituye a su estado activo en la medida que pasa a la próxima generación (Choi et al., 2009).

Al referirse el presente estudio a una especie perennes policárpicas de las Rosaceae, la iniciación de la flor y la floración puede ocurrir dentro de la misma estación, estas plantas poseen ramas que son inducidas a florecer en verano y luego estas flores crecen para que la fructificación ocurra en otoño (Kurokura et al., 2013).

Como se puede apreciar en los cultivos florícolas independientemente de su clase: flores cortadas, plantas de cama, plantas en macetas con flores, plantas perennes herbáceas, etc. la floración es la piedra angular de estos cultivos, por su colorido la domesticación de estas continuará dentro de los principales programas de investigaciones para comprender los numerosos mecanismos de control genético para el inicio y desarrollo de la floración incluyendo la propia regulación autónoma, la regulación externa donde entran la vernalización, el fotoperiodismo, la calidad de la luz, así como sus interacciones, la inducción de irradiancia, los factores de estrés, entre otros (Erwin, 2007).

CAPÍTULO IV

MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Materiales

4.1.1 Materiales físicos

Equipos

- Termohigrómetro
- Calibrador
- Flexómetro
- Balanza digital
- Calculadora
- Computador
- Cámara fotográfica
- Equipo de fumigación (traje impermeable, casco, guantes, botas de caucho, gafas de protección, mascarilla)
- Cuarto frío
- Construcción de invernadero para el ensayo

Herramientas

- Cuchilla de injertar
- Tijera de injertar
- Bomba de fumigación de 20 litros
- Sistema de riego.

- Manguera de $\frac{3}{4}$
- Ducha de riego
- Azadones
- Sierra de hierro
- Sierra de madera
- Martillo
- Bomba de agua a gasolina

Materiales para trabajos de campo

- Papel de envoltura *Parafilm* ®
- Pliegos de papel periódico
- Gavetas
- Tinas
- Recipientes para mezcla de productos
- Buretas para dosificación de productos químicos
- Fundas de polietileno de 20 x 30 cm
- Marcador permanente
- Alambre galvanizado de amarre
- Estacas de madera
- Cinta impermeable para rótulos

Insumos

- Agua de riego
- Tierra negra

- Pomina
- Turba
- Alcohol isopropílico
- Cuaderno de notas
- Esfero
- Apoya manos

4.1.2 Materiales biológicos

- Patrones de rosas *Natal-briar*
- Varetas con yemas variedad *Mondial*, *Pink-mondial* y *Explorer*

4.1.3 Materiales químicos

- Fungicidas
- Insecticidas
- Fertilizantes
- Bioestimulantes

4.2 Métodos

4.2.1 Localización del área de estudio

El presente trabajo de investigación se realizó en la “Finca Mixiflowers” que se encuentra ubicada en la comunidad San Luis de Guachalá del Cantón Cayambe, provincia de Pichincha. La zona de estudio se encuentra a una altitud de 2830 m.s.n.m. en las coordenadas UTM, WGS 84 (0814092 Este 9998947 Norte) con una temperatura máxima de 23°C y una temperatura mínima de 10°C,

(Gobierno Provincial de Pichincha, 2017). De manera concreta, en la Figura 4 se puede apreciar la localización del lugar de los ensayos de campo.



Figura 4. Ubicación del ensayo de campo.

4.2.2 Diseño experimental

El diseño experimental utilizado en la investigación fue un diseño de bloques completos al azar (DBCA) en arreglo factorial $A \times B$, con 4 tratamientos y 3 repeticiones, dando un total de 36 unidades experimentales, se realizó la prueba de significancia Tukey al 5%, se utilizó para las 3 variedades comparaciones ortogonales y para las 4 temperaturas polinomios ortogonales con respecto al diámetro y la longitud del injerto. Se utilizó la prueba de normalidad de Shapiro-Wilk; Bartlett y Levene cuando la prueba de Shapiro-Wilk, resultó negativa.

4.2.3 Procesamiento de datos

Los datos obtenidos en la investigación fueron tabulados y procesados, mediante el programa Microsoft Excel 14.0, para el análisis estadístico de cada variable se partió de la determinación de la normalidad de los datos mediante la prueba de *Shapiro - Wilk*, *Levene* y *Bartlett*; según sea el caso; el análisis de Varianza (ANOVA), cuadro de promedios para los tratamientos, factor variedades y factor horas de vernalización, al haber significancia entre variedades se realizó tukey.

Tabla 2.

Esquema Anova

Fuentes de Variación	Grados de Libertad
Total	35
Tratamientos	11
Bloques	2
Factor A	2
Factor B	3
Interacción A x B	6
Error experimental	22

Factor A (variedades de rosa)

- A1= *Mondial*
- A2 = *Pink-mondial*
- A3= *Explorer*

Factor B (tiempo de vernalización). En base a lo señalado, tanto por Ergon, et al. (2016) como por Bauerle, W. L. (2019).

- B1= 0 horas de vernalización.
- B2= 48 horas de vernalización.

- B3= 96 horas de vernalización.
- B4= 144 horas de vernalización.

4.2.4 Unidad Experimental

La unidad experimental fue de 1,40 metros de largo y 0,50 metros de ancho, con un área total de 0,70 m², que se estableció en la finca Mixiflowers, la unidad constó de 20 patrones, dando un total de 36 unidades experimentales sembrados en fundas de polietileno de 20 cm de ancho por 30 cm de alto, con un sustrato preparado para la germinación de los patrones; esto es 60% tierra negra, 30% pomina 10% turba. En la Figura 5 se puede evidenciar la distribución del ensayo.

Bloque 3	Bloque 2	Bloque 1
T9=E+0	T10=E+48	T5=PM+0
T8=PM+144	T6=PM+48	T11=E+96
T6=PM+48	T9=E+0	T8=PM+144
T5=PM+0	T2=M+48	T6=PM+48
T11=E+96	T5=PM+0	T1=M+0
T4=M+144	T7=PM+96	T7=PM+96
T7=PM+96	T1=M+0	T10=E+48
T3=M+96	T3=M+96	T4=M+144
T12=E+144	T4=M+144	T2=M+48
T10=E+48	T12=E+144	T3=M+96
T2=M+48	T8=PM+144	T12=E+144
T1=M+0	T11=E+96	T9=E+0

Figura 5. Distribución de parcelas del ensayo.

Nota. Tratamientos=T1, T2, a T12; Variedades: E= Explorer; M= Mondial; PM= Pink-mondial; Horas de vernalización 0, 48-96-144

4.2.5 Parcela neta

La parcela neta fue de 1,40 metros de largo y 0,50 metros de ancho, con un área total de 0,70 m², se dejó caminos de 50 cm para la toma de datos y el manejo del cultivo, al realizar este tipo de invernadero se puede simular de mejor manera los procesos y manejo de los patrones injertados.

4.3 Variables en estudio:

4.3.1 Variable independiente

La investigación se realizó injertando yemas vernalizadas de 3 variedades de rosa (*Mondial*, *Pink-mondial*, *Explorer*), frente a yemas no vernalizadas de las 3 variedades, en la cual se evaluó el efecto de la vernalización en yemas.

4.3.2 Variables dependientes

- **Prendimiento de yemas**

A los 0, 30, 45, 60 días posteriores de realizado el proceso de injerto en los patrones, se tomó datos de los plantines que iniciaron el crecimiento de un nuevo brote, efectuando la lectura visual de toda la parcela, los valores se expresaron en porcentaje (Palacios, M. 2016).

- **Diámetro de yemas prendidas**

A los 0, 30, 45, 60 días posteriores de realizado el proceso de injerto en los patrones, con un calibrador pie de rey, se determinó el diámetro del brote, midiendo a 5cm de la base del injerto, efectuando la medición de los injertos en toda la parcela (Ranjith, K. 2017).

- **Longitud de yemas prendidas**

A los 0, 30, 45, 60 días posteriores de realizado el proceso de injerto en los patrones, tal como recomiendan Camargo, C. (2012) y Ayaviri, J. (2013), con un flexómetro se midió la longitud del nuevo brote desde la base del injerto hasta el borde inferior del botón floral, realizando la medición de los injertos en toda la parcela.

4.4 Determinación del diseño agronómico del ensayo

Previo a la ejecución del ensayo se realizó una visita de campo para determinar el área de trabajo. La preparación del área del ensayo inició con la nivelación y construcción del invernadero, adecuando para dar las condiciones óptimas para el desarrollo de los plantines.

4.4.1 Diseño de parcelas

Para el diseño se utilizó estacas de madera, piola, flexómetro, clavos, martillos, con el fin de delimitar las unidades experimentales y caminos, cada parcela experimental se constituyó de 240 plantines, dando un total de 720 plantines injertados, se rotuló cada parcela neta para su identificación.

4.4.2 Preparación del sustrato

Para la preparación del sustrato, se tomaron en cuenta las sugerencias dadas por Zono, M. (2016), de manera que, para la preparación de la mezcla se emplearon los siguientes materiales:

- 1209,6 kg de tierra negra de paramo andino.
- 604,8 kg de cascajo piedra pomina.
- 201,6 kg de turba de musgo blanco spagnum.

Estos tres materiales se mezclaron de forma manual, se desinfectó con Propamocarb clorhidrato en dosis de 2,5ml l⁻¹, A las 24 horas de este proceso se llenó con el sustrato las 720 fundas de polietileno perforadas con capacidad de 2.8 kg cada una, material preparado que fue llevado a las parcelas del ensayo, se humedecieron con agua, hasta lograr el punto capacidad de campo.

4.4.3 Selección de los patrones (estacas) para la siembra

Los patrones para el injerto provienen de la variedad *natal-brier*, que es la variedad más utilizada hoy en día en las patroneras por ser resistente a variaciones climáticas, al ataque de plagas, enfermedades y tienen una alta tasa de enraizamiento.

Para la selección de los patrones tal como sugieren Arzate et al. (2014), se tomaron en cuenta los siguientes elementos referenciales:

- Plantas sanas,
- Vigorosas,
- Menores a 2 años de vida vegetativa
- Diámetro mínimo de 6 mm,
- 16 a 20 cm de largo,
- Presencia de 3 o más yemas vegetativas,

Se consideró que las yemas inferiores fueron las encargadas de estimular a la estaca sembrada para formar la raíz, mientras que las yemas superiores se encargaron de estimular el desarrollo del *tira-savia* que es el encargado de ayudar a la cicatrización al momento de injertar las yemas en el patrón (Magallanes 2017).

4.4.4 Tratamiento y siembra de patrones (estacas)

Seleccionadas y cortadas las estacas se hidrató y se desinfectó en una gaveta con agua mezclada con Fosetyl+Propamocarb en dosis de 1.5 ml l^{-1} durante una hora, luego pasaron los patrones a una gaveta con enraizante, con ácido indol-3-butírico preparado en una dosis de $2,5 \text{ cc l}^{-1}$ de agua, al instante se sembró en las fundas de polietileno llenas de sustrato, de acuerdo con experiencias y prácticas, tanto de Sánchez, (2016) como de Parga (2016).

Culminada la siembra de los patrones se colocó una tela de sarán para protección a 2m de altura a partir del piso del ensayo, con la finalidad de evitar la deshidratación por radiación solar.

4.4.5 Riego de los patrones en todo el proceso

El riego de los plantines sembrados en fundas de polietileno se realizó de conformidad con lo recomendado por Sanipatín, (2016) (Anexo 1), es decir 3,5 mm dos veces a la semana y en las primeras horas de la mañana hasta que el sustrato llegue a la denominada capacidad de campo; en todo caso, el autor en referencia manifiesta que el requerimiento del cultivo de interés es de 3,5 a 5 mm día de riego.

4.4.6 Fertilización en todo el proceso

La fertilización se realizó en drench de acuerdo a los requerimientos del cultivo con macro y micro elementos, algas marinas, ácidos húmicos y fúlvicos. Para este cultivo se requiere formulaciones con macro nutrientes como: Nitrógeno (N), Fósforo (P_2O_5), Potasio (K_2O), y micronutrientes como: Ca, Mg, Zn, Mn, Fe, Cu, B de acuerdo a Mahboobeh (2012) y Jiang et al. (2016) (Tabla 3).

Tabla 3.

Requerimientos del cultivo

Fertilizante	Requerimiento en kg/ha/año	Dosis aplicada en el cultivo 720 plantines	Forma de aplicar
N	600 kg	0,046 kg 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
P	100 kg	0,008 kg 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
K	400 kg	0,031 Kg 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
Ca	300 kg	0,023 Kg 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
Mg	250 kg	0,020 Kg 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
S	280 kg	0,021 kg 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
Fe	1.000 g	2,77 g 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
Cu	300 g	0,023 g 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
Zn	770 g	0,059 g 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
B	750 g	0,058 g 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
Mn	2550g	0,20 g 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
Mo	500 g	0,039 g 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
Ac. Húmicos y fúlvicos	1,5-2 l ha ⁻¹ mes ⁻¹	5,4 ml 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Drench
Extracto de algas	5-6 l ha ⁻¹ mes ⁻¹	18 ml 20 l ⁻¹ mes ⁻¹	Foliar

Nota. Fuente: Adaptado de Mahboobeh (2012) y Jiang et al. (2016)

4.4.7 Selección de varetas para vernalización e injertación

Para el caso de selección de las varetas destinadas a la injertación, de acuerdo con lo señalado por Magallanes, (2017) y Ding et al., (2020), se procedió de la siguiente manera:

- Desinfección de tijeras de podar con alcohol isopropílico.
- Las selecciones de varetas para injerto deben partir de ramas productivas que fenológicamente se encuentran en estado de yema floral en estado de arroz, arveja, garbanzo o rayando color. Estas ramas deben tener entre 3 a 5 yemas en el tercio medio (Anexo 11).

- Las varetas seleccionadas se colocaron en una cubeta con agua y Prochloraz en una dosis de 0,8 ml l⁻¹, durante 5 minutos.
- Posterior se retiró de la inmersión y se las envolvió en papel periódico mojado en la misma solución.
- Se colocó plástico *stretch film* para embalaje de productos sobre el papel húmedo con las varetas, sin cubrir los extremos de la envoltura, con el propósito de mantener frescas con la circulación de aire del cuarto frío.
- Las 3 envolturas de varetas de las 3 variedades en estudio se colocaron en cartón con tapa que tiene aireación, se trasladó al cuarto frío para cumplir el tiempo de vernalización propuesto (Anexo 12).

4.4.8 Vernalización

Este proceso se lo realizó con la finalidad de estimular a los tejidos vegetales de las yemas para el logro del prendimiento del respectivo injerto, de manera que con esta metodología se buscó el mayor porcentaje de prendimiento de los tejidos de las yemas en los patrones sujetos de esta investigación (Ding et al., 2020 y He et al., 2020).

En la tabla 4, se demuestra las temperaturas y humedad relativa que se tuvo en cada fecha para lograr la vernalización.

Tabla 4.

Temperatura y humedad relativa del proceso de vernalización

Fechas de vernalización	Temperatura promedio cuarto frío °C	Humedad Relativa (%)
18/10/2020	2,51	96,35
20/10/2020	2,00	96,59
22/10/2020	2,30	96,16

Las varetas con las yemas a injertar se envolvieron con papel periódico y film plástico, veinte varetas a la vez, a estos paquetes de varetas se colocó en cartón, en un número máximo de tres paquetes de varetas. Las que permanecieron en el cuarto frío durante 48 horas, 96 horas y 144 horas, entre 2 y 2.51 °C de temperatura, la misma que se controló una vez por día a las 8H00 y a través del uso de un termohigrómetro (Sanipatún, 2016).

4.4.9 Manejo del proceso de injerto

A partir de la semana 8 se procede a injertar los 720 patrones con las yemas vernalizadas, sabiendo que el *tira-savia* está de 30 cm de largo y preparado para el agobio o inclinación que se le da, para que ingresen los rayos solares a la yema, inclinación que ayude en la cicatrización de la corteza del patrón que cubre el injerto (Ranjith, 2017). Se utilizó el método de escudete o yema lateral, el mismo que consistió en cortar en bisel a la altura del tercio medio del patrón, en una longitud de 2 a 4 cm.

Se preparó a cada yema seleccionada en las varetas vernalizadas mediante un corte en torno a la yema foliar, tal como recomiendan Palacios, M. (2016) y Ranjith, K. (2017), de manera que se obtuvo una similitud a un escudo romano. En el corte realizado en el patrón se colocó la yema.

En consideración a lo recomendado por Palacios, M. (2016), se procedió a cubrir el corte del patrón y la yema con la ayuda de cinta para injertos biodegradable, denominada *Parafilm*[®], con cuyo material se hizo una ligera presión a la vez que se cubrió el injerto, cuidando de no dejar espacios de aire en el tejido injertado y el corte del patrón (Anexo 12).

4.4.10 Control de malezas

La deshierba de caminos y corona de patrones fue de forma manual durante todo el proceso del ensayo cada 30 días.

4.4.11 Control fitosanitario aplicado a la investigación

El control fitosanitario se realizó como forma preventiva y en las dosis recomendadas por el fabricante, ya que el cultivo no presentó incidencia de plagas y enfermedades en el monitoreo semanal durante todo el ensayo, tal como se observa con en la Tabla 5.

Tabla 5.

Control sanitario aplicado

Fecha de aplicación	Problema sanitario/enfermedades	Producto empleado	Dosis recomendada
05/09/2020	hongos oomicetos del suelo	Propamocarb clorhidrato	2,5ml l ⁻¹
06/09/2020	<i>Damping-off</i> y <i>mildeos vellosos</i> en ornamentales	Fosetyl+Propamocarb	1,5ml l ⁻¹
18/10/2020	<i>(Sphaerotheca pannosa</i> var. <i>Rosae)</i>	Prochloraz	0,8 ml l ⁻¹
11/11/2020	<i>Mildeo Polvoso</i> (Peronospora sparsa)	Dimetomorf + Ametoctradin	0,5-1,0 ml l ⁻¹
18/12/2020	<i>Mildiu vellosa</i> (Peronospora sparsa)	Propineb + Cimoxanil	0,5 ml l ⁻¹
22/10/2020	<i>Mildiu vellosa</i> (<i>Frankliniella occidentalis</i>)	Alfacipermetrina	1,5ml l ⁻¹
09/11/2020	Thrips (<i>Tetranychus urticae</i>)	Matrine y Etanol	1,5ml l ⁻¹
15/12/2020	Araña (<i>Macrosiphum rosae</i>)	Tiametoxam	1 ml l ⁻¹
	Pulgón		

Nota. Fuente: El Autor

4.4.12 Mantenimiento de los patrones injertados

Terminada la práctica del injerto, se realizó el tutorio para el posterior agobio del *tira-savia*, de conformidad con lo señalado por Ayaviri, J, (2013), quien ha demostrado mucho conocimiento en

el mantenimiento de patrones de injertos, razón por la cual se procedió al retiro de la tela de sarán para permitir el ingreso total de rayos solares para que estimulen a los tejidos de las yemas para su prendimiento en el patrón respectivo. De igual manera, en base a lo recomendado por Camargo, C. (2012), se desprendieron, de manera manual, las 2 hojas que se encuentran el *tira-savia* en la parte cercana al injerto y se realizó el agobio del *tira-savia* para permitir el ingreso de luz solar para favorecer la estimulación de las yemas injertadas (Anexo 14).

Se suministró riego dos días a la semana, durante todo el ensayo y teniendo cuidado de humedecer solo el sustrato que soporta al patrón injertado, evitándose a toda costa el no mojar al injerto, para esto se utilizó una ducha y bajo caudal de agua (Anexo 15).

CAPÍTULO V

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Prueba de normalidad y homogeneidad de la varianza

Los datos se procesaron y se procedió a la realización de la prueba de Normalidad de *Shapiro-Wilk*, obteniendo valores de ($p\text{-value} > 0,05$), de algunas de las variables dependientes; para las variables que no presentaron valores de $p\text{-value} < 0,05$, los datos se trataron por medio de la prueba de *Levene y Bartlett*, de acuerdo a los datos mostrados en la tabla 6.

Tabla 6.

Resultados de las pruebas de normalidad para las variables dependientes

Variables	Observaciones	Promedio	Desviación estándar	Shapiro test	Valor crítico Shapiro-test	p valor	Levene			Bartlett		
							F (Valor observado)	F (Valor crítico)	p-valor (unilateral)	Chi-cuadrado (Valor observado)	Chi-cuadrado (Valor crítico)	p-valor (unilateral)
Prendimiento del injerto												
Prendimiento en porcentaje 30 días luego del injerto	36	70,97	15,11	0,958	0,935	0,1867						
Prendimiento en porcentaje 45 días luego del injerto	36	82,08	12,8382	0,9338	0,935	0,0327	0,5583	2,2163	0,8429	13,8946	19,6751	0,2389
Prendimiento en porcentaje 60 días luego del injerto	36	99,4444	1,992	0,3127	0,935	<0,0001	0,8485	2,2163	0,5974	0	0	0,5974
Diámetro de la yema injertada												
Diámetro de la yema 30 días luego del injerto	36	3,0729	0,6966	0,9651	0,935	0,3067						
Diámetro de la yema 45 días luego del injerto	36	4,549	0,9048	0,9666	0,935	0,3408						
Diámetro de la yema 60 días luego del injerto	36	5,8245	0,7156	0,9846	0,935	0,8851						
Largo de la yema injertada												
Largo de la yema 30 días luego del injerto	36	20,6078	9,6971	0,9274	0,935	0,0209	0,5536	2,2163	0,8463	11,6775	19,6751	0,3884
Largo de la yema 45 días luego del injerto	36	131,5362	50,2383	0,9325	0,935	0,0298	0,4771	2,2163	0,8994	7,4008	19,6751	0,7658
Largo de la yema 60 días luego del injerto	36	247,7942	71,2055	0,9413	0,935	0,0611						

Nota. Shapiro-Wilk test p -value >0,05: los datos provienen de distribución normal; p -value <0,05: los datos no provienen de distribución normal, se realiza prueba Levene y Bartlett.

5.2 Análisis estadístico de las variables

5.2.1 Prendimiento del injerto

5.2.1.1 Prendimiento en porcentaje 30 días luego del injerto

Tabla 7.

Análisis de varianza del prendimiento 30 días luego del injerto

<i>FV</i>	<i>GL</i>	<i>CM</i>	<i>Fcal</i>	
Total	35	228,31		
Tratamientos	11	134,03	0,52	ns
Bloques	2	419,44	1,63	ns
F Variedades	2	117,36	0,45	ns
<i>Co1</i>	1	51,04	0,20	ns
<i>Co2</i>	1	183,68	0,71	ns
F Tiempo	3	13,66	0,05	ns
<i>Po1</i>	1	3,47	0,01	ns
<i>Po2</i>	1	6,25	0,02	ns
<i>Po3</i>	1	31,25	0,12	ns
I AxB	6	199,77	0,77	ns
Eexp	22	258,08		
CV	22,64%			
Promedio	70,97			

El ANOVA, del prendimiento a los 30 días luego del injerto, en la Tabla 7 se muestra la existencia de diferencias no significativas para tratamientos, factor de estudio variedades de rosa, factor de estudio horas de vernalización, e interacción variedades por hora de vernalización; así como los bloques. La prueba de comparaciones ortogonales Co1 (variedad *Mondial* vs *Pink-mondial*) no presenta diferencia significativa; de la mismas forma la Co2 (variedad *Mondial* y *Pink-mondial* vs *Explorer*). El valor del coeficiente de variación en este punto del experimento es del 22,64% lo que significa que existe variabilidad de los datos, esto se debe a que hay yemas que prenden más rápido que otras y el desarrollo de las yemas que prendieron con precocidad es superior.

Tabla 8.

Promedios del prendimiento de las yemas a los 30 días después del injerto

Tratamiento	Media
T11	80,00
T5	78,33
T12	76,67
T3	75,00
T4	75,00
T6	73,33
T9	70,00
T10	70,00
T1	68,33
T2	65,00
T7	60,00
T8	60,00

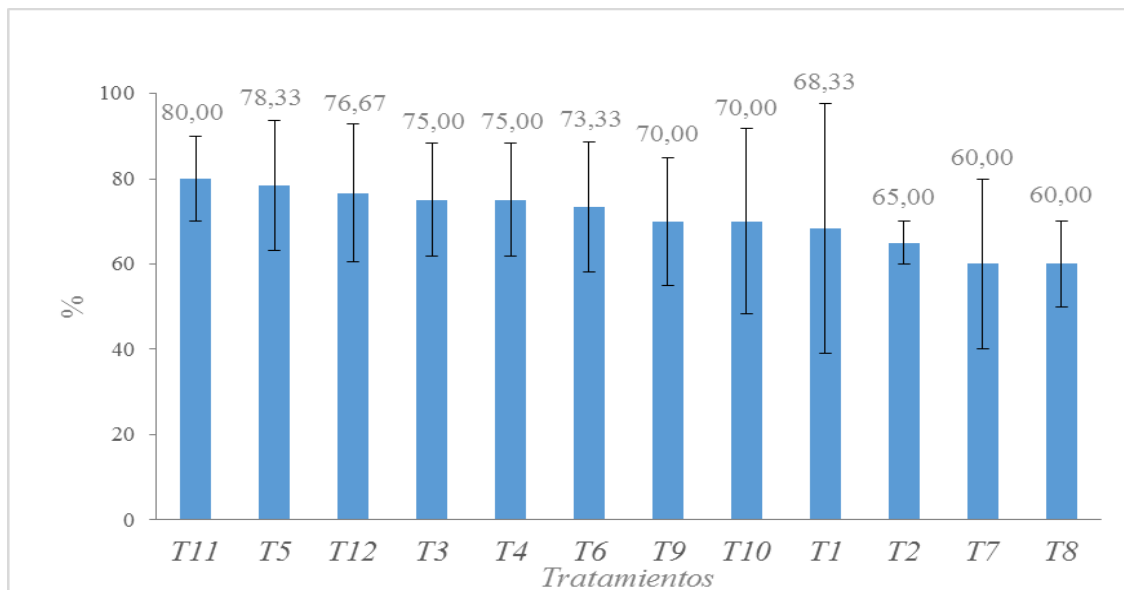


Figura 6. Comparación de promedios de prendimiento de yemas a los 30 días después del injerto con respecto a los tratamientos.

De acuerdo a la comparación de promedios en la Figura 6 se observa el prendimiento a los 30 días luego del injerto en el cual no presenta diferencias significativas entre los tratamientos, el mayor prendimiento alcanzado a los 30 días se presentó con el tratamiento de la variedad *Explorer* con

96 horas de vernalización con un 80% de yemas con prendimiento; mientras que el menor prendimiento del injerto en este periodo de tiempo se presentó con el tratamiento de la variedad *Pink-mondial* con 144 horas de vernalización con un 60% de prendimiento.

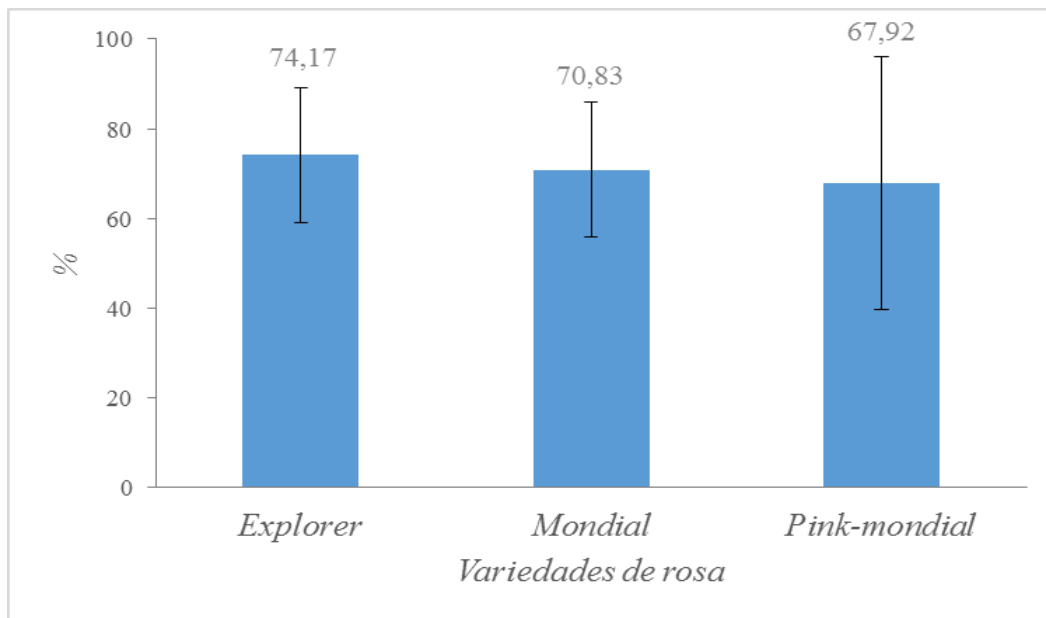


Figura 7. Comparación de promedios de prendimiento a los 30 días después del injerto con respecto a las variedades.

En la comparación de promedios con respecto a las variedades de rosa como se demuestra en la Figura 7, presentan un valor significativo en favor de la variedad *Explorer* con un prendimiento del injerto a los 30 días del 74,17%. Por su parte las variedades de rosa *Mondial* y *Pink-mondial* presentaron un prendimiento del 70,83% y del 67,92 respectivamente.

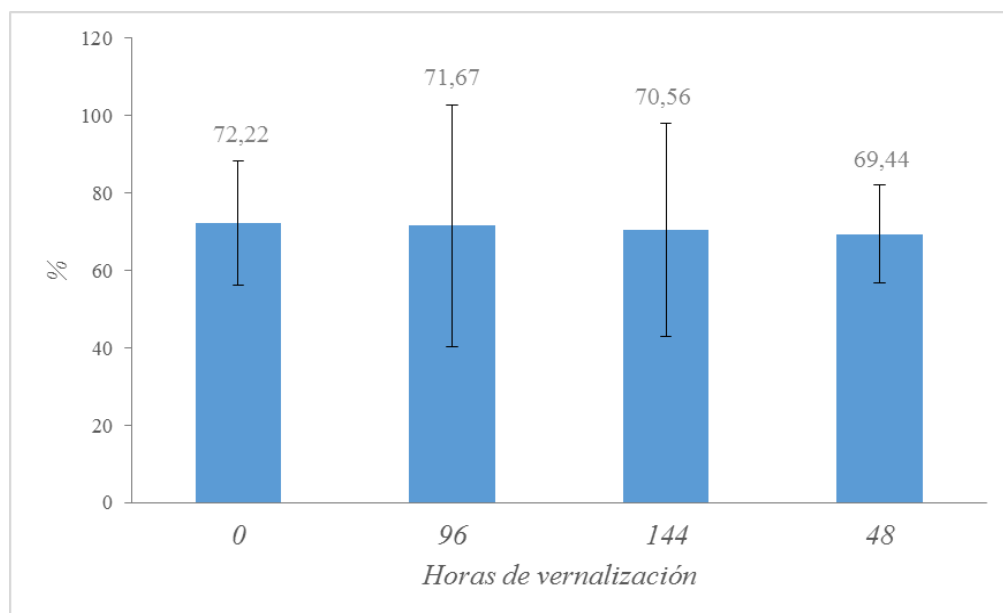


Figura 8. Comparación de promedios del prendimiento a los 30 días después del injerto con respecto a las horas de vernalización.

De acuerdo a la comparación de promedios en la Figura 8 se puede observar que no existen diferencias significativas en tiempo de vernalización para el prendimiento a los 30 días luego del injerto. El mejor prendimiento se presentó cuando las yemas para el injerto no se vernalizaron alcanzado un valor del 72,22%. El menor prendimiento de las yemas a los 30 días del injerto se presentó con las 48 horas de vernalización.

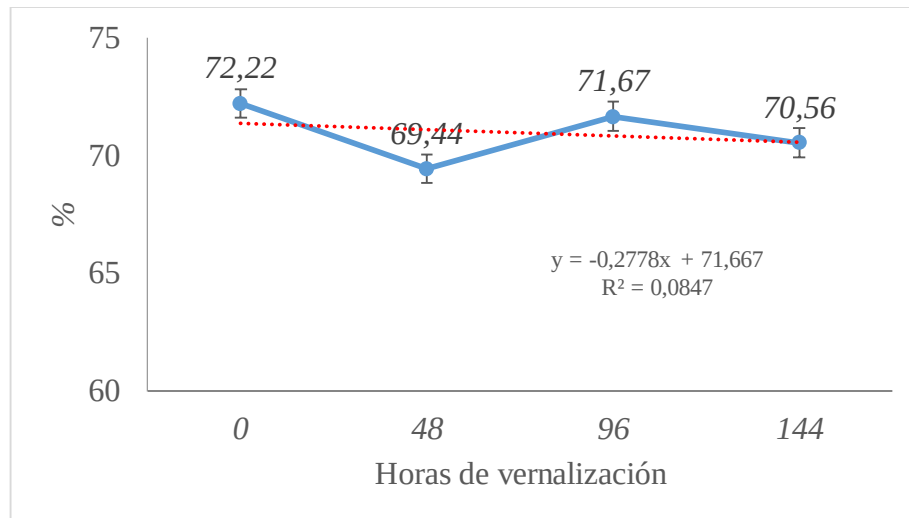


Figura 9. Polinomios ortogonales del prendimiento de las yemas 30 días después del injerto.

Como podemos observar en la Figura 9 el prendimiento de las yemas tanto en las variedades como en el tiempo de vernalización, si bien no muestra diferencias estadísticas entre sí, en el momento de ejecutar los procesos de injertación se da una aparente diferencia, de manera que, las empresas florícolas lo toman como referente para establecer rangos de comercialización de tallos de plantas ornamentales en el mercado internacional, criterios que son tomados en cuenta por Camargo (2012) y Jaramillo (2018), quienes han logrado resultados similares a los de este ensayo, atribuyéndole a la vernalización una ventaja competitiva frente a las técnicas tradicionales de injerto.

5.2.1.2 Prendimiento en porcentaje a 45 días luego del injerto

Tabla 9.

Análisis de varianza del prendimiento 45 días después del injerto

<i>FV</i>	<i>GL</i>	<i>CM</i>	<i>Fcal</i>	
Total	35	164,82		
Tratamientos	11	153,22	1,10	ns
Bloques	2	508,33	3,65	ns
F Variedades	2	306,25	2,20	ns
<i>Co1</i>	1	84,38	0,61	ns
<i>Co2</i>	1	528,13	3,79	ns
F Tiempo	3	43,29	0,31	ns
<i>Po1</i>	1	50,14	0,36	ns
<i>Po2</i>	1	6,25	0,04	ns
<i>Po3</i>	1	73,47	0,53	ns
I AxB	6	157,18	1,13	ns
Eexp	22	139,39		
CV	14,38%			
Promedio	82,08			

De acuerdo con el ANOVA referente al prendimiento a los 45 días del proceso de injertación, en la Tabla 9 se demuestra que no hay diferencias significativas para tratamientos, factor de estudio variedades de rosa, factor horas de vernalización, e interacción variedades por hora de vernalización; así como en los bloques. La prueba de comparaciones ortogonales Co1 (variedad *Mondial* vs *Pink-mondial*) no presenta diferencia significativa; de la mismas forma la Co2 (variedad *Mondial* y *Pink-mondial* vs *Explorer*). El valor del coeficiente de variación en este punto del experimento es del 14,38%, lo que significa que existe variabilidad de los datos. Por la razón que hay yemas que prenden con más rapidez que otras y el desarrollo de las yemas que prendieron con precocidad es superior.

Tabla 10.

Promedios del prendimiento de las yemas a los 45 días después del injerto

<i>Tratamiento</i>	<i>Media</i>
<i>T11</i>	93,33
<i>T9</i>	90,00
<i>T10</i>	88,33
<i>T3</i>	86,67
<i>T4</i>	86,67
<i>T5</i>	83,33
<i>T6</i>	81,67
<i>T1</i>	78,33
<i>T12</i>	78,33
<i>T2</i>	73,33
<i>T8</i>	73,33
<i>T7</i>	71,67

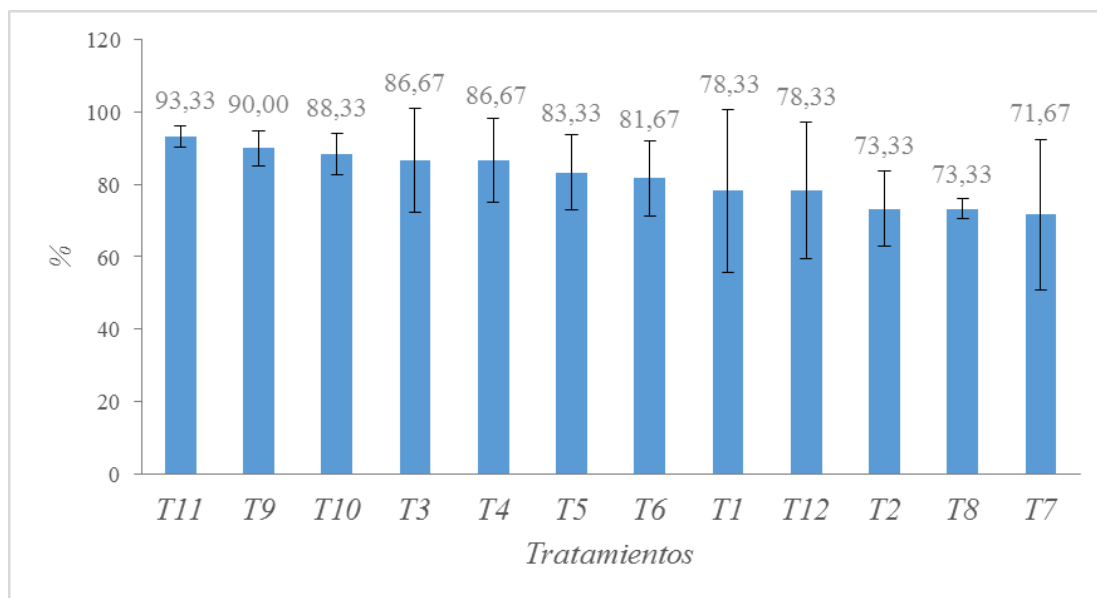


Figura 10. Comparación de promedios del prendimiento de yemas a los 45 días después del injerto con respecto a los tratamientos.

Con la comparación de promedios para el prendimiento a los 45 días luego del injerto; en la Figura 10 se observa que no presenta diferencias significativas entre los tratamientos, el mayor prendimiento alcanzado a los 45 días se presentó con el tratamiento de la variedad *Explorer* con

96 horas de vernalización con un 93.33% de yemas con prendimiento; mientras que le menor prendimiento del injerto en este periodo de tiempo se presentó con el tratamiento de la variedad *Pink Mondial* con 96 horas de vernalización con un 71.67% de prendimiento.

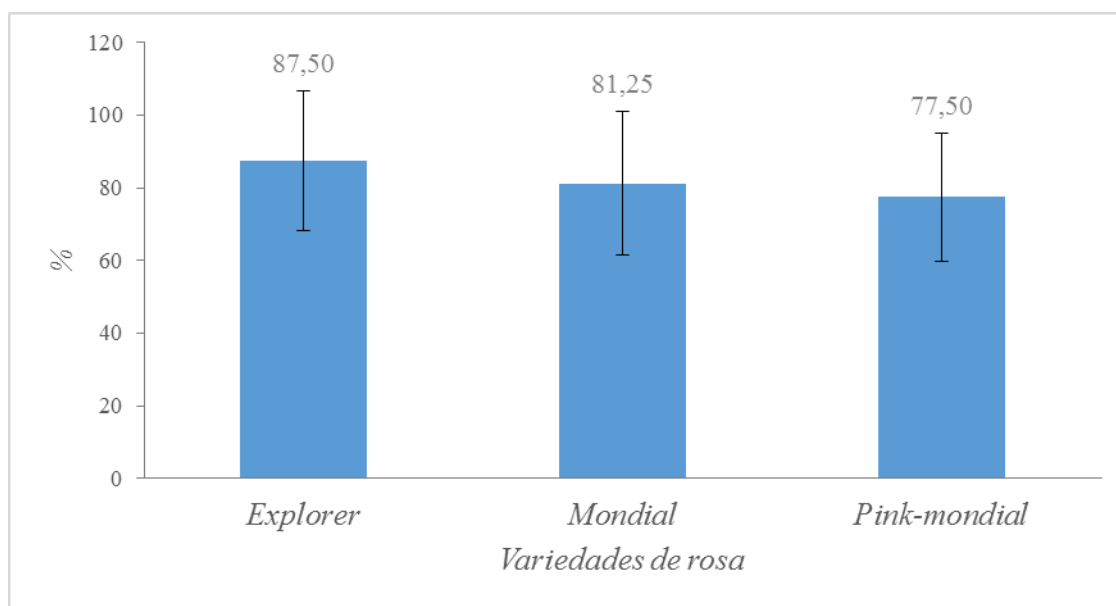


Figura 11. Comparación de promedios del prendimiento a los 45 días después del injerto con respecto a las variedades.

El análisis de la comparación de los promedios para el prendimiento a los 45 días luego del injerto se expone en la Figura 11, no presenta diferencias significativas entre las variedades, sin embargo, el mayor prendimiento alcanzado a los 45 días se presentó con el tratamiento de la variedad *Explorer* con un 87,50% de yemas con prendimiento; mientras que el menor prendimiento del injerto en este periodo de tiempo se presentó con el tratamiento de la variedad *Pink Mondial* con un 77,50% de prendimiento de yemas.

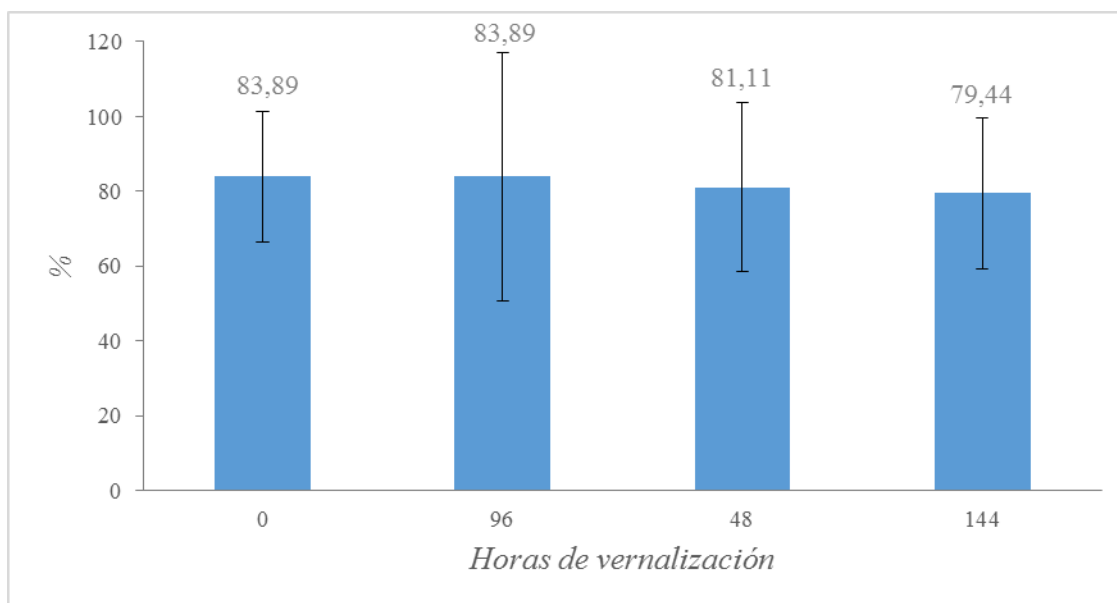


Figura 12. Comparación de promedios de prendimiento a los 45 días luego del injerto con respecto a la vernalización.

Al comparar los tiempos de vernalización por medio de la comparación de promedios tal como se demuestra en la Figura 12, no existen diferencias significativas entre el tiempo de vernalización para el prendimiento a los 45 días luego del injerto. El mejor prendimiento se presentó cuando las yemas para el injerto no se vernalizaron alcanzando un valor del 83.89%, con una igualdad con las yemas vernalizadas a 96 horas de vernalización, el menor prendimiento de las yemas a los 45 días del injerto se presentó con las 144 horas de vernalización. En relación a esta variable. Camargo (2012) y Jaramillo (2018) manifiestan que las yemas a partir de los 45 días, demuestran un mayor desarrollo celular y de tejidos, atribuyéndole a la vernalización una ventaja competitiva frente a las técnicas tradicionales de injerto.

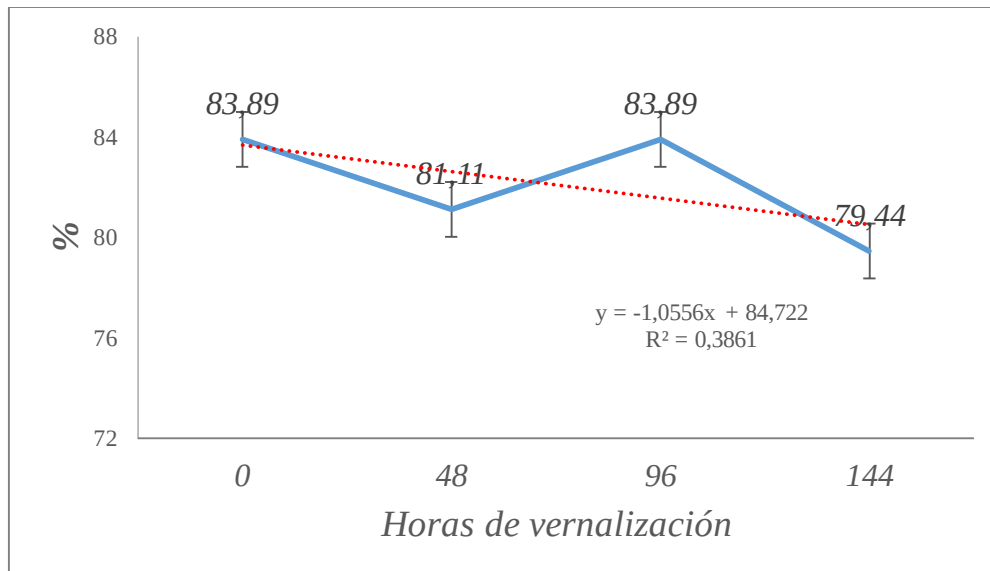


Figura 13. Polinomios ortogonales del prendimiento de las yemas 45 días luego del injerto.

En la Figura 13 que hace referencia al análisis de los polinomios ortogonales, se demuestra que no existe diferencia significativa para la tendencia lineal, cuadrática y cúbica. El prendimiento de las yemas tanto en las variedades como en el tiempo de vernalización si bien no muestra diferencias estadísticas entre sí, existe una diferencia aparente en el momento de ejecutar los procesos de injerto.

5.2.1.3 Prendimiento en porcentaje 60 días luego del injerto

Tabla 11.

Análisis de varianza del prendimiento 60 días luego del injerto

<i>FV</i>	<i>GL</i>	<i>CM</i>	<i>Fcal</i>	
Total	35	3,97		
Tratamientos	11	3,54	1,00	ns
Bloques	2	11,11	3,14	ns
F Variedades	2	4,86	1,37	ns
<i>Co1</i>	1	9,38	2,65	ns
<i>Co2</i>	1	0,35	0,10	ns
F Tiempo	3	1,85	0,52	ns
<i>Po1</i>	1	2,22	0,63	ns
<i>Po2</i>	1	2,78	0,79	ns
<i>Po3</i>	1	0,56	0,16	ns
I AxB	6	3,94	1,11	ns
Eexp	22	3,54		
CV	1,89%			
Promedio	99,44			

Después de haber realizado el ANOVA referente al prendimiento del injerto a los 60 días, se puede evidenciar claramente en la Tabla 11, que no existe diferencias significativas para tratamientos, factor de estudio variedades de rosa, factor de estudio horas de vernalización, e interacción variedades por horas de vernalización; así como en los bloques. El valor del coeficiente de variación en este punto del experimento es del 1.89%, valor que indica que existe baja variabilidad de los datos, demostrando además confiabilidad de resultados.

Tabla 12.

Promedios del prendimiento de las yemas a los 60 días después del injerto

<i>Tratamiento</i>	<i>Media</i>
<i>T3</i>	100,00
<i>T4</i>	100,00
<i>T5</i>	100,00
<i>T6</i>	100,00
<i>T7</i>	100,00
<i>T8</i>	100,00
<i>T9</i>	100,00
<i>T10</i>	100,00
<i>T11</i>	100,00
<i>T2</i>	98,33
<i>T12</i>	98,33
<i>T1</i>	96,67

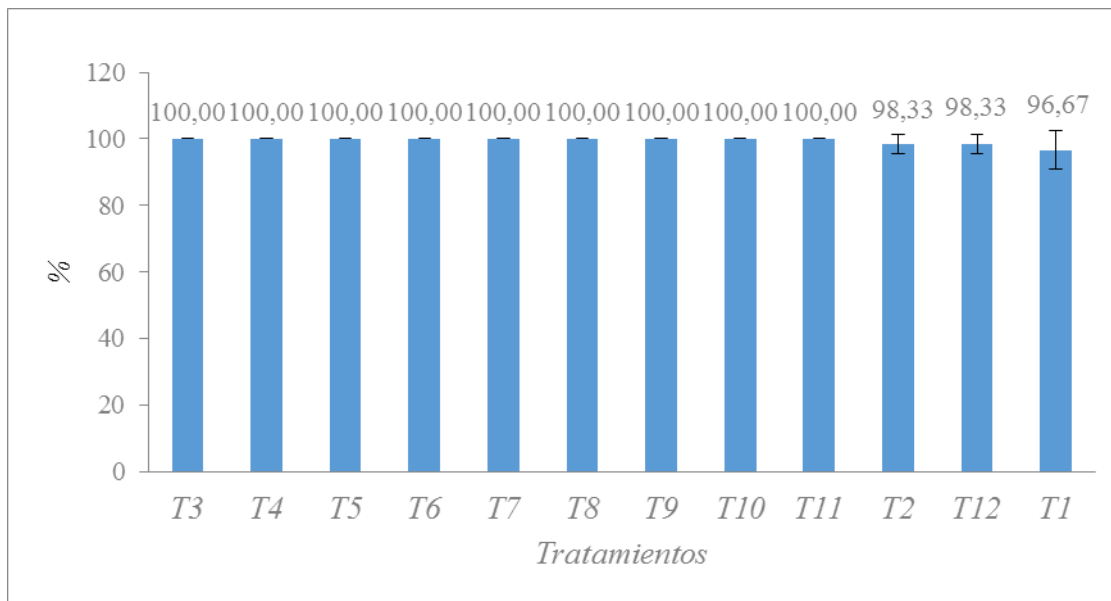


Figura 14. Comparación de promedios de prendimiento de yemas a los 60 días después del injerto con respecto a los tratamientos.

De acuerdo al análisis de la comparación de promedios el prendimiento a los 60 días del injerto, tal como se lo evidencia en la Figura 14, no presenta diferencias significativas entre los tratamientos, el mayor prendimiento alcanzado a los 60 días se presentó con el tratamiento de la variedad *Mondial* con 96 horas de vernalización con un 100% de prendimiento; mientras que el menor prendimiento del injerto en este periodo de tiempo se presentó con el tratamiento de la variedad *Mondial* sin vernalización con un 96.67%.

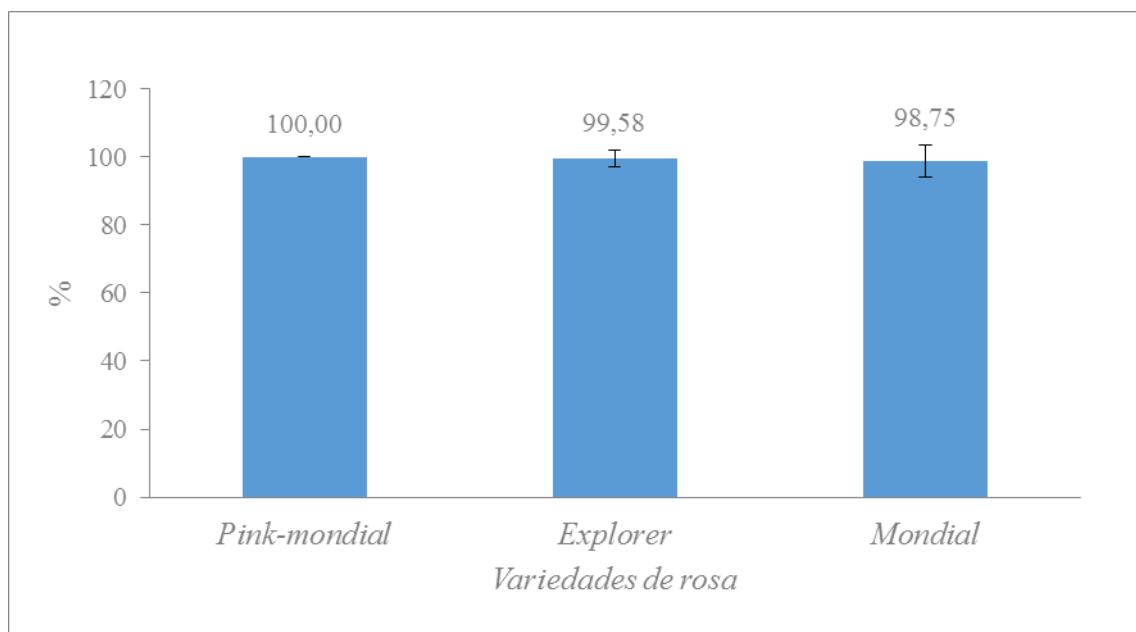


Figura 15. Comparación de promedios de prendimiento a los 60 días después del injerto con respecto a las variedades.

El análisis de la comparación de los promedios para el prendimiento a los 60 días luego del injerto se expone en la Figura 15, no presenta diferencias significativas entre las variedades, sin embargo, el mayor prendimiento alcanzado a los 60 días se presentó con el tratamiento de la variedad *Pink-mondial* con un prendimiento del injerto a los 60 días del 100%. Por su parte las variedades de rosa *Explorer* y *Mondial* presentaron un prendimiento del 99.58% y del 98.75% respectivamente.

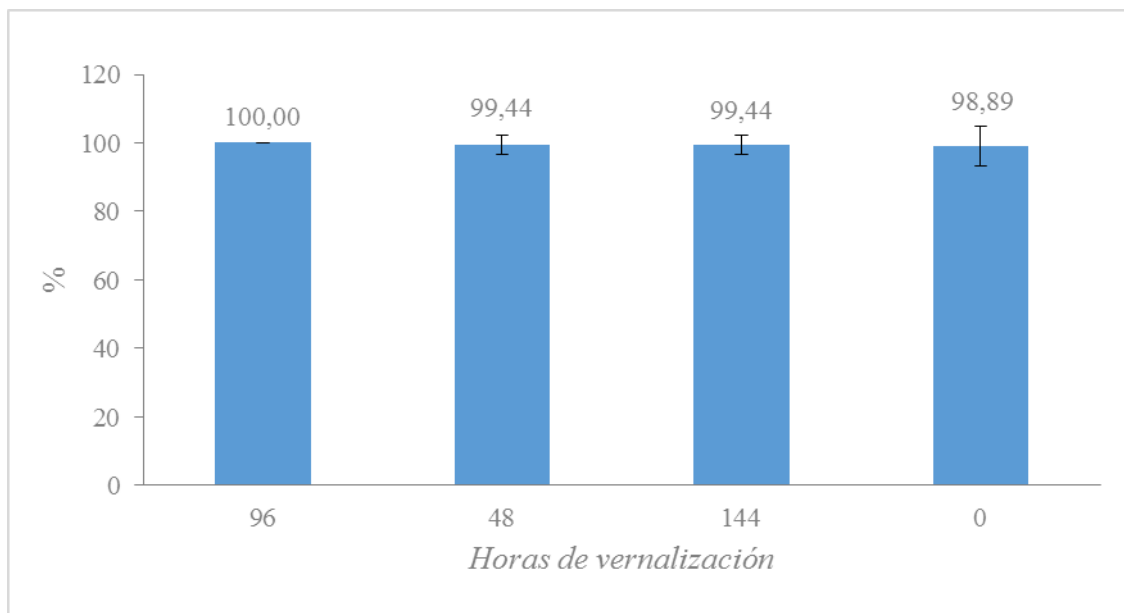


Figura 16. Comparación de promedios de prendimiento de las yemas a los 60 días luego del injerto con respecto a las horas de vernalización.

Al demostrar los tiempos de vernalización por medio de la comparación de promedios se observa que no hay diferencias significativas entre los tiempos de vernalización para el prendimiento a los 60 días luego del injerto. El mejor prendimiento se presentó cuando las yemas para el injerto se vernalizaron con 96 horas con un valor del 100%. El menor prendimiento de las yemas a los 60 días del injerto se presentó con las 0 horas de vernalización. Camargo (2012) manifiesta que las yemas en este periodo de tiempo, demuestran un mayor desarrollo celular y de tejidos, atribuyéndole a la vernalización una ventaja competitiva frente a las técnicas tradicionales de injerto (Figura 16).

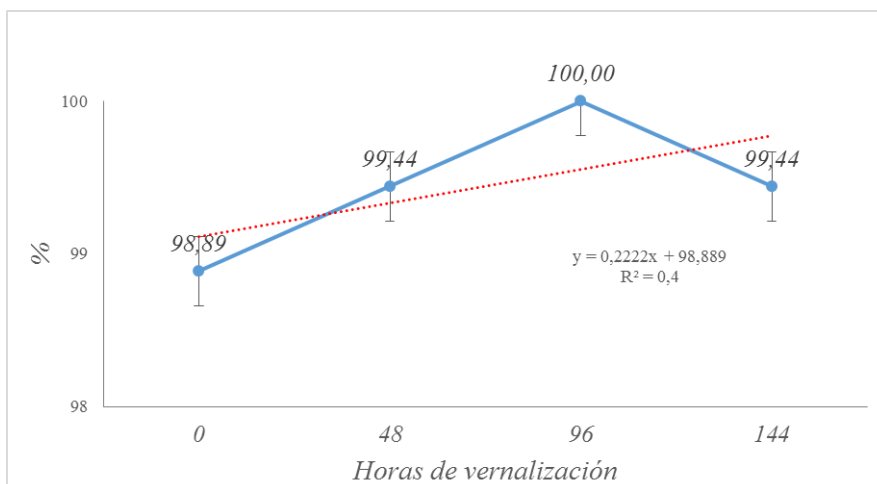


Figura 17. Polinomios ortogonales del prendimiento de las yemas 60 días luego del injerto.

En la Figura 17 que hace referencia al análisis de los polinomios ortogonales, se demuestra que no existe diferencia significativa para la tendencia lineal, cuadrática y cúbica. El prendimiento de las yemas a los 60 días después del injerto, respecto a la variable tiempo de vernalización si bien no muestra diferencias estadísticas entre sí, existe una diferencia aparente en el momento de ejecutar los procesos de injertación.

5.2.2 Diámetro de la yema injertada

5.2.2.1 Diámetro de la yema 30 días luego del injerto

Tabla 13.

Análisis de varianza del diámetro de la yema 30 días luego del injerto

FV	GL	CM	Fcal	
Total	35	0,61		
Tratamientos	11	0,29	0,50	ns
Bloques	2	2,72	4,72	*
F Variedades	2	0,18	0,30	ns
<i>Co1</i>	1	0,00	0,01	ns
<i>Co2</i>	1	0,35	0,60	ns
F Tiempo	3	0,17	0,30	ns
<i>Po1</i>	1	0,49	0,85	ns
<i>Po2</i>	1	0,02	0,04	ns
<i>Po3</i>	1	0,00	0,00	ns
I Ax B	6	0,39	0,67	ns
Eexp	22	0,58		
CV	26,87%			
Promedio	3,07			

Después de haber realizado el ANOVA referente al diámetro de la yema 30 días luego del injerto, lo que se puede evidenciar claramente en la Tabla 13, la misma que demuestra que no hay diferencias significativas para tratamientos, factor de estudio variedades de rosa, factor de estudio horas de vernalización, e interacción variedades por hora de vernalización; mientras que hay ligera significancia en los bloques, debido a que el desarrollo de las yemas que prendieron con precocidad es superior. El valor del coeficiente de variación en este punto del experimento es del 22,87% lo que significa que existe variabilidad de los datos, esto se debe a que hay yemas que prenden más rápido que otras y el desarrollo de las yemas que prendieron con precocidad es superior.

Tabla 14.

Promedios del diámetro de las yemas a los 30 días después del injerto

<i>Tratamiento</i>	<i>Media</i>
T10	3,50
T5	3,48
T9	3,27
T1	3,20
T3	3,19
T11	3,18
T6	3,14
T12	3,12
T4	2,94
T2	2,74
T8	2,57
T7	2,55

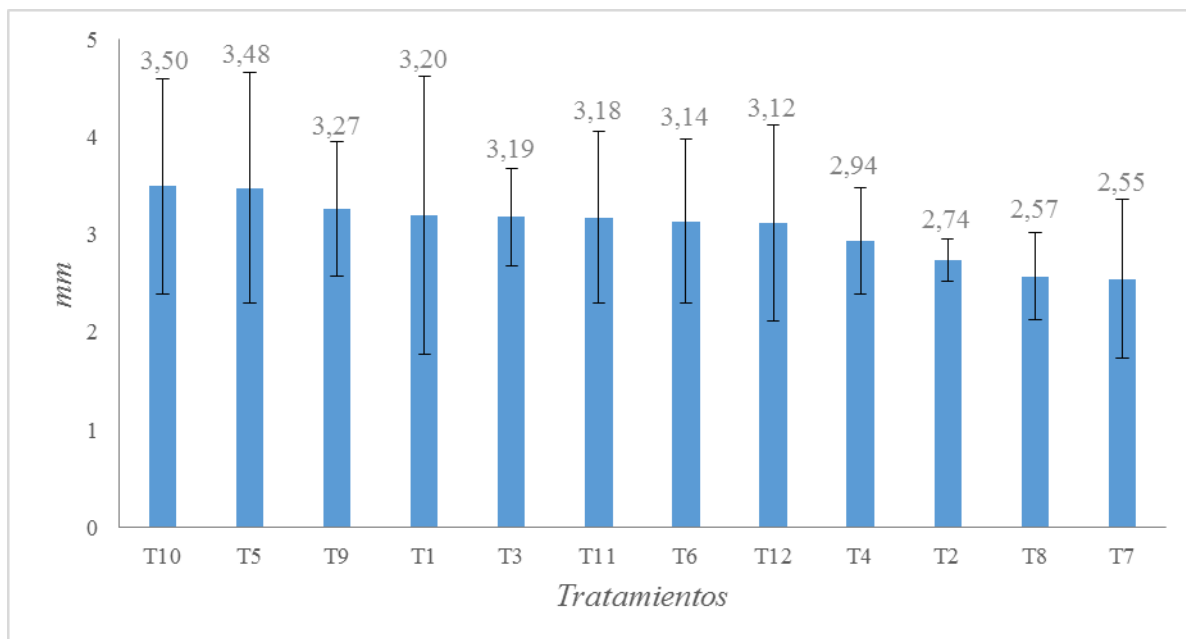


Figura 18. Comparación de promedios del diámetro del tallo 30 días luego del injerto con respecto a los tratamientos.

De acuerdo al análisis de la comparación de promedios el diámetro a los 30 días del injerto, tal como se lo evidencia en la Figura 18, no presenta diferencias significativas entre los tratamientos,

el mayor diámetro del injerto alcanzado a los 30 días se presentó con el tratamiento de la variedad *Explorer* con 48 horas de vernalización, mientras que el menor diámetro del injerto en este periodo de tiempo se presentó con el tratamiento de la variedad *Pink-mondial* con 96 horas de vernalización.

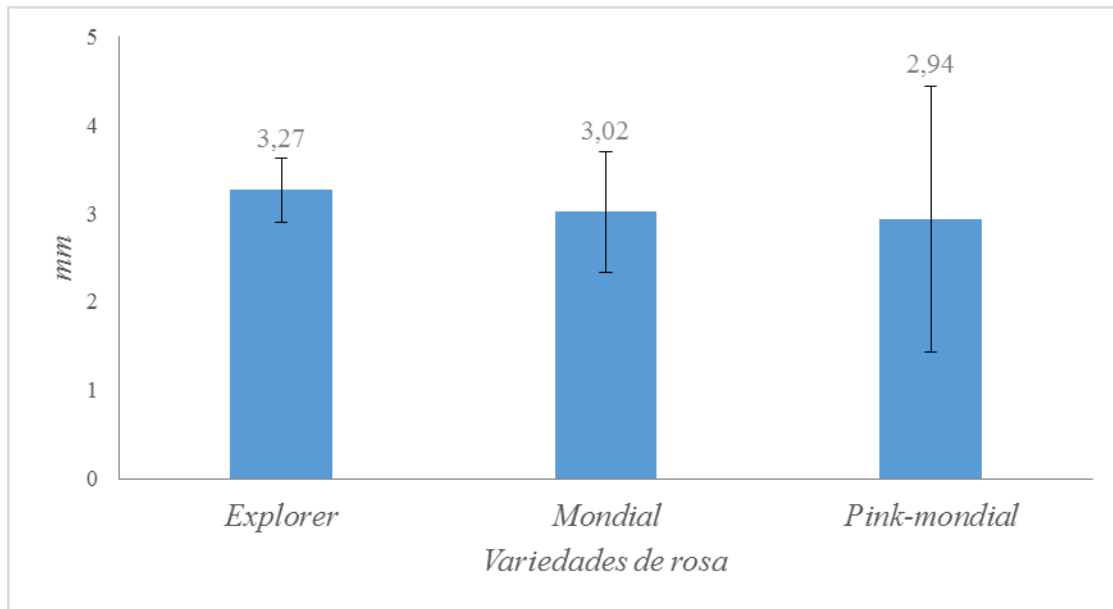


Figura 19. Comparación de promedios del diámetro del tallo 30 días después del injerto con respecto a las variedades.

En cuanto a las variedades de rosa en la comparación de promedios, con respecto al diámetro a los 30 días después de ser injertadas como se puede apreciar en la Figura 19, con mayor diámetro la variedad *Explorer* con 3,27 mm y con menor diámetro la variedad *Pink-mondial* con 2,94 mm. Estos resultados son similares a los encontrados en una investigación por Camargo, (2012) y Jaramillo (2018).

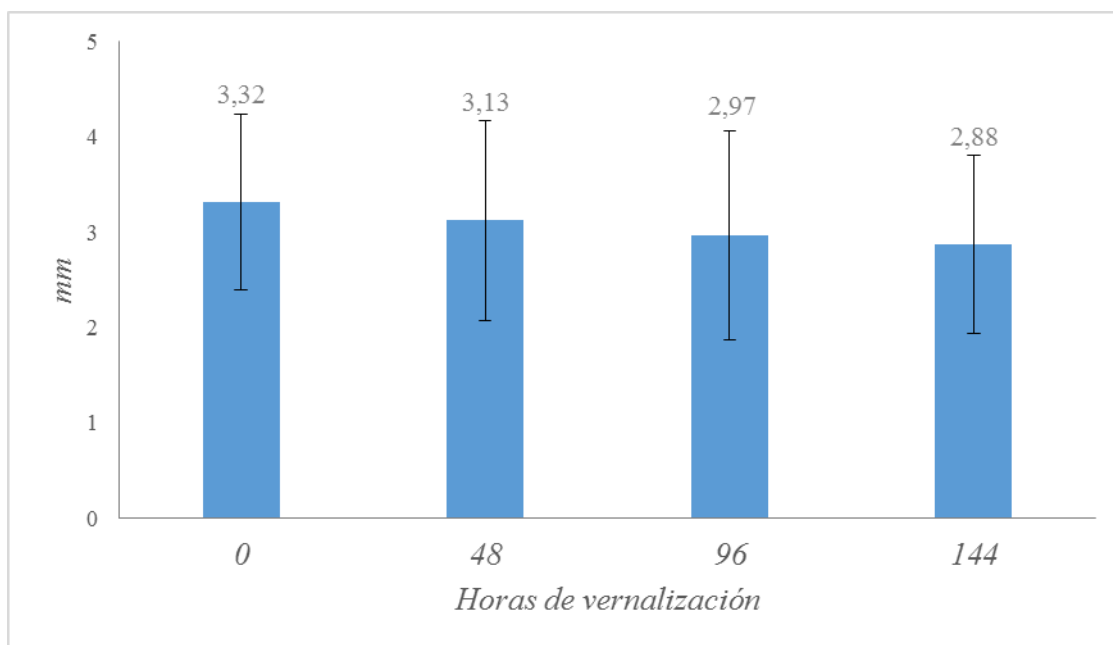


Figura 20. Comparación de promedios del diámetro del tallo 30 días luego del injerto con respecto a las horas de vernalización.

Al demostrar los tiempos de vernalización por medio de la comparación de promedios se observa que no hay diferencias significativas entre los tiempos de vernalización para el diámetro a los 30 días luego del injerto, como se aprecia en la Figura 20, el mayor diámetro alcanzado es de 3,32 mm con 0 horas de vernalización y el menor diámetro alcanzado es de 2,88 mm con 144 horas de vernalización.

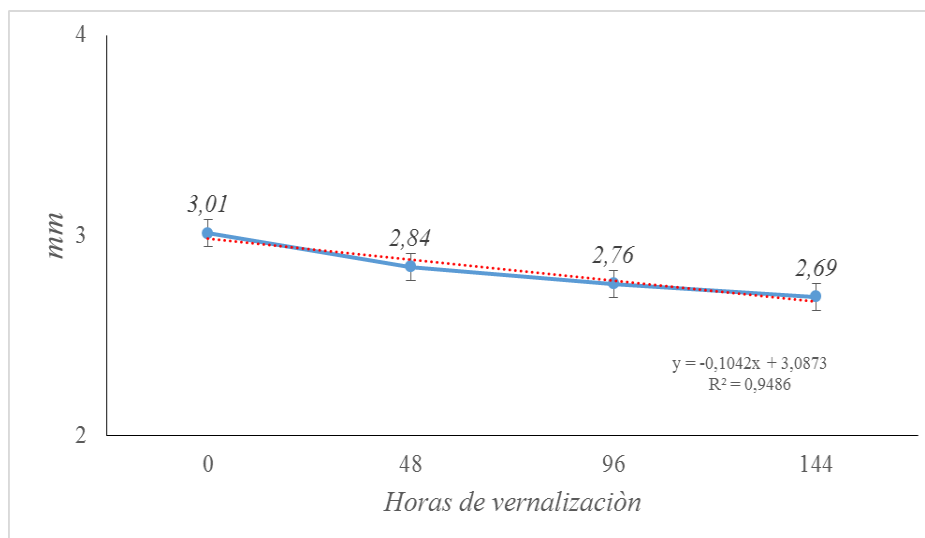


Figura 21. Polinomios ortogonales del diámetro del tallo 30 días después del injerto.

En la Figura 21 que hace referencia al análisis de los polinomios ortogonales, se demuestra que no existe diferencia significativa para la tendencia lineal, cuadrática y cúbica. El diámetro del tallo 45 días después del injerto, en el tiempo de vernalización si bien no muestra diferencias estadísticas entre sí, existe una diferencia aparente en el momento de ejecutar los procesos de injerto.

5.2.2.2 Diámetro de la yema 45 días luego del injerto

Tabla 15.

Análisis de varianza del diámetro de la yema 45 días luego del injerto

<i>FV</i>	<i>GL</i>	<i>CM</i>	<i>Fcal</i>	
<i>Total</i>	35	0,81		
<i>Tratamientos</i>	11	0,50	0,59	ns
<i>Bloques</i>	2	1,96	2,28	ns
<i>F Variedades</i>	2	0,35	0,41	ns
<i>Co1</i>	1	0,16	0,19	ns
<i>Co2</i>	1	0,55	0,63	ns
<i>F Tiempo</i>	3	0,09	0,11	ns
<i>Po1</i>	1	0,15	0,17	ns
<i>Po2</i>	1	0,01	0,01	ns
<i>Po3</i>	1	0,12	0,14	ns
<i>I AxB</i>	6	0,76	0,88	ns
<i>Eexp</i>	22	0,86		
<i>CV</i>	20,40%			
<i>Promedio</i>	4,55			

Después de haber realizado el ANOVA referente al diámetro de la yema 45 días luego del injerto, lo que se puede evidenciar claramente en la Tabla 15, la misma que demuestra que no hay diferencias significativas para tratamientos, bloques, factor de estudio variedades de rosa, factor de estudio horas de vernalización, e interacción variedades por hora de vernalización. El valor del coeficiente de variación en este punto del experimento es de 20,40%, valor que indica que existe variabilidad de los datos, debido a que hay yemas que prenden con más rapidez que otras y el desarrollo de las yemas que prendieron con precocidad es superior.

Tabla 16.

Promedios del diámetro de las yemas a los 45 días después del injerto

<i>Tratamiento</i>	<i>Media</i>
T3	5,04
T5	5,02
T11	4,92
T4	4,75
T10	4,73
T6	4,69
T9	4,64
T12	4,59
T1	4,37
T8	4,03
T2	4,02
T7	3,79

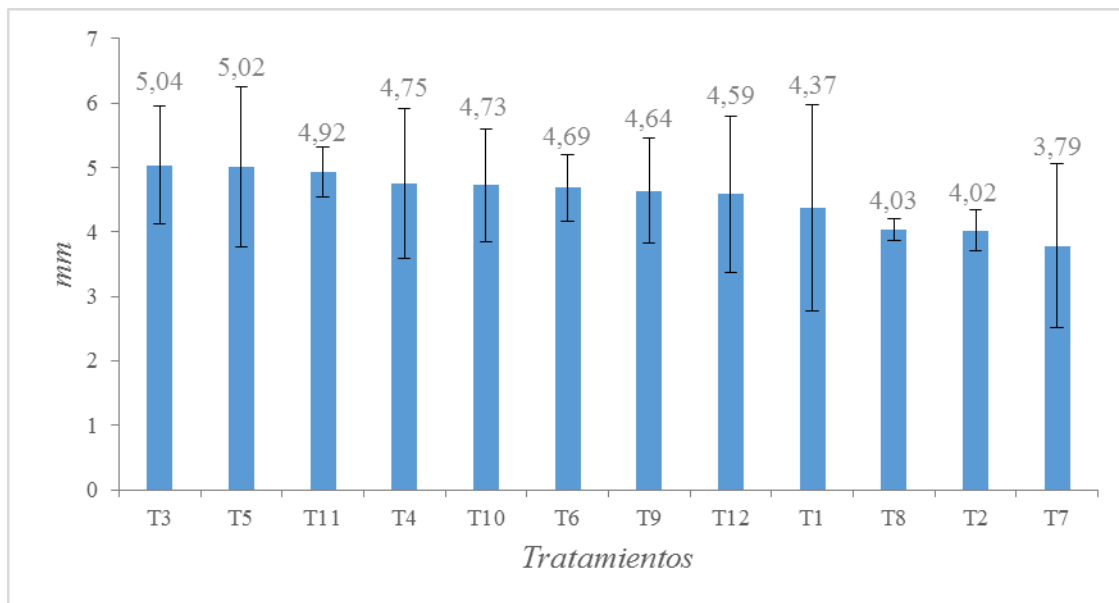


Figura 22. Comparación de promedios del diámetro del tallo a los 45 días posteriores al injerto con respecto a los tratamientos.

De acuerdo al análisis de la comparación de promedios el diámetro a los 45 días del injerto, tal como se lo evidencia en la Figura 22, no presenta diferencias significativas entre los tratamientos,

el mayor diámetro del injerto alcanzado a los 45 días se presentó con el tratamiento de la variedad *Mondial* con 96 horas de vernalización; mientras que el menor diámetro del injerto en este periodo de tiempo se presentó con el tratamiento de la variedad *Pink-mondial* con 96 horas de vernalización.

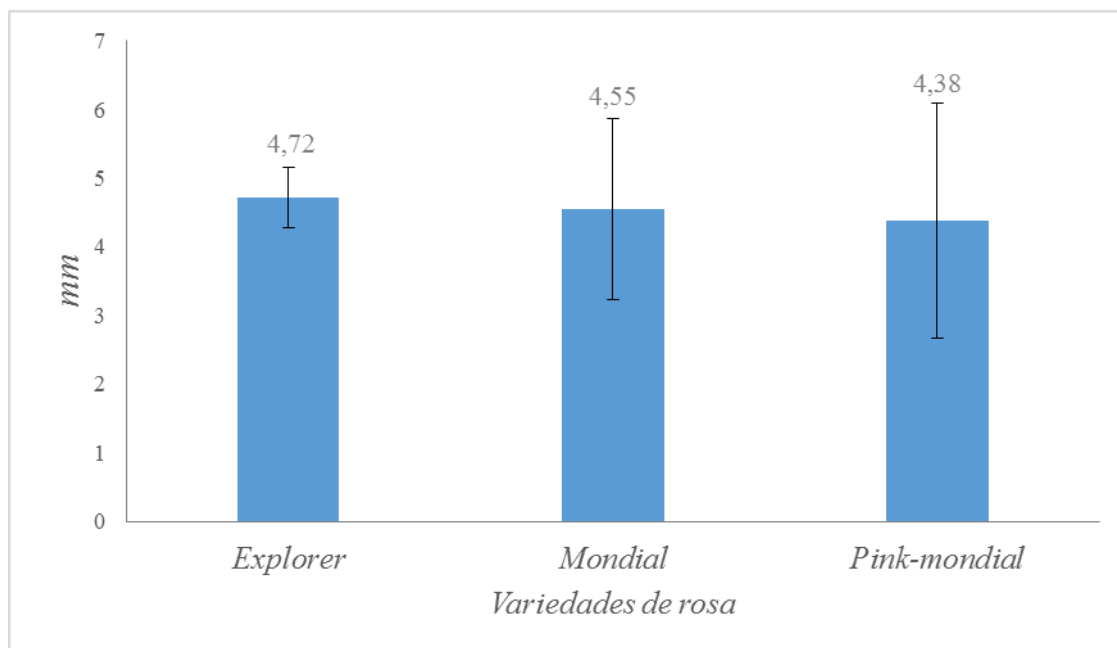


Figura 23. Comparación de promedios del diámetro del tallo a los 45 días después del injerto con respecto a las variedades.

En cuanto a las variedades de rosa en la comparación de promedios, con respecto al diámetro a los 45 días después de ser injertadas como se puede apreciar en la Figura 23, con mayor diámetro la variedad *Explorer* con 4,72 mm a los 30 días luego del injerto y la variedad *Pink-mondial* con 4,38 mm con menor diámetro.

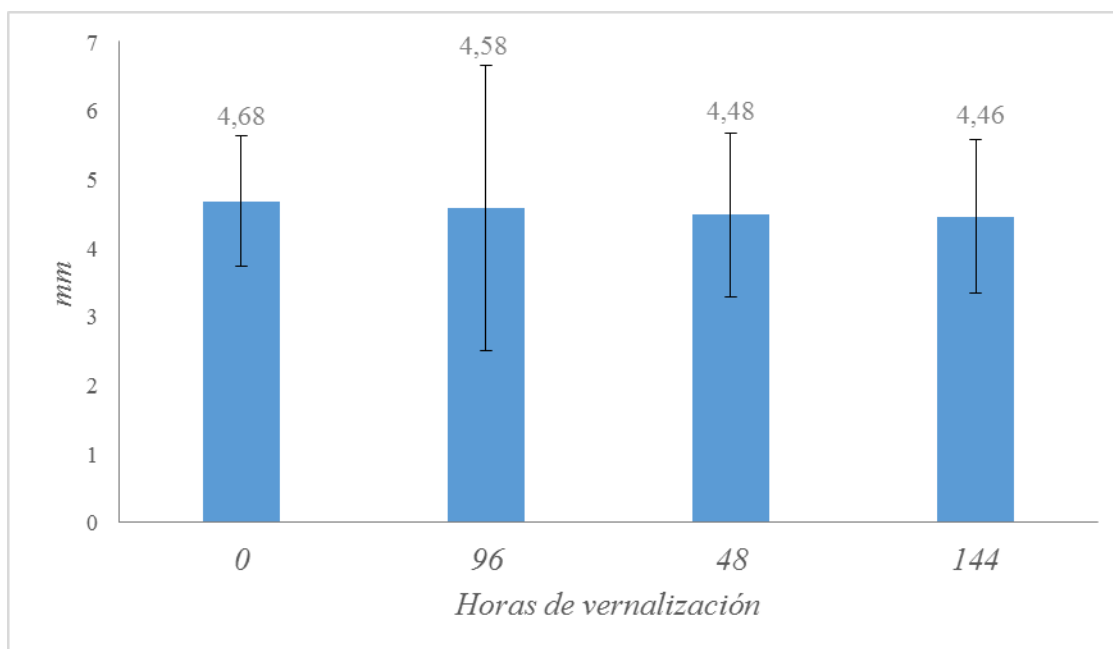


Figura 24. Comparación de promedios del diámetro del tallo a los 45 días posteriores al injerto con respecto a las horas de vernalización.

Al demostrar los tiempos de vernalización por medio de la comparación de promedios se observa que no hay diferencias significativas entre los tiempos de vernalización para el diámetro a los 45 días luego del injerto, como se aprecia en la Figura 24, el mayor diámetro alcanzado es de 4,68 mm con 0 horas de vernalización y el menor diámetro alcanzado es de 4,46 mm con 144 horas de vernalización.

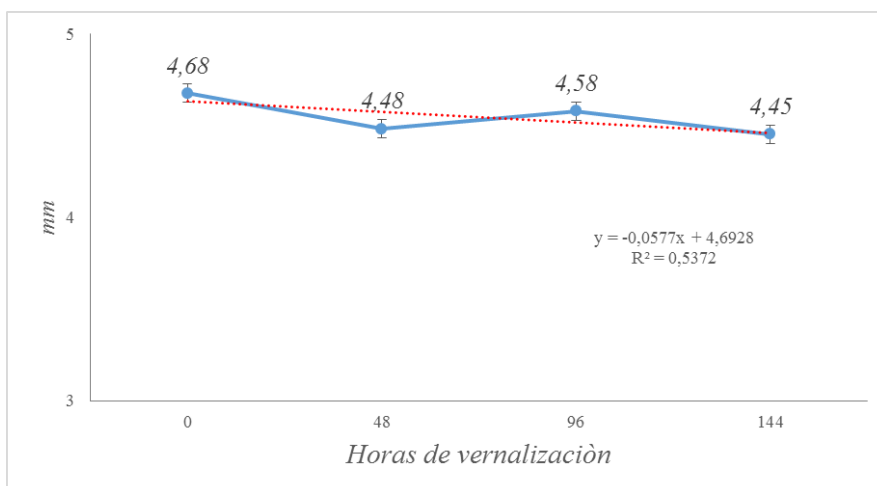


Figura 25. Polinomios ortogonales del diámetro del tallo 45 días después del injerto.

En la Figura 25 que hace referencia al análisis de los polinomios ortogonales, se demuestra que no existe diferencia significativa para la tendencia lineal, cuadrática y cúbica. El diámetro del tallo 45 días después del injerto, en el tiempo de vernalización si bien no muestra diferencias estadísticas entre sí, existe una diferencia aparente en el momento de ejecutar los procesos de injerto.

5.2.2.3 Diámetro de la yema 60 días luego del injerto

Tabla 17.

Análisis de varianza del diámetro de la yema 60 días luego del injerto

<i>FV</i>	<i>GL</i>	<i>CM</i>	<i>Fcal</i>	
<i>Total</i>	35	0,52		
<i>Tratamientos</i>	11	0,42	0,81	ns
<i>Bloques</i>	2	1,00	1,93	ns
<i>F Variedades</i>	2	0,54	1,03	ns
<i>Co1</i>	1	0,00	0,00	ns
<i>Co2</i>	1	1,07	2,06	ns
<i>F Tiempo</i>	3	0,03	0,06	ns
<i>Po1</i>	1	0,05	0,10	ns
<i>Po2</i>	1	0,01	0,02	ns
<i>Po3</i>	1	0,03	0,06	ns
<i>I Ax B</i>	6	0,57	1,10	ns
<i>Eexp</i>	22	0,52		
<i>CV</i>	12,37%			
<i>Promedio</i>	5,82			

Después de haber realizado el ANOVA referente al diámetro de la yema 60 días luego del injerto, lo que se puede evidenciar claramente en la Tabla 17, la misma que demuestra que no hay diferencias significativas para tratamientos, bloques, factor de estudio variedades de rosa, factor de estudio horas de vernalización, e interacción variedades por hora de vernalización. El valor del coeficiente de variación en este punto del experimento es de 12,37%, valor que indica que existe variabilidad de los datos.

Tabla 18.

Promedios del diámetro de las yemas a los 60 días después del injerto

<i>Tratamiento</i>	<i>Media</i>
T11	6,32
T5	6,18
T6	6,08
T10	6,01
T9	5,99
T4	5,98
T3	5,97
T12	5,96
T1	5,53
T8	5,39
T2	5,28
T7	5,19

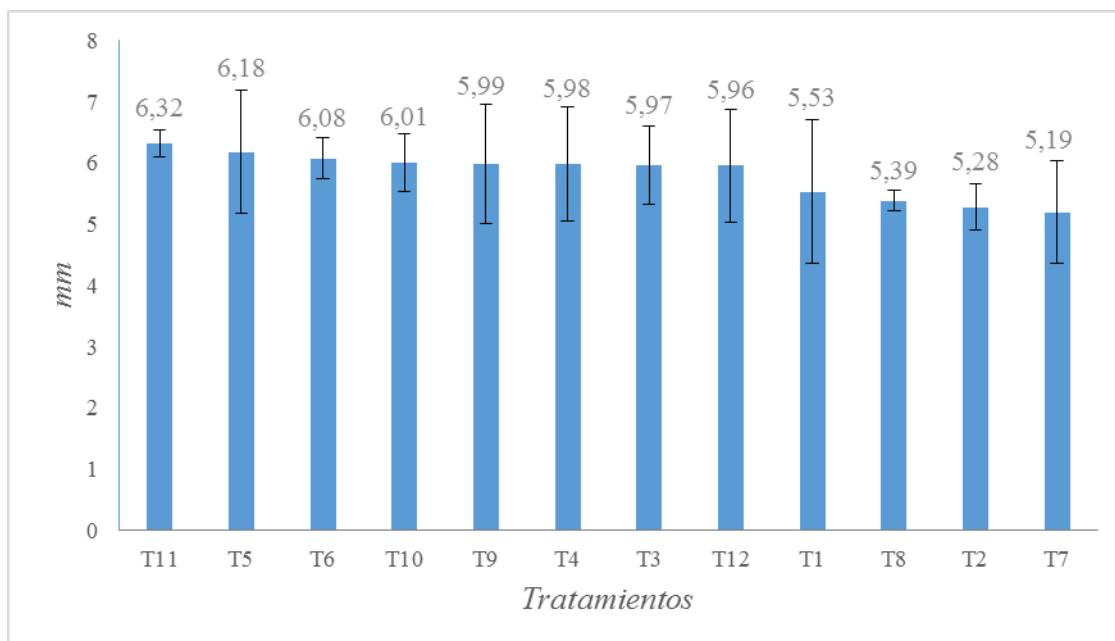


Figura 26. Comparación de promedios del diámetro del tallo a los 60 días después del injerto con respecto a los tratamientos.

De acuerdo al análisis de la comparación de promedios el diámetro con respecto a los tratamientos a los 60 días del injerto, tal como se lo evidencia en la Figura 26, no presenta diferencias significativas entre los tratamientos, el mayor diámetro del injerto alcanzado a los 60 días se presentó con el tratamiento de la variedad *Explorer* con 96 horas de vernalización; mientras que el menor diámetro del injerto en este periodo de tiempo se presentó con el tratamiento de la variedad *Pink-mondial* con 96 horas de vernalización.

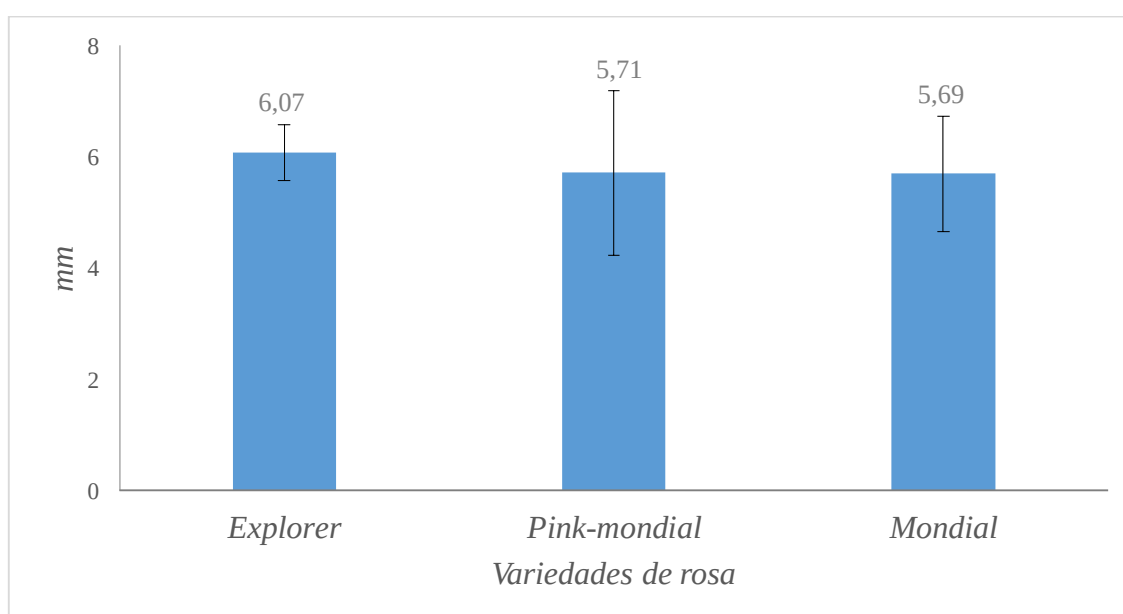


Figura 27. Comparación de promedios del diámetro del tallo a los 60 días después del injerto con respecto a las variedades.

En cuanto a las variedades de rosa en la comparación de promedios, con respecto al diámetro a los 60 días después de ser injertadas como se puede apreciar en la Figura 27, con mayor diámetro la variedad *Explorer* con 6,67 mm y la variedad *Mondial* con 5,69 mm como menor diámetro.

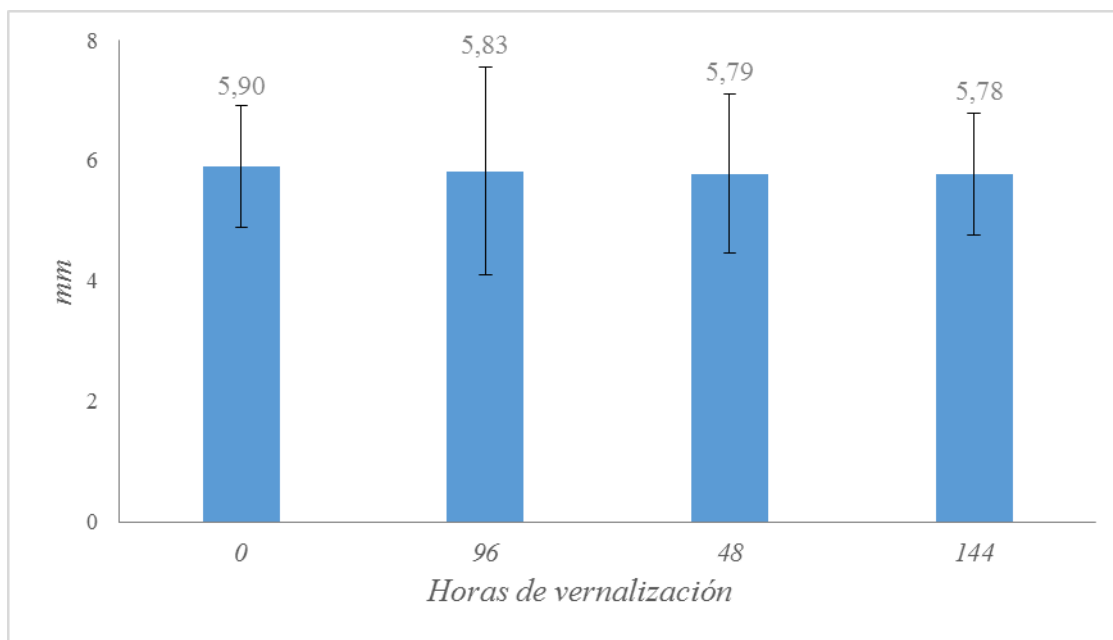


Figura 28. Comparación de promedios del diámetro del tallo a los 60 días posteriores al injerto con respecto a las horas de vernalización.

Al demostrar los tiempos de vernalización por medio de la comparación de promedios se observa que no hay diferencias significativas entre los tiempos de vernalización para el diámetro a los 60 días luego del injerto, como se aprecia en la Figura 28, el mayor diámetro alcanzado es de 5,90 mm con 0 horas de vernalización y el menor diámetro alcanzado es de 5,78 mm con 144 horas de vernalización.

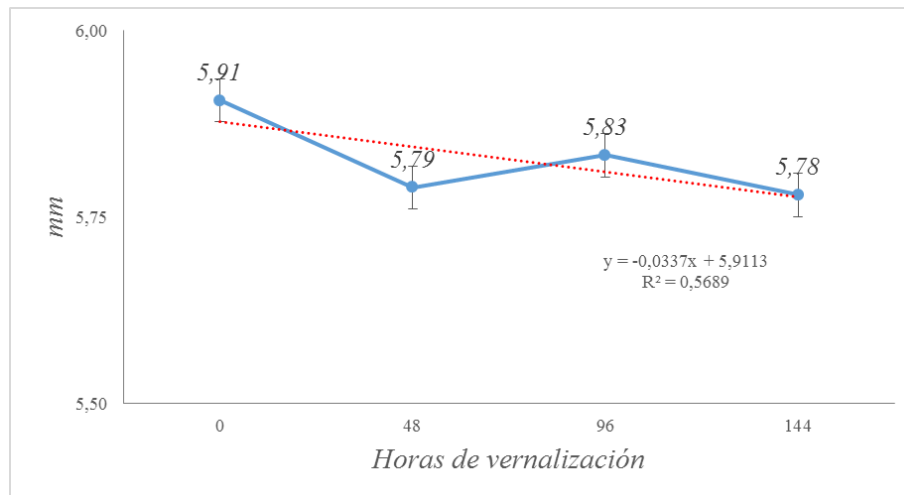


Figura 29. Polinomios ortogonales del diámetro del tallo 60 días después del injerto.

En la Figura 29 que hace referencia al análisis de los polinomios ortogonales, se demuestra que no existe diferencia significativa para la tendencia lineal, cuadrática y cúbica. El diámetro del tallo 60 días después del injerto, en el tiempo de vernalización, si bien no muestra diferencias estadísticas entre el tiempo transcurrido, existe una diferencia aparente en el momento de ejecutar los procesos de injerto.

5.2.3 Longitud del tallo de la yema injertada

5.2.3.1 Largo del tallo a los 30 días luego del injerto

Tabla 19.

Análisis de varianza del largo del tallo a 30 días después del injerto

<i>FV</i>	<i>GL</i>	<i>CM</i>	<i>Fcal</i>	
Total	35	95,64		
Tratamientos	11	96,92	1,25	ns
Bloques	2	290,40	3,76	*
F Variedades	2	98,73	1,28	ns
<i>Co1</i>	1	0,40	0,01	ns
<i>Co2</i>	1	197,06	2,55	ns
F Tiempo	3	50,44	0,65	ns
<i>Po1</i>	1	6,78	0,09	ns
<i>Po2</i>	1	73,29	0,95	ns
<i>Po3</i>	1	71,23	0,92	ns
I Ax B	6	119,56	1,55	ns
Eexp	22	77,29		
CV	42,84			
Promedio	20,61			

Después de haber realizado el ANOVA referente a la longitud del tallo del injerto a los 30 días luego del proceso de injertación, lo que se puede evidenciar claramente en la Tabla 19, la misma que demuestra que no hay diferencias significativas para tratamientos, factor de estudio variedades de rosa, factor de estudio horas de vernalización, e interacción variedades por hora de vernalización, hay ligera diferencia para bloques, este último se debe a los factores edafoclimáticos y de manejo. El valor del coeficiente de variación en este punto del experimento es de 42,84%, valor que indica que existe variabilidad de los datos. Debido a que hay yemas que prenden más rápido que otras y el desarrollo de las yemas que prendieron con precocidad es superior en su longitud

Tabla 20.

Promedios de longitud de las yemas a los 30 días después del injerto

Tratamiento	Media
T1	29,69
T5	28,08
T12	24,25
T6	22,41
T2	21,08
T4	20,87
T8	20,86
T10	20,32
T7	18,19
T3	16,68
T11	16,48
T9	8,38

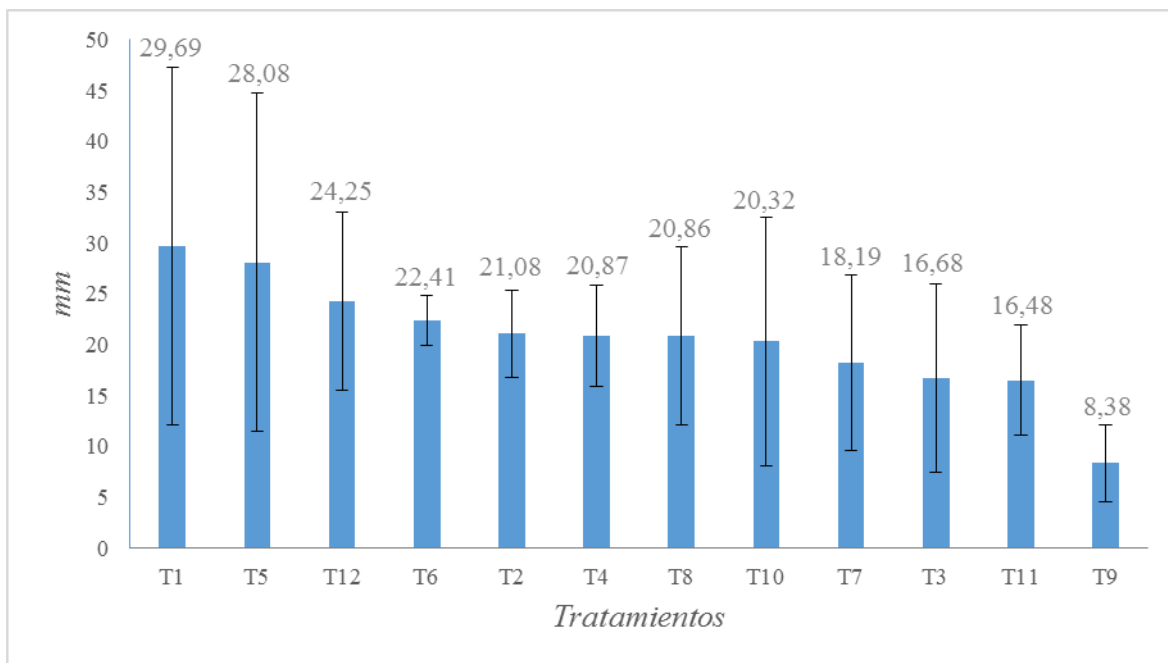


Figura 30. Comparación de promedios de longitud del tallo a los 30 días después del injerto con respecto a los tratamientos.

De acuerdo al análisis de la comparación de promedios, con respecto a los tratamientos a los 30 días del injerto, tal como se lo evidencia en la Figura 30, no presenta diferencias significativas

entre los tratamientos, la mayor longitud del injerto alcanzado a los 30 días se presentó con el tratamiento uno de la variedad *Mondial* con 0 horas de vernalización con 29,69 mm; mientras que la menor longitud del injerto en este periodo de tiempo se presentó con el tratamiento nueve de la variedad *Explorer* con 0 horas de vernalización con 8,38 mm.

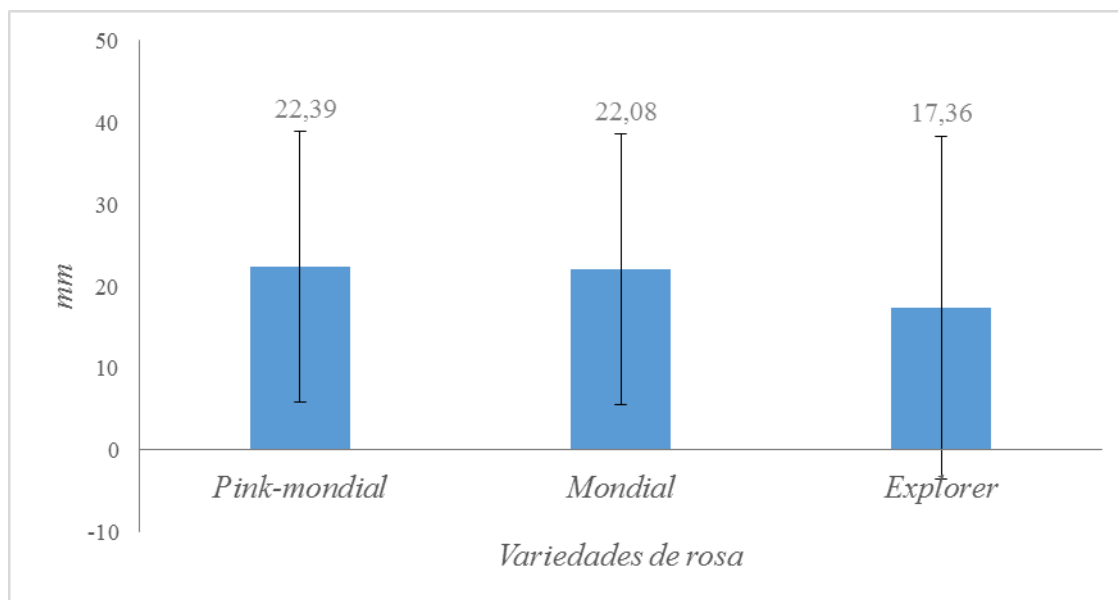


Figura 31. Comparación de promedios de longitud del tallo a los 30 días después del injerto con respecto a las variedades.

De acuerdo al análisis de la comparación de promedios, con respecto a las variedades a los 30 días después del injerto, tal como se lo evidencia en la Figura 31, no presenta diferencias significativas entre las variedades, la mayor longitud del injerto alcanzado a los 30 días se presentó con la variedad *Pink-mondial* con 22,39 mm; mientras que la menor longitud del injerto en este periodo de tiempo se presentó con la variedad *Explorer* con 17,36 mm.

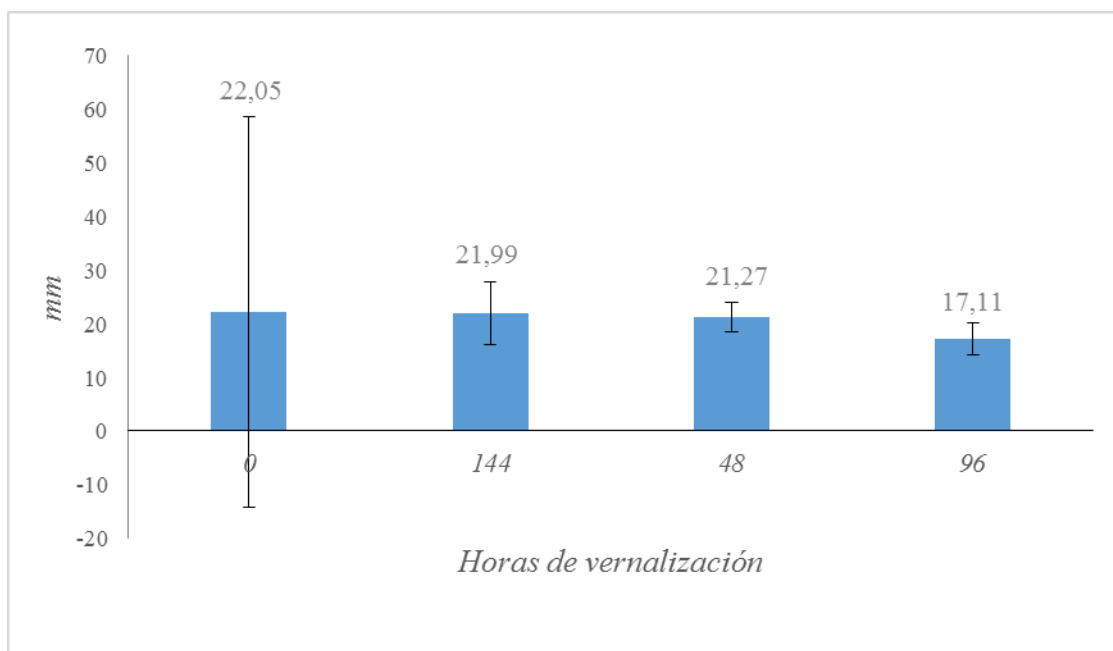


Figura 32. Comparación de promedios de longitud del tallo a los 30 días después del injerto con respecto a la vernalización.

Al demostrar los tiempos de vernalización por medio de la comparación de promedios se observa que no hay diferencias significativas entre los tiempos de vernalización para la longitud a los 30 días luego del injerto, como se aprecia en la Figura 32, la mayor longitud alcanzada es de 22,05 mm con 0 horas de vernalización y el menor diámetro alcanzado es de 17,11 mm con 96 horas de vernalización.

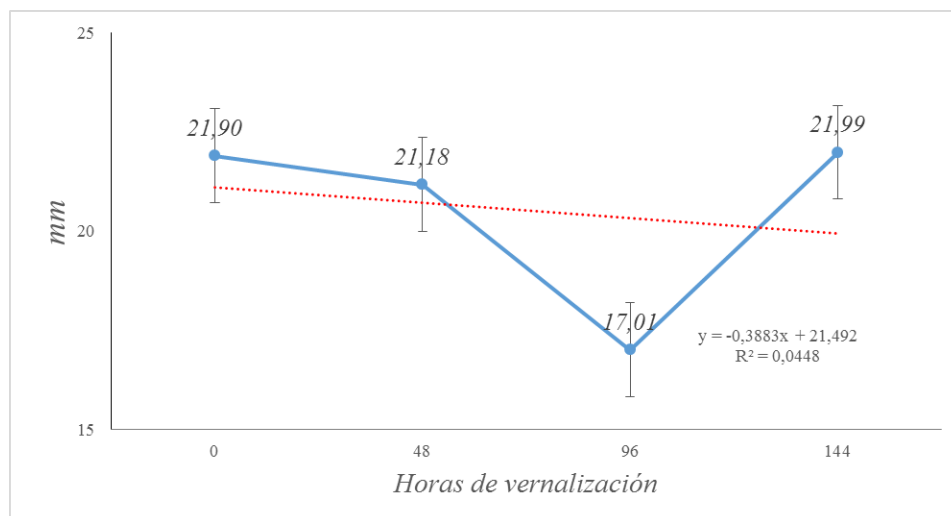


Figura 33. Polinomios ortogonales de longitud del tallo 30 días después del injerto.

En la Figura 33 que hace referencia al análisis de los polinomios ortogonales, se demuestra que no existe diferencia significativa para la tendencia lineal, cuadrática y cúbica. La longitud del tallo del nuevo injerto a los 30 días después del injerto, en el tiempo de vernalización, si bien no muestra diferencias estadísticas entre el tiempo transcurrido, existe una diferencia ligera de 4,38 puntos a las 96 horas de vernalización, para luego mantenerse en la tendencia central de 21,39 como media general. Estas son las cualidades que buscan los floricultores para el momento de ejecutar los procesos de injertación.

5.2.3.2 Largo del tallo a los 45 días luego del injerto

Tabla 21.

Análisis de varianza del largo del tallo a 45 días después del injerto

<i>FV</i>	<i>GL</i>	<i>CM</i>	<i>Fcal</i>	
Total	35	2514,46		
Tratamientos	11	1591,19	0,64	ns
Bloques	2	8004,56	3,23	ns
F Variedades	2	3734,85	1,51	ns
<i>Co1</i>	1	36,89	0,01	ns
<i>Co2</i>	1	7432,81	3,00	ns
F Tiempo	3	768,26	0,31	ns
<i>Po1</i>	1	324,63	0,13	ns
<i>Po2</i>	1	1579,57	0,64	ns
<i>Po3</i>	1	400,59	0,16	ns
I AxB	6	1288,09	0,52	ns
Eexp	22	2477,00		
CV	37,79%			
Promedio	131,54			

Una vez realizado el ANOVA referente a la longitud del tallo del injerto 45 días luego del proceso de injertación, lo que se puede evidenciar claramente en la Tabla 21, la misma que demuestra que no hay diferencias significativas para tratamientos, bloques, factor de estudio variedades de rosa, factor de estudio horas de vernalización, e interacción variedades por hora de vernalización. El valor del coeficiente de variación en este punto del experimento es de 37, 79%, valor que indica la presencia de baja variabilidad de los datos, demostrando además confiabilidad de resultado.

Tabla 22.

Promedios de longitud de las yemas a los 45 días después del injerto

<i>Tratamiento</i>	<i>Media</i>
T5	177,19
T3	160,33
T4	148,52
T1	147,85
T6	139,90
T12	124,33
T8	124,11
T7	119,90
T2	115,61
T10	110,48
T9	106,17
T11	104,05

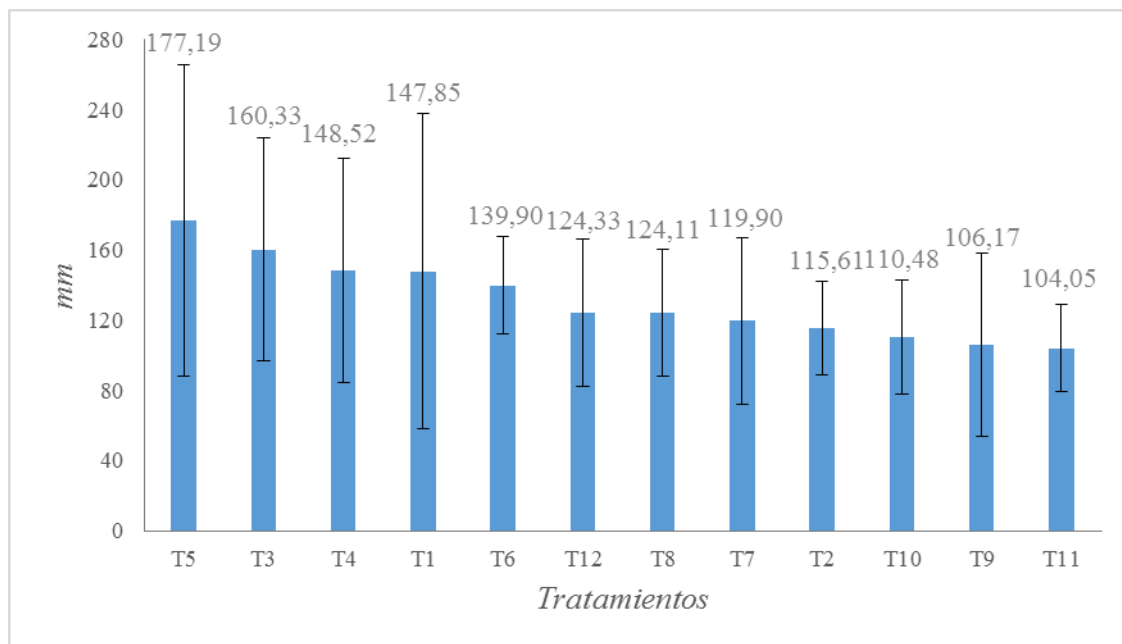


Figura 34. Comparación de promedios de la longitud del tallo a los 45 días después del injerto con respecto a los tratamientos.

De acuerdo al análisis de la comparación de promedios, con respecto a los tratamientos a los 45 días del injerto, tal como se lo evidencia en la Figura 34, no presenta diferencias significativas

entre los tratamientos, la mayor longitud del injerto alcanzado a los 45 días se presentó con el tratamiento cinco de la variedad *Pink-mondial* con 0 horas de vernalización con 177,19 mm; mientras que la menor longitud del injerto en este periodo de tiempo se presentó con el tratamiento once de la variedad *Explorer* con 96 horas de vernalización con 104,05 mm.

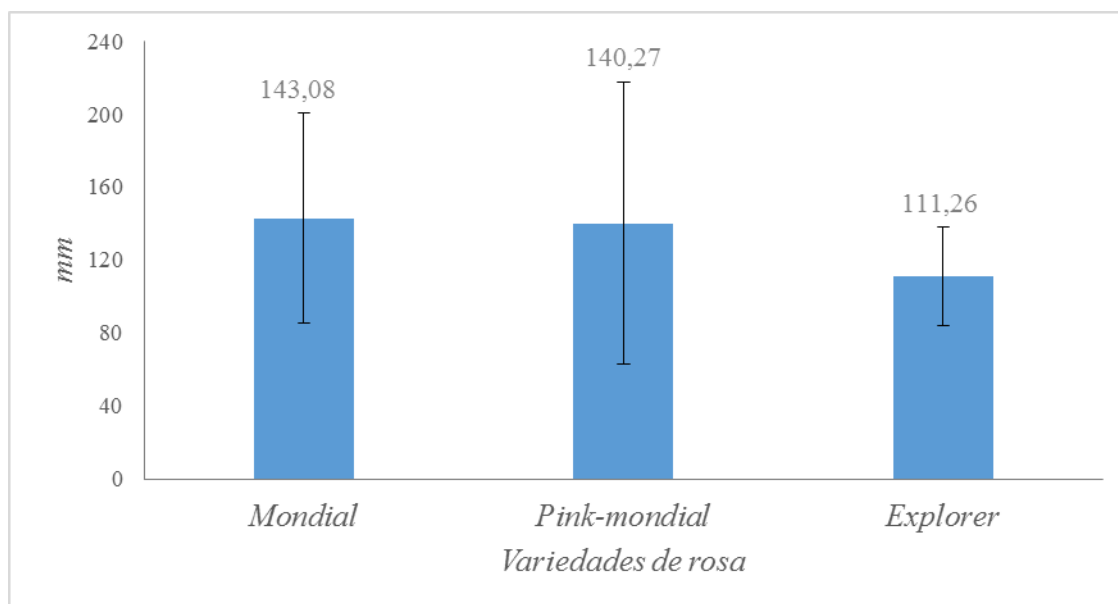


Figura 35. Comparación de promedios de longitud del tallo a los 45 días después del injerto con respecto a las variedades.

De acuerdo al análisis de la comparación de promedios, con respecto a las variedades a los 45 días después del injerto, tal como se lo evidencia en la Figura 35, no presenta diferencias significativas entre las variedades, la mayor longitud del injerto alcanzado a los 45 días se presentó con la variedad *Mondial* con 143,08 mm; mientras que la menor longitud del injerto en este periodo de tiempo se presentó con la variedad *Explorer* con 111,26 mm.

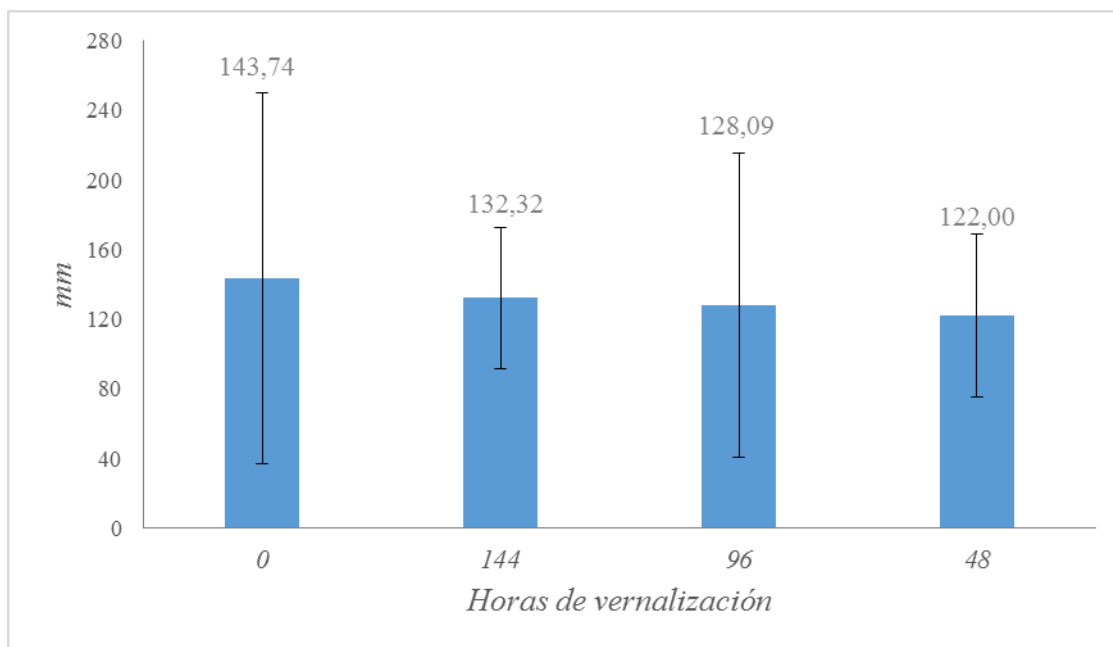


Figura 36. Comparación de promedios de longitud del tallo a los 45 días después del injerto con respecto a la vernalización.

Al demostrar los tiempos de vernalización por medio de la comparación de promedios se observa que no hay diferencias significativas entre los tiempos de vernalización para la longitud a los 45 días luego del injerto, como se aprecia en la Figura 36, la mayor longitud alcanzada es de 143,74 mm con 0 horas de vernalización y el menor diámetro alcanzado es de 122,00 mm con 96 horas de vernalización.

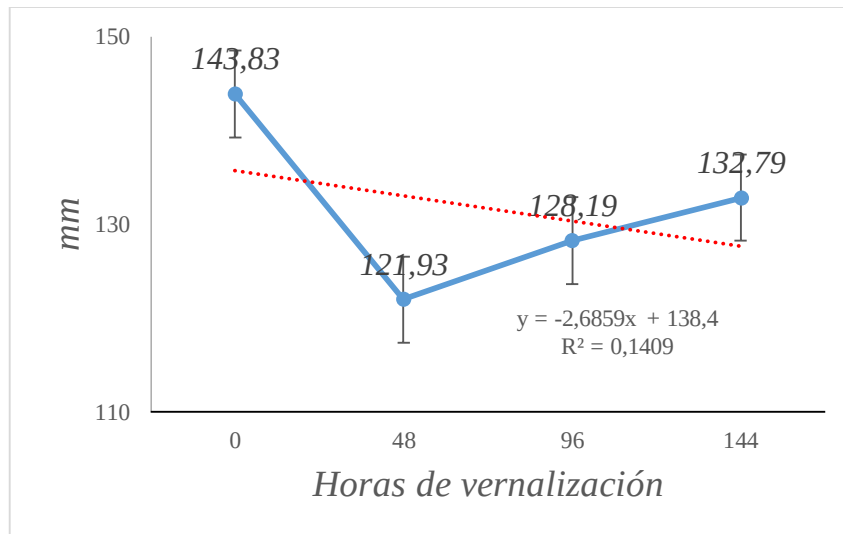


Figura 37. Polinomios ortogonales de longitud del tallo 45 días después del injerto.

En la Figura 37 que hace referencia al análisis de los polinomios ortogonales, se demuestra que no existe diferencia significativa para la tendencia lineal, cuadrática y cúbica. La longitud del tallo del nuevo injerto a los 45 días después del injerto, en el tiempo de vernalización, si bien no muestra diferencias estadísticas entre el tiempo transcurrido, existe una diferencia ligera de 21,9 puntos entre las 0 y 48 horas de vernalización, para luego mantenerse en la media general. Estas son las cualidades que buscan los floricultores para el momento de ejecutar los procesos de injerto.

5.2.3.3 Largo del tallo a los 60 días después del injerto

Tabla 23.

Análisis de varianza del largo del tallo a 60 días después del injerto

<i>FV</i>	<i>GL</i>	<i>CM</i>	<i>Fcal</i>	
<i>Total</i>	35	5425,89		
<i>Tratamientos</i>	11	3043,89	0,49	ns
<i>Bloques</i>	2	10090,05	1,63	ns
<i>F Variedades</i>	2	5044,92	0,81	ns
<i>Co1</i>	1	106,93	0,02	ns
<i>Co2</i>	1	9982,91	1,61	ns
<i>F Tiempo</i>	3	857,21	0,14	ns
<i>Po1</i>	1	583,59	0,09	ns
<i>Po2</i>	1	1823,39	0,29	ns
<i>Po3</i>	1	164,65	0,03	ns
<i>I Ax B</i>	6	3470,22	0,56	ns
<i>Eexp</i>	22	6192,88		
<i>CV</i>	32,15%			
<i>Promedio</i>	244,09			

Una vez realizado el ANOVA referente a la longitud del tallo del injerto 60 días luego del proceso de injertación, lo que se puede evidenciar claramente en la Tabla 23, la misma que demuestra que no hay diferencias significativas para tratamientos, bloques, factor de estudio variedades de rosa, factor de estudio horas de vernalización, e interacción variedades por hora de vernalización. El valor del coeficiente de variación en este punto del experimento es de 32, 15%, valor que indica la presencia de variabilidad de los datos.

Tabla 24.

Promedios de longitud de las yemas a los 60 días después del injerto

Tratamiento	Media
T5	308,52
T3	278,48
T4	275,19
T6	266,13
T1	251,44
T12	238,66
T7	224,89
T2	224,48
T10	218,65
T8	217,71
T9	214,62
T11	210,34

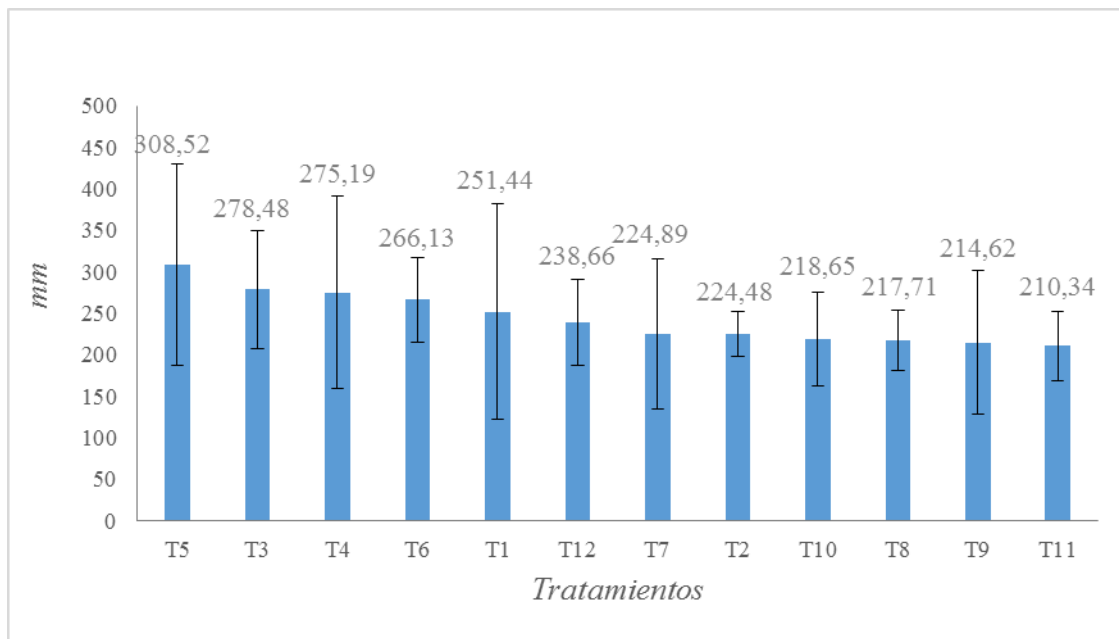


Figura 38. Comparación de promedios de longitud del tallo a los 60 días después del injerto con respecto a los tratamientos.

De acuerdo al análisis de la comparación de promedios, con respecto a los tratamientos a los 45 días del injerto, tal como se lo evidencia en la Figura 38, no presenta diferencias significativas entre los tratamientos, la mayor longitud del injerto alcanzado a los 60 días se presentó con el tratamiento cinco de la variedad *Pink-mondial* con 0 horas de vernalización con 308,52 mm; mientras que la menor longitud del injerto en este periodo de tiempo se presentó con el tratamiento once de la variedad *Explores* con 96 horas de vernalización con 210,34mm.

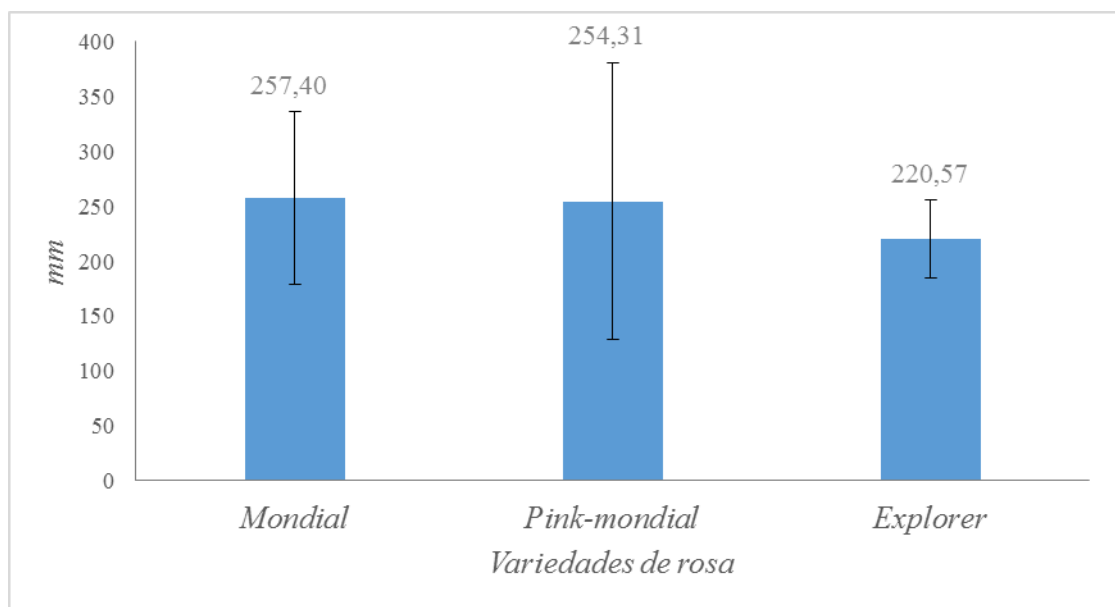


Figura 39. Comparación de promedios de longitud del tallo a los 60 días después al injerto con respecto a las variedades.

De acuerdo al análisis de la comparación de promedios, con respecto a las variedades a los 60 días después del injerto, tal como se lo evidencia en la Figura 39, no presenta diferencias significativas entre los variedades, la mayor longitud del injerto alcanzado a los 60 días se presentó con la variedad *Mondial* con 257,40 mm; mientras que la menor longitud del injerto en este periodo de tiempo se presentó con la variedad *Explores* con 220,57 mm. Comportamiento que puede ser

manejado con criterio técnico para la búsqueda mayor desarrollo foliar y hasta de espera o pausa en su crecimiento (Kurokura, et al., 2013; Just, y Bendahmane, 2020).

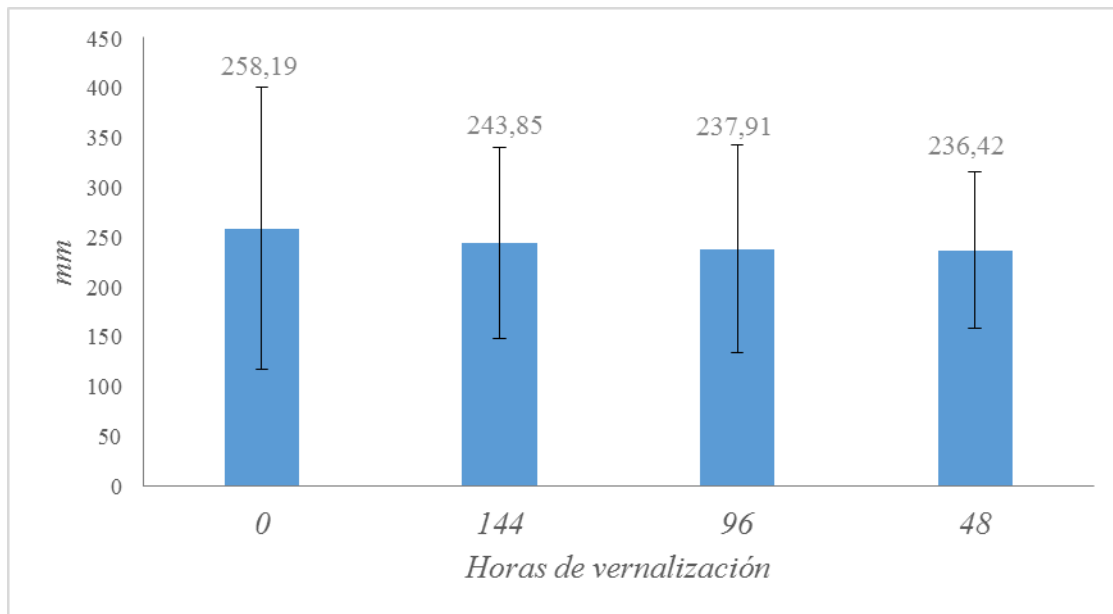


Figura 40. Comparación de promedios de longitud del tallo a los 60 días después del injerto con respecto a la vernalización.

Al demostrar los tiempos de vernalización por medio de la comparación de promedios se observa que no hay diferencias significativas entre los tiempos de vernalización para la longitud a los 60 días luego del injerto, como se aprecia en la Figura 40, la mayor longitud alcanzada es de 258,19 mm con 0 horas de vernalización y el menor diámetro alcanzado es de 236,42 mm con 48 horas de vernalización. Se evidencia un desarrollo de longitud del tallo uniforme con el paso del tiempo dado en horas, cualidad que es tomada como ventaja competitiva por algunos investigadores en cultivos de rosas y con multiplicación asexual, tal es el caso de Choi, et al. (2009) y Camargo, (2012).

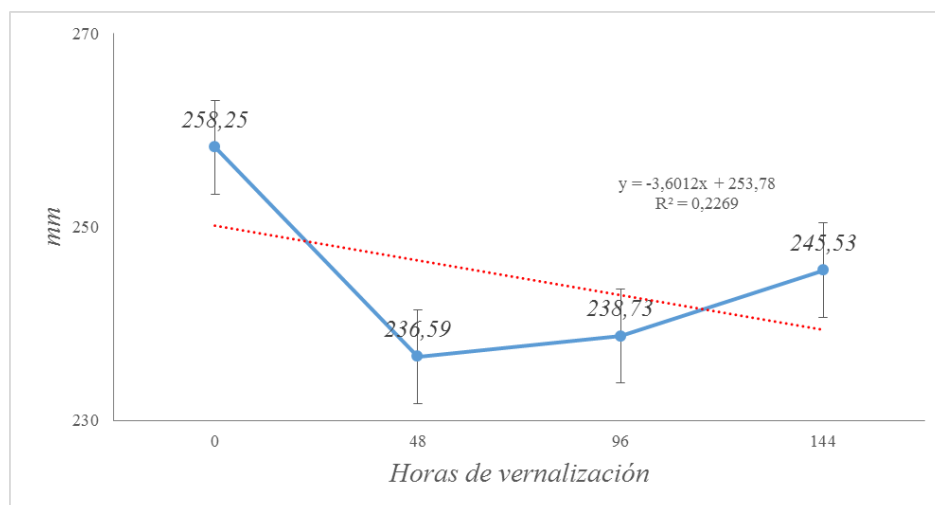


Figura 41. Polinomios ortogonales de longitud del tallo 60 días después del injerto.

En la Figura 41 que hace referencia al análisis de los polinomios ortogonales, se demuestra que no existe diferencia significativa para la tendencia lineal, cuadrática y cúbica. La longitud del tallo del nuevo injerto a los 60 días después del injerto, en el tiempo de vernalización, si bien no muestra diferencias estadísticas entre el tiempo transcurrido, existe una diferencia ligera de 21,66 puntos entre las 0 y 48 horas de vernalización, para luego mantenerse en la media general. Estas son las cualidades que buscan los floricultores para el momento de ejecutar los procesos de injertación.

5.3 Análisis de la socialización

Los resultados obtenidos en la investigación fueron presentados a productores de rosas de la zona de Cayambe. La socialización se realizó mediante video conferencia en la plataforma meet institucional de la PUCE-SI. La respuesta de los asistentes se presenta en los siguientes resultados de la socialización.

Resultados de las encuestas

Pregunta 1. ¿Considera Usted que el material audiovisual utilizado en la presentación fue el adecuado?

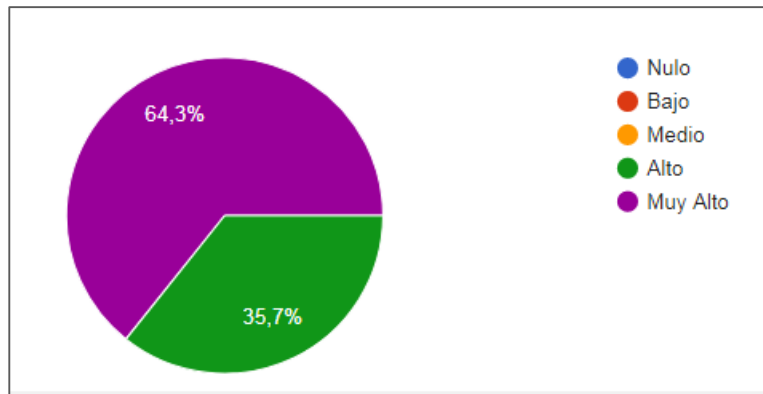


Figura 42. Resultado de la primera pregunta de la encuesta.

La Figura 42 correspondiente al resultado de la primera pregunta, demuestra que el 64,3% de la audiencia consideraron un muy alto el nivel de conformidad con respecto al material audiovisual utilizado en la socialización.

Pregunta 2. ¿Considera Usted que el expositor mostró dominio del tema?

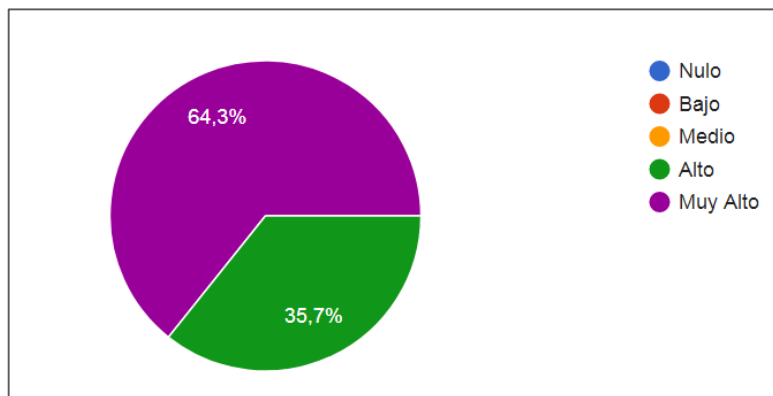


Figura 43. Resultado de la segunda pregunta de la encuesta.

La Figura 43 correspondiente al resultado de la segunda pregunta, demuestra que un 64,3% de la audiencia manifiesta que el expositor mostró un muy alto dominio del tema presentado en la socialización.

Pregunta 3. ¿Estima Usted que el manejo de auditorio por parte del expositor fue adecuado?

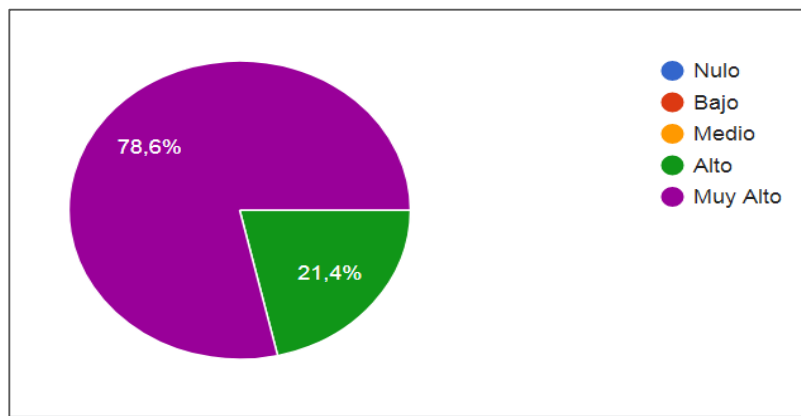


Figura 44. Resultado de la tercera pregunta de la encuesta.

La Figura 44 correspondiente al resultado de tercera pregunta, demuestra que un 78,6% de la audiencia manifiesta un muy alto nivel del manejo de auditorio por parte del expositor.

Pregunta 4. ¿Considera Usted que el expositor demostró facilidad de expresión?

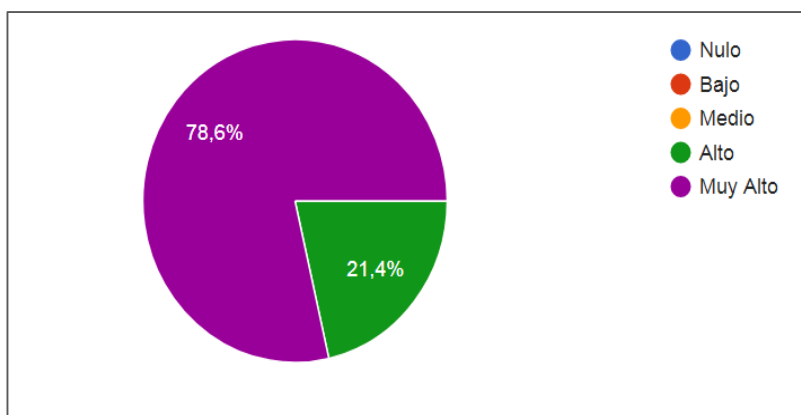


Figura 45. Resultado de la cuarta pregunta de la encuesta.

La Figura 45 correspondiente a la cuarta pregunta, demuestra que un 78,6% de la audiencia manifiesta un muy alto nivel en cuanto a la facilidad de expresión por parte del expositor.

Pregunta 5. ¿Considera Usted que el tema investigado posee relevancia para algún actor y/o sector de la sociedad?

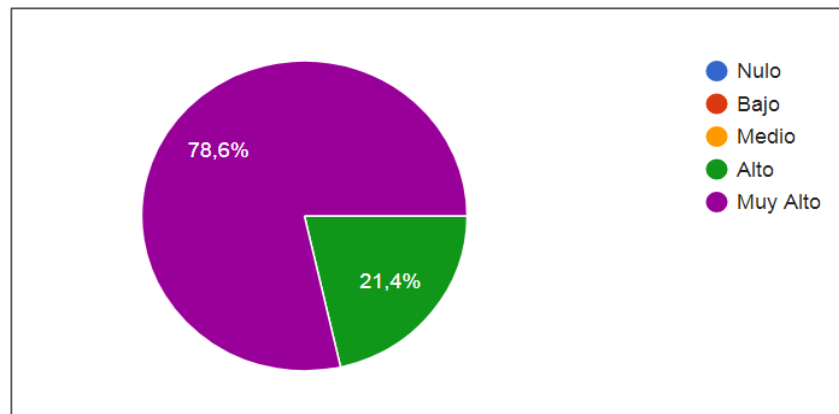


Figura 46. Resultado de la quinta pregunta de la encuesta.

La Figura 46 correspondiente a la quinta pregunta, demuestra que un 78.6% del audiencia manifiesta que el tema investigado posee un muy alto nivel de relevancia para algún actor y/o sector de la sociedad.

Pregunta 6. ¿Considera Usted que esta investigación posee perspectivas para estudios complementarios posteriores?

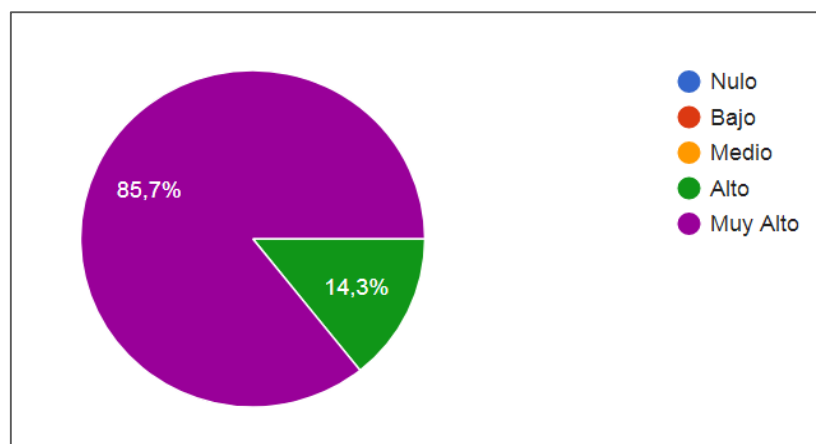


Figura 47. Resultado de la sexta pregunta de la encuesta.

La Figura 47 correspondiente a la sexta pregunta de la encuesta, demuestra que un 85,7% de la audiencia considera que la investigación posee muy altas perspectivas de realización de estudios complementarios posteriores.

Pregunta 7. ¿Considera Usted que el tema investigado genera actualmente o a futuro un beneficio concreto para alguna organización, empresa pública o privada, comunidad o institución?

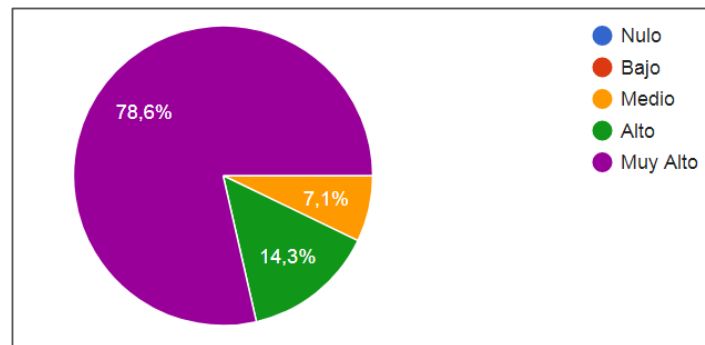


Figura 48. Resultado de la séptima pregunta de la encuesta.

La Figura 48 correspondiente a la séptima pregunta de la encuesta, demuestra que un 78,6% de la audiencia considera que el tema investigado genera actualmente o a futuro un beneficio muy alto para algunas empresas públicas o privadas, comunidades o instituciones.

Pregunta 8. ¿En función de los objetivos planteados expuestos en la investigación considera usted que éstos se cumplieron?

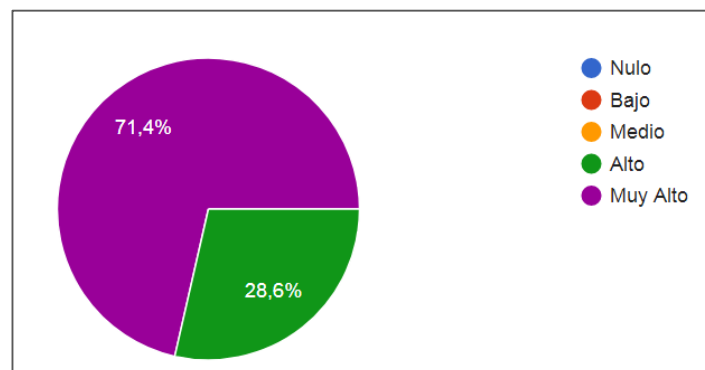


Figura 49. Resultado de la octava pregunta de la encuesta.

La Figura 49 correspondiente a la octava pregunta de la encuesta, demuestra que un 71,4% de la audiencia considera muy alto el cumplimiento de objetivos planteados expuestos en la investigación.

CAPITULO VI

CONCLUSIONES

- Las densidades de siembra de patrones en las plantaciones comerciales estarán entre 60.000 y 100.000 plantas ha⁻¹, siendo habitual una densidad de siembra de 60.000 plantas ha⁻¹ y el injerto de una sola yema por patrón.
- Los rendimientos en tallos comerciales a partir del octavo mes luego del injerto, que se pueden alcanzar en el primer año son de 0,8 tallos mes⁻¹ para las variedades *Mondial*, *Pink-mondial* y 0,5 tallos mes⁻¹ con *Explorer*. Para el segundo año en adelante, los rendimientos se incrementan hasta, 1 tallos mes⁻¹ para las variedades *Mondial*, *Pink-mondial* y 0,8 tallos mes⁻¹ con *Explorer*.
- La aplicación de bajas temperaturas (2°C) a las yemas de rosa, muestran un efecto benéfico, sobre el prendimiento del injerto a los 60 días posteriores a este proceso. Es así que aun sin tener una marcada diferencia estadística entre los tratamientos, el lograr el 100% de prendimiento de plantas resulta de beneficio económico para las empresas florícolas, pues el manejo posterior que se dé a las mismas significa que durante el primer año se pueden lograr 19.2000 tallos para las variedades *Pink-mondial*. Para el caso del prendimiento de la variedad *Explorer* que alcanzó un 99,58% de efectividad, y relacionado con el rendimiento mensual se puede alcanzar un volumen de 119496 tallos; finalmente con el prendimiento alcanzado con la variedad *Mondial*, que fue de 98,75%, durante el primer año se puede alcanzar un volumen de tallos producidos de 189.600; pues se considera una densidad de siembra de 60.000 plantas ha⁻¹.

- La comparación realizada entre variedades, respecto al prendimiento del injerto; pone de manifiesto que las variedades *Pink-mondial* y *Mondial*, aceptan de mejor forma el injerto vernalizado que la variedad *Explorer*.
- El tiempo de tratamientos de las yemas en baja temperatura (2°C), permite que esta parte vegetativa, por un corto tiempo entre en letargo (parada fisiológica temporal) y puedan reactivarse en el momento de estar unidas al patrón. Este efecto benéfico presentó su mayor expresión con 96 horas de tratamiento llegando a un prendimiento de la totalidad de las yemas utilizadas, mayores y menores tratamientos en frío, disminuyen el prendimiento, sin llegar a ser muy significativo.
- De acuerdo a los tiempos de vernalización el mejor prendimiento se presentó con 96 horas de vernalización a los 60 días posteriores a ser injertadas en la variedad *Pink-mondial* con un 100% de yemas prendidas y el menor prendimiento se presentó con 0 horas de vernalización en la variedad *Mondial*.
- A los 45 días posteriores a la injertación el mejor prendimiento se presentó con 0 horas de vernalización en la variedad *Explorer* y el menor prendimiento con 144 horas de vernalización en la variedad *Pink-mondial*.

- A los 30 días posteriores a la injertación el mejor prendimiento se presentó con 0 horas de vernalización en la variedad *Explorer* y el menor prendimiento 48 horas de vernalización en la variedad *Pink-mondial*.
- La variedad que mayor diámetro presentó a los 30, 45 y 60 días posteriores a ser injertadas fue *Explorer* con 0 horas de vernalización, mientras que el menor diámetro de las yemas se dio con 144 horas de vernalización.
- Las yemas que mayor longitud alcanzaron a los 30, 45, 60 días posteriores a ser injertadas fueron con 0 horas de vernalización. A los 30 días las yemas que menor longitud alcanzaron fueron con 96 horas de vernalización; a los 45 y 60 días las yemas que menor longitud alcanzaron fueron con 48 horas de vernalización.

CAPITULO VII

RECOMENDACIONES

- Un aspecto que debe considerarse en el desarrollo y aplicación de los resultados de esta investigación en la industria florícola, es el uso de patrones de buenas cualidades; entre estas cualidades son, desarrollo de la masa radicular; poca lignificación del tallo a ser injertado, buen desarrollo de *tira-savia*.
- Los patrones previos al injerto en la industria florícola, deben ser sembrados en los sitios definitivos en las densidades que permita el manejo adecuado de los varietales a ser injertados y sin restricciones de agua y nutrientes, para que puedan aceptar la yema del injerto y su prendimiento sea suficientemente alto.
- Posterior al proceso de injerto se requiere mantener el balance adecuado de nutrientes que permita el desarrollo de las yemas del varietal escogido según el modelo de negocio de la empresa; para ello es importante considerar el manejo de las variables de temperatura y humedad relativa, para determinar la evapotranspiración y el desarrollo del programa de riego adecuado a los requerimientos del cultivo.
- Se recomienda la utilización de cinta *Parafilm®*, para el proceso de injertación pues esta al ser biodegradable permite un adecuado desarrollo de la yema injertada; además que sus materiales de constitución tiene la propiedad de repeler la humedad en exceso, producto de

los fenómenos de transpiración del cultivo que puedan acumular en la yema injertada y generar un problema de infección por microorganismos.

- La obtención de las yemas para el injerto debe hacerse de plantas de alto rendimiento, previamente identificadas, las mismas que deben estar libres de problemas sanitarios, ser vigorosas y con buenas características propias del varietal seleccionado.
- Para el manejo de la vernalización se recomienda que las yemas que servirán de injerto de los varietales, sean tomadas de las plantas, en horas de la mañana pues se va a lograr disponer de una mayor reserva de nutrientes en los tallos; que permita un mejor compatibilidad injerto patrón.
- Las yemas en las cámaras frías para la vernalización deben ser colocadas sobre papel humedecido y almacenadas de forma horizontal en cajas de cartón. El mayor prendimiento de las yemas se alcanza con un tiempo de vernalización de 96 horas a 2° C y 95% de humedad relativa.
- Durante la fase posterior al injerto se debe proveer de suficiente luz a la yema injertada, para obtener un buen prendimiento y desarrollo adecuado del varietal; se aconseja realizar el agobio del *tira-savia* del patrón.
- Para la selección de las varetas con yemas a ser vernalizadas el mejor estado es en el punto garbanzo.

- Para el proceso de injertado es importante presidir en el calendario agrícola lunar, ya que en luna creciente los resultados del prendimiento se incrementan.

CAPITULO VIII

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Agustí, M. y Primo, E. (2020). Conjunto de floración y fruta. *Genus Citrus* (Pp. 219-244). Woodhead Publishing. Retrieved from <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-812163-4.00011-5>
2. Alcazar, M. (2018). Evaluación de tres niveles de auxinas y citoquininas para la obtención de plantas madre de rosa (*Rosa* sp.) variedad Freedom en condiciones in vitro. *Apthapi*, 4(2), 1073-1081.
3. Amasino, R. (2010). Seasonal and developmental timing of flowering. *Plant Journal*, 61(6), 1001–1013. <https://doi.org/10.1111/j.1365-313X.2010.04148.x>
4. Ambriz, R., Ariza, R., Alia, I., Michel, A., Barrios, A., y Otero, M. (2018). Efecto del anillado y bioestimulantes en la floración, producción y calidad de lima Persa (*Citrus Latifolia* Tan.) En invierno. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* , 9 (4), 711-722. Retrieved from <http://dx.doi.org/10.29312/remexca.v9i4.1389>
5. Anthura. (2016). La importancia de la humedad en el crecimiento de las plantas. Retrieved from <https://www.anthura.nl/growing-advise/la-importancia-la-humedad-en-el-crecimiento-las-plantas/?lang=es>
6. Arzate, A., Bautista, M. D., Piña, J. L., Reyes, J. I., y Vázquez, L. M. (2014). *Técnicas tradicionales y biotecnológicas en el mejoramiento genético del rosal (Rosa spp.)* (Vol. 3). Retrieved from <http://repositorio.unan.edu.ni/2986/1/5624.pdf>
7. Ayaviri, J. (2013). Injertos material de apoyo al estudiante. Centro educativo técnico humanístico agropecuario-Alcoche.
8. Bauerle, W. L. (2019). Disentangling photoperiod from hop vernalization and dormancy

- for global production and speed breeding. *Scientific Reports*, 9(1), 1–8.
<https://doi.org/10.1038/s41598-019-52548-0>
9. Calderón, D. (2020). Resistencia mono y poligénica de *Botrytis cinerea* a botricidas usados en rosas de exportación (Bachelor's thesis, Quito: UCE). Retrieved from <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/20690>
 10. Camarena, F., Chura, J., y Blas, R. (2014). Mejoramiento genético y biotecnológico de las plantas. Retrieved from https://www.agrobanco.com.pe/wp-content/uploads/2017/07/MEJORAMIENTO_GENETICO_Y_BIOTECNOLOGICO_DE_PLANTAS.pdf
 11. Camargo, C. (2012). Propagación vegetal. SENA Cede Agro Regional Boyacá. p.30. Retrieved from <http://www.youblisher.com/p/356660-PROPAGACION-VEGETAL-INJERTACION/>.
 12. Cammarano, D., Taylor, M., Thompson, J., Wright, G., Faichney, A., Haacker, R., y White, P. (2020). Predecir las fechas de inicio de la cabeza y los rendimientos de los cultivos de brócoli cultivados en toda Escocia. *European Journal of Agronomy*, 116, 126055. Retrieved from <https://doi.org/10.1016/j.eja.2020.126055>
 13. Chávez, Á. (2020). Evaluación e identificación de variables significativas para la floración in vitro de híbridos de mini rosa (rosa x híbrida) (Bachelor's thesis, Quito: Universidad de la Américas, 2020). Retrieved from <http://dspace.udla.edu.ec/handle/33000/12248>
 14. Chimarro, E. (2012). Obtención de patrones de rosa (*Rosa* sp) variedad natalbrier utilizando cuatro tipos de sustratos en la zona de Cayambe provincia de Pichincha. Retrieved from <http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/970>
 15. Choi, J., Hyun, Y., Kang, M. J., In Yun, H., Yun, J. Y., Lister, C., Choi, Y. (2009).

- Resetting and regulation of Flowering Locus C expression during Arabidopsis reproductive development. *Plant Journal*, 57(5), 918–931. <https://doi.org/10.1111/j.1365-313X.2008.03776.x>
16. Cronk, Q., Ojeda, I., y Pennington, R. (2006). Genómica comparativa de leguminosas: progreso en filogenética y filogenómica. *Opinión Actual En Biología Vegetal*, 9 (2), 99–103. <https://doi.org/10.1016 / j.pbi.2006.01.011>
17. Cuazitl, M. F., y Núñez, H. G. (2017). Establecimiento Y micropropagación de Fresa (*Fragaria X Ananassa Duch.*) en un sistema de inmersión temporal (SIT). *Jóvenes En La Ciencia*, 3(2), 85–89. Retrieved from <http://www.jovenesenlaciencia.ugto.mx/index.php/jovenesenlaciencia/article/view/1679/1186>
18. De Lima, F., Rodrigues de Oliveira, M. S., Lidório, H. F., Farias, J., y Martins, L. L. (2019). Composición química de pétalos de flores de rosa, girasol y caléndula para su uso en la alimentación humana. *Ciencia Tecnologia Agropecuaria*, 20(1), 149–158. https://doi.org/10.21930/rcta.vol20_num1_art1252
19. de Wit, M., Galvão, V. C., y Fankhauser, C. (2016). Light-Mediated Hormonal Regulation of Plant Growth and Development. *Annual Review of Plant Biology*, 67(1), 513–537. <https://doi.org/10.1146/annurev-arplant-043015-112252>
20. Ding, Y., Shi, Y., y Yang, S. (2020). Molecular regulation of plant responses to environmental temperatures. *Molecular Plant*, 13(4), 544–564. <https://doi.org/10.1016/j.molp.2020.02.004>
21. Domínguez, D., García, R., Mora, M. E., Salgado, M. L., y González, J. G. (2016). La Cenicilla del rosal. *Agrociencia*, 50(7), 901–917. Retrieved from

http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-31952016000700901

22. Dong, X., Jiang, X., Kuang, G., Wang, Q., Zhong, M., Jin, D., y Hu, J. (2017). Genetic control of flowering time in woody plants: Roses as an emerging model. *Plant Diversity*, 39(2), 104–110. <https://doi.org/10.1016/j.pld.2017.01.004>
23. Erazo, M., y Sánchez, R. (2011). Control y supervisión de variables en un sistema de antiheladas, regadío y ventilación para optimizar los cultivos bajo invernadero. Retrieved from <https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/5023/1/T-ESPEL-0867.pdf>
24. Ergon, Å., Melby, T. I., Höglind, M., y Rognli, O. A. (2016). Vernalization requirement and the Chromosomal VRN1-region can affect freezing tolerance and expression of cold-regulated genes in festuca pratensis. *Frontiers in Plant Science*, 7(FEB2016), 1–15. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00207>
25. Erwin, J. (2007). Factors affecting flowering in ornamental plants. *Flower Breeding and Genetics: Issues, Challenges and Opportunities for the 21st Century*, 7–48. <https://doi.org/10.1007/978-1-4020-4428-1-1>
26. Escamilla, B. E., Moreno, P., Pérez, E., Utrera, E., Tronco, C., Tronco, B. y Tronco, G. (2015). *Plantas Medicinales, de la Matamba y el Piñonal, municipio de Jamapa, Veracruz*. Retrieved from http://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_nlinks&ref=260728&pid=S0365-2807200400030000800013&lng=es
27. Fernández, G. y Johnston, M. (2006). Crecimiento y temperatura.
28. Flores, D. K. (2018). *Efecto del biol sobre las enfermedades fúngicas en el cultivo de rosas (Rosa spp.) variedad Freedom en la florícola Flor de Azama, provincia de Imbabura*.

Retrieved from <http://repositorio.utn.edu.ec/bitstream/123456789/8674/3/03> AGP 239
TRABAJO GRADO.pdf

29. Fornara, F. (2014). *La genética molecular de la transición floral y el desarrollo floral, volumen 72 1a edición*.
30. Foucher, F., Hibrand-Saint Oyant, L., Hamama, L., Sakr, S., Baudino, S., Caissard, J. P. y Just, J. (2015). Towards the rose genome sequence and its use in research and breeding. *Acta Horticulturae*, 1064, 167–175. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2015.1064.19>
31. Gallegos, C. y Rodriguez, E. (2017). Cost administration system in raspberries production of minor producers. *Revista de Investigación Aplicada En Ciencias Empresariales*, 6(1), 103–116. <https://doi.org/10.22370/riace.2017.6.1.1310>
32. Garmendia, A., Beltrán, R., Zornoza, C., García-Breijo, F., Reig, J. y Merle, H. (2019). Ácido giberélico en Citrus spp. floración y fructificación: una revisión sistemática. *PloS One*, 14 (9), E0223147. Retrieved from <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0223147>
33. González, M., Jiménez, L. y Yáñez, W. (2018). Potencial uso de la leonardita para el cultivo de rosa en condiciones de invernadero. *Agronomía Costarricense*, 42(1), 155–162. <https://doi.org/10.15517/rac.v42i1.32202>
34. He, Y., Chen, T. y Zeng, X. (2020). Genetic and Epigenetic Understanding of the Seasonal Timing of Flowering. *Plant Communications*, 1(1), 100008. <https://doi.org/10.1016/j.xplc.2019.100008>
35. Herrera, I. (2016). *Manual de plantas invasoras de sudamerica*. Retrieved from <http://www.lib.udec.cl/wp-content/uploads/2017/11/manual-invasoras-sudamerica.pdf>
36. Hirzel, J., Rodríguez, N., Zagal, E. y Aldana, G. (2013). Efecto de diferentes dosis de fertilización inorgánica con N, P, K y fuente orgánica (estiércol de broiler) sobre la

- producción de maíz y la fertilidad del suelo. *Agricultura Técnica*, 64(4), 1–11.
<https://doi.org/10.4067/S0365-28072004000400005>
37. Horibe, T. y Yamada, K. (2017). Petal Growth Physiology of Cut Rose Flowers: Progress and Future Prospects. *Journal of Horticultural Research*, 25(1), 5–18.
<https://doi.org/10.1515/johr-2017-0001>
38. INATEC. (2016). Viveros y Semilleros, 39–40. Retrieved from
https://www.jica.go.jp/project/nicaragua/007/materials/ku57pq0000224spz-att/Manual_de_Vivero_y_semillero.pdf
39. Jaramillo, J. y Higueta, F. (2018). Clasificación de las hortalizas..
40. Jiang, L., Dunn, B. L., Wang, Y. y Goad, C. L. (2016). Responses to Propagation Substrate and Rooting Hormone Products to Facilitate Asexual Propagation of. *J. Environ. Hort*, 34(3), 80–83. Retrieved from <https://doi.org/10.24266/0738-2898-34.3.80%0A>
41. Just, J. y Bendahmane, M. (2020). Rosa spp. *Trends in Genetics*, 36(2), 146–147.
<https://doi.org/10.1016/j.tig.2019.11.002>
42. Kim, D.-H., Doyle, M. R., Sung, S. y Amasino, R. M. (2009). Vernalization: Winter and the Timing of Flowering in Plants. *Annual Review of Cell and Developmental Biology*, 25(1), 277–299. <https://doi.org/10.1146/annurev.cellbio.042308.113411>
43. Kurokura, T., Mimida, N., Battey, N. H. y Hytönen, T. (2013). The regulation of seasonal flowering in the Rosaceae. *Journal of Experimental Botany*, 64(14), 4131–4141.
<https://doi.org/10.1093/jxb/ert233>
44. Lau, O. S., Song, Z., Zhou, Z., Davies, K. A., Chang, J., Yang, X. y Bergmann, D. C. (2018). Direct Control of SPEECHLESS by PIF4 in the High-Temperature Response of Stomatal Development. *Current Biology*, 28(8), 1273-1280.e3.

<https://doi.org/10.1016/j.cub.2018.02.054>

45. Laurie, R. E., Diwadkar, P., Jaudal, M., Zhang, L., Hecht, V., Wen, J. y Macknight, R. C. (2011). The medicago Flowering locus T homolog, MtFTa1, is a key regulator of flowering time. *Plant Physiology*, 156(4), 2207–2224. <https://doi.org/10.1104/pp.111.180182>
46. Leus, L., Van Laere, K., De Riek, J. y Van Huylenbroeck, J. (2018). Rosa. *En Cultivos Ornamentales* (Pp. 719-767). Springer, Cham. Retrieved from https://doi.org/10.1007/978-3-319-90698-0_27
47. Li, J., Hou, X., Zhu, J., Zhou, J., Huang, H., Yue, J. y Zhang, J. (2017). Identificación de genes asociados con la transición floral del limón y el desarrollo floral durante los déficits de agua inductivos florales: un modelo hipotético. *Frontiers in Plant Science* , 8 , 1013. Retrieved from <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.01013>
48. Liu, J. y Sherif, S. (2019). Orquestación hormonal del ciclo de latencia de yemas en plantas perennes leñosas caducifolias. *Frontiers in Plant Science* , 10 . <https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01136>
49. Longhi, S., Giongo, L., Buti, M., Surbanovski, N., Viola, R., Velasco, R. y Sargent, D. J. (2014). Molecular genetics and genomics of the Rosoideae: State of the art and future perspectives. *Horticulture Research*, 1(November 2013), 1–18. <https://doi.org/10.1038/hortres.2014.1>
50. Magallanes, P. H. (2017). Efecto de paclobutrazol en el cultivo de rosa (Rosa sp) variedad charlotte, en el cantón Daule, provincia del Guayas (Bachelor's thesis, Facultad de Ciencias Agrarias Universidad de Guayaquil). Retrieved from <http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/19642>
51. Mahboobeh, N. (2012). Efecto del Boro y el Calcio en el crecimiento y la calidad de easy

- lover cut rose. *Journal of Plant Nutrition*, 35: 9, 1303-1313. [https://doi.org/10.1080 / 01904167.2012.684123](https://doi.org/10.1080/01904167.2012.684123)
52. McCartney, L., Orsat, V. y Lefsrud, M. (2018). An experimental study of the cooling performance and airflow patterns in a model Natural Ventilation Augmented Cooling (NVAC) greenhouse,. *Biosyst Eng.* 174, 173–189. <https://doi.org/10.1016/j.biosystemseng.2018.07.005>
53. Mena, P., Boelens, R. Vos, J. (2016). Food or flowers? Contested transformations of community food security and water use priorities under new legal and market regimes in Ecuador's highlands. *J. Rural Stud.*, 44, 227–238. <https://doi.org/10.1016/j.jrurstud.2016.02.011>.
54. Mendoza, P. y Encina, A. (2017). *Bases moleculares de la floración*. Retrieved from <http://revpubli.unileon.es/ojs/index.php/ambioc/article/view/5557/4286>
55. Miranda, C. y Lucero, J. (2019). Diagnóstico de nemátodos fitoparásitos asociados al cultivo del rosal (Rosa sp.). Retrieved from http://www.repositorio.unadmexico.mx:8080/jspui/bitstream/123456789/191/1/PT2_2091-1_AL11507226.pdf
56. Munar, E. A. V. y Aldana, C. R. B. (2019). Microclimate i simulation in a greenhouse used for roses production under conditions of intertropical climate. *Chilean Journal of Agricultural and Animal Sciences*, 35(2), 137–150. <https://doi.org/10.4067/S0719-38902019005000308>
57. Muñoz, M., Fausty, J. y Schnabel, G. (2019). Caracterización de Botrytis cinerea de rosas de flor cortada comercial. *Sociedad Americana de Fitopatología*. Retrieved from <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-18-1623-RE>

58. Ochoa, J. J., Moncunill, E. L., Puntieri, J. G., Güenuleo, B. S., Stefe, S. E., Cardozo, M. L. y Naon, S. (2019). Saberes locales y frutos comestibles de plantas nativas en la Comarca Andina del Paralelo 42°(Patagonia, Argentina). Retrieved from <https://rid.unrn.edu.ar/jspui/handle/20.500.12049/4967>
59. Palacios, M. (2016). *Comportamiento de yemas de diferente origen de rosa variedad Freedom, injertadas en patrones natal Briar bajo invernadero. Cuenca – Ecuador.*
60. Parga, A. (2016). Evaluación manejo estructural y calidad de tallos en tres variedades de Rosa sp. Retrieved from [http://repositorio.ucundinamarca.edu.co/bitstream/handle/20.500.12558/2454/Evaluacion Manejo en plantas.pdf?sequence=2](http://repositorio.ucundinamarca.edu.co/bitstream/handle/20.500.12558/2454/Evaluacion%20Manejo%20en%20plantas.pdf?sequence=2)
61. Peery, J. (2017). ¿Cómo influye la humedad en la calidad de los cultivos? Retrieved from <https://www.pthorticulture.com/es/centro-de-formacion/como-influye-la-humedad-en-la-calidad-de-los-cultivos/>
62. Quimbiamba, C. (2019). Evaluación de la propagación de rosa (Rosa SPP) por estacas mediante el uso de ácido naftalenacético en el cantón Pedro Moncayo-Pichincha (Bachelor's thesis). Retrieved from <http://repositorio.utn.edu.ec/handle/123456789/9228>
63. Ramos, M. (2017). Fitoácaros exóticos y endémicos de importancia agrícola en Cuba. Libro en Edición.
64. Ranjith, K. (2017). Impacto de los métodos de injerto, los materiales del vástago y el número de vástagos en el éxito del injerto, el vigor y la floración de las plantas trabajadas en el té (Camellia spp.). *Scientia Horticulturae*, 220, 139-146. Retrieved from <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.03.039>
65. Raymond, O., Gouzy, J., Just, J., Badouin, H., Verdenaud, M., Lemainque,

- A.yBendahmane, M. (2018). The Rosa genome provides new insights into the domestication of modern roses. *Nature Genetics*, 50(6), 772–777. <https://doi.org/10.1038/s41588-018-0110-3>
66. Ritter, G., Hojo, E., Villa, F. y Silva, D. (2018). Enraizamiento de esquejes de tallo de rosa Tineke y Natal Briar en diferentes sustratos. *Ciudad Rural* , 48 (8). Retrieved from <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20180117>
67. Rocha, L. (2018). Identificación de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de rosa (rosa sp), en el sector lasso provincia de cotopaxi (Bachelor's thesis).
68. Saint-Oyant, L. H., Ruttink, T., Hamama, L., Kirov, I., Lakhwani, D., Zhou, N. N. y Foucher, F. (2018). A high-quality genome sequence of Rosa chinensis to elucidate ornamental traits. *Nature Plants*, 4(7), 473–484. <https://doi.org/10.1038/s41477-018-0166-1>
69. Sánchez, A. (2016). Floración en plantas tropicales y subtropicales:¿ qué tan conservados están los mecanismos que inducen y controlan la floración?. *AGROProductividad*, 9(9), 50–55. Retrieved from <https://web.b.ebscohost.com/abstract?direct=true&profile=ehost&scope=site&authtype=crawler&jrnl=01887394&AN=119147307&h=s74LHxuY7daUQO1Ri8XPuBWQ6%2FSY6aLubFbx4HgK8af8fqxf32TvygBqDf1ZFJ5ZUnLtwR0OWyotyWpuay7YnA%3D%3D&crl=c&resultNs=AdminWebAuth&resultLocal=>
70. Sandoya, J. (2019). Tipos de injertos en plantas de vivero de cacao nacional (Theobroma cacao L). Retrieved from <http://dspace.utb.edu.ec/bitstream/handle/49000/6813/E-UTB-FACIAG-ING AGRON-000203.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
71. Sanipatín, H. (2016). Evaluación del efecto de bioestimulante orgánico en la producción

de plantines de rosas (*Rosa* sp.) Var. Topaz injertos en vivero en el cantón Patate provincia de Tungurahua (Bachelor's thesis). Retrieved from [http://192.188.46.193/bitstream/123456789/21122/1/Tesis-125 Ingeniería Agronómica - CD 392.pdf](http://192.188.46.193/bitstream/123456789/21122/1/Tesis-125%20Ingenier%C3%ADa%20Agron%C3%B3mica%20-%20CD%20392.pdf)

72. Sarangowa, O., Nishizawa, M. y Myoda, T. (2018). Origen botánico de Mei-gui Hua en los mercados chinos. *J Nat Med*, 72, 375–380. Retrieved from <https://doi.org/10.1007/s11418-017-1153-y>
73. Sengar, R., Singh, A., Chaudhary, R. y Singh, A. (2019). Técnica biotecnológica para la mejora de cultivos ornamentales. *Anales de Horticultura* , 12 (2), 165-172. <https://doi.org/10.5958 / 0976-4623.2019.00026.4>
74. Sisa, M. (2017). Evaluación de extractos vegetales como alternativa ecológica para accionar el enraizamiento de estacas de rosa (*Rosa* spp.) (Bachelor's thesis). Retrieved from <http://repositorio.uta.edu.ec/handle/123456789/26376>
75. Tomljenović, N. y Pejić, I. (2018). Taxonomic review of the genus *Rosa*. *Agriculturae Conspectus Scientificus*, 83(2), 139–147. Retrieved from https://hrcak.srce.hr/index.php?show=clanak&id_clanak_jezik=298885
76. Ureta, J. y Santamaria, L. (2016). The Plant Health Instructor. DOI: 10.1094/PHI-I-2005-0202-01.
77. Verdezoto, V. H., Almaro, G. I., Ramos, I. E., Jines, Á. P. y Rivera, D. (2019). Las sustancias húmicas como sustituto de la materia orgánica en cultivo de rosas (*Rosa* spp.). *RECIAMUC*, 2(2), 421-436. Recuperado a Partir de <https://Reciamuc.Com/Index.Php/RECIAMUC/Article/View/143>.
78. Watson, A., Ghosh, S., Williams, MJ, Cuddy, WS, Simmonds, J., Rey, M. D. y Adamski,

- N. (2018). El mejoramiento rápido es una herramienta poderosa para acelerar la investigación y mejoramiento de cultivos. *Plantas naturales* , 4 (1), 23-29. Retrieved from <https://doi.org/10.1038/s41477-017-0083-8>
79. Weller, J. L. y Ortega, R. (2015). Genetic control of flowering time in legumes. *Frontiers in Plant Science*, 6(APR), 1–13. <https://doi.org/10.3389/fpls.2015.00207>
80. Xu, Q. y Liu, Z. (2018). El lenguaje floral genómico de la rosa. *Nature Genetics* , 50 (6), 770-771. Retrieved from <https://doi.org/10.1038/s41588-018-0141-9>
81. Yousefi, H., Dalir, N., Rahnemaie, R. Babaei, A. (2020). El alivio del estrés inducido por la salinidad mediante el uso de boro en rosas cultivadas sin suelo. *Journal of Plant Nutrition* , 43 (4), 526-537. Retrieved from <https://doi.org/10.1080/01904167.2019.1685103>
82. Zano, M. (2016). Región de remoción de estaca y sustrato en la propagación vegetativa del rosal. *Horticultura Ornamental*, v. 22, n. 1, p. 58-62, 2016. Retrieved from <https://ornamentalhorticulture.emnuvens.com.br/rbho/article/view/785/626>
83. Zhang, W., Liu, X., Wang, Q., Zhang, H., Li, M., Song, B. y Zhao, Z. (2018). Effects of potassium fertilization on potato starch physicochemical properties. *International Journal of Biological Macromolecules*, 117, 467–472. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.05.131>

ANEXOS

Anexo 1. Base de datos de la investigación

Variedad/tiempo vernalizado	Variedad vs tratamiento	# de tratamiento	Diámetro de yemas a los 60 días				Longitud de yemas a los 60 días				Prendimiento de yemas a los 60 días			
			Bloque I	Bloque II	Bloque III	Media	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Media	Bloque I	Bloque II	Bloque III	Media
Mondial; 0 horas frío	V1T1	T1	4,32	6,68	5,61	5,53	121,57	381,94	250,81	251,44	100,00	100,00	90,00	96,67
Mondial; 48 horas frío	V1T2	T2	5,70	4,96	5,20	5,29	206,24	256,01	211,20	224,48	100,00	100,00	95,00	98,33
Mondial; 96 horas frío	V1T3	T3	6,37	6,33	5,24	5,98	281,56	347,51	206,41	278,49	100,00	100,00	100,00	100,00
Mondial; 144 horas frío	V1T4	T4	7,02	5,75	5,20	5,99	403,82	262,90	173,97	280,23	100,00	100,00	100,00	100,00
Pink-Mondial; 0 horas frío	V2T1	T5	5,87	7,31	5,39	6,19	251,97	448,02	225,58	308,52	100,00	100,00	100,00	100,00
Pink-Mondial; 48 horas frío	V2T2	T6	5,70	6,21	6,32	6,08	245,93	228,60	325,37	266,63	100,00	100,00	100,00	100,00
Pink-Mondial; 96 horas frío	V2T3	T7	4,57	6,15	4,87	5,20	136,08	316,05	222,54	224,89	100,00	100,00	100,00	100,00
Pink-Mondial; 144 horas frío	V2T4	T8	5,33	5,25	5,58	5,39	198,31	195,04	259,78	217,71	100,00	100,00	100,00	100,00
Explorer; 0 horas frío	V3T1	T9	7,00	5,92	5,06	5,99	256,66	273,12	114,60	214,79	100,00	100,00	100,00	100,00
Explorer; 48 horas frío	V3T2	T10	5,65	5,85	6,53	6,01	212,47	165,29	278,20	218,65	100,00	100,00	100,00	100,00
Explorer; 96 horas frío	V3T3	T11	6,16	6,24	6,56	6,32	227,97	165,83	244,58	212,79	100,00	100,00	100,00	100,00
Explorer; 144 horas frío	V3T4	T12	5,70	6,99	5,20	5,96	206,24	298,55	211,20	238,66	100,00	100,00	95,00	98,33
Media			5,78	6,14	5,56	5,83	229,07	278,24	227,02	244,77	100,00	100,00	98,33	99,44

Anexo 2. Temperatura y humedad relativa del ensayo

Nº	Semana	Frecuencia de riego	Volumen de aplicación	Temperatura promedio °C	Humedad promedio (% RH)
1	06-12 Septiembre 2020	2 aplicaciones	7 mm	18,93	65,94
2	13-19 Septiembre 2020	2 aplicaciones	7 mm	19,34	70,43
3	20-26 Septiembre 2020	2 aplicaciones	7 mm	18,9	67,84
4	27 Sep-03 Octubre 2020	2 aplicaciones	7 mm	16,89	73,64
5	04-10 Octubre 2020	2 aplicaciones	7 mm	17,67	78,65
6	11-17 Octubre 2020	2 aplicaciones	7 mm	19,45	69,14
7	18-24 Octubre 2020	2 aplicaciones	7 mm	18,56	87,59
8	25-31 Octubre 2020	2 aplicaciones	7 mm	20,05	69,56
9	01-07 Noviembre 2020	2 aplicaciones	7 mm	18,55	58,89
10	08-14 Noviembre 2020	2 aplicaciones	7 mm	18,94	65,41
11	15-21 Noviembre 2020	2 aplicaciones	7 mm	16,98	81,18
12	22-28 Noviembre 2020	2 aplicaciones	7 mm	16,54	77,87
13	29 Nov-05 Diciembre 2020	2 aplicaciones	7 mm	17,87	76,97
14	06-12 Diciembre 2020	2 aplicaciones	7 mm	16,33	78,55
15	13-19 Diciembre 2020	2 aplicaciones	7 mm	15,99	71,9
16	20-26 Diciembre 2020	2 aplicaciones	7 mm	16,51	71,02
Promedio				17,97	72,79

Anexo 3. Visualización de datos en el termohigrómetro



Anexo 4. Delimitación de las unidades experimentales



Anexo 5. Construcción del invernadero



Anexo 6. Preparación del sustrato



Anexo 7. Llenado de fundas de polietileno



Anexo 8. Ubicación de la parcela neta



Anexo 9. Desinfección del suelo y siembra de estacas

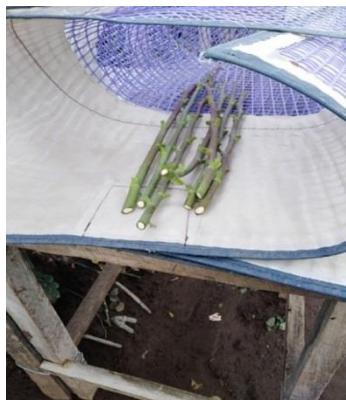


Anexo 10. Fertilización de los patrones



Anexo 11. Selección de varetas estado arroz, arbeja, garbanzo y rayando color





Anexo 12. Desinfección y vernalización de varetas



Anexo 13. Injertación



Anexo 14. Rotulación, tutorado y agobio



Anexo 15. Riego



Anexo 16. Control fitosanitario



Anexo 17. Toma de datos





Anexo 18. Invitación a la socialización de la investigación



PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL ECUADOR SEDE IBARRA

ESCUELA DE CIENCIAS AGRÍCOLAS Y AMBIENTALES

Le extienden la más cordial Invitación a la socialización del trabajo de investigación:

“Evaluación de la influencia de la vernalización en injerto de yemas en tres variedades de rosas: Mondial, Pink Mondial y Explorer en el sector de Cayambe, Ecuador”

autor es el señor Sergio Roberto Cevallos Endara, de la carrera de Ciencias Agrícolas y Ambientales

Fecha: 27 de marzo del 2021

Socialización virtual vía Google Meet. Enlace a la videoconferencia: <https://meet.google.com/zzx-jtnt-iyv>
Hora: 15:00

RESUMEN

Esta investigación se la realizó a partir de las preocupaciones permanentes de los floricultores, de manera especial del sector de Cayambe, considerada una zona florícola por excelencia, debido a la ubicación geográfica y bondades climáticas que son únicas en la serranía ecuatoriana. De manera que una vez identificado el problema central, esto es ¿de qué manera lograr un injerto eficiente en rosas que se cultivan en Cayambe-Ecuador?, se determinó el objetivo central que consistió en evaluar la influencia de la vernalización en injerto de yemas en las variedades de rosas *Mondial*, *Pink-mondial* y *Explorer*, mediante el análisis del prendimiento y vigor para el mejoramiento de los procesos de propagación de plantines, procedimiento que es innovador para el caso de las rosas, razón por la cual la metodología y estrategias desarrolladas en el ensayo de campo, constituyeron las principales expectativas, para lo cual se plantearon los siguientes factores de estudio: porcentaje de prendimiento, diámetro y longitud del injerto a los sesenta días, obteniéndose resultados interesantes que marcan la diferencia entre variedades de rosas ensayadas, con respecto al prendimiento a favor de la variedad *Pink-mondial* con un 100% de prendimiento, seguida de la variedad *Explorer* con un 99,58% y en tercer lugar la variedad *Mondial* con un 98,75%, resultados que permiten abrir la posibilidad de usar la vernalización como técnica de prendimiento en injerto de rosas, con lo cual se estaría contribuyendo al mejoramiento en los procesos de producción, a partir del punto más neurálgico como es la propagación de las rosas a gran escala.

Anexo 19. Socialización

C CEVALLOS ENDARA SERGIO ROBERTO está presentando

Problema

¿De qué manera lograr un injerto eficiente en rosas que se cultivan en Cayambe-Ecuador?

Patricio Paredes también está aquí

CEVALLOS ENDARA... JOSE VALDEMAR A...

Juan Carlos Tutillo... Marco Tutillo

JOSE MAURICIO VE... mixi flowers

Esmeralda Leon... Paola om

Detalles de la reunión

Levantar la mano

CEVALLOS ENDARA SERGIO ... está presentando

Anexo 20. Formato de encuestas

		
PROCESO DE SOCIALIZACIÓN DE INVESTIGACIÓN El siguiente cuestionario nos permitirá implementar mejoras constantes en los procesos de socialización de los trabajos de investigación. Favor contestar las siguientes preguntas. *Obligatorio		
1. ¿Considera Usted que el material audiovisual utilizado en la presentación fue el adecuado? * ☐ Nulo ☐ Bajo ☐ Medio ☐ Alto ☐ Muy Alto	3. ¿Estima Usted que el manejo de auditorio por parte del expositor fue adecuado? * ☐ Nulo ☐ Bajo ☐ Medio ☐ Alto ☐ Muy Alto	6. ¿Considera Usted que esta investigación posee perspectivas para estudios complementarios posteriores? * ☐ Nulo ☐ Bajo ☐ Medio ☐ Alto ☐ Muy Alto
2. ¿Considera Usted que el expositor mostró dominio del tema? * ☐ Nulo ☐ Bajo ☐ Medio ☐ Alto ☐ Muy Alto	4. ¿Considera Usted que el expositor demostró facilidad de expresión? * ☐ Nulo ☐ Bajo ☐ Medio ☐ Alto ☐ Muy Alto	7. ¿Considera Usted que el tema investigado genera actualmente o a futuro un beneficio concreto para alguna organización, empresa pública o privada, comunidad o institución? * ☐ Nulo ☐ Bajo ☐ Medio ☐ Alto ☐ Muy Alto
	5. ¿Considera Usted que el tema investigado posee relevancia para algún actor y/o sector de la sociedad? * ☐ Nulo ☐ Bajo ☐ Medio ☐ Alto ☐ Muy Alto	8. ¿En función de los objetivos planteados expuestos en la investigación considera usted que éstos se cumplieron? * ☐ Nulo ☐ Bajo ☐ Medio ☐ Alto ☐ Muy Alto
Enviar		