

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
ÁREA INTEGRADA



TRABAJO DE GRADUACIÓN

**EFFECTO DE SEIS PRODUCTOS BIOESTIMULANTES EN LA SOBREVIVENCIA Y
CRECIMIENTO DE DOBLE HAPLOIDES DE MAÍZ (*Zea mays* L.) EN LA ETAPA DE
ACLIMATACIÓN, DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN EL CENTRO DE
INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA ESQUEJES S.A., JALAPA, GUATEMALA,
C.A.**

STAPHANYE CLARISSA PAZ CRUZ

GUATEMALA, MARZO DE 2021

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA
ÁREA INTEGRADA

TRABAJO DE GRADUACIÓN

**EFFECTO DE SEIS PRODUCTOS BIOESTIMULANTES EN LA SOBREVIVENCIA Y
CRECIMIENTO DE DOBLE HAPLOIDES DE MAÍZ (*Zea mays* L.) EN LA ETAPA DE
ACLIMATACIÓN, DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN EL CENTRO DE
INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA ESQUEJES S.A., JALAPA, GUATEMALA,**

C.A.

**PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE
AGRONOMÍA DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

POR

STAPHANYE CLARISSA PAZ CRUZ

**EN EL ACTO DE INVESTIDURA COMO
INGENIERO AGRÓNOMO**

EN

**SISTEMAS DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA
EN EL GRADO ACADÉMICO DE LICENCIADO**

GUATEMALA, MARZO DE 2021

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

FACULTAD DE AGRONOMÍA



RECTOR

Ing. M.Sc. Murphy Olympo Paiz Recinos

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA

DECANO	Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes
VOCAL I	Dr. Marvin Roberto Salguero Barahona
VOCAL II	Dra. Gricelda Lily Gutiérrez Álvarez
VOCAL III	Ing. Agr. M.A. Jorge Mario Cabrera Madrid
VOCAL IV	P. Agr. Marlon Estuardo González Álvarez
VOCAL V	Br. Sergio Wladimir González Paz
SECRETARIO	Ing. Agr. Walter Aroldo Reyes Sanabria

GUATEMALA, MARZO DE 2021

Guatemala, marzo de 2021

Honorable Junta Directiva

Honorable Tribunal Examinador

Facultad de Agronomía

Universidad de San Carlos de Guatemala

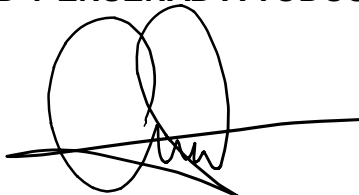
Honorables miembros:

De conformidad con las normas establecidas por la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a vuestra consideración, el trabajo de graduación titulado: **“EFECTO DE SEIS PRODUCTOS BIOESTIMULANTES EN LA SOBREVIVENCIA Y CRECIMIENTO DE DOBLE HAPLOIDES DE MAÍZ (*Zea mays* L.) EN LA ETAPA DE ACLIMATACIÓN, DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN EL CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA ESQUEJES S.A., JALAPA, GUATEMALA, C.A.”** como requisito previo a optar al título de Ingeniero Agrónomo en Sistemas de Producción Agrícola, en el grado académico de Licenciado.

Esperando que el mismo llene los requisitos necesarios para su aprobación, me es grato suscribirme,

Atentamente,

“ID Y ENSEÑAD A TODOS”

A handwritten signature in black ink, consisting of two large loops and a horizontal line extending to the right.

STAPHANYE CLARISSA PAZ CRUZ

ACTO QUE DEDICO

A:

Mi madre: Blanca Paz, por sus esfuerzos y sacrificios ya que a pesar de las dificultades que nos ha presentado la vida, siempre me ofreció el sustento amoroso, moral y económico que me permitieron continuar con mis sueños y metas y así poder culminar con esta etapa tan importante de mi vida.

Mi tía: Elsa Paz, por el apoyo y el amor incondicional que siempre tuvo conmigo. Este logro va dedicado con todo mi amor para ti, por haberte convertido en mi segunda madre y por ser un pilar importante para mi vida.

Mi hermano: Jorge García Paz, por estar siempre conmigo, por el apoyo incondicional y por todos los momentos que compartimos día con día.

Mi padre: Jorge García (D.E.P) por el amor, comprensión y las enseñanzas de vida que han forjado la persona que he llegado a ser.

Mi abuelo: Jorge Donís (D.E.P) por el apoyo incondicional que siempre tuvo con mi persona, por su amor, consejos y enseñanzas de vida.

Mis amigos: Especialmente a: Homero Castañón, Katherin Patzán, Melisa Patán, Ana Lucía Juárez, Victoria Lejá, Vivian Guerra, Lucía Marroquín, Alejandra Borón, Gabriela Soria, Abner Montejo, José Martínez, Asdrúbal Tuch. Gracias por todos los momentos compartidos durante nuestra etapa universitaria y las aventuras de vida compartidas.

Mis amigas de la vida: Cindy Catún, Sharon Ramírez y Demmi Rojas, por todos estos años de amistad a pesar de la distancia y las ausencias.

Mi familia: A todos mis tíos, tías, primos y primas, por su cariño incondicional.

TRABAJO DE GRADUACIÓN QUE DEDICO

A:

MI PATRIA QUERIDA, GUATEMALA

EL LUGAR QUE ME VIO CRECER, COBÁN ALTA VERAPAZ

LA GLORIOSA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

LA FACULTAD DE AGRONOMÍA

LA ESCUELA DE FORMACIÓN AGRÍCOLA, COBÁN AV.

LA SUBÁREA DE PROTECCIÓN DE PLANTAS

EL CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS (CIC)

MI APRECIADA FAMILIA

MIS AMIGOS Y COMPAÑEROS

AGRADECIMIENTOS

A:

MIS ASESORES. Ing. Edgar Franco, Ing. Fredy Hernández Ola, Dr. Marco Vinicio Fernández, por su constante apoyo, colaboración y por el aporte de conocimiento para el enriquecimiento de este trabajo de graduación.

SYNGENTA R&D. Por permitirme desarrollar mi Ejercicio Profesional Supervisado, como parte de su equipo de trabajo. Así como al Ing. Ernesto España, Ing. Rosalba Ramírez, Dra. Sara Barrios, por las enseñanzas y el apoyo para la culminación de mi Ejercicio Profesional Supervisado.

FINCA ESQUEJES S.A. Por permitirme realizar mi diagnóstico, investigación y servicios en sus instalaciones y principalmente por permitirme conocer a personas tan trabajadoras, leales y comprometidas, especialmente a Dalia Pérez, por su apoyo incondicional y por las enseñanzas adquiridas en el transcurso de mi EPS.

SUBÁREA DE PROTECCIÓN DE PLANTAS. Principalmente al Ing. Samuel Córdoba, Ing. Filadelfo Guevara, Ing. Álvaro Hernández, por las enseñanzas que han dejado para mi vida y permitirme laborar en la subárea durante estos dos años.

COMPAÑERAS DE TRABAJO. Principalmente a Lucky, Irene y Brendita, por los momentos compartidos, por su apoyo y cariño.

FAMILIA GARCÍA. A mis tíos, especialmente a, tía Enma y tía Silvia (D.E.P), por su apoyo y cariño incondicional. A mis primos, Silvita, Rosita, Ale, Gaby, Alexander y Lesly, por todas las aventuras y momentos compartidos.

FAMILIA PAZ. Especialmente a mi tía Elsa, por todo el amor y apoyo que me ha brindado en toda mi vida. A mis primos, especialmente a Glendy, Fernanda, Rubí y Oscar.

ÍNDICE GENERAL

PÁGINA

CAPÍTULO I. ANÁLISIS DE LA PROBLEMÁTICA DEL DEPARTAMENTO	
DE LABORATORIO Y ACLIMATIZACIÓN EN EL CENTRO DE INVESTIGACIÓN	
DE CULTIVOS, FINCA ESQUEJES S.A JALAPA, GUATEMALA	
C.A.....	1
1.1. PRESENTACIÓN	3
1.2. MARCO REFERENCIAL	5
1.2.1. Ubicación y superficie	5
1.2.2. Condiciones climáticas	6
1.2.3. Condiciones edáficas.....	6
1.2.4. Producción en la finca Esquejes.....	6
1.2.5. Fuente hídrica.....	6
1.3. OBJETIVOS	7
1.3.1. Objetivo general.....	7
1.3.2. Objetivos específicos.....	7
1.4. METODOLOGÍA	8
1.4.1. Identificación de la problemática en el proceso de transformación de plantas doble haploides de maíz en la fase de laboratorio	8
1.4.2. Jerarquización de la problemática	9
1.4.3. Recursos	10
1.5. RESULTADOS	11
1.5.1. Identificación de la problemática en el proceso de transformación de plantas doble haploides de maíz en la fase de laboratorio	11
1.5.2. Jerarquización de la problemática en el proceso de transformación de dobles haploides de maíz en fase de laboratorio	26
1.6. CONCLUSIONES	35
1.7. BIBLIOGRAFÍA.....	36

CAPÍTULO II. EFECTO DE SEIS PRODUCTOS BIOESTIMULANTES EN LA SOBREVIVENCIA Y CRECIMIENTO DE DOBLE HAPLOIDES DE MAÍZ (<i>Zea mays</i> L.) EN LA ETAPA DE ACLIMATACIÓN, EN EL CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA ESQUEJES S.A., JALAPA, GUATEMALA, C.A.....	37
2.1. PRESENTACIÓN	39
2.2. MARCO TEÓRICO	42
2.2.1. MARCO CONCEPTUAL.....	42
2.2.2. MARCO REFERENCIAL	73
2.3. OBJETIVOS	75
2.3.1. OBJETIVO GENERAL.....	75
2.3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	75
2.4. METODOLOGIA.....	76
2.4.1. Tratamientos.....	76
2.4.2. Área experimental	77
2.4.3. Diseño experimental	78
2.4.4. Modelo estadístico.....	79
2.4.5. Aleatorización de los tratamientos	80
2.4.6. Unidad experimental.....	81
2.4.7. Variables de respuesta.....	82
2.4.8. Análisis de datos	87
2.4.9. Manejo del experimento	88
2.5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	91
2.5.1. Resultados para la sobrevivencia de plantas doble haploides	91
2.5.2. Resultados para plantas en condiciones aptas para trasplante.....	94
2.5.3. Resultados para el crecimiento de plantas doble haploides de maíz	97
2.5.4. Resultados para el contenido de clorofila de plantas doble haploides de maíz ..	102
2.6. CONCLUSIONES	111
2.7. RECOMENDACIONES.....	112

PÁGINA

2.8.	BIBLIOGRAFÍA.....	113
2.9.	ANEXOS.....	118
2.9.1.	Boletas de registro utilizadas para toma de datos	118
2.9.2.	Resultados de la sobrevivencia en la evaluación de bioestimulantes.	121
2.9.3.	Establecimiento de la evaluación de bioestimulantes en invernadero.	122
2.9.4.	Temperatura interna registrada en el invernadero para aclimatación.....	123
CAPÍTULO III. SERVICIOS PROFESIONALES REALIZADOS EN EL CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA ESQUEJES S.A, JALAPA, GUATEMALA C.A.....		125
3.1.	PRESENTACIÓN	127
3.2.	SERVICIO 1. EFECTO DE SEIS PRODUCTOS BIOESTIMULANTES EN LA SOBREVIVENCIA, CRECIMIENTO Y PRODUCCIÓN DE DOBLE HAPLOIDES DE MAÍZ (<i>Zea mays</i> L.) EN LA ETAPA DE BABY NURSERY, EN FINCA ESQUEJES S.A., JALAPA, GUATEMALA, C.A.	129
3.2.1.	OBJETIVOS	129
3.2.2.	METODOLOGÍA.....	130
3.2.3.	RESULTADOS	145
3.2.4.	EVALUACIÓN	161
3.3.	SERVICIO II. IMPLEMENTACIÓN DE MAQUINA EXTRACTORA DE EMBRIONES (POWER WASHER) Y CALIDAD DE EXTRACCIÓN, EN EL ÁREA DE LABORATORIO DEL CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA ESQUEJES S.A, JALAPA, GUATEMALA C.A.	163
3.3.1.	OBJETIVOS	163
3.3.2.	METODOLOGÍA.....	164
3.3.3.	RESULTADOS	169
3.3.4.	EVALUACIÓN	176
3.3.5.	BIBLIOGRAFÍA.....	177
3.4.	ANEXOS.....	178

3.4.1.	Problemas presentados por plantas doble haploides en la etapa de incremento.....	178
3.4.2.	Temperaturas internas registradas en los invernaderos de incremento de dobles haploides.....	180
3.4.3.	Boletas de registro de datos utilizadas en la investigación.....	181

ÍNDICE DE FIGURAS

	PÁGINA
Figura 1. Mapa de la finca Esquejes S.A.	5
Figura 2. Mazorcas desinfectadas previo a realizar la extracción de embriones.....	12
Figura 3. Extracción de embriones en mazorcas de maíz.....	13
Figura 4. Proceso de selección de embriones haploides	14
Figura 5. Proceso de replenishment de embriones de maíz haploides	15
Figura 6. Aplicación de colchicina en embriones haploides.	16
Figura 7. Establecimiento de contenedores en cuartos de crecimiento	17
Figura 8. Cosecha de explantes de cuartos de crecimiento	18
Figura 9. Contenedores contaminados en cuartos de crecimiento.....	20
Figura 10. Presencia de agar aguado en contenedores.....	20
Figura 11. Siembra de explantes en bandeja en la etapa de aclimatación	21
Figura 12. Muestreo de plántulas de maíz con alto valor genético.....	22
Figura 13. Árbol de problemas de alto porcentaje de descarte de plantas en la selección para la etapa de aclimatación.....	28
Figura 14. Árbol de problema de condiciones de manejo de plantas en la etapa de aclimatación.	29
Figura 15. Árbol de problema de contaminación por bacterias u hongos.....	30
Figura 16. Árbol de problema de des uniformidad en el ingreso de mazorcas de maíz al laboratorio.....	31
Figura 17. Planta de maíz mostrando hojas completamente emergidas con cuellos de hojas visibles.	45
Figura 18. Partes que integran una plántula de maíz.	47
Figura 19. Comparación de la cantidad de generaciones que se requiere para obtener líneas puras o endogámicas.	53
Figura 20. Esquema de inducción de haploidía en cultivo de maíz.....	55
Figura 21. Ubicación del área experimental en el invernadero.....	78
Figura 22. Aleatorización de los tratamientos y las poblaciones.	80
Figura 23. Distribución de las poblaciones en la bandeja.....	81
Figura 24. Escala para establecer categoría de pilones según su desarrollo.	83
Figura 25. Medición de altura inicial en plantas de maíz doble haploide.....	85
Figura 26. Medición de diámetro de tallo a los siete días después de trasplante en plantas de maíz doble haploides.	86
Figura 27. Medición de unidades relativas de clorofila por medio de medidor de clorofila atLeaf.	87
Figura 28. Aplicación en drench del producto Hormovit a los siete días después del trasplante en plantas de maíz dobles haploides.	89

Figura 29.	Gráfica de promedio de sobrevivencia para los cuatro germoplasmas evaluados y los seis tratamientos bioestimulantes más el testigo.....	92
Figura 30.	Gráfica de promedio de plantas aptas para trasplante para los cuatro germoplasmas evaluados y los seis tratamientos de bioestimulantes.	95
Figura 31.	Promedio de altura de planta, el día de trasplante, a los 10 y 15 días después del trasplante.	98
Figura 32.	Promedio de diámetro de tallo a los siete y 15 días después de trasplante; para los tratamientos bioestimulantes evaluados en las cuatro poblaciones de maíz.	101
Figura 33.	Gráfica del efecto de bioestimulantes en el contenido de unidades relativas de clorofila en las cuatro poblaciones evaluadas.....	103
Figura 34.	Gráfica del análisis múltiple de medias para el factor tratamiento sobre el promedio final de clorofila en las cuatro poblaciones de maíz evaluadas.....	106
Figura 35.	Unidades relativas de clorofila para cada tratamiento y población.....	108
Figura 36A.	Gráfica de sobrevivencia para los tratamientos y poblaciones evaluados.	121
Figura 37A.	Fotografía del establecimiento de la evaluación de bioestimulantes en invernadero.	122
Figura 38A.	Fotografía de las temperaturas registradas en el invernadero.....	123
Figura 39.	Ubicación del invernadero dentro de la finca.	131
Figura 40.	Aleatorización de tratamientos y poblaciones.	133
Figura 41.	Unidad experimental conformada por 20 plantas de maíz.	134
Figura 42.	Toma de altura de planta, A. 10 días después de trasplante B. 28 días después del trasplante.	136
Figura 43.	Toma de diámetro del tallo en plantas de maíz doble haploides.....	137
Figura 44.	Toma de datos de unidades relativas de clorofila. A. 10 días después de trasplante, B. 20 días después de trasplante.	138
Figura 45.	Plantas doble haploides de maíz, previo a la cosecha.....	139
Figura 46.	Mazorcas cosechadas y granos contabilizados por mazorca.	139
Figura 47.	Aplicación de bioestimulantes en baby nursery.	144
Figura 48.	Sobrevivencia de plantas doble haploides de maíz para los tratamientos bioestimulantes.	145
Figura 49.	Gráfica de altura de planta (cm) a los 10 y 28 días después del trasplante.	148
Figura 50.	Gráfica del comportamiento de diámetro de tallo de plantas doble haploides de maíz.	150
Figura 51.	Gráfica del contenido de clorofila (URC), en plantas doble haploides de maíz.	152
Figura 52.	Gráfica del promedio de granos por mazorca vs número de mazorcas por tratamiento.	154

PÁGINA

Figura 53.	Gráfica de interacción de bioestimulantes y poblaciones para la variable de granos/mazorca.	155
Figura 54.	Gráfica del porcentaje de retorno (Mazorcas cosechadas vs plantas trasplantadas).	157
Figura 55.	Gráfica de interacción de bioestimulantes y poblaciones de maíz evaluadas, en el porcentaje de retorno de mazorcas.	158
Figura 56.	Corte de 1/3 de aleurona del grano, previo a la extracción.	164
Figura 57.	Cámara de flujo laminar, esterilizada y ordenada previo a la extracción....	165
Figura 58.	Contenido de endosperma extraído en placas Petri.	168
Figura 59.	Flujograma de actividades realizadas para la extracción de embriones en Power washer.	169
Figura 60.	Procesos realizados para la extracción de embriones en Power Washer..	170
Figura 61.	Gráfica del porcentaje de embriones extraídos por Power Washer.	171
Figura 62.	Gráfica de porcentaje de endosperma extraído por Power washer.	172
Figura 63.	Gráfica del porcentaje de germinación en cuartos de crecimiento vs porcentaje de sobrevivencia en la etapa de aclimatación.	174
Figura 64.	Contaminaciones en contenedores por Fusarium spp.	175
Figura 65A.	Hermafroditismo presentado en plantas de maíz en la etapa de incremento de dobles haploides.	178
Figura 66A.	Espigas con poca o nula producción de polen.	179
Figura 67A.	Mazorcas de maíz con granos diploides.	179
Figura 68A.	Temperaturas registradas en horarios vespertinos dentro del invernadero de incremento de dobles haploides.	180

ÍNDICE DE CUADROS

	PÁGINA
Cuadro 1. Matriz FODA de los procesos de transformación de plantas en el área de laboratorio.	26
Cuadro 2. Jerarquización de problemas encontrados en los procesos realizados para la transformación de plantas de maíz en el centro de investigación de cultivos.	32
Cuadro 3. Clasificación taxonómica del maíz.	44
Cuadro 4. Etapas vegetativas y tamaño del cultivo de maíz.	46
Cuadro 5. Niveles adecuados de macronutrientes y micronutrientes requeridos por las plantas.	64
Cuadro 6. Componentes de los productos comerciales que se utilizaron en la investigación.	73
Cuadro 7. Maduración y región de origen de los germoplasmas utilizados en la evaluación de bioestimulantes.	74
Cuadro 8. Tratamientos evaluados, frecuencia, forma de aplicación y concentración ..	76
Cuadro 9. Porcentaje de sobrevivencia de las poblaciones de maíz evaluadas con cada tratamiento bioestimulante, más el testigo.	91
Cuadro 10. Análisis de varianza para la variable de sobrevivencia.	93
Cuadro 11. Promedios de porcentaje de plantas aptas para trasplante.	94
Cuadro 12. Resultados del análisis de varianza para plantas en condiciones aptas para trasplante a campo.	96
Cuadro 13. Altura de planta por cada tratamiento de bioestimulante al trasplante, 10 y 15 días.	97
Cuadro 14. Análisis de varianza para la variable de altura de planta.	99
Cuadro 15. Promedio de diámetro de planta a los 7 y 15 días después de trasplante. ..	100
Cuadro 16. Análisis de varianza para la variable diámetro de tallo.	102
Cuadro 17. Promedio de unidades relativas de clorofila a los siete y 15 días después del trasplante.	103
Cuadro 18. Análisis de varianza para la variable contenido de clorofila (URC).	104
Cuadro 19. Análisis post ANDEVA para la variable contenido de clorofila.	105
Cuadro 20. Análisis post ANDEVA para la interacción tratamiento y población, en el contenido de clorofila (URC).	107
Cuadro 21A. Boleta de registro de datos de sobrevivencia y aptitud, de una población de maíz evaluada.	118
Cuadro 22A. Boleta para el registro de datos de altura y diámetro de tallo.	119
Cuadro 23A. Boleta para el registro de datos de cantidad de clorofila.	120
Cuadro 24. Frecuencia, forma y concentración de aplicación de los productos bioestimulantes a evaluar.	130
Cuadro 25. Análisis de varianza de sobrevivencia de plantas doble haploides de maíz.	146

Cuadro 26.	Análisis de varianza para la altura de planta a los 28 días después de trasplante	149
Cuadro 27.	Análisis de varianza de diámetro de tallo a los 28 días después del trasplante.	151
Cuadro 28.	Análisis de varianza del contenido de clorofila (URC) a los 20 días después del trasplante.	153
Cuadro 29.	Análisis de varianza para la variable de granos/mazorca.	156
Cuadro 30.	Análisis de varianza para la variable porcentaje de retorno de mazorcas. .	159
Cuadro 31.	Análisis post ANDEVA para el factor población.....	160
Cuadro 32A.	Boleta de registro de datos de la sobrevivencia de plantas doble haploides.....	181
Cuadro 33A.	Boleta de registro de datos de alturas de plantas doble haploides de maíz.	182
Cuadro 34A.	Boleta de registro de datos de contenido de clorofila de plantas doble haploides de maíz.	183

DIAGNÓSTICO DE LA PROBLEMÁTICA DEL PROCESO DE TRANSFORMACIÓN DE DOBLES HAPLOIDES DE MAÍZ EN EL ÁREA DE LABORATORIO Y ACLIMATIZACIÓN EFECTO DE SEIS PRODUCTOS BIOESTIMULANTES EN LA SOBREVIVENCIA Y CRECIMIENTO DE DOBLE HAPLOIDES DE MAÍZ (*Zea mays* L.) EN LA ETAPA DE ACLIMATACIÓN Y SERVICIOS REALIZADOS EN EL CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA ESQUEJES S.A., JALAPA, GUATEMALA, C.A.

RESUMEN:

En el presente documento, se presenta el trabajo realizado en Syngenta R&D, Jalapa, Guatemala, durante el Ejercicio Profesional Supervisado -EPS-.

En el capítulo uno se presenta el diagnóstico de la problemática de la finca Esquejes S.A, el cual se enfocó principalmente en los procesos realizados a nivel de laboratorio para la transformación de plantas doble haploides de maíz, por lo tanto se recabó información sobre la metodología utilizada en cada uno de los procesos, desde la extracción de embriones, hasta la etapa de aclimatación de los pilones de maíz. Con los resultados obtenidos sobre estas actividades se realizó una matriz de priorización, en donde se identificaron los principales problemas que se encontraron en el diagnóstico realizado; de esta manera se estableció que el problema que presenta más importancia, frecuencia y factibilidad de solución, corresponde al alto porcentaje de descarte en la selección de plantas en el proceso de aclimatación, de igual manera se identificaron otros problemas en los procesos de transformación, como las condiciones de desarrollo de plantas en la etapa de aclimatación y la contaminación por hongos y bacterias en cuartos de crecimiento.

Con el objetivo de encontrar alternativas para el aumento de la sobrevivencia en la etapa de aclimatación de pilones de maíz, antes de trasplantarse en campo definitivo, se presenta la investigación titulada; Efecto de Seis Productos Bioestimulantes en la Sobrevivencia y Crecimiento de Doble Haploides de Maíz (*Zea mays* L.) en la Etapa De Aclimatación, en el Centro de Investigación de Cultivos, Finca Esquejes S.A., Jalapa, Guatemala, C.A.

Se evaluaron seis productos bioestimulantes, Razormin, Seamax, Raykat, Aminocat, Hormovit y Fitomare; con el objetivo de conocer el efecto en la sobrevivencia y el crecimiento de plantas doble haploides de maíz en etapa de aclimatación, además se evaluó el contenido de clorofila (URC).

La investigación tuvo una duración de tres meses aproximadamente y se estableció en un diseño estadístico de parcelas divididas, con un arreglo en bloques completos al azar, con tres bloques o repeticiones.

En los resultados obtenidos para la variable de sobrevivencia, todos los productos bioestimulantes evaluados, presentaron medias iguales, sin embargo el testigo es el único tratamiento que no cumple con el porcentaje de sobrevivencia permitido en el centro de investigación de cultivos, que es del 87%. En la variable de crecimiento de la planta, se consideraron factores que identifican la vigorosidad de la planta (altura, diámetro de tallo), variables que presentaron medias iguales. Se evaluó el efecto de los productos bioestimulantes en el contenido de clorofila (URC), y los tratamientos Raykat y Aminocat presentaron las medias más altas de unidades relativas de clorofila para las cuatro poblaciones de maíz evaluadas. Mientras que los tratamientos anteriormente mencionados más Razormin, indujeron un mayor número de unidades relativas de clorofila en tres de las cuatro poblaciones evaluadas.

En el tercer capítulo se presentan los servicios profesionales realizados en la Finca Esquejes S.A. En los servicios realizados, se evaluó el efecto de seis productos bioestimulantes, en el área de incremento de dobles haploides de maíz; en la sobrevivencia, crecimiento, contenido de clorofila y producción. El segundo servicio realizado comprende la implementación de una maquina extractora de embriones y descripción del proceso de y calidad de extracción de embriones de maíz en el área de laboratorio, del Centro de Investigación de Cultivos.



1. CAPÍTULO I

**ANÁLISIS DE LA PROBLEMÁTICA DEL DEPARTAMENTO DE LABORATORIO Y
ACLIMATIZACIÓN EN EL CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA
ESQUEJES S.A JALAPA, GUATEMALA C.A.**

1.1. PRESENTACIÓN

El maíz, *Zea mays* L, es uno de los granos alimenticios más antiguos que se conocen, es una planta de gran importancia económica a nivel mundial, esto debido principalmente al alto potencial que posee para la producción de carbohidratos por unidad de superficie por día; así como también por el alto consumo, ya sea como alimento humano, alimento para ganado, o como fuente de un gran número de productos industriales. Actualmente el maíz es el segundo cultivo del mundo por su producción, después del trigo. Globalmente el maíz se cultiva en más de 140 millones de hectáreas con una producción anual de más de 580 millones de toneladas métricas (Paliwal, Granados, Laffite, & Violic, 2001).

El maíz es una planta que ha recibido gran cantidad de investigación, en lo que se refiere a los estudios citogenéticos, siendo una de las pocas especies diploides de cultivos alimenticios y que presenta un juego básico de 10 cromosomas (Paliwal, Granados, Laffite, & Violic, 2001). Este cultivo ha sido ampliamente estudiado debido al interés en el mejoramiento genético, tomando en cuenta características de importancia; como la resistencia a plagas, enfermedades, sequía, salinidad, así como también mejorar características relacionadas al contenido de nutrientes, calidad del grano, entre otros aspectos que son de importancia para los fito mejoradores.

Existen distintos métodos que permiten obtener líneas endogámicas en cultivo de maíz, el más utilizado corresponde al método convencional o autofecundación, en donde se requieren al menos ocho años para obtener líneas con 99% de homocigosis. Así también se encuentra la tecnología de dobles haploides que ha ido a la vanguardia en los últimos años, que entre algunas de sus principales ventajas se encuentra la reducción en el tiempo para obtener líneas endogámicas, si se compara con la técnica convencional, en donde se requiere entre seis a ocho generaciones para obtener una línea con 99% de homocigosis, en comparación con la tecnología de dobles haploides, en donde se requieren únicamente entre dos a tres generaciones para obtener líneas homocigóticas (CIMMYT, 2012).

La tecnología de dobles haploides aparte de reducir el ciclo de mejoramiento para obtener líneas puras de maíz, también permite mayor eficiencia y precisión en la selección, que al combinarse con técnicas moleculares, permite conjuntar los alelos favorables de caracteres poligénicos que influyen en la productividad y en la resistencia de maíz al estrés (CIMMYT, 2012).

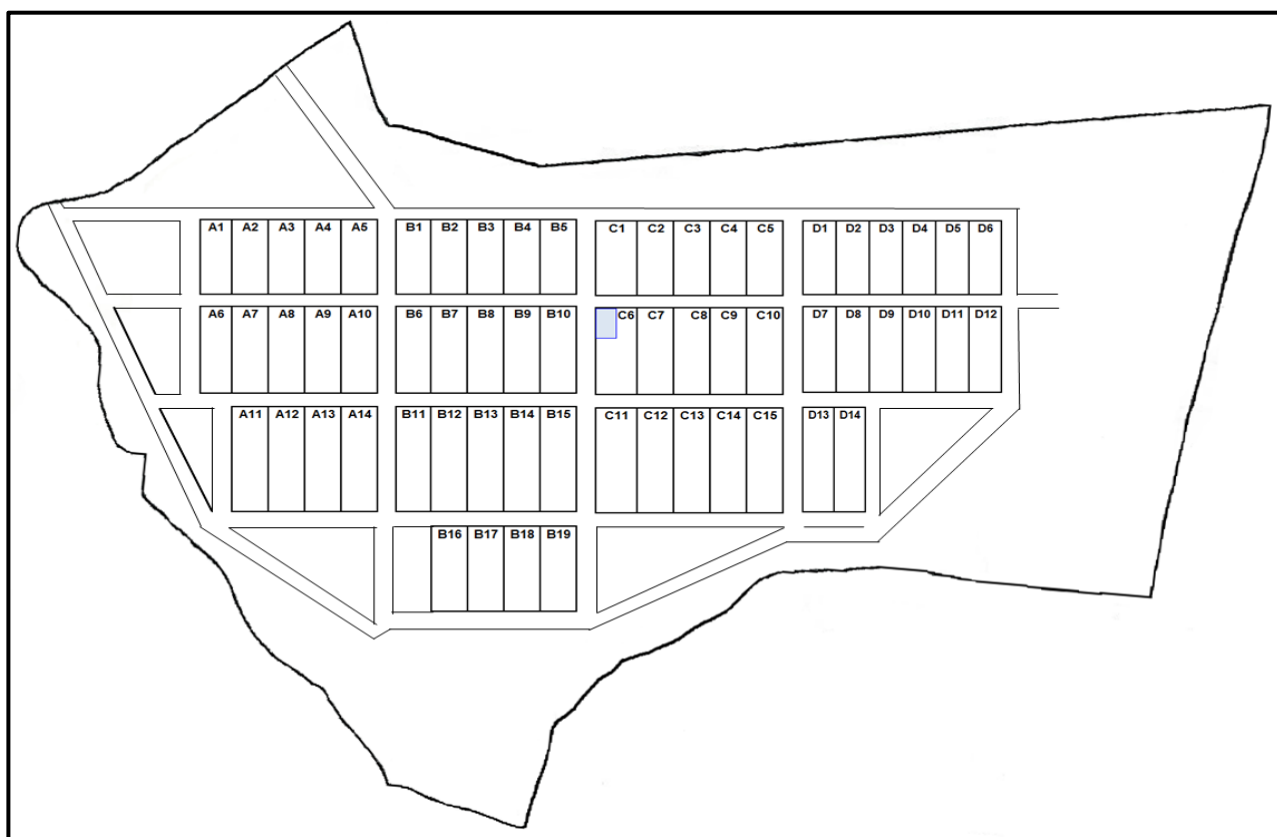
El Centro de Investigación de Cultivos (CIC), presenta entre sus principales funciones, realizar el proceso de transformación de cultivares de maíz que provienen de distintas regiones del mundo, para obtener líneas endogámicas de maíz; esto mediante la técnica de dobles haploides; que posteriormente se utilizarán para la creación de híbridos con características de interés para los fito mejoradores.

El proceso de transformación de dobles haploides de maíz, lleva un proceso dividido en una fase de campo y una fase de laboratorio, cada una de ellas presentan distintas metodologías, las cuáles se deben de realizar de manera adecuada, para poder obtener resultados satisfactorios. Para conocer la problemática en el proceso de transformación de dobles haploides en el cultivo de maíz, se presenta el siguiente diagnóstico, en donde se toman en cuenta los procesos realizados en la fase de laboratorio para la obtención de líneas endogámicas de maíz.

1.2. MARCO REFERENCIAL

1.2.1. Ubicación y superficie

La finca Esquejes S.A está ubicada en el kilómetro 165.5, ruta de Monjas a Jalapa, a una distancia de 100 kilómetros de la ciudad capital, a una latitud de $14^{\circ}35'42.38''\text{N}$ y una longitud de $89^{\circ} 57'56.75''\text{O}$. La finca posee una extensión de 41.04 hectáreas aproximadamente 35 hectáreas se encuentra bajo condiciones de invernadero (Centro de Investigación de Cultivos, 2018). En la figura 1 se presenta la distribución de los invernaderos dentro de la finca (Esquejes S.A., 2018).



Fuente: (Esquejes S.A., 2018).

Figura 1. Mapa de la finca Esquejes S.A.

1.2.2. Condiciones climáticas

Las condiciones climáticas registradas por el INSIVUMEH, para el área de estudio son: temperatura media anual de 19 °C, temperatura máxima anual de 25 °C, temperatura mínima anual de 14 °C, humedad relativa media de 83%, precipitación fluvial de 600 a 1,200 milímetros y una radiación solar de 1.5 cal/min/cm² (Syngenta Esquejes S.A, 2017).

1.2.3. Condiciones edáficas

Los suelos en la finca Esquejes S.A están formados por 52% de arcilla, 13% de limo y 35% de arena, definido como clase textural arcillosa. La densidad que presenta es de 1.08 g/cm³ (Syngenta Esquejes S.A, 2017).

1.2.4. Producción en la finca Esquejes

En la finca Esquejes S.A se cultiva parte del maíz, chile pimiento, tomate, soya y también se cuentan con algunas investigaciones con girasol, todos ellos los utilizan para producción de semilla (Centro de Investigación de Cultivos, 2018)

1.2.5. Fuente hídrica

Se cuenta con dos pozos, los cuales presentan un caudal de 365 gal/min y 220 gal/min (Centro de Investigación de Cultivos, 2018).

1.3. OBJETIVOS

1.3.1. Objetivo general

Conocer la situación actual del proceso de transformación de doble haploides en el cultivo de maíz *Zea mays* L., en la fase de laboratorio, en el Centro de Investigación de Cultivos, Finca Esquejes S.A. Jalapa, Guatemala C.A.

1.3.2. Objetivos específicos

- a. Identificar la problemática en el proceso de transformación de doble haploides en cultivares de maíz *Zea mays* L., en la fase de laboratorio.
- b. Establecer una jerarquización de problemas que se presentan en el proceso de creación de dobles haploides de cultivares de maíz *Zea mays* L., en la fase de laboratorio.

1.4. METODOLOGÍA

1.4.1. Identificación de la problemática en el proceso de transformación de plantas doble haploides de maíz en la fase de laboratorio

A. Recorrido y caracterización

En esta fase se realizó un reconocimiento de cada una de las actividades de investigación y productivas que se realizan en el Centro de Investigación de Cultivos, verificando los procesos que se realizan para la obtención de plantas dobles haploides de maíz, en el área de laboratorio.

B. Recolección de información

Esta fase se llevó a cabo utilizando una técnica mixta, de recolección de información por medio de fuentes primarias, como entrevistas a los encargados de los procesos de laboratorio, sondeos; así como también un análisis de fortalezas, oportunidades, debilidades y amenazas (FODA).

a. Sondeo

Esta técnica se realizó en cada una de las áreas de trabajo del Centro de Investigación de Cultivos; se procedió a entrevistar a los encargados de cada área, así como también a las personas que supervisan los procesos que se realizan en el área de laboratorio.

b. Análisis de fortalezas, oportunidades, debilidades y amenazas (FODA)

Esta técnica permite la obtención de información para eficientizar los procesos que se realizan en la empresa, tomando en cuenta las fortalezas, oportunidades, debilidades y amenazas que se obtuvieron, por medio de la caracterización y sondeo.

1.4.2. Jerarquización de la problemática

En este proceso, por medio de la información recolectada en el recorrido, caracterización, sondeo y análisis FODA, se encontraron distintos problemas y se procedió a realizar un árbol de problemas, para cada uno de ellos, tomando en cuenta las causas y los efectos para cada problema. El árbol de problemas es una herramienta para conocer las causas del problema y los efectos que éste mismo conlleva, este análisis permite detallar establecer en las raíces del árbol, las causas del problema; en el tronco se describe el problema principal y en las ramas, se encuentran los efectos o consecuencias que se pueden presentar debido a la problemática descrita.

A. Matriz de priorización

Se procede a establecer una jerarquización de los principales problemas encontrados en el proceso de extracción de embriones en la fase de laboratorio, tomando en cuenta la importancia, frecuencia y factibilidad de solución de cada uno de ellos, por medio de una matriz de priorización, enumerando en un rango de 0 % a 100%, la importancia del problema, la frecuencia en que se presenta y la factibilidad de brindar una solución viable al corto o mediano plazo.

1.4.3. Recursos

Para realizar el diagnóstico en el área de laboratorio del Centro de Investigación de Cultivos, se utilizaron principalmente los siguientes recursos:

- A. Cámara fotográfica
- B. Guías de entrevistas
- C. Guías de sondeo
- D. Informes mensuales de actividades del centro de investigación de cultivos.
- E. Información de fuentes primarias y fuentes secundarias.
- F. Medios tecnológicos, como computadora, celular.

1.5. RESULTADOS

1.5.1. Identificación de la problemática en el proceso de transformación de plantas doble haploides de maíz en la fase de laboratorio

A. Descripción del proceso de transformación de plantas doble haploides de maíz en la fase de laboratorio.

a. Desinfección de mazorcas

En este proceso se recibe la mazorca que viene del área de inducción de haploidía, en donde se polinizan las plantas hembra, con polen de un inductor macho. Las mazorcas se refrigeran a 5°C.

Se extrae la tusa de la mazorca para poder realizar la desinfección. La desinfección se realiza colocando las mazorcas destusadas en jarras de 4 litros y se agrega cloro al 5% y polysorbato a 2 cc/l, el polysorbato permite que exista penetración entre cada grano y que se realice una desinfección eficiente.

Posteriormente se llevan al agitador por 35 minutos; luego se vacía el contenedor y se agrega agua desmineralizada para un último lavado, por último se desecha el líquido restante y se sellan los recipientes con Parafilm.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 2. Mazorcas desinfectadas previo a realizar la extracción de embriones

A. Extracción de embriones

Para iniciar el proceso de extracción de embriones, se procede a limpiar la mazorca con un bisturí, extrayendo la tercera parte del endosperma, según sea el caso por el tamaño del grano, evitando dañar el embrión. De esta manera se puede extraer el embrión fácilmente utilizando espátulas de tamaño adecuado y colocando cada embrión ordenadamente en placas Petri, que tienen una capacidad de 200 embriones, el contenido de las cajas Petri es de cinco mililitros de un medio conformado por Murashige & Skoog (MS) más sucrosa (Medio Initial), este medio le brinda los nutrientes necesarios al embrión para un desarrollo adecuado.

En cada proceso realizado en laboratorio se toma el rendimiento por persona, para el caso del proceso de extracción de embriones el rendimiento es de 600 embriones por hora o lo que es equivalente a 3 cajas Petri por hora ya que cada caja debe de llevar 200 embriones. Existen distintos materiales que varían en la consistencia del grano, pudiendo presentar el

endosperma muy duro, por lo que se dificulta la extracción, por lo que el rendimiento varía según el tipo de material de maíz que se esté trabajando. Así también existen materiales que presentan un número de granos elevado, por lo que se pueden extraer una mayor cantidad de granos de una sola mazorca, mientras que existen otros materiales que presentan un granamiento reducido y por lo tanto la cantidad de granos extraídos por mazorca es menor, reduciendo de esta manera el rendimiento de extracción por mazorca, ya que se debe de realizar constantemente la limpieza y extracción del endosperma de nuevas mazorcas.



Fuente: elaboración propia, 2018.

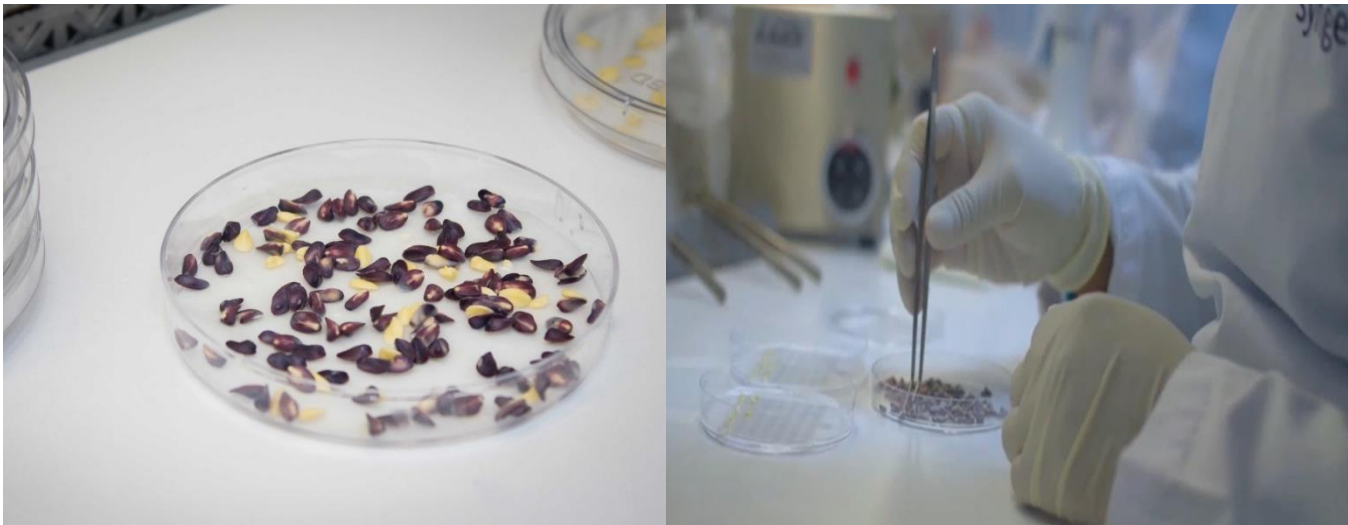
Figura 3. Extracción de embriones en mazorcas de maíz

B. Selección y replenish

En este proceso se seleccionan los embriones que completaron el proceso de haploidía, los cuales se eligen debido a la pigmentación que se presenta en el embrión; siendo aquellos que no se pigmentan de color morado los seleccionados. Esto es debido a que poseen inhibidores de antocianinas, y la planta inductora macho, solamente indujo pero no germinó

el grano, como pasa con los embriones que si presentan pigmentación morada, que en este caso se descartan.

Se selecciona individualmente cada embrión que no ha pigmentado y se traslada a una nueva placa Petri, que contiene el medio Murashige & Skoog (MS) y cloro. Posteriormente se refrigera a 7 °C, esto permite que se presenta la sincronización en la división celular de cada embrión y de esta manera el proceso de doblaje cromosómico sea más eficiente, ya que los embriones entran en estado de dormancia. Este proceso se realiza por 24 horas, al siguiente día se continua con el proceso de replenish en donde se utiliza el medio Murashige & Skoog (MS) más cloro a 5.5 mililitros; dejando los embriones por 30 minutos en este medio. De esta manera se permite que el embrión salga del estado de dormancia. Luego se utiliza 6-Bencilaminopurina (BAP) y Rinz.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 4. Proceso de selección de embriones haploides

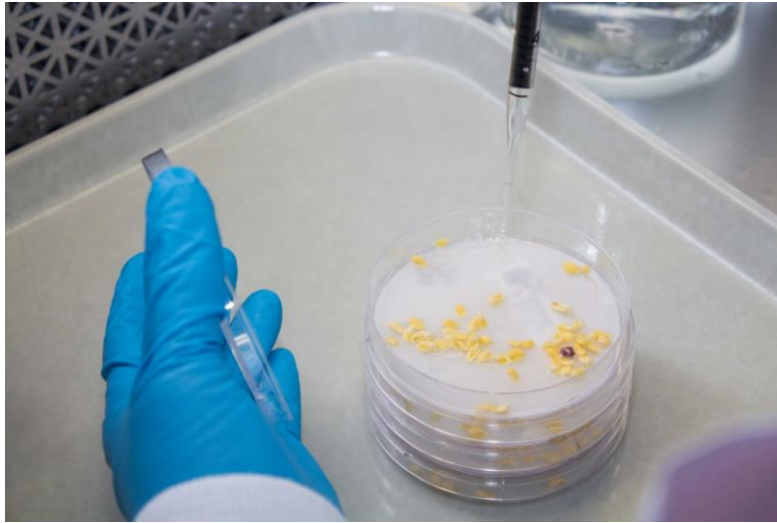


Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 5. Proceso de replenishment de embriones de maíz haploides

C. Colchicina

Este proceso tiene como objetivo inducir el doblaje cromosómico de los embriones haploides seleccionados. Como primer paso se aplica 5.5. ml del medio de colchicina, el cual está conformado por (MS + 3% de sacarosa + 0,05% colchicina + 0,1% de DMSO + 0,1% Tween 20) este medio se deja por cuatro horas. Posteriormente se elimina el medio de colchicina y se aplica Colchicina Rinz media que está conformado por (MS + vitaminas + 1 ml de medio / L Tsunami utilizando 5 ml) y se deja por 5 minutos, con el objetivo de realizar una limpieza del primer medio de colchicina que se aplicó.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 6. Aplicación de colchicina en embriones haploides.

D. Siembra y establecimiento en cuartos de crecimiento

Luego del tratamiento de colchicina se procede a la siembra en un medio de cultivo sólido conformado por (60ml MS + 3% de sacarosa + 0,35% Gelrite + 2 ppm cipro sulfamida + 1 ml / L de 6% Clorox), cada contenedor presenta 60 ml del medio. Se selecciona cada uno de los embriones haciendo uso de pinzas, y colocan de manera adecuada en el medio sólido, adentro del contenedor, colocando 25 embriones en cada contenedor, con el extremo de la raíz dirigidas hacia abajo. Se procede a colocarlos en los cuartos de crecimiento, en donde se desarrollan en un período de 12 a 15 días, dependiendo del material que se esté evaluando.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 7. Establecimiento de contenedores en cuartos de crecimiento

E. Cosecha de explantes

En la cosecha se lleva una planificación en donde cada material se registra, según el número de plantas y se estima la fecha de cosecha para cada material que se encuentra en los cuartos de crecimiento.

Se procede a cosechar si la planta ya alcanzó las $\frac{3}{4}$ partes del contenedor, ya que si se espera más tiempo se empieza a quemar de las orillas de las hojas, en algunos casos se presentan problemas en los contenedores, como la presencia del agar aguado, medio de cultivo caramelizado o endurecido, contaminaciones por hongos y bacterias; entre otros. En estos casos se retiran los contenedores y en casos muy severos se descartan debido a que

la planta no presenta las condiciones adecuadas para trasplantarla a bandejas para que continúe con el proceso de aclimatación en invernadero.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 8. Cosecha de explantes de cuartos de crecimiento

F. Selección de planta en hardening

Se realiza la selección de las plantas cosechadas de cuartos de crecimiento; clasificándolas en 3 categorías según el tamaño de la planta. Las plantas que se encuentren en la categoría

uno y categoría dos, se trasplantarán a bandejas para la etapa de aclimatación, mientras que las plantas que se encuentren en la categoría tres, son todas aquellas que presentan una altura menor a 1.5 cm, así como un reducido desarrollo de raíz, por lo tanto se descartan, ya que al trasplantarla a bandejas y posteriormente a campo definitivo no tendrán muchas probabilidades de desarrollarse adecuadamente y tienen altas probabilidades de no sobrevivir.

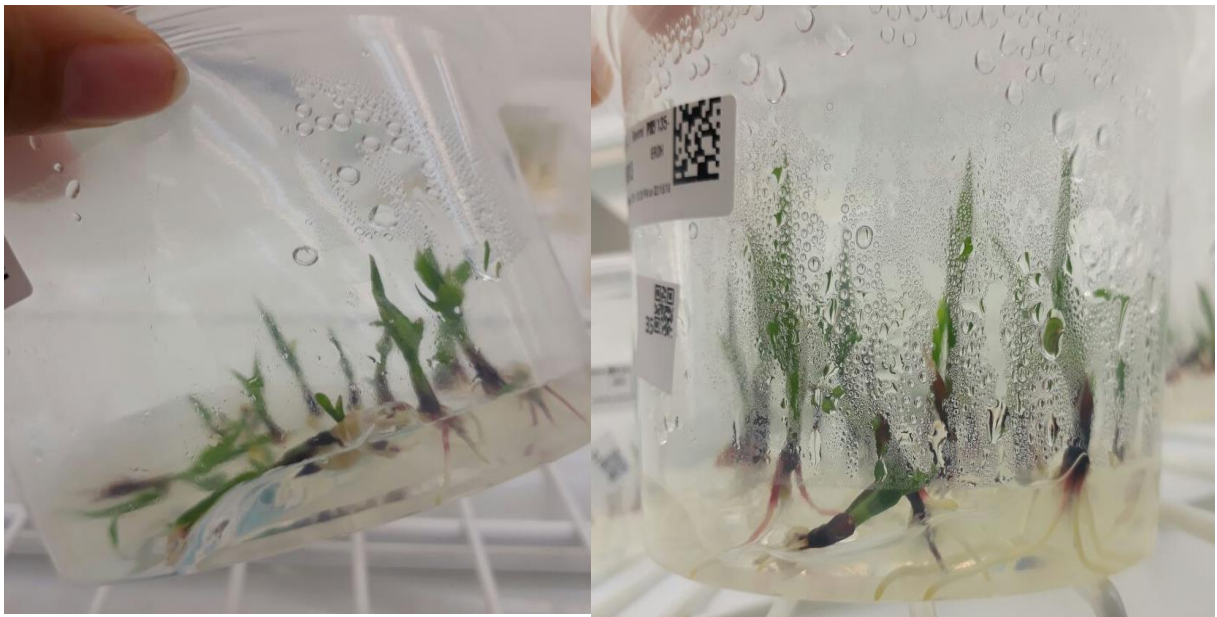
En el caso de los contenedores que se encuentran contaminados por *Penicillium* spp, *Aspergillus* spp, *Fusarium* spp, *Alternaria* spp, se procede a descartar el material, debido a que son enfermedades que vienen desde campo, y por lo tanto pueden seguir contaminando más plantas. Para el caso de los contenedores que presentan contaminación por levaduras, se seleccionan las plantas que no han sido afectadas y se pueden sembrar en bandejas para la aclimatación, esto es debido a que son contaminantes del ambiente.

En el proceso de selección también se realiza una poda de raíz, esto con el objetivo de que la siembra en bandejas no se retrase debido al tamaño de la raíz y que todas las plantas presenten un similar tamaño en la raíz.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 9. Contenedores contaminados en cuartos de crecimiento



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 10. Presencia de agar aguado en contenedores

G. Deeping

En este proceso se utiliza un estimulante a base de *Trichoderma*, llamado Root shield y Root mate a 2 g/ litro. Este proceso permite un desarrollo adecuado de la planta en el estado de pilón, brindándole vigorosidad y un buen desarrollo de raíz.

H. Siembra en bandejas

La siembra para un material convencional se realiza en bandejas de 144 celdas, con un sustrato conformado por 75% peat moss y 25 % de arena pómez.

Se colocan 6 días en sombra después de la siembra, luego se traslada a la luz hasta completar los 18 días o 21 días de desarrollo en aclimatación, o dependiendo del material, el tiempo que requiera para trasplantar a campo definitivo.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 11. Siembra de explantes en bandeja en la etapa de aclimatación

I. Muestreo de sampling

Cuando el material es mejorado; se tiene el objetivo de realizar un análisis genético a través de marcadores moleculares y así seleccionar aquellas plantas que presentan las características genéticas deseadas por el mejorador. Un día después de la siembra se realiza un muestreo, o en el caso de que la planta sea demasiado pequeña, se espera 5 a 8 días después de la siembra, para poder realizar el muestreo. Se toma 1cm² de una hoja en cada planta, y se colocan en tubos de 1 ml, los cuáles van identificados por el número de planta.

Cada planta presenta una numeración, la cual es dada desde el momento de la siembra y este código es el que permite diferenciar aquellas plantas seleccionadas, por que presentan características de interés para los fito mejoradores. Luego que se conocen las plantas que serán seleccionadas, se trasladan a nuevas bandejas y se descartan todas aquellas plantas que no han sido seleccionadas. Las plantas seleccionadas se establecen por 21 a 26 días en aclimatación, según sea su desarrollo.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 12. Muestreo de plántulas de maíz con alto valor genético

J. Liofilizado

En este proceso se colocan las muestras de sampling o material mejorado, por dos horas a -80°C ; de 14 a 16 horas; en donde a la planta se le extrae la humedad y queda completamente seca, sin dañar la composición genética. De último se empaquetan las muestras y se envían por medio de embarques. Se realiza un análisis genético en el centro de investigación de cultivos de Arica, Chile.

Al obtener los resultados de estos análisis se realiza la selección de las plantas que eligieron los mejoradores, ya que cuentan con características genotípicas que ellos desean; estas plantas serán las únicas que se trasplantarán a campo definitivo, y se realiza el proceso que se explicó anteriormente.

B. Recolección de información en el área de laboratorio

a. Sondeo

Se presentan las preguntas realizadas en las entrevistas realizadas al personal encargado de la supervisión de los procesos de transformación en el área de laboratorio.

1. ¿Cuál es el proceso que se realiza para la transformación del cultivo de maíz en dobles haploides en el centro de investigación de cultivos?

Este proceso se inicia desde que traen la mazorca del área de inducción de haploides que es bajo invernadero utilizando los cultivares que provienen de distintas regiones del mundo; para poder cosechar estas mazorcas, se realizan muestreos de los embriones, para verificar el tamaño, cuando presentan un tamaño de 5 mm aproximadamente, se procede a cosechar. Luego ingresan las mazorcas al área de desinfección, se traslada al área de extracción de embriones, luego al área de selección de embriones, área de replenish, proceso de aplicación de colchicina, siembra de embriones, se establecen en cuartos de

crecimiento y por último se siembran en bandejas para completar la aclimatación y poder trasladarlos a campo definitivo, en donde se auto polinizan las plantas y obtener líneas endogámicas.

2. ¿Qué características presentan los distintos cultivares de maíz con los cuales se trabajan?

Debido a que ingresan de distintos países; pueden presentar distintas características. Existen plantas con mayor vigorosidad, más grandes, o con mejor adaptabilidad, así como también el tamaño del grano y por ende del embrión también varía; cuando el embrión es muy pequeño es más complicado trabajarlo, debido a que es muy delicado y puede verse afectado por los procesos que se realizan en el laboratorio,

3. ¿Qué dificultades se presentan en el proceso de transformación del cultivo?

Cuando el embrión viene del tamaño inadecuado; por ejemplo si viene muy pequeño no sobrevive a los procesos que se realizan en el laboratorio, o cuando viene muy grande, al momento de realizar la extracción de embriones, se debe de reducir la mazorca, para poder extraer el embrión, pero si el embrión es muy grande, se daña o se corta en este proceso. También el aspecto de las contaminaciones por hongos o bacterias, ya que se debe de descartar mucha planta cuando esto sucede.

4. ¿Cuál es el proceso de transformación que considera más delicado e importante?

Todos los procesos son delicados y también importantes; pero es necesario que los embriones vengán en buen estado para que se puedan trabajar adecuadamente y que no exista mucha pérdida, ya que también se toma en cuenta el rendimiento de las personas en

cada proceso, y cuando los embriones no presentan las condiciones necesarias, este rendimiento se reduce y no se puede llegar a las metas requeridas.

5. ¿Qué investigaciones se han realizado para mejorar el proceso de transformación del cultivo de maíz?

Se han realizado evaluaciones en los cuartos de crecimiento, con el objetivo de conocer el comportamiento del embrión a distinta luminosidad, temperatura y ventilación.

En la etapa de aclimatación se han evaluado enraizadores y hormonas en el desarrollo de los pilones.

También se han hecho evaluaciones del tamaño de raíces para conocer su desarrollo y si es necesario realizar las podas.

b. Análisis de fortalezas, oportunidades, debilidades y amenazas de los procesos en el área de laboratorio

Se realizó un análisis de fortalezas, oportunidades, debilidades y amenazas que se presentan en los procesos de transformación de plantas de maíz, en el área de laboratorio del centro de investigación de cultivos. En el cuadro 1, se presentan los aspectos que se evaluaron en el diagnóstico realizado.

Cuadro 1. Matriz FODA de los procesos de transformación de plantas en el área de laboratorio.

FORTALEZAS	OPORTUNIDADES
Disciplina del personal de trabajo	Tecnificación de los procesos de transformación en laboratorio
Buena comunicación entre el personal y supervisors de cada proceso de transformación	Capacitaciones constantes al personal de trabajo, con énfasis en los procesos que se realizan en laboratorio.
Instalaciones adecuadas, tecnificadas y sofisticadas.	Ampliación de distintas áreas de trabajo, como el área de siembra de embriones y el área de colchicina)
Organización adecuada para realizar los procesos de transformación	Mejoramiento de las condiciones de los cuartos de crecimiento (luminosidad, T°)
DEBILIDADES	AMENAZAS
Reducidas capacitaciones informativas de los procesos de laboratorio	Poca uniformidad en el desarrollo de cultivos, debido a condiciones ambientales poco favorables.
Poca investigación en el área de aclimatación.	Cultivares contaminados desde la etapa de inducción, provocando que los contenedores se contaminen y se descarte una cantidad elevada de plantas.
Alta mortandad de plantas en la etapa de aclimatación.	
Plantas con poco desarrollo en la etapa de aclimatación	
Contaminación por bacterias u hongos, en los cuartos de crecimiento.	
Alta cantidad de plantas descartadas por características de desarrollo, o contaminación.	

Fuente: elaboración propia, 2018.

1.5.2. Jerarquización de la problemática en el proceso de transformación de dobles haploides de maíz en fase de laboratorio

Con la información obtenida por medio del análisis FODA y sondeo, se procede a exponer las principales problemáticas que se presentan en el proceso de transformación de dobles haploides de maíz en el área de laboratorio.

Entre las principales problemáticas identificadas se menciona; alto porcentaje de descarte de plantas en la selección para la etapa de aclimatación, condiciones de manejo de plantas en la etapa de aclimatación, contaminaciones por bacterias u hongos y la des uniformidad en el ingreso de mazorcas de maíz al laboratorio.

Cada uno de los problemas mencionados anteriormente, presentan distintas causas y así también efectos, ya sea a nivel de laboratorio y en campo definitivo. Por ello, se presenta un árbol de problemas, en donde se describe cada una de las problemáticas identificadas, en donde se detallan las causas y los efectos de cada uno de ellos, así como también el análisis de cada problemática identificada.

En las figuras 13,14,15 y 16; se presentan los árboles de problemas, en donde se detallan las causas y los efectos para cada problemática identificada.

Problema 1. Alto porcentaje de descarte de plantas en la selección para la etapa de aclimatación.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 13. Árbol de problemas de alto porcentaje de descarte de plantas en la selección para la etapa de aclimatación.

Problema 2. Condiciones de manejo de plantas en la etapa de aclimatación.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 14. Árbol de problema de condiciones de manejo de plantas en la etapa de aclimatación.

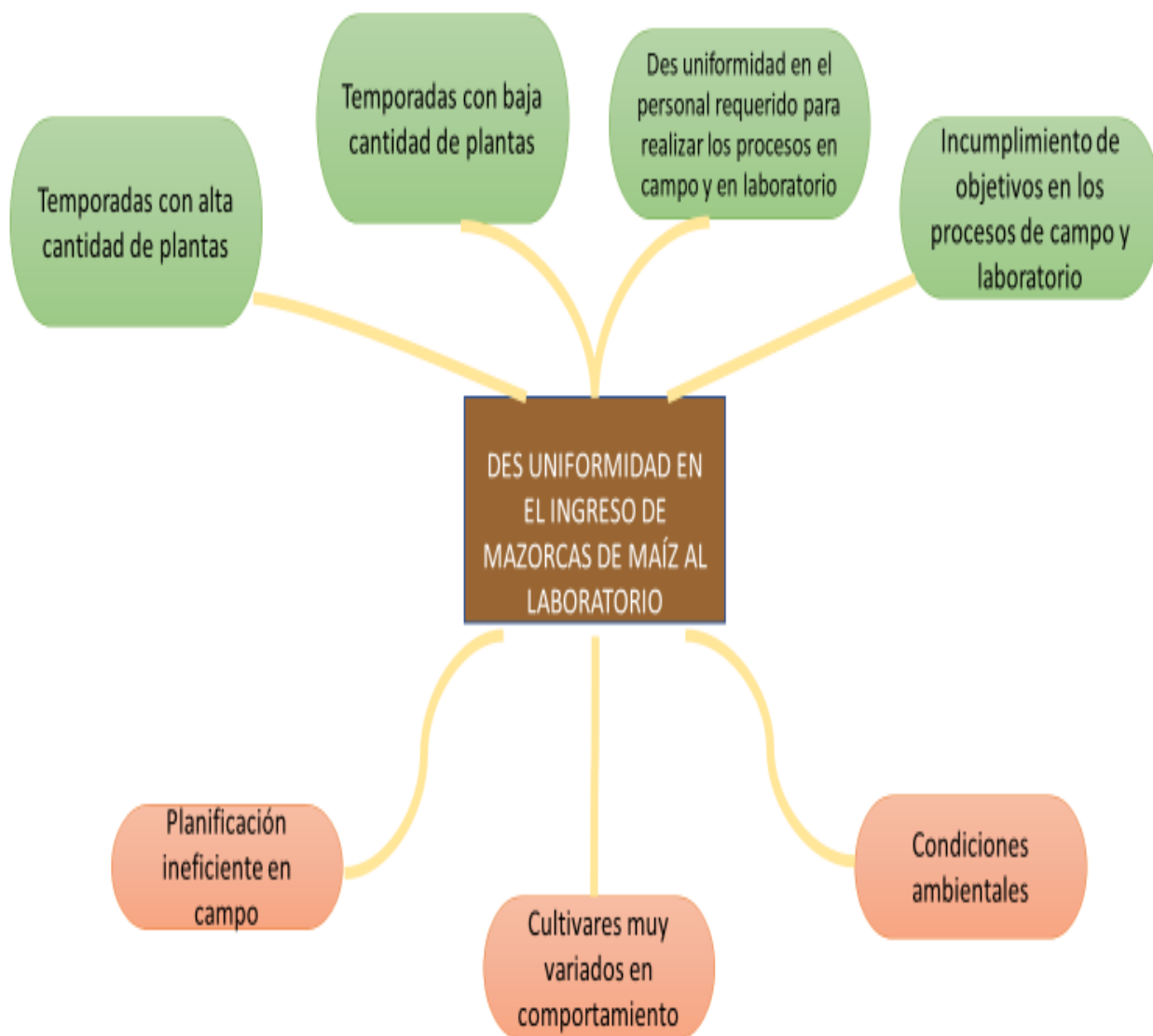
Problema 3. Contaminaciones por bacterias u hongos.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 15. Árbol de problema de contaminación por bacterias u hongos.

Problema 4. Des uniformidad en el ingreso de mazorcas de maíz al laboratorio.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 16. Árbol de problema de des uniformidad en el ingreso de mazorcas de maíz al laboratorio.

A. Matriz de jerarquización

Se realizó una jerarquización de los problemas que se diagnosticaron en el área de laboratorio, por medio de una matriz de priorización, en donde se considera la importancia, frecuencia en la que se presenta el problema y la factibilidad de brindar una solución viable. En el cuadro 2, se describen los problemas encontrados y los aspectos que permiten conocer su priorización.

Cuadro 2. Jerarquización de problemas encontrados en los procesos realizados para la transformación de plantas de maíz en el centro de investigación de cultivos.

Problema	Importancia	Frecuencia	Factibilidad	Total
Alto porcentaje de descarte de plantas en la selección de la etapa de aclimatación	2	50	50	100
Plantas con desarrollo inadecuado en la etapa de aclimatación	1	50	50	100
Des uniformidad en la entrada de mazorca en laboratorio	4	25	25	50
Contaminaciones por bacteria u hongos en cuartos de crecimiento	3	5	50	55

Fuente: elaboración propia, 2018

A continuación se describen cuatro de los problemas principales, encontrados en el diagnóstico realizado en el área de laboratorio.

1. Condiciones de desarrollo en la etapa de aclimatación: este problema se da principalmente por el estado en el que viene el embrión de la etapa de inducción y por consiguiente el desarrollo de la planta en los cuartos de crecimiento y en la etapa de aclimatación; cuando los embriones son muy pequeños, conlleva a que el desarrollo de la planta no sea el adecuado, estas plantas no presentan vigorosidad, ni un crecimiento adecuado y desarrollo de raíces, esto puede deberse principalmente a que no logran absorber los nutrientes que necesitan en los procesos de laboratorio; así también puede ser provocado por la infraestructura de los invernaderos, ya que las condiciones de luminosidad o temperaturas, pueden afectar el desarrollo de las plantas en la etapa de aclimatación.
2. Alto porcentaje de descarte en la selección de aclimatación: el descarte de plantas en la etapa de aclimatación se encuentra en rangos del 15%, este porcentaje está conformado, por plantas que se descartan porque no presentan el tamaño adecuado, contaminaciones en los medios de cultivo, por hongos o bacterias (ver figura 6A), por que se presenten embriones atrofiados. Se debe de mencionar también que el descarte se puede dar también porque al momento de procesar los embriones son muy pequeños, y muchos no resisten los procesos de transformación, y en el caso de que si los resistan puede presentar características de desarrollo negativas por lo que no se logran adaptar adecuadamente al medio de cultivo.
3. Contaminaciones por bacterias y hongos: aunque se da en una cantidad mínima, que equivale a un 5% para el año 2017; se debe de considerar de igual manera, ya que puede aumentar debido a la falta de inocuidad en distintos procesos, o por las condiciones en las que viene la mazorca de campo; ya que muchas veces ya vienen contaminadas de campo y de igual manera se contaminan los medios de cultivo en laboratorio, recurriendo a descartar altas cantidades de plantas, ya que muchas veces los embriones de distintas mazorcas se colocan en las mismas placas Petri, siempre y cuando pertenezcan al mismo cultivar y de esta manera se disemina la enfermedad en más embriones y por ende en más plantas.

En la figura 5A, se muestra un ejemplo de contaminación en contenedores con GelRite en los cuartos de crecimiento. Es de considerar también que como parte de la tecnificación que se desea implementar en el laboratorio, se encuentra la de utilizar un extractor de embriones, que permita eficientizar el proceso de extracción, extrayendo una mayor cantidad de embriones en menor tiempo; pero esto conlleva una mayor probabilidad de contaminación, por el equipo que se utiliza, y porque las mazorcas vienen contaminadas de campo y la enfermedad se puede diseminar a las demás mazorcas que se trabajen en el extractor de embriones.

4. Des uniformidad en la entrada de mazorca a laboratorio: se encontró el problema, que existen temporadas de producción alta y el personal no es suficiente para procesar todos los materiales; dado el caso que no se puede dejar el material esperando mucho tiempo para procesarlo en laboratorio; por lo que muchas veces las jornadas de trabajo se extienden para poder completar el procesamiento de los materiales. De la misma manera se presentan temporadas de producción muy bajas, en donde la cosecha es muy reducida, debido a que muchos materiales se retrasan en desarrollar el tamaño adecuado del embrión, por temperaturas muy bajas y algunas otras condiciones ambientales desfavorables para que el cultivar complete su ciclo en el tiempo que se da usualmente.

En este caso el personal se ve afectado, debido a que, se presentan despidos de muchos trabajadores, o suspensiones, mientras la temporada se regula y se empieza a cosechar la cantidad necesaria que requiera aumentar de personal. Este proceso, afecta tanto para campo como para laboratorio, solamente varía en el tiempo en el que se va dando el ciclo y el proceso para cada área, y debido a que el personal generalmente posee más experiencia en trabajar en un área en específico, sea campo o laboratorio, muy pocas veces se puede acudir a que el personal de campo trabaje en laboratorio, cuando hay temporadas bajas en campo y temporadas altas en laboratorio, ya que en este caso es necesario, que se realice una capacitación pertinente, y debido a que se maneja un rendimiento personal para cada proceso, al ser nuevos en estos procesos muy pocas veces logran adaptarse en el tiempo que es requerido.

1.6. CONCLUSIONES

1. Las problemáticas encontradas en el proceso de transformación de doble haploides en el cultivo de maíz, son las siguientes: poca capacitación del personal para la ejecución de los trabajos operativos, poca investigación en la etapa de aclimatación, alta mortandad de plantas en la etapa de aclimatación, poca vigorosidad de las plantas en la etapa de aclimatación, contaminación por bacterias y hongos. Así también se encontraron amenazas que se pueden presentar en los procesos de transformación; como la reducida uniformidad en la cosecha de germoplasma, debido a condiciones ambientales desfavorables, materiales que ingresan a laboratorio con contaminación por hongos o bacterias fitopatógenas, desde campo y por último la alta diversidad en el comportamiento de los cultivares de maíz, debido a que provienen de distintas regiones del mundo y por ende presentan distinta adaptabilidad.
2. La jerarquización de problemas permitió priorizar la problemática identificada, tomando en cuenta la importancia, necesidad y factibilidad para resolverlo; en este caso según la matriz de priorización se encontraron en orden de importancia los siguientes: condiciones de desarrollo de plantas en la etapa de aclimatación, alto porcentaje de descarte en la selección de plantas en la etapa de aclimatación, contaminación por hongos o bacterias en los medios de cultivo y por último des uniformidad en el ingreso de mazorcas al laboratorio.

1.7. BIBLIOGRAFÍA

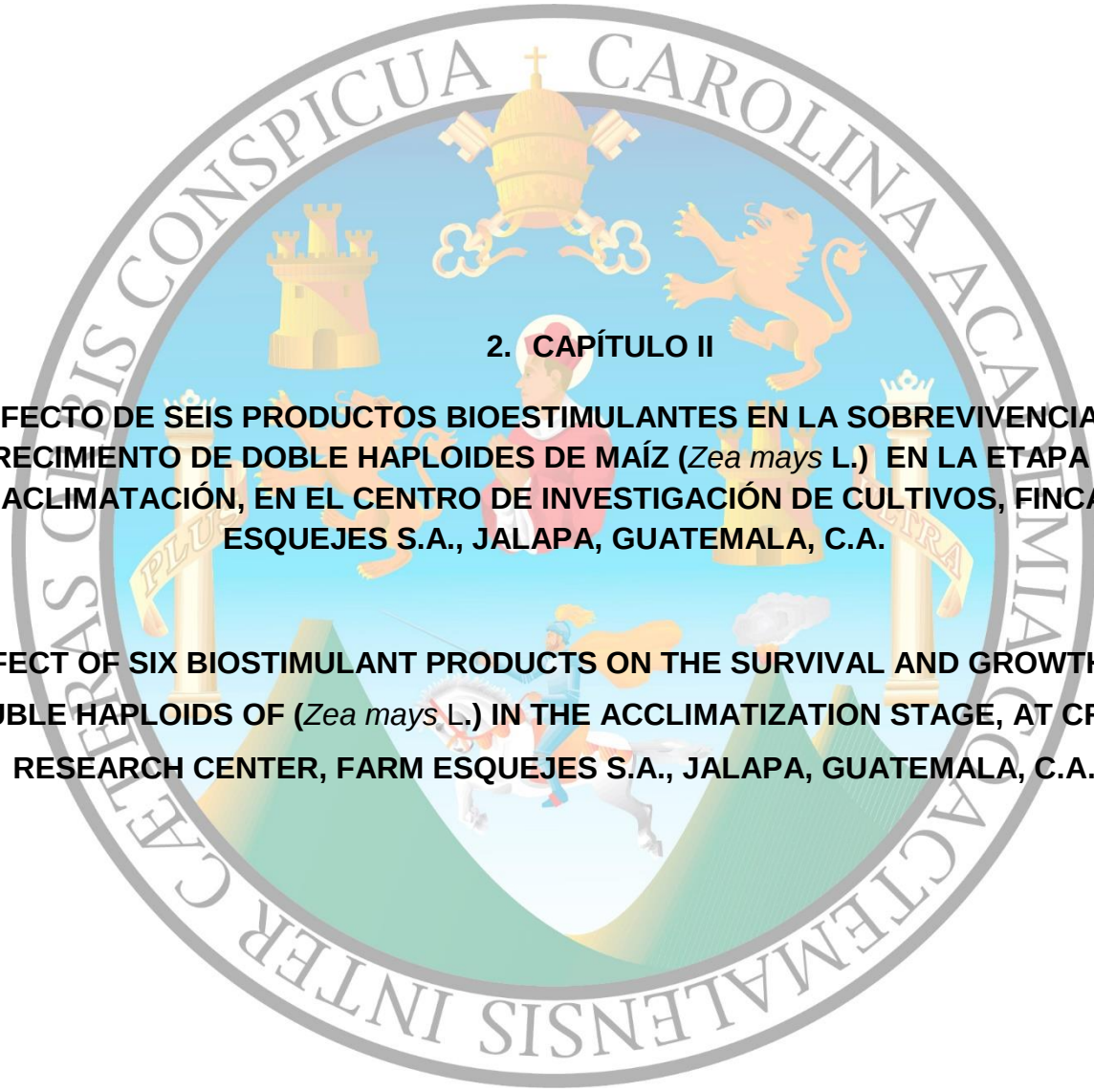
Centro de Mejoramiento de Maíz y Trigo, México (CIMMYT). (2012). *Uso de dobles haploides en el mejoramiento de maíz*. Obtenido de <https://www.cimmyt.org/es/uncategorized/uso-de-dobles-haploides-en-el-mejoramiento-de-maiz/>

Esquejes, Centro de Investigación de Cultivos, Guatemala. (2018). *Informe meteorológico, Jalapa, Guatemala*. Guatemala.

Paliwal, R., Granados, G., Laffite, R., & Violic, A. (2001). *El maíz en los trópicos*. Roma, Italia: FAO. Obtenido de <http://www.fao.org/3/X7650S/x7650s00.htm#toc>

Syngenta Esquejes, Guatemala. (2017). *Condiciones edafoclimáticas de finca Esquejes*. Guatemala.

 Rolando Barrios

The seal of the Academia de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales de Guatemala is a circular emblem. It features a central shield with a blue sky, a yellow sun, a yellow castle, a yellow lion, and a yellow figure. The shield is flanked by two yellow columns. The text "ACADEMIA DE CIENCIAS EXACTAS, FÍSICAS Y NATURALES DE GUATEMALA" is written around the perimeter of the seal.

2. CAPÍTULO II

**EFFECTO DE SEIS PRODUCTOS BIOESTIMULANTES EN LA SOBREVIVENCIA Y
CRECIMIENTO DE DOBLE HAPLOIDES DE MAÍZ (*Zea mays* L.) EN LA ETAPA DE
ACLIMATACIÓN, EN EL CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA
ESQUEJES S.A., JALAPA, GUATEMALA, C.A.**

**EFFECT OF SIX BIOSTIMULANT PRODUCTS ON THE SURVIVAL AND GROWTH OF
DOUBLE HAPLOIDS OF (*Zea mays* L.) IN THE ACCLIMATIZATION STAGE, AT CROPS
RESEARCH CENTER, FARM ESQUEJES S.A., JALAPA, GUATEMALA, C.A.**

2.1. PRESENTACIÓN

El maíz (*Zea mays* L.) pertenece a la familia de las Poáceas, constituye la única especie que se cultiva de este género. Es uno de los granos alimenticios más antiguos que se conocen y se estima que su origen data hace 9,000 años aproximadamente, siendo el teosinte su especie parental más cercana. El cultivo de maíz es de gran importancia para países en vías de desarrollo, como Guatemala, donde la dieta básica se compone de carbohidratos, así como también de proteínas (Lafitte, 2001).

Este cultivo ha sido estudiado debido al interés en el mejoramiento genético, tomando en cuenta características de importancia; como la resistencia a plagas, enfermedades, sequía, salinidad, así como también mejorar aspectos relacionados al contenido de nutrientes, calidad del grano, entre otros aspectos que son de importancia para los fito mejoradores.

El mejoramiento convencional se hace por medio de autofecundaciones en plantas previamente seleccionadas en campo con base a las características antes mencionadas. Este proceso debe repetirse al menos ocho veces para obtener líneas puras (99 % de homocigosis), por lo que se requieren ocho años en el caso de que se siembre una vez por año.

Una línea pura se refiere a todas aquellas plantas en donde la herencia es constante y que al cultivarlas se obtendrán nuevas plantas con características y rendimientos similares a su progenitora, variando solamente por los efectos ambientales (Ortas, 2008).

Una de las tecnologías que va a la vanguardia con respecto a la obtención de líneas puras, es la tecnología de doble haploides. En este proceso se obtienen líneas endogámicas de maíz, por medio de un inductor de haploidía (progenitor masculino), donde solamente se utilizan los granos de polen, pero no participa en la recombinación genética, ya que no fertiliza el óvulo de la planta femenina; aunque sí participa en la fertilización de los núcleos polares y así forma el endospermo que será utilizado como fuente de energía para el

embrión. Produce un endospermo normal o $3n$ y un embrión haploide n ; con un genoma homocigoto femenino (Ramirez, 2018).

Para la reproducción se duplica el genoma utilizando colchicina; este reactivo inhibe la formación del huso acromático y se suprime la primera división mitótica. La semilla doble haploide es cultivada en campo para el incremento de semilla con un 100 % de homocigosis (Ramirez, 2018)

La sobrevivencia de doble haploides en la etapa de aclimatación y endurecimiento en el Centro de Investigación de Cultivos en diciembre de 2017 fue del 71 %. Las metas de siembra para el área de aclimatación de plantas doble haploide para ese mismo año se encontraban en un 72 %, dicho porcentaje no se ha logrado alcanzar debido al descarte de plantas, por problemas de tamaño, mortandad y por contaminaciones, así también el porcentaje de plantas trasplantadas en el proceso de incremento de dobles haploides se encuentra establecido en un 87 %, aunque para febrero de 2018, solamente se logró trasplantar un 68 %; lo que se debe principalmente a que las plantas que se encuentran en el proceso de aclimatación y endurecimiento no desarrollan las características necesarias en cuanto a vigorosidad, formación de raíces y sobrevivencia (Centro de Investigación de Cultivos, Jalapa, Guatemala, 2018).

Debido a que la cadena de producción y retorno que se desea se evalúa con base en la cantidad de plantas que sobreviven en la etapa de aclimatación y endurecimiento (hardening), se hace necesario la búsqueda de alternativas que permitan el crecimiento y desarrollo adecuado de la planta, así como el aumento en la sobrevivencia para las distintas poblaciones trabajadas a nivel de laboratorio y campo; esto con el objetivo de obtener un mayor número de mazorcas con frutos doble haploides al final del proceso.

En esta investigación se presentan los resultados de la evaluación de cuatro productos comerciales, que contienen aminoácidos y dos que contienen macronutrientes y micronutrientes, así como también algas marinas; los cuales actúan como bioestimulantes.

La evaluación se realizó en cuatro poblaciones de maíz, con distintas maduraciones, comportamiento y genética.

La variable de sobrevivencia se comportó de manera homogénea en todos los tratamientos evaluados, aunque cabe mencionar que el tratamiento testigo obtuvo el menor porcentaje de sobrevivencia en comparación con los demás tratamientos, siendo este del 82 %, este porcentaje se encuentra por debajo del umbral que se requiere en el centro de investigación de cultivos, el cual corresponde a un 87 %. Mientras que todos los bioestimulantes evaluados presentaron un porcentaje por encima al establecido por la finca, que corresponde al 87 %.

Para las variables de diámetro de tallo y de altura de planta, no existió diferencia significativa para los tratamientos evaluados. La única diferencia que se observa en el efecto de los bioestimulantes, en las poblaciones de maíz es en la variable de contenido de clorofila, en donde los productos Raykat, Aminocat y Razormin, presentaron un mayor promedio de unidades relativas de clorofila para tres de las cuatro poblaciones evaluadas. Siendo Raykat el tratamiento bioestimulante que presentó mejores resultados, con 35 URC a los 15 días después del trasplante; el tratamiento testigo obtuvo el menor contenido de clorofila para ambas lecturas realizadas (siete y 15 días después del trasplante), con 26 URC y 29 URC, respectivamente.

2.2. MARCO TEÓRICO

2.2.1. MARCO CONCEPTUAL

A. Cultivo de maíz

El maíz, (*Zea mays* L.) corresponde a uno de los granos alimenticios más antiguos conocidos; pertenece a la familia de las Poáceas, a la tribu Maydeas; siendo la única especie que se cultiva de este género. Existen otras especies de este género, como el teosinte y otras del género *Tripsacum* que se conocen como maicillo, que son especies parentales de (*Zea mays* L.) siendo América su centro de origen (Lafitte, 2001).

Wilkes (1985); Galinat (1988) et. al, citados por FAO (2001) mencionan que el maíz que se encuentra cultivado en esta época es una planta que ha llevado varios procesos de domesticación por parte del hombre, en donde la forma silvestre correspondía a una planta pequeña, en donde la mazorca producía entre cinco a seis granos; mientras que la planta domesticada que se logra encontrar ahora corresponde a una planta vigorosa, con mazorcas grandes y con alta cantidad de granos.

Aldritch, Scott y Leng (1975), citados por FAO (2001) mencionan que el maíz es una planta que presenta alto potencial de producción de carbohidratos por unidad de superficie por día. En muchas partes alrededor del mundo la revolución agrícola se ha dado gracias a la tecnología basada en la ciencia para el cultivo de maíz.

En la actualidad el cultivo de maíz es el segundo a nivel mundial, en términos de producción, solamente por abajo del trigo y el arroz que ocupa la tercera posición. Es el primer cereal

en rendimiento de grano por hectárea y el segundo, después del trigo en producción total. El maíz es de gran importancia económica a nivel mundial; ya sea como alimento humano, como alimento para ganado o como fuente para un sin fin de productos industriales (Lafitte, 2001).

El maíz es clasificado en dos tipos distintos dependiendo de la latitud y del ambiente en el que se cultiva. El maíz cultivado en los ambientes más cálidos, entre la línea ecuatorial y los 30 °C de latitud sur y los 30 °C de latitud norte es conocido como maíz tropical, mientras que aquel que se cultiva en climas más fríos, más allá de los 34 °C de latitud sur y norte es llamado maíz de zona templada. Los maíces subtropicales crecen entre las latitudes de 30 °C y 34 °C de ambos hemisferios. Esta es una descripción muy general ya que los maíces tropicales y templados no obedecen a límites regionales o latitudinales rígidos. El maíz tropical se subdivide en tres clases; también basadas en el ambiente como tierras bajas, de media altitud y de zonas altas (FAO, 2001).

B. Clasificación taxonómica del maíz

El maíz pertenece al Reino Plantae y a la división Magnoliophyta; en el cuadro 3 se muestra la clasificación taxonómica del maíz.

Cuadro 3. Clasificación taxonómica del maíz.

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta, Cronquist, Takhtajan y W. Zimmermann, 1966.
Clase	Liliopsida
Orden	Poales, Small 1903
Familia	Poaceae Barnhart
Genero	Zea
Especie	<i>Z. mays</i> L. Linnaeus, 1753

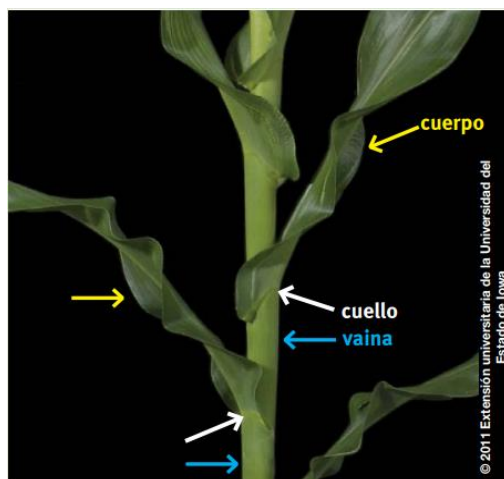
Fuente: (Sánchez Ortega, 2014).

C. Etapas de desarrollo del maíz

La fenología del maíz se divide en vegetativa y reproductiva, la duración de cada una depende del genotipo, fotoperiodo y temperatura.

a. Fase vegetativa

Para la identificación en campo de la fase vegetativa, se utiliza el método del collar o cuello de una hoja completa emergida, que consiste en observar si los bordes de la lámina foliar no se entrecruzan, uno sobre otro, alrededor del tallo. La hoja del maíz presenta tres partes principales que son el cuerpo, la vaina y el cuello. El cuerpo es la parte aplanada de la hoja que intercepta la luz solar; la vaina es la parte que se envuelve alrededor del tallo y el cuello es la línea de demarcación entre el cuerpo y la vaina; normalmente con una curva definida como se observa en la figura 17. Cuando un cuello es visible se considera completamente emergida y se cuenta en el esquema de las etapas. La nomenclatura de esta fase de designa con una “V” seguida por el número de hojas observadas en el tallo (Dupont, Pioneer, 2015).



Fuente: Universidad de Iowa (2011) citado por Dupont Pioneer (2015).

Figura 17. Planta de maíz mostrando hojas completamente emergidas con cuellos de hojas visibles.

b. Fase reproductiva

Los estados reproductivos inician con la floración masculina o la aparición de los estigmas y terminan en la madurez fisiológica o cuando el grano ya se encuentra maduro, para identificar en campo el desarrollo de los estados reproductivos se toma como referencia los granos de la parte media de la mazorca. Las etapas reproductivas se caracterizan por la aparición de granos en la mazorca, excepto por la primera etapa reproductiva (R1), que se identifica únicamente por la emergencia de estigmas de las brácteas (Dupont Pioneer 2015).

En el cuadro 4 se muestra la nomenclatura y descripción de las etapas vegetativas y reproductivas del maíz.

Cuadro 4. Etapas vegetativas y tamaño del cultivo de maíz.

Etapas vegetativas		Tamaño	
VE	Emergencia	R1	Aparición de los estigmas
V1	Primera hoja	R2	Blíster
V2	Segunda hoja	R3	Grano lechoso
V3	Tercera hoja	R4	Grano pastoso
V(n)	Enésima hoja	R5	Grano dentado
VT	Aparición de las panojas	R6	Grano maduro

Fuente: (Dupont, Pioneer, 2015).

D. Componentes de una plántula de maíz

Según Dupont Pioneer (2015) la plántula de maíz se compone por siete partes, las cuales corresponden a la cubierta de la semilla, llamada también pericarpio, comprende del 5 al 10 % del peso total de la semilla. El endospermo o almidón, comprende el 83 % del peso total de la semilla y se compone por una capa externa de almidón duro que rodea un núcleo interno más suave que el almidón. El embrión o germen que comprende el 11 % del peso total de la semilla y consta de una plúmula o planta embrionaria y el escutelo o cotiledón u hoja de la semilla. El coleóptilo que es la vaina protectora que rodea el brote emergente. El mesocótilo que corresponde al primer nodo interno o parte de la raíz entre el cotiledón y el primer nodo. La radícula que es la raíz de la semilla o raíz principal y por último la coleorriza que es la vaina protectora que rodea a la radícula. En la figura 18 se presentan las partes que integran una plántula de maíz.



Fuente: Universidad del Estado de Iowa (2011), citado por Dupont Pioneer (2015).

Figura 18. Partes que integran una plántula de maíz.

E. Germinación y emergencia

Después de que se da la siembra de la semilla ésta absorbe entre el 30 % al 35 % de su peso en agua. La radícula comienza su elongación con temperaturas en el suelo adecuadas, siendo la mínima de 10 °C. Luego de la emergencia de la radícula se forman entre tres a cuatro raíces que emergen de la semilla; las cuales permiten la absorción de agua y nutrientes para el desarrollo de la plántula (Dupont Pioneer, 2015).

La planta de maíz presenta emergencia del tipo hipogea, en donde el cotiledón permanece debajo de la superficie; el mesocótilo se alarga y empuja la punta del coleóptilo hacia la superficie del suelo, en busca de la luz. En este proceso se da la emergencia (VE); siendo

la luz solar la que afecta la elongación del coleóptilo y del mesocótilo; fijando la posición de la raíz principal (Dupont Pioneer, 2015).

Posteriormente el crecimiento de las raíces seminales se reduce y luego se detiene aproximadamente en la etapa V3; a medida que el sistema de raíces principales crece, el sistema de raíces seminales se encuentra activo, pero suministra un porcentaje más bajo del total de agua y nutrientes del suelo para el crecimiento de la planta; con el coleóptilo emergido y la plúmula incluida o la planta embrionaria, luego se empieza a alargar (Dupont Pioneer, 2015).

Las hojas embrionarias crecen por medio del coleóptilo, y la primera hoja verdadera que presenta la punta redondeada, se cuenta como la hoja de la V1 durante las etapas tempranas. Las hojas posteriores tienen extremos de forma puntiaguda (Dupont, Pioneer, 2015).

F. Mejoramiento en cultivo de maíz

El mejoramiento del cultivo de maíz empezó en Estados Unidos, a inicios del siglo XX aprovechando el fenómeno de heterosis. La heterosis se refiere al aumento en la expresión de distintas características; como puede ser el rendimiento del grano, la tolerancia a sequía, o plagas y enfermedades entre otras. Estas características se manifiestan en la crucea respecto a sus líneas parentales. Actualmente se sigue haciendo uso del fenómeno de heterosis para el mejoramiento del maíz (Kandus, 2014).

G. Líneas por método convencional

Arcos (2014) indica que las líneas consisten en la autofecundación de plantas seleccionadas en campo, (plantas S0) y las semillas que se producen denominadas S1; que al sembrarlas

producen plantas S1, que al ser auto fecundadas producen semillas S2; si este proceso se repite 8 veces se producirán líneas S8 con 99 % de homocigosis y se requerirán 8 años si sólo se sembrase una vez por año.

H. Línea pura

Se define como la descendencia de una planta única obtenida por autofecundación. Los descendientes de una misma línea pura tienen el mismo genotipo y las variaciones que se puedan dar, serán solamente por condiciones ambientales (Ortas, 2008).

Una línea pura se refiere a aquellas plantas en donde la herencia es constante, o que, al sembrar la semilla parental, la descendencia tendrá características físicas de la planta y rendimiento muy similares a la de la progenitora. De esta manera se asegura que cada vez que se realice el mismo proceso de cruzamiento entre líneas puras distintas (hibridación), se obtendrá el mismo híbrido. Esto indica que se obtendrá la misma capacidad de producción, adaptabilidad entre otras características de interés (Sbarbaro, 1989).

I. Híbrido

Un híbrido de maíz se produce cuando el polen de una línea endogámica se usa para polinizar los estigmas de otra línea endogámica. Una vez que ocurre esto, se produce la heterosis o vigor híbrido. Las plantas producidas a partir de las semillas híbridas suelen ser más resistentes y con características mejoradas, lo que incluye un mayor rendimiento del grano. Cuanto menos relacionadas están las dos endogamias, más heterosis se produce. La producción de semillas híbridas depende del uso de las líneas endogámicas, que se desarrollan mediante la autopolinización de estigmas por el polen producido en la misma planta. Este proceso se repite a lo largo de varias generaciones, hasta que la línea endogámica se considera genéticamente pura y lo más homocigótica posible (Dupont, Pioneer, 2015).

J. Tecnología de dobles haploides

a. Haploide

El termino haploide, se utiliza para plantas esporófitas que tienen un numero de cromosomas gamético (n); de esta manera una especie esporofítica diploide ($2n$); el haploide puede ser llamado también monoploide(x) ya que tiene un solo juego de cromosomas. Para el caso de las especies poliploides, los haploides (n) tienen más de un juego de cromosomas y son polis haploides. A una planta haploide procedente de un auto tetraploide ($4x$) con 4 juegos de cromosomas se le ha denominado di haploide. Existen dos tipos de haploides, los que derivan del gameto masculino o llamados también haploides androgenéticos y los que derivan del gameto femenino o haploides gino genéticos (Pintos López, Martín Calvarro, & Gómez Garay, 2014).

b. Doble haploide

Al referirse a un doble haploide se entiende como un genotipo formado cuando las células (n) de un haploide experimentan un proceso de duplicación cromosómica que puede darse de manera natural o inducido artificialmente (CIMMYT,2013).

c. Métodos para la obtención de plantas haploides

(Metwally et al., 1998) citados por (Pintos Lopez, Marn Calvarro , & Gomez Garay, 2014), mencionan que entre los métodos que se encuentran para obtener plantas haploides se encuentran, el de origen espontáneo en donde se han encontrado plantas haploides que surgen de manera espontánea en la naturaleza; aunque la frecuencia es demasiado baja como para utilizarla en programas de mejora genética.

(Metwally et al., 1998) citados por (Pintos Lopez, Marn Calvarro , & Gomez Garay, 2014) indican que también se encuentra el método de partenogénesis haploide; que es uno de los primeros métodos utilizados para la obtención de plantas haploides para su aplicación en programas de mejoramiento. Este método consiste en la formación de un embrión a partir de un óvulo no fecundado; ósea sin la intervención del gameto masculino. Esta partenogénesis puede ser inducida (in vivo) mediante la polinización con granos de polen triploides o mediante la polinización con granos de polen irradiados o inactivos por tratamientos físicos o químicos. Entre los ejemplos más representativos se menciona la papa, la remolacha, la cebolla y el pepino, en los cuales la partenogénesis in vitro ha proporcionado un método práctico para la obtención de frecuencias relativamente altas de haploides.

El otro método utilizado es el de hibridación distante seguida de eliminación cromosómica. Este método está basado en el cruzamiento de dos especies relativamente distantes una de la otra, los cromosomas de una de ella son eliminados después de la fertilización y durante la embriogénesis temprana. Esta técnica está bien desarrollada en cultivos de cebada y de trigo; en cebada, los haploides se consiguieron por medio de la polinización de plantas de *Hordeum bulbosum*; un pariente silvestre que puede propagarse vegetativamente. La fecundación ocurre, pero durante las primeras divisiones del cigoto híbrido los cromosomas de *Hordeum bulbosum* son eliminados, formándose un embrión con solo cromosomas de *Hordeum vulgare*, en condición haploide (Pintos López, Martín Calvarro, & Gómez Garay, 2014).

La semilla que se obtiene no tiene endospermo normal, por lo que los embriones haploides deben ser rescatados y puestos en medios nutritivos suplementados con hormonas; para que regeneren plantas haploides así obtenidas son tratadas tempranamente con colchicina para producir tejido doble haploide y a partir de éste, semillas haploides duplicadas.

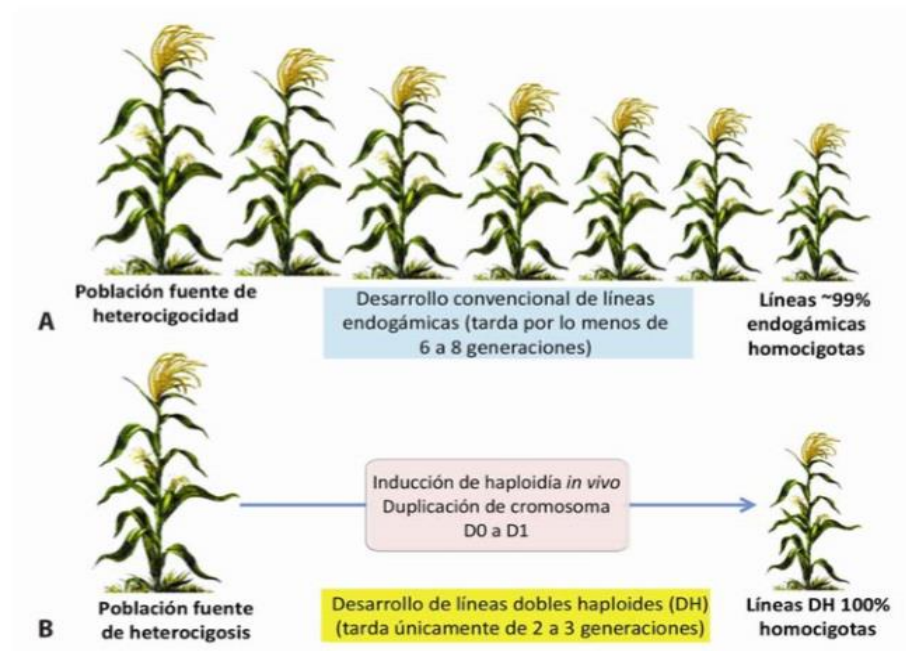
(Metwally et al., 1998) citados por (Pintos Lopez, Marn Calvarro , & Gomez Garay, 2014) mencionan que el método de embriogénesis gamética o embriogénesis del polen in vitro, se utiliza en plantas superiores. Los individuos haploides también pueden obtenerse mediante

el cultivo de anteras o de microsporas aisladas; en medios nutritivos donde se estimula la división celular de las microsporas y posteriormente la regeneración de una planta aprovechando la totipotencia de las células vegetales. La microspora cultivada in vitro, después de ser sometida a un proceso de estrés, abandona su programa de desarrollo gametofítico para multiplicarse y originar un embrión y posteriormente una planta haploide.

La duplicación cromosómica puede producirse de manera espontánea, o puede ser inducida mediante la aplicación de distintos agentes antimitóticos como colchicina, amiprofos metil, trifluralina, orizalina, pronamida entre otros (Pintos López, Martín Calvarro, & Gómez Garay, 2014)

K. Importancia de las plantas doble haploides en la mejora genética

Una de las principales ventajas de la tecnología de dobles haploide es la reducción en el tiempo de obtención de líneas endogámicas a comparación de la forma convencional en donde se llevan entre seis a ocho generaciones para conseguir una línea con el 99 % de homocigosis (CIMMYT, 2013). En la figura 19, se muestra la comparación entre la tecnología de dobles haploides y el convencional.



Fuente: (CIMMYT, 2013).

Figura 19. Comparación de la cantidad de generaciones que se requiere para obtener líneas puras o endogámicas.

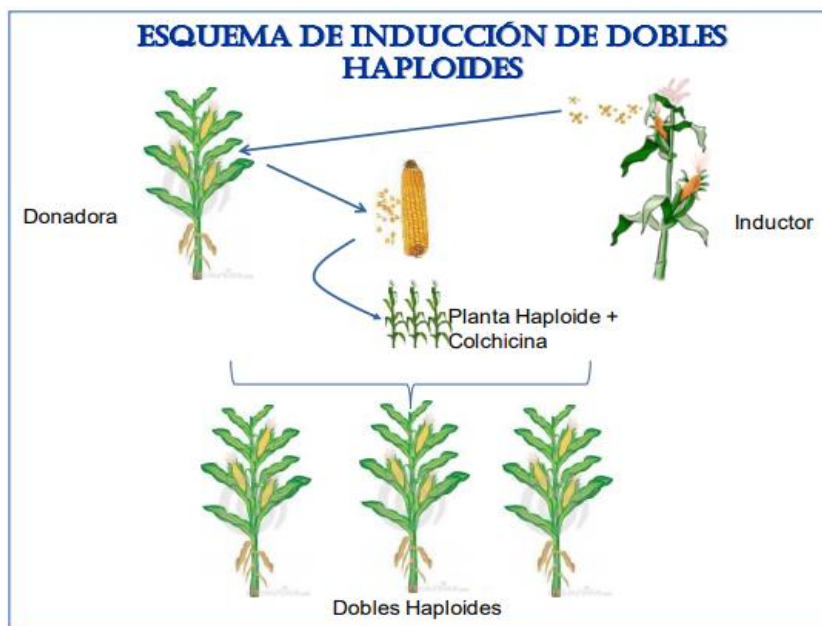
CIMMYT, (2013) menciona que la tecnología de dobles haploides se conoce a nivel mundial debido a su eficiencia para el fitomejoramiento y así ha sido adoptado por varios programas fitotécnicos comerciales de maíz de Europa, Norteamérica y más recientemente China, todos para la creación de líneas puras.

Entre algunas de las ventajas de hacer uso de la tecnología de dobles haploides, se puede mencionar que permite reducir el ciclo de mejoramiento para la obtención de líneas puras o completamente homocigotas en dos generaciones. Mayor eficiencia y precisión en la selección, principalmente cuando se combinan técnicas de marcadores moleculares y viveros sembrados todo el año. Acelera la creación de productos ya que permite conjuntar de manera piramidal los alelos favorables de caracteres poligénicos que influyen en la productividad y en la resistencia del maíz al estrés. Estos caracteres son difíciles de

combinar en germoplasma adaptado utilizando las practicas fitotecnicas actuales (CIMMYT, 2013).

En el proceso de inducción de líneas doble haploides el inductor de haploidía o el progenitor masculino produce los granos de polen, pero no participa en la recombinación genética ya que no fertiliza el óvulo de la planta femenina; aunque si fertiliza los núcleos polares y así forma el endospermo que será utilizado como fuente de energía del embrión. Se produce entonces un endospermo normal o $3n$ y un embrión haploide o n con un genoma homocigoto femenino; en el caso de que estas semillas se sembraran, las plantas resultantes serían estériles, debido a que no pueden formar gametos regulares, por lo que se hace necesario restaurar el juego de cromosomas completo diploide ($2n$), haciendo uso de sustancias que suprimen la primera división mitótica que inhiben la formación del huso acromático como la colchicina, que es el más utilizado; así también el amiprofos-metilo, ambos presentan una eficiencia del 70 % y en menor proporción la trifuralina y la orizalina (Arcos, 2014).

En la figura 20 se explica el proceso realizado para la obtención de plantas dobles haploides, desde la inducción de haploidía por medio de la planta masculina, hacia el germoplasma y la duplicación cromosómica por medio de colchicina.



Fuente: (Arcos, 2014).

Figura 20. Esquema de inducción de haploidía en cultivo de maíz.

Para el mecanismo de inducción de haploidía en vivo a pesar de que no se conoce aún el mecanismo de producción de plantas haploides, se considera que solo uno de los núcleos espermáticos funciona correctamente, por lo que existe una probabilidad del 50 % de que este núcleo fertilice al óvulo y 50 % de probabilidad que fertilice a los núcleos polares del saco embrionario, de esta manera se produce una semilla con embrión haploide (n solo genoma materno) y endospermo triploide ($3n$ con genoma del progenitor masculino y femenino). El genoma de los embriones haploides debe ser duplicado mediante el uso de colchicina para producir plantas doble haploides (DH) todas las semillas que se producen por cada planta DH son iguales y al ser cultivadas se producirá semillas DH1, que se pueden utilizar para la formación de híbridos y sintéticos comerciales (Arcos, 2014).

Como mencionan Geiger y Gordillo (2010), citados por Arcos (2014), se requiere de una planta donadora y otra planta denominada inductora que tiene la función de polinizar algunos granos de la mazorca con constitución haploide y otros serán diploides normales por ser estos granos el producto de una cruce donde el embrión de éstas fue fertilizado, es

decir que son semilla F1. Al seleccionar las semillas haploides se ponen a germinar en condiciones controladas y al cabo de cinco días aproximadamente se exponen a colchicina donde se realiza el doblamiento cromosómico.

Según Geiger (2009) citado por Arcos (2014), luego de obtener las plantas doble haploides se llevan a campo para realizar el incremento de la semilla doble haploide con un 100 % de homocigosis y de esta forma se asegura la disponibilidad de semilla para ser utilizada en programas de mejoramiento.

En el caso de que solamente una célula del huevo, pero no la célula central sea fertilizada, el grano tendrá su embrión pigmentado indicando que es diploide y el endospermo no pigmentado diploide. Una característica de vital importancia es la presencia de abortos temprano en la formación del grano, que es directamente proporcional a la inducción de haploidía en la mazorca. Los granos resultantes de la autofecundación o del cruzamiento con otros donadores sin color no muestran ninguna pigmentación, el marcador rojo de la corona no trabaja si el genoma del donador es homocigoto para R1 o para genes dominantes inhibidores de antocianina C1-I, fenómeno que se da en cultivares tropicalizados principalmente (Arcos, 2014).

La producción de embriones haploides por medio del proceso de embriogénesis del polen (embriogénesis gamética), es el método más empleado para obtener plantas homocigotas en una sola generación; la duplicación cromosómica ocurre en alguna etapa durante la embriogénesis de las microsporas, las plantas regeneradas a partir de estas microsporas son completamente homocigotas (doble-haploides), es decir, son individuos homocigotos fértiles (Arcos, 2014).

El conseguir la homocigosidad en una sola generación ayuda a reducir los números de ciclos de autopolinización o retro cruzamiento que serían necesarios en los sistemas convencionales de mejora para obtener líneas puras o isogénicas (Arcos, 2014).

El proceso de diploidización espontánea en los cultivos de anteras o de microsporas no es muy frecuente, sobre todo en especies forestales, por lo que para conseguir individuos doble-haploides es necesaria la aplicación de diferentes agentes diploidizantes o agentes antimitóticos, tales como la orizalina, la colchicina y el amiprofos-metil (Arcos, 2014).

L. Plantas doble haploides

Como se ha mencionado anteriormente las plantas dobles haploide no presentan caracteres segregantes y presentan las características de la madre las cuales han sido seleccionadas rigurosamente por fitomejoradores. Generalmente en la etapa del incremento de dobles haploides existe poco granamiento de las mazorcas, o problemas de esterilidad, poca sincronización, hermafroditismo entre otros; esto se da principalmente por un doblaje cromosómico no exitoso o no sincronizado, ya que al momento de la aplicación de la colchicina las células deben de estar en la anafase para que se pueda realizar la diploidización o duplicación del número de cromosomas para que la planta pueda reproducirse.

La colchicina provoca una disrupción en los microtúbulos y excita la separación de los cromosomas en la anafase; forma una pared celular y evita el arresto mitótico permitiendo la duplicación cromosómica en la misma célula. Por medio de un proceso en frío la temperatura reduce el metabolismo del embrión y luego se reactivan en un medio de cultivo y se vuelve a activar la división celular, permitiendo de esta manera la sincronización de las fases. Aunque la mayoría de las veces solamente se logra la duplicación de la información genética de una a tres células y en el caso de que se quiera aumentar la dosis de colchicina puede provocar mortandad en los embriones o atrofias en estos mismos, por lo tanto es necesario mantener un balance entre la sobrevivencia de los embriones y la sincronización del doblaje cromosómico (Ramirez, 2018).

M. Vigorosidad de la planta

El vigor inicial de plántula es característica común en los maíces mejorados y es considerado un componente esencial del desarrollo de los cultivos en la mayoría de las condiciones ambientales. Características simples como el porcentaje de germinación y la longitud de la parte aérea han sido identificadas como aceptables indicadores de vigor de plántula e incluso se ha llegado a concluir que la actividad fotosintética intensa y el rápido desarrollo de las hojas son los dos caracteres más importantes para un crecimiento temprano vigoroso (Ramírez Mandujano, González Cortés, & Gómez Villa, 2016).

N. Bioestimulantes

Los bioestimulantes independientemente de su contenido nutricional que es muy diverso (sustancias, compuestos y/o microorganismos) los cuales aplicados a la planta directamente o al sustrato permite una mejora en el desarrollo del cultivo, vigor, rendimiento y calidad de la planta, por medio de la estimulación de procesos naturales que benefician el crecimiento y las respuestas al estrés biótico (Palazón, 2012).

Gallardo (1998) citado por Escobar (2015) hacen referencia a los bioestimulantes como aquellos productos que poseen la capacidad de incrementar el desarrollo, producción y el crecimiento de las plantas. También se definen como fertilizantes líquidos que ejercen funciones fisiológicas al aplicarlos a los cultivos, así como también son moléculas biológicas que actúan potenciando determinadas funciones metabólicas y/o fisiológicas de las plantas.

Lima (2000) citado por Escobar (2015) indica que se utilizan principalmente para el incremento en la calidad de los vegetales activando el desarrollo de distintos órganos y reduciendo los daños provocados por estrés, enfermedades, frío, calor, entre otros.

Jorquera y Yuri (2006) citado por Escobar (2015) mencionan que un bioestimulante es una molécula que presenta una amplia estructura, pueden estar compuestos por hormonas o

extractos vegetales metabólicamente activos como los aminoácidos y los ácidos orgánicos. Se utilizan principalmente para el incremento en el crecimiento y el rendimiento de las plantas. Le permite también a la planta enfrentarse de mejor manera a períodos marcados por el estrés. Promueven el crecimiento y desarrollo de las plantas, mejora el metabolismo y les permite una mejor resistencia ante condiciones adversas. Se han venido utilizando con mayor regularidad en los últimos años en la agricultura convencional.

Los bioestimulantes agrícolas actúan por medio de diferentes mecanismos a la de los fertilizantes, independientemente de la presencia de nutrientes en los productos y también difieren de los productos fitosanitarios, ya que actúan únicamente sobre el vigor de la planta y no tienen las acciones directas contra las plagas o enfermedades. Se puede decir que los bioestimulantes agrícolas son complementarios a la nutrición y protección de los cultivos (Asociación Española de Fabricantes de Agronutrientes, España (AEFA), 2017).

O. Modo de acción de los bioestimulantes

El modo de acción de los bioestimulante se basa en la estimulación de procesos naturales que benefician el crecimiento y las respuestas a estrés biótico y/o abiótico. Permiten una mejora en el desarrollo del cultivo, mayor vigorosidad, incremento en el rendimiento productivo, mejora en la calidad, resistencia a enfermedades y estrés abiótico (Palazón, 2012).

Según Núñez (1998) citado por Escobar (2015) los bioestimulantes activan el metabolismo de las plantas sin alterar sus respectivos procesos. Los bioestimulantes permiten aumentar el nivel de prolina en el interior de la planta, proporcionándole mayor defensa frente a los estados de estrés, que puede ser hídrico, térmico, por alguna enfermedad, plagas entre otros, y le proporciona a la planta grupos tiónicos (-SH).

La expresión externa de esta potenciación se traduce en un efecto beneficioso sobre la producción con incrementos en la cosecha, así como una mejor calidad de los frutos y de

otros aspectos relacionados como la coloración, uniformidad y aumento en el tamaño, menor pérdida de peso en la postcosecha entre otros. Así también en la vegetación ya que proporciona un mejor desarrollo vegetativo y un mayor vigor en los brotes como un aumento en la masa radicular (Rodríguez Neave, 2015).

P. Absorción de los bioestimulantes

Los bioestimulantes se caracterizan por ser directamente asimilables por las plantas. La asimilación no depende de la función clorofílica. Pasan a través de la epidermis al haz vascular y entran a formar parte de las células en lugares de activo crecimiento, haciendo uso de una cantidad mínima de energía (Saborío, 2002).

Q. Modo de aplicación de los bioestimulantes

Generalmente los bioestimulantes se aplican de forma foliar o por vía radicular. Se utilizan en pulverizaciones foliares o a través de los sistemas de riego para activar o estimular el desarrollo vegetativo, floración, cuajado o desarrollo de frutos (Saborío, 2002).

R. Momento de aplicación de los bioestimulantes

Los bioestimulantes ayudan a la planta en períodos de estrés o cuando se encuentra debilitada por alguna condición extrema como heladas, ataque de plagas y enfermedades, trasplantes, intoxicaciones entre otros (Saborío, 2002).

S. Tipos de bioestimulantes

Como menciona García (2017), existen distintos tipos de bioestimulantes que se utilizan en las plantas, entre los que se pueden mencionar los ácidos fúlvicos y húmicos; estos se

clasifican como sustancias húmicas que son constituyentes naturales de la materia orgánica de los suelos. Resultan de la descomposición de las plantas, animales y microorganismos, así como de la actividad metabólica de los microorganismos del suelo.

Los aminoácidos y mezclas de péptidos poseen aminoácidos en diferentes composiciones, libres en cadenas cortas (1-10 aminoácidos) oligopéptidos o en cadenas largas (mayor de 10 aminoácidos) polipéptidos (Saborío, 2002).

Estos se obtienen a partir de hidrólisis química o enzimática de las proteínas procedentes de algunos productos agroindustriales, tanto de residuos de cultivos, como residuos de animales, pueden ser sustancias puras y mezclas. Los bioestimulantes en base de extractos de algas y plantas que se utilizan las algas como fuente de materia orgánica y su efecto bioestimulante ha sido recientemente descubierto, por lo que se ha venido utilizando comercialmente de extractos de algas o compuestos purificados como laminarina, alginato y carragenanos. Favorecen el desarrollo radicular, estimulan el desarrollo y crecimiento de la planta y actúan como precursores de auxinas y citoquininas (García-Seco, 2017).

Otros tipos de bioestimulantes que también se suelen utilizar están en base a compuestos inorgánicos, algunos hongos y bacterias beneficiosas (García-Seco, 2017).

T. Función de los aminoácidos en las plantas

Las plantas sintetizan los aminoácidos por medio de reacciones enzimáticas por medio de procesos de aminación y transaminación. El primero de ellos es producido por sales de amonio absorbidas del suelo y ácidos orgánicos producto de la fotosíntesis. La transaminación permite, además, producir nuevos aminoácidos a partir de otros preexistentes (Tradecorp, México, 2017).

Los aminoácidos son los constituyentes principales de las proteínas, que son biomoléculas indispensables en los seres vivos. Existen 20 aminoácidos distintos y tienen una parte en

común que lo caracteriza, un grupo amino y un grupo ácido. Estos forman cadenas al agruparse dos o más aminoácidos y forman péptidos, los cuales se unen y forman proteínas. La formación de proteínas está relacionada con la asimilación de nitrógeno, cuando las plantas se fertilizan con sales nitrogenadas, se asimilan para luego utilizarse en la formación de aminoácidos y se comienza la síntesis de proteínas. Para que se sintetizen las proteínas las plantas necesitan de todos los aminoácidos ya que la falta de algún aminoácido no se puede realizar la síntesis (Tradecorp, México, 2017).

Los aminoácidos además de participar en la síntesis de proteínas, también lo hacen en la síntesis de hormonas y en las reacciones enzimáticas; por lo que su participación en el desarrollo de la planta es indispensable. También están involucrados en la producción de enzimas antioxidantes y desintoxicantes para reducir el daño provocado por las especies de oxígeno reactivas que se producen bajo situaciones de estrés (Tradecorp, México, 2017).

Los aminoácidos son utilizados en etapas críticas del desarrollo de los cultivos, así como en situaciones de estrés abiótico. El beneficio de su aplicación permite un ahorro de energía en la producción, que se refleja en la vigorosidad de la planta y una mejora en la tolerancia ante situaciones de estrés, reduce el daño en el rendimiento y en la calidad del cultivo causado por las situaciones de estrés (Tradecorp, México, 2017).

La aplicación de aminoácidos libres acelera la respuesta tolerante de los cultivos al estrés abiótico, reduciendo las pérdidas en el rendimiento que el estrés provoca a las plantas. La respuesta por parte de las plantas a la aplicación de aminoácidos tiene efectos visibles rápidos, cultivos más vigorosos, con una respuesta mejorada ante condiciones climáticas adversas (Tradecorp, México, 2017).

Según (Tradecorp, México, 2017) algunas funciones de los aminoácidos libres, es que permiten la síntesis de proteínas. La glicina permite la síntesis de ADN, el triptófano es precursor de auxinas y fitoalexinas, el ácido glutámico permite la síntesis de clorofila, la metionina es un precursor de etileno y poliaminas, la prolina permite el metabolismo del estrés y floración.

Aumentan la permeabilidad celular, la absorción y traslación de los iones nutrientes; así como también aceleran la recuperación de plantas sometidas a condiciones adversas, como trasplantes, transportes, podas, heladas, viento, efectos tóxicos de tratamientos fitosanitarios. Son rápidamente asimilables tanto foliar como radicular y de acción inmediata (Tradecorp, México, 2017).

U. Función de los macronutrientes y micronutrientes en las plantas

Los seis nutrientes esenciales absorbidos en primera instancia del suelo son comúnmente conocidos como macronutrientes, siendo ellos; nitrógeno, fósforo, potasio, azufre, calcio y magnesio. Estos se encuentran en los tejidos de las plantas en cantidades más pequeñas que el carbono, hidrógeno y oxígeno. Se encuentran también en cantidades más altas del grupo de los micronutrientes, en donde se encuentra el hierro, manganeso, zinc, cobre, molibdeno, cobre, boro y cloro (Beard, Di Bella, & Busso, 2015).

Las funciones del nitrógeno y del fósforo en el metabolismo de las plantas son los más diversos de los asociados a los macronutrientes (Beard, Di Bella, & Busso, 2015).

El nitrógeno forma parte de estructuras orgánicas tales como los ácidos nucleicos, los cuales son importantes en la transferencia hereditaria de las características de las plantas, los aminoácidos y proteínas que componen gran parte del protoplasma o la porción viviente de células individuales y por último las enzimas vitaminas que son importantes en las reacciones metabólicas dentro de la planta (Beard, Di Bella, & Busso, 2015).

Los cinco nutrientes que afectan de manera considerable a la planta entera y se pueden observar fácilmente son el nitrógeno, potasio, fósforo, azufre y el hierro (Beard, Di Bella, & Busso, 2015).

El nitrógeno tiene el más diverso rango de funciones en términos de afectar a la planta entera. En medida que se va incrementando los nutrientes la respuesta se hace más

positiva, a excepción del nitrógeno. A niveles altos, el nitrógeno produce efectos positivos en términos de crecimiento de brotes, densidad y coloración; pero puede producir efectos adversos en cuanto al crecimiento de raíces, reservas de hidratos de carbono, potencial de recuperación, resistencia al frío y al calor, resistencia a la sequía, tolerancia al desgaste y susceptibilidad a enfermedades (Beard, Di Bella, & Busso, 2015).

En el caso de algunos nutrientes, especialmente los micronutrientes, los altos niveles pueden provocar fitotoxicidad; por lo que es de gran importancia evitar el uso indiscriminado de micronutrientes sin antes asegurarse de que en realidad se necesita en la planta (Beard, Di Bella, & Busso, 2015).

En el cuadro 5 se presentan los niveles adecuados de macronutrientes y micronutrientes requeridos por las plantas.

Cuadro 5. Niveles adecuados de macronutrientes y micronutrientes requeridos por las plantas.

Elemento	Contenido mineral Mg kg-1 PS	Número de átomos relativo al Mo
Micronutriente		
Níquel	0.05	1
Molibdeno	0.1	1
Cobre	6	100
Zinc	20	300
Manganeso	50	1000
Hierro	100	2000
Boro	20	2000
Cloro	100	3000
Macronutriente		
Azufre	1000	30000
Fósforo	2000	60000
Magnesio	2000	80000
Calcio	5000	125000
Potasio	10000	250000

Continuación cuadro 5.

Nitrógeno	15000	1000000
Oxígeno	450000	30000000
Carbono	150000	40000000
Hidrógeno	60000	60000000

Fuente: elaboración propia con base en Epstein y Bloom, 2004 citado por (Kyrkby & Romheld , 2007).

Referencia: *PS=Peso seco

a. Funciones de los macronutrientes

i. Nitrógeno

La planta lo puede obtener por absorción radicular de nitratos y amonios; así también por medio de simbiosis por bacterias fijadoras de N₂ atmosférico. La deficiencia se manifiesta en clorosis en las hojas y necrosis prematura y el exceso provoca un aumento en el follaje y poco desarrollo en la raíz (agroEstrategias, s.f. ; Kyrkby & Romheld , 2007).

ii. Fósforo

Se toma del suelo como ion fosfato y cumple con las funciones de transformación de energía en forma de adenosín trifosfato (ATP), constituyente del material genético en el núcleo celular, transformaciones de los hidratos de carbono. La mayoría de los macronutrientes son constituyentes claves de los compuestos orgánicos dentro de la planta, con excepción del potasio. Este último nunca se encuentra formando parte de compuestos orgánicos dentro del tejido de la planta ya que al ser un nutriente muy móvil se traslada desde los tejidos viejos hacia los tejidos jóvenes de la planta. La deficiencia provoca enanismo y retraso en la madurez y el exceso provoca un gran desarrollo radicular (Kyrkby & Romheld , 2007; Rodriguez & Flores, s.f.).

iii. Potasio

Se toma en forma catiónica, es activador de más de 50 sistemas enzimáticos en los que interviene en el cambio conformacional de la apoenzima. La deficiencia de este nutriente se manifiesta en debilidad en el tallo, mayor sensibilidad al ataque de patógenos, retraso en el crecimiento por pérdida de turgencia. El exceso puede provocar la interferencia en la absorción y disponibilidad de otros cationes como el Ca^{2+} y el Mg^{2+} (Kyrkby & Romheld , 2007; Rodriguez & Flores, s.f.).

iv. Azufre

Se absorbe en la raíz en forma de anión sulfato, aunque las estomas pueden absorber el contaminante dióxido de azufre que reacciona con el agua para formar bisulfito que desplaza al Mg de la clorofila inutilizándola. Forma parte de proteínas y vitaminas así también es componente de los sulfolípidos, los cuales son constituyentes de la membrana y ayudan a regular el transporte de bienes. Las deficiencias de azufre en la planta provocan una reducción en la masa seca de la raíz, así también inhibe la síntesis de proteínas (Kyrkby & Romheld , 2007; Rodriguez & Flores, s.f.).

v. Calcio

Interviene en la estabilidad de la membrana plasmática y la integridad de la célula, ya que es componente de la lámina media de la pared celular en forma de pectatos de calcio, lo que le permite la resistencia al ataque de hongos. Es un elemento importante en el crecimiento del tubo polínico, la deficiencia puede provocar poco desarrollo de la planta ya que los tejidos meristemáticos de la parte aérea y de la raíz se afectan por división celular incompleta, como consecuencia las hojas y las raíces nuevas se desarrollan con deformaciones (Kyrkby & Romheld , 2007; Rodriguez & Flores, s.f.).

Es importante destacar que el calcio en la planta se moviliza por el xilema, por lo tanto, su deficiencia puede ser inducida por condiciones climáticas que no favorecen la corriente transpiratoria en la planta, lo cual está relacionado con los mecanismos de absorción de este nutriente que se realiza por intercepción radical y flujo de masas. Puede provocar también mayor absorción del magnesio, ya que existe antagonismo entre estos dos nutrientes y por ende puede provocar fitotoxicidad. En casos contrarios altos contenidos de calcio regulan la absorción del potasio evitando el consumo de lujo de este elemento (Kyrkby & Romheld , 2007; Rodriguez & Flores, s.f.).

vi. Magnesio

Es absorbido por las plantas como un catión divalente (Mg^{2+}), puede ser afectada por relaciones altas de Ca/Mg, en cuyo caso las plantas absorben menos magnesio. La deficiencia de este nutriente puede acentuarse con dosis altas de potasio. Sus funciones dentro de la planta corresponden principalmente a las siguientes: átomo central de la molécula de la clorofila, interviene en la síntesis de proteínas, en el metabolismo del fosforo, en la respiración y en la activación de varios sistemas enzimáticos en las plantas. La deficiencia del magnesio se caracteriza por una clorosis de las hojas bajas, en el caso de que la clorosis continúe se puede extender a toda la planta (Kyrkby & Romheld , 2007; Rodriguez & Flores, s.f.).

b. Funciones de los micronutrientes

Los micronutrientes son usualmente necesarios en concentraciones menores a 2 ppm. Si bien las cantidades de micronutrientes requeridas para el crecimiento y desarrollo de las plantas son pequeñas, son tan importantes como las cantidades de macronutrientes en términos del conjunto de los requerimientos nutricionales de las plantas (Kyrkby & Romheld , 2007).

Cada nutriente posee un requerimiento específico y funciones fisiológicas en la planta. En dado caso de que algún nutriente se encuentra por debajo del mínimo requerimiento, se

presenta una deficiencia que causa efectos adversos en el crecimiento y desarrollo de la planta. Con excepción del hierro, las deficiencias en micronutrientes no se encuentran tan frecuentemente porque en general estos nutrientes se encuentran en el suelo en las cantidades necesarias para los procesos fisiológicos de las plantas. Los elementos menores como el cobre, zinc, hierro y manganeso se aplican en forma de quelatos, mientras que el boro y el molibdeno se aportan en forma de sales (Rodríguez & Flores, Nociones básicas del fertirriego, s.f.).

Entre las principales funciones de los micronutrientes en las plantas se pueden mencionar las siguientes.

i. Hierro

Es constituyente de enzimas (metal proteínas), involucrado en el transporte de electrones en la fotosíntesis. Está asociado con el desarrollo de los cloroplastos, la síntesis de ferredoxina y la de clorofila. La ferredoxina actúa en varios procesos metabólicos como la fotosíntesis y la reducción del nitrógeno. La deficiencia de este nutriente puede tener varias causas como un desbalance con otros elementos, el exceso de fósforo y los altos niveles de bicarbonato en pH básico porque el hierro forma compuestos insolubles no disponibles para las plantas y en suelos ácidos, el aluminio soluble es más abundante y restringe la absorción del hierro. Esta deficiencia se caracteriza porque las plantas desarrollan una clorosis intervenal pronunciada, ya que este elemento es poco móvil dentro de la planta, los síntomas aparecen en las hojas jóvenes en la parte superior de la misma (Kyrkby & Romheld , 2007).

ii. Manganeso

Constituyente de enzimas (metal proteínas), activación de enzimas, involucrado en el transporte de electrones en la fotosíntesis, involucrado en la tolerancia al estrés, involucrado en el crecimiento reproductivo (inducción a la floración, polinización y establecimiento del fruto). Es importante en el proceso fotosintético, ya que al igual que el cloro participa en la

fotólisis del agua. La presencia de este elemento en el fotosistema II favorece la fotofosforilación, la reducción del CO_2 y la reducción del nitrito y del sulfato. Su deficiencia podría provocar una fuerte reducción de la tasa fotosintética. La deficiencia se manifiesta en las hojas jóvenes, en monocotiledóneas las deficiencias aparecen en forma de puntos de color gris verdoso y en dicotiledóneas por medio de puntos amarillos en las hojas jóvenes (Kyrkby & Romheld , 2007; Rodriguez & Flores, s.f.).

iii. Cobre

Constituyente de enzimas (metal proteínas), involucrado en el transporte de electrones en la fotosíntesis, involucrado en el crecimiento reproductivo. Se suministra en forma de quelatos en la solución fertilizante, forma parte de numerosas enzimas. Su deficiencia se manifiesta en la disminución en la actividad de las enzimas que se encuentra correlacionada con la acumulación de fenoles y el decrecimiento de formación de sustancias melanóticas. En las plantas con deficiencia de cobre se puede presentar marchitez en las hojas jóvenes, que dificulta el transporte del agua, debido a una insuficiente lignificación en las células del xilema. Es importante en la fotosíntesis, por lo que la deficiencia repercute en bajas tasas fotosintéticas y por lo tanto bajos niveles de carbohidratos (Kyrkby & Romheld , 2007; Rodriguez & Flores, s.f.).

iv. Níquel

Forma parte de la enzima ureasa que disocia la urea en CO_2 y NH_4^+ . En plantas que presentan deficiencia de níquel, la concentración de urea aumenta en las hojas hasta niveles tóxicos. Este elemento juega un papel importante en el metabolismo de la urea y de los ureidos, en la absorción del hierro, en la viabilidad de las semillas, en la fijación del nitrógeno y en el desarrollo reproductivo (Kyrkby & Romheld , 2007; Rodriguez & Flores, s.f.).

v. Zinc

Activación de enzimas, involucrado en la tolerancia al estrés, involucrado en el crecimiento reproductivo, constituyente de paredes celulares y membrana. Es un elemento transportado vía xilema y relativamente poco móvil en el interior de la planta. Es constituyente de la enzima anhidrasa carbónica, que cataliza la formación de ácido carbónico a partir de CO₂ y agua. Esta enzima se encuentra localizada tanto en los cloroplastos como en el citoplasma. Su deficiencia se presenta a inicio en las hojas jóvenes, que presenta un amarillamiento progresivo y disminución del tamaño de la hoja. La disponibilidad aumenta con la disminución del pH y la presencia de sulfato, mientras que su disponibilidad disminuye a pH básico (Kyrkby & Romheld , 2007; Rodriguez & Flores, s.f.).

vi. Boro

Involucrado en el crecimiento reproductivo, constituyente de paredes celulares y membrana. La deficiencia de boro induce la acumulación de fenoles que al ser activados por la luz producen radicales súper óxidos que pueden dañar las membranas. Es esencial para la germinación de los granos de polen y el crecimiento del tubo polínico. La deficiencia se puede observar en las yemas más jóvenes, las cuales se decoloran y puede morir. Esto promueve la proliferación de brotes con entrenudos cortos, dando la apariencia de una roseta. Puede ocurrir también clorosis intervenal en las hojas maduras (Kyrkby & Romheld , 2007; Rodriguez & Flores, s.f.).

vii. Cloro

El cloro participa en el transporte de electrones en la fotosíntesis. Es fácilmente tomado por las plantas en su forma de ion inorgánico y es altamente móvil dentro de la planta. Está relacionado con la división celular, su ausencia se manifiesta con una reducción del área foliar y por lo tanto en la masa seca de la planta, resultado de la disminución en las tasas de división y extensión celular. El exceso de cloruros puede causar problemas, provocando

agrietamientos del tallo causando alta incidencia de enfermedades (Kyrkby & Romheld , 2007; Rodriguez & Flores, s.f.).

viii. Molibdeno

La importancia de este elemento radica en que es un constituyente esencial de las enzimas que tiene que ver con la fijación biológica de nitrógeno y con la reducción de nitrato a amonio, estas enzimas son la nitrogenasa y el nitrato reductasa respectivamente. Las deficiencias de este elemento están correlacionadas con el metabolismo del nitrógeno. Se puede presentar deficiencia en suelos ácidos, con presencia de óxidos de hierro y aluminio, los cuales adsorben el molibdeno. Su disponibilidad aumenta por factores tales como el incremento del pH y la presencia de fósforo (Kyrkby & Romheld , 2007; Intagri, 2017).

V. Bioestimulantes a base de algas marinas

El uso de algas marinas como fuente de materia orgánica y como bioestimulante es reciente. Los extractos de algas poseen polisacáridos, alginatos o caragenatos, macronutrientes y micronutrientes, esteroides, compuestos nitrogenados como la betaína y hormonas (Martínez Alcantara & Quiñones, 2017).

Las algas actúan sobre el suelo contribuyendo a la capacidad de retención de agua y la aireación. Esto permite facilitar el intercambio iónico o fijando metales pesados. Promueven el desarrollo de la microflora bacteriana del suelo. El impacto en la germinación de semillas o la mejora del desarrollo vegetativo está asociado a su efecto estimulante en la producción de hormonas en las plantas (Martínez Alcantara & Quiñones, 2017).

Los extractos de *Ascophyllum nodosum* son utilizados como bioestimulantes, pues incentivan a la planta a producir sus propias hormonas. Contribuyen en la absorción y translocación de nutrientes presentes en el suelo. Lo anterior trae beneficios como el aumento del crecimiento de la planta, rápida germinación de las semillas, retraso de la

senescencia, incremento en la resistencia a enfermedades fúngicas y bacterianas, adaptación a condiciones de estrés, entre otros. Los ingredientes activos que contiene el extracto de *A. nodosum* y que permiten entender su comportamiento y efecto en la planta son: betaínas, manitol, ácido algínico, polifenoles, fucanos y laminarina (Intagri, México, 2017).

Los extractos de algas marinas son ricos en citoquininas y auxinas, fitorreguladores involucrados en el crecimiento y en la movilización de nutrientes en los órganos vegetativos. Otros beneficios que proporcionan las algas marinas corresponden al mejoramiento en el desarrollo de las raíces, así como la acumulación de la materia seca en la parte aérea (Intagri, México, 2017).

Trabajos realizados por Yves Lizzi et al., (1998) han demostrado que la aplicación foliar de extractos de algas *Ascophyllum nodosum* reducen significativamente la infección por mildiu en hojas infectadas por *Phytophthora capsici* y *Plasmopara viticola*. Los mismos autores han demostrado el aumento de peroxidasas y la concentración de fitoalexinas, ambos marcadores de la resistencia, en las hojas de pimiento.

Más recientemente, un trabajo publicado por Zhang y Ervin, (2004) demostraron por primera vez la presencia de citoquininas en los extractos de algas y que su aplicación induce a un aumento de la concentración endógenas del nivel de citoquininas, lo que posiblemente es la base de la mejora contra sequía de la hierba estudiada 'Bentgrass' (Medjdoub, 2015).

Según (Alvarado de León, 2015) la aplicación de bioestimulantes con base de algas marinas presentó algunas tendencias en la altura de plantas de caña de azúcar, así como también en el diámetro de tallo, probablemente la aplicación de bioestimulante permitió hacer eficiente los nutrientes aplicados a través del fertilizante químico.

2.2.2. MARCO REFERENCIAL

A. Descripción de los productos comerciales que se utilizaron en la investigación

En la investigación se utilizaron cuatro productos comerciales que contienen aminoácidos, macronutrientes y micronutrientes y dos productos comerciales que contienen macronutrientes, micronutrientes y algas marinas. El contenido de los productos comerciales se presenta en el cuadro 6.

Cuadro 6. Componentes de los productos comerciales que se utilizaron en la investigación.

Contenido	Producto comercial					
	Fitomare®	Razormin®	Raykat®	Aminocat®	Seamax ®	Hormovit ®
Aminoácidos	2 % p/p	7 % p/p	4 % p/p	10 % p/p		
Nitrógeno total	5.5 %p/p	4 % p/p	6 %p/p	3 % p/p	3.8 % p/v	5.50 %
Fósforo	3 % p/p	4 % p/p	4 % p/p	1 % p/p	1.80 %	4.00 %
Potasio	3.5 % p/p	3 % p/p	3 % p/p	1 % p/p	3.00 %	1.00 %
Boro	0.35 % p/p	0.1 % p/p	0.03 % p/p		0.0136 %	
Cobre		0.02 % p/p	0.01 % p/p		0.0036 %	
Hierro		0.4 % p/p	0.1 % p/p		1.00 %	
Manganeso		0.1 % p/p	0.07 % p/p		2.40 %	
Molibdeno	0.2 %p/p	0.01 % p/p	0.01 % p/p			
Zinc		0.85 % p/p	0.02 %p/p	11 ppm	0.01 %	
Otros	Extracto de algas 15 % p/p	Polisacáridos 3 %, Materia orgánica 25 %	Extracto de algas 5 % p/p, citoquininas 0.05 % p/p	Materia orgánica 18 % p/p	Extracto de algas 20 %	Auxinas 0.25 %

Fuente: (Atlántica Agrícola, España, 2019).

B. Germoplasmas evaluados

Se evaluaron cuatro germoplasmas con distinta maduración y región de origen, los cuales fueron entregados por el departamento de investigación. En el cuadro 7 se describe el

código de identificación, región de origen y tipo de maduración de los germoplasmas evaluados.

Cuadro 7 . Maduración y región de origen de los germoplasmas utilizados en la evaluación de bioestimulantes.

Código de identificación	Tipo de maduración	Región
18WW900163	Precoz	Europa
18WW900185	Tropical	Brasil
18WW900190	Precoz	Europa
18WW900184	Precoz	Europa

Fuente: elaboración propia con base en información del Centro de Investigación de cultivos, 2018.

2.3. OBJETIVOS

2.3.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de seis productos bioestimulantes en la sobrevivencia, crecimiento y contenido de clorofila de plantas doble haploides de maíz (*Zea mays* L.) en etapa de aclimatación y endurecimiento, en el Centro de Investigación de Cultivos, finca Esquejes S.A, Jalapa, Guatemala, C.A.

2.3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Evaluar el efecto de seis productos bioestimulantes en la sobrevivencia de plantas doble haploides.
2. Evaluar el efecto de seis productos bioestimulantes en el número de plantas en condiciones de ser trasplantadas a campo definitivo.
3. Conocer el efecto de seis productos bioestimulantes en el crecimiento de plantas doble haploides de maíz.
4. Evaluar el efecto de seis productos bioestimulantes en el contenido de clorofila de plantas doble haploides.

2.4. METODOLOGIA

2.4.1. Tratamientos

A. Factor A

El factor A lo constituyeron seis productos comerciales que presentan en su composición aminoácidos, macronutrientes, micronutrientes y algas marinas. La descripción de estos productos se muestra en la página 73, cuadro 6.

Las frecuencias de aplicación fueron; a los 7 días y a los 14 días. En el cuadro 8 se muestran los productos comerciales, la frecuencia de aplicación, la forma de aplicación y la concentración para cada producto comercial.

Cuadro 8. Tratamientos evaluados, frecuencia, forma de aplicación y concentración utilizada.

Producto comercial	Frecuencia de aplicación	Forma de aplicación	Concentración (% v/v)
Testigo	-----	-----	-----
Fitomare®	7ddt y 14 ddt	Foliar	0.15 %
Razormin®	7ddt y 14 ddt	Foliar	0.3 %
Raykat®	7ddt y 14 ddt	Foliar	0.1 %
Aminocat®	7ddt y 14 ddt	Foliar	0.1 %
Seamax ®	7ddt y 14 ddt	Foliar	0.2 %
Hormovit®	7ddt y 14 ddt	Drench	0.5 %

Fuente: elaboración propia, 2018.

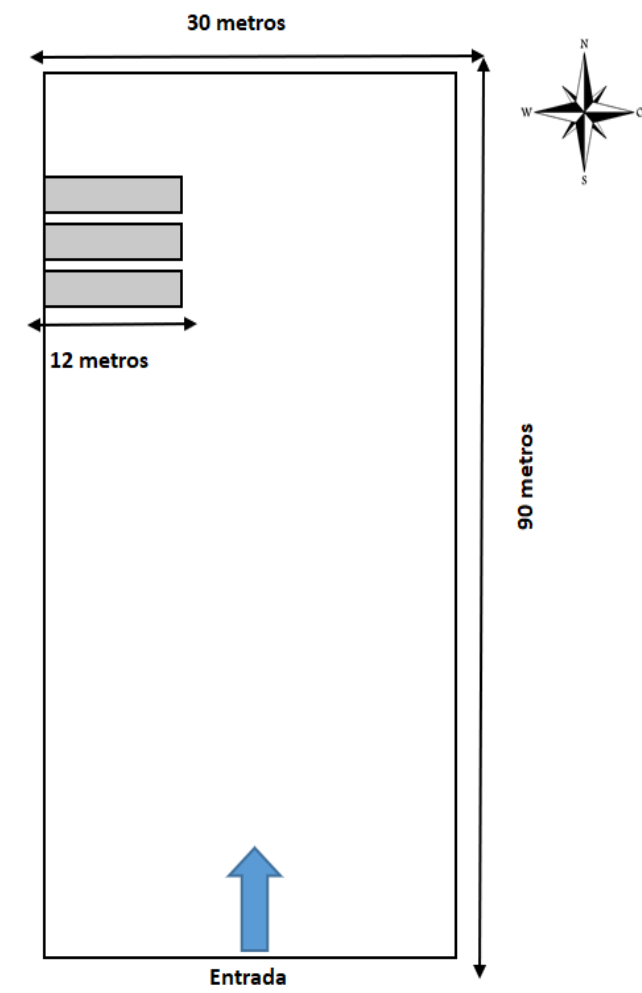
B. Factor B

El factor B correspondió a cuatro germoplasmas, proporcionados por el departamento de investigación de Syngenta S.A. La descripción de estos germoplasmas se muestra en la página 74, cuadro 7.

2.4.2. Área experimental

El Experimento se estableció en el invernadero A-11 ubicado en la Finca Esquejes S.A, Jalapa Guatemala; el cual está construido de madera y malla negra, las dimensiones que posee este invernadero son: 90 m de longitud y 30 m de ancho. El experimento se estableció en bandejas de plástico de 144 celdas, cada bandeja posee una dimensión de 39.5 cm x 39.5 cm y las celdas en la bandeja tienen una dimensión de 3 cm de ancho, 3 cm de longitud y 4 cm de profundidad. Las bancas en donde se ubicó el experimento poseen 12 m de longitud y 1 m de ancho. Se establecieron 14 bandejas por cada banca, que corresponde a cada bloque, siendo un total de 42 bandejas distribuidas en tres bancas.

En la figura 21 se presenta la ubicación del experimento en el invernadero.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 21. Ubicación del área experimental en el invernadero.

2.4.3. Diseño experimental

El diseño experimental que se utilizó para la investigación fue un arreglo en parcelas divididas con un diseño en bloques completos al azar, con un total de 28 tratamientos y 84 unidades experimentales. La parcela grande corresponde a cada tratamiento de bioestimulante y la parcela pequeña a cada población evaluada.

2.4.4. Modelo estadístico

El modelo estadístico utilizado para el arreglo en parcelas divididas es el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \rho_k + d_{ik} + B_j + (\alpha B)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} : Valor del i-ésimo nivel del factor A, j-ésimo nivel del factor B, y k-ésimo bloque (repetición).

μ : media general.

α_i : efecto del i-ésimo nivel del factor A (bioestimulante).

ρ_k : Efecto del k-ésimo bloque.

d_{ik} : Error aleatorio de la parcela completa (Error 1).

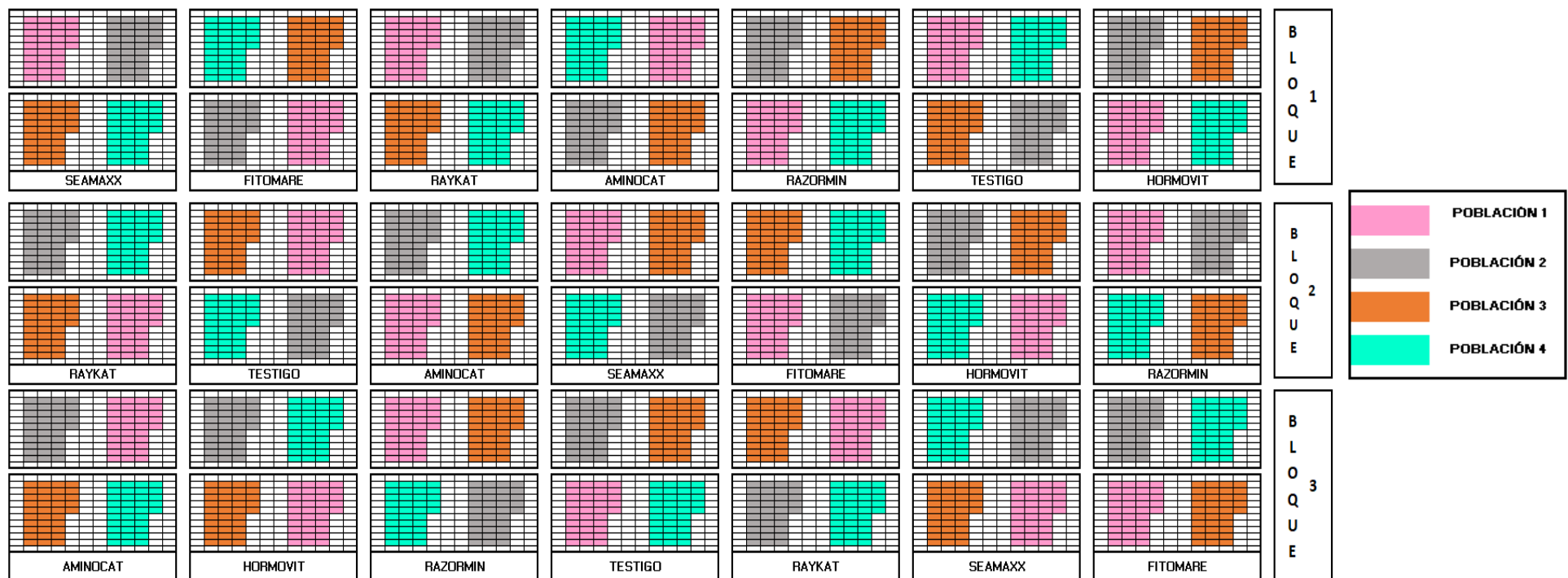
B_j : Efecto del j-ésimo nivel del factor B (Población).

$(\alpha B)_{ij}$: Efecto de la interacción entre ambos factores (Bioestimulante*Población).

ε_{ijk} : Error aleatorio de la subparcela (Error 2).

2.4.5. Aleatorización de los tratamientos

Los tratamientos fueron aleatorizados al azar, se procedió a ubicar los germoplasmas en cada bandeja como parcela pequeña, y los tratamientos bioestimulantes en la parcela grande que se encuentra conformada por cuatro distintas poblaciones. En la figura 22 se muestra la aleatorización completa de la evaluación

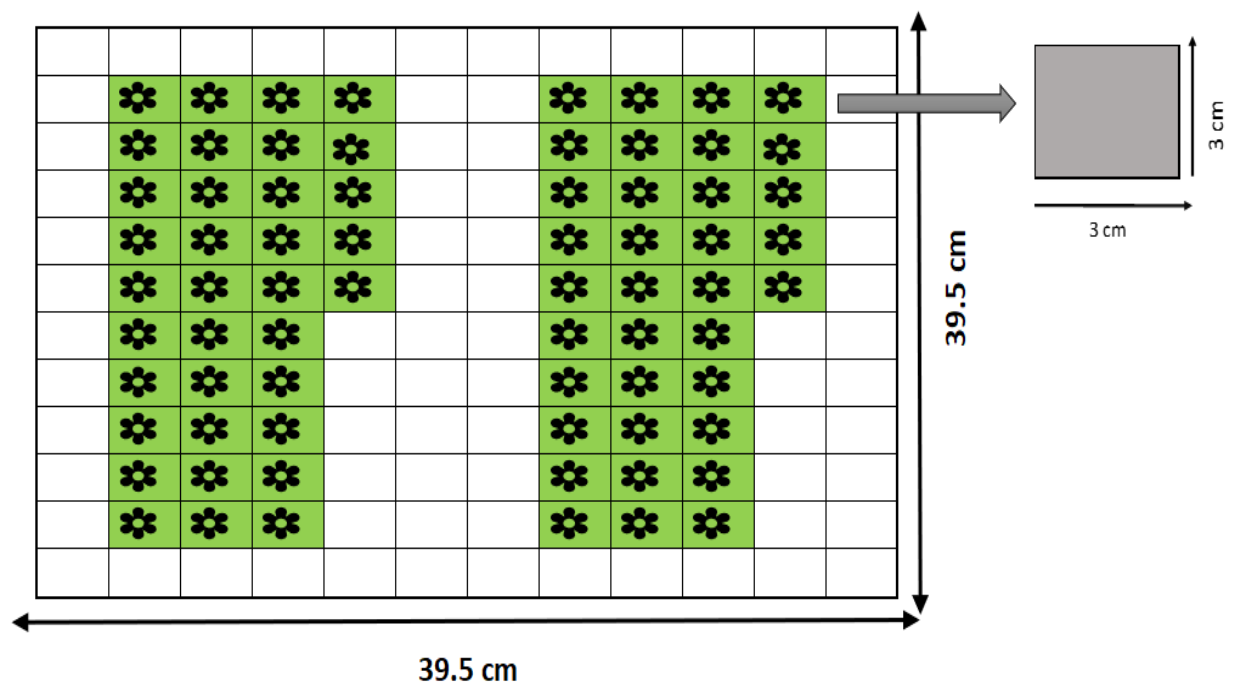


Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 22. Aleatorización de los tratamientos y las poblaciones.

2.4.6. Unidad experimental

La unidad experimental estuvo constituida por 35 plantas, las cuales se distribuyeron en una parte de una bandeja como se muestra en la figura 23. Se tuvo un total de 84 unidades experimentales.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 23. Distribución de las poblaciones en la bandeja.

2.4.7. Variables de respuesta

A. Variable de respuesta para sobrevivencia de plantas doble haploides de maíz

a. Porcentaje de sobrevivencia

Con base en el número de plantas establecidas en cada unidad experimental, que es de 35 plantas; a los 21 días después del trasplante se contabilizó el número de plantas que sobrevivieron y se registró en una boleta de toma de datos en formato Excel.

B. Variables de respuesta para el número de plantas en condiciones de ser trasplantadas a campo definitivo

a. Categoría de pilón

El número de plantas en condiciones de ser trasplantadas, se determinó en base a una categorización de pilones, que se realizó previamente, con distintos cultivares de maíz y se estableció una estandarización, que permitió clasificar a los pilones en cuatro distintas categorías, tomando en cuenta aspectos relacionados a su vigorosidad, como la compactación del pilón, el amarre de las raíces y la distribución de las raíces principalmente, así como también el tamaño de la planta. En la figura 24, se presenta la escala que se utilizó para la categorización de pilones de maíz.

Especie	<i>Zea mays, L.</i>
Descripción	CATEGORÍA DE PILÓN 1
	
Especificaciones	*Pilón compacto, sale el 100% del pilón de la celda *Buen amarre de raíz *Raíces distribuidas uniformemente
Especie	<i>Zea mays, L.</i>
Descripción	CATEGORÍA DE PILÓN 3
	
Especificaciones	*Pilón medianamente compacto (sale el 75% del pilón de la celda) *Poco amarre de raíz *Raíces distribuidas desuniformemente

Especie	<i>Zea mays, L.</i>
Descripción	CATEGORÍA DE PILÓN 2
	
Especificaciones	*Pilón compacto, sale el 90% del pilón de la celda *Buen amarre de raíz *Raíces distribuidas uniformemente
Especie	<i>Zea mays, L.</i>
Descripción	CATEGORÍA DE PILÓN 4
	
Especificaciones	*Pilón mal compactado (sale menos del 75% del pilón de la celda) *Poco amarre de raíz *Raíces distribuidas desuniformemente

Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 24. Escala para establecer categoría de pilones según su desarrollo.

b. Número de plantas en condiciones de ser trasplantadas

A los 21 días se determinó el número de plantas que presentaron mejor vigorosidad, utilizando como referencia la escala de categorización de pilones presentada en la figura 16, tomando en cuenta que las plantas que se encontraban en las categorías 1, 2 y 3, se consideran en condiciones aptas para ser trasplantadas, debido a que presentan entre sus características, una buena compactación del pilón, un buen desarrollo y amarre de raíces, así como también las raíces distribuidas de manera uniforme y un tamaño adecuado para que puedan sobrevivir al trasplante en campo definitivo. Las plantas que se incluían como categoría 4, no se consideraban aptas para trasplante a campo definitivo, debido a que no presentaban un tamaño adecuado, poco o nulo desarrollo de raíces, y por ende no presenta compactación en el pilón, y uniformidad en las raíces. El número de plantas en condiciones de ser trasplantadas, se registró en una boleta de toma de datos en formato Excel® (ver cuadro 21A).

C. Variables de respuesta para crecimiento de plantas doble haploides de maíz

Para esta variable respuesta se tomó en cuenta los aspectos que indican el crecimiento de la planta maíz, siendo ellos; la altura de planta, y el diámetro de tallo.

a. Altura de planta

Se realizaron tres mediciones de datos de altura de la planta, un día después del trasplante, 10 días después del trasplante y 15 días después del trasplante. Se midieron las alturas por medio de una regla graduada en centímetros, desde la base del tallo a la hoja más grande del pilón, se realizó la medición a 15 plantas por cada unidad experimental, las que fueron seleccionadas al azar, éstas fueron marcadas cuando se estableció la unidad experimental. Los datos fueron registrados en una boleta en formato Excel® el cual se muestra en el cuadro 22A.

En la figura 25 se observa la medición de altura de la planta, un día después del trasplante.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 25. Medición de altura inicial en plantas de maíz doble haploide.

b. Diámetro del tallo

El diámetro del tallo se midió a los siete, 12 y 15 días después del trasplante, se utilizó un vernier graduado en milímetros y se procedió a medir el diámetro a la base del tallo, esta medición se realizó en las 15 plantas en las que se midió la altura. En la figura 26 se observa la medición de diámetro de tallo a los siete días después de trasplante.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 26. Medición de diámetro de tallo a los siete días después de trasplante en plantas de maíz doble haploides.

D. Variable de respuesta para contenido de clorofila de plantas doble haploides de maíz)

a. Medición de unidades relativas de clorofila (URC)

El contenido de clorofila se determinó por medio de un medidor de clorofila (atLeaf), el cual expresa el contenido de clorofila en unidades relativas de clorofila (URC), se realizaron lecturas a los siete días y a los 15 días después del trasplante, las lecturas se realizaron en la primera o segunda hoja que se encontraba en activo crecimiento o en este caso 1/3 de la parte alta de la planta. Los datos de las lecturas se registraron en una boleta en formato Excel® (ver cuadro 23A.)

En la figura 27, se observa la medición de clorofila realizada a los siete días después del trasplante.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 27. Medición de unidades relativas de clorofila por medio de medidor de clorofila atLeaf.

2.4.8. Análisis de datos

El análisis de datos de cada una de las variables se realizó por medio del programa estadístico InfoStat. Los datos se recolectaron en boletas de registro en formato Excel® (ver anexo 2.9.1.) y posteriormente se realizaron promedios de cada uno de ellos. Se realizó un análisis de varianza para cada una de las variables y en el caso de las variables que presentaron diferencia estadística significativa, se realizó un análisis post ANDEVA por medio del criterio de Scott & Knott.

2.4.9. Manejo del experimento

A. Desinfección y llenado de bandejas

Las bandejas de plástico se desinfectaron para ello se utilizó una solución desinfectante y cada celda se llenó con el sustrato Peat moss, el cual se desinfectó previamente con vapor de agua.

B. Colocación de plantas en cada una de las celdas

Las plantas, provenientes del proceso de duplicación, se colocaron, una en cada celda de las bandejas, tomando en cuenta la aleatorización que se presentó en la figura 22. En total se utilizaron 42 bandejas de 144 celdas, siendo usadas 14 bandejas para cada bloque o repetición; cada bloque correspondió a una banca.

C. Aplicación de productos comerciales

La aplicación de los productos bioestimulantes se realizó por medio de atomizadores de 500 ml de capacidad, para el caso de las aplicaciones foliares se realizó la aplicación de manera uniforme para cada una de las plantas de cada unidad experimental, se utilizaron 250 ml por cada aplicación de producto.

La aplicación a la base del tallo (drench), con el producto bioestimulante Hormovit®, se realizó por medio de jeringas, utilizando dos mililitros por planta. Las aplicaciones se realizaron a los siete y a los 14 días después del trasplante, en un horario de aplicación de 7:00 a 9:00 horas, debido a que en este horario se presentan las temperaturas más adecuadas para la aplicación ($< 25^{\circ}\text{C}$); así como también se aseguraba que al experimento no se le había aplicado otro producto fertilizante o el riego normal que se aplica en el centro de investigación.

En la figura 28 se observa la aplicación del producto Hormovit a la base del tallo (drench) a los siete días después del trasplante.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 28. Aplicación en drench del producto Hormovit a los siete días después del trasplante en plantas de maíz dobles haploides.

D. Riego

El riego se realizó un día sí, y un día no, a excepción de los días en donde se realizó aplicación de producto bioestimulante. En este caso se regó hasta el día siguiente, para evitar el lavado del bioestimulante.

E. Fertilización

La fertilización se realizó de acuerdo con el programa establecido en la finca, el cual fue de dos aplicaciones de fertilizantes, dos veces a la semana, inyectando por medio de dosatron, macronutrientes y micronutrientes. Se tomaba en cuenta los días en donde se debía de aplicar bioestimulante, no se realizaba la aplicación de fertilizante.

F. Fin de la etapa de aclimatación

La etapa de aclimatación finalizó a los 21 días después de la siembra. Se contabilizaron las plantas que sobrevivieron, así como las plantas aptas para trasplante a campo definitivo; para ello se consideró la categorización de pilones, realizada con la escala que se muestra en la figura 24, página 83.

2.5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

2.5.1. Resultados para la sobrevivencia de plantas doble haploides

En el cuadro 9, se presentan los promedios de los porcentajes de sobrevivencia de plantas doble haploides de maíz, a los tratamientos bioestimulantes evaluados, más el testigo. En estos porcentajes de sobrevivencia, se consideran las poblaciones de maíz que se evaluaron.

Así también se presenta la figura 29, donde se observa el comportamiento de la sobrevivencia de las cuatro poblaciones de maíz evaluadas, a los seis productos bioestimulantes, más el testigo.

Cuadro 9. Porcentaje de sobrevivencia de las poblaciones de maíz evaluadas con cada tratamiento bioestimulante, más el testigo.

Tratamiento	Sobrevivencia (%)
Fitomare	94
Raykat	92
Aminocat	91
Hormovit	90
Razormin	89
Seamaxx	89
Testigo	82

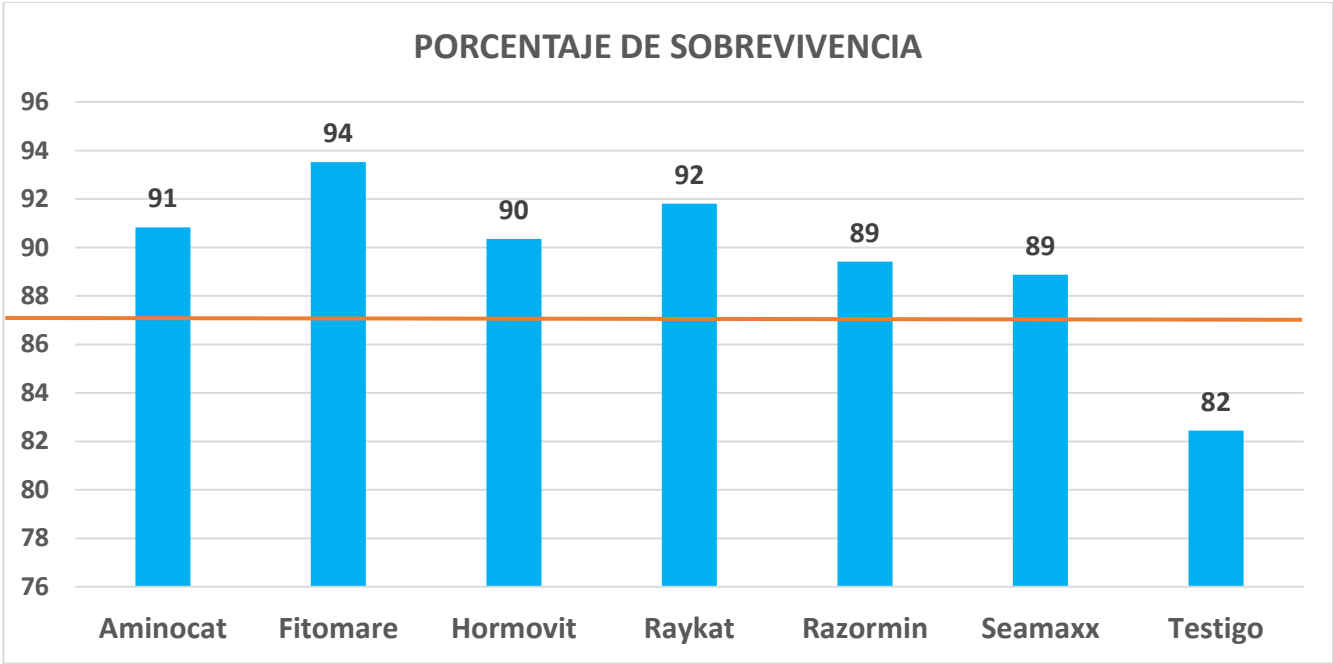


Figura 29. Gráfica de promedio de sobrevivencia para los cuatro germoplasmas evaluados y los seis tratamientos bioestimulantes más el testigo.

El mayor porcentaje de sobrevivencia se observó en el tratamiento con el producto Fitomare, el cual fue del 94 %, le siguió el producto comercial Raykat con el 92 % de sobrevivencia. Con el producto Aminocat se observó el 91 % de sobrevivencia. El menor valor de sobrevivencia, que fue de 82 %, se observó en el testigo.

De los tres de los tratamientos de bioestimulantes que mostraron mejores rendimientos en cuanto a la sobrevivencia, dos de ellos poseen características en común en cuanto a su composición, siendo la principal el contenido de algas marinas *A. nudosum*, que se presenta en el producto bioestimulante Fitomare en un 15 % p/p y en el producto bioestimulante Raykat en un 5 %p/p. Para el caso de Aminocat, no presenta en su composición algas marinas, sin embargo, se puede observar mayor contenido de materia orgánica (18 %p/p) y de aminoácidos (10 %p/p).

En la figura 29 se muestra la gráfica del comportamiento de la sobrevivencia, en donde se presenta el porcentaje mínimo que se permite en el Centro de investigación de cultivos, que corresponde al 87 %, se puede observar que todos los productos bioestimulantes que se evaluaron se encuentran por arriba de este porcentaje, mientras que el tratamiento testigo (sin aplicación), se encuentra por debajo de este porcentaje.

En el cuadro 10 se presenta el análisis de varianza para la variable de sobrevivencia de plantas doble haploides de maíz.

Cuadro 10. Análisis de varianza para la variable de sobrevivencia.

Sobrevivencia						
FV	SC	gl	CM	F	P-valor	Error
Modelo	5768.22	41	140.69	1.66	0.0522	
Bloque	1163.1	2	581.55	6.88	0.0026	
Tratamiento*Bloque	1392.46	12	116.04	1.37	0.2172	
Tratamiento	888.04	6	148.01	1.28	0.3379	(Tratamiento*Bloque
Material	1282.53	3	427.51	5.06	0.004	
Tratamiento*Material	1042.08	18	57.89	0.68	0.8061	
Error	3551.36	42	84.56			
Total	9319.58	83				

En el análisis de varianza para la variable de sobrevivencia presentado en el cuadro 10, se observa que no existe diferencia estadística significativa para los tratamientos bioestimulantes, al obtener un p-valor > 0.05 que corresponde al valor de significancia (5 %), por lo que se confirma que los tratamientos presentan medias iguales ya que tanto los tratamientos bioestimulantes como el testigo se comportan de la misma manera.

2.5.2. Resultados para plantas en condiciones aptas para trasplante

Para la variable de respuesta de plantas aptas para trasplante se contabilizaron, de las plantas que sobrevivieron, las plantas que cumplían con las condiciones de vigorosidad para poder trasplantarse a campo definitivo, esto tomando en cuenta la categorización de pilones que se presentó en la figura 24.

En el cuadro 11 se presentan los porcentajes de plantas en condiciones aptas para trasplantarse a campo definitivo, tomando en cuenta el promedio obtenido en las cuatro poblaciones de maíz evaluadas, con los seis tratamientos bioestimulantes más el testigo.

En la figura 30, se presenta el promedio de plantas aptas para trasplante en campo para los cuatro germoplasmas evaluados y los seis tratamientos bioestimulantes más el testigo.

Cuadro 11. Promedios de porcentaje de plantas aptas para trasplante.

Tratamiento	Promedio de plantas para trasplante (%)
Fitomare	89
Raykat	90
Aminocat	92
Hormovit	87
Razormin	86
Seamaxx	84
Testigo	83

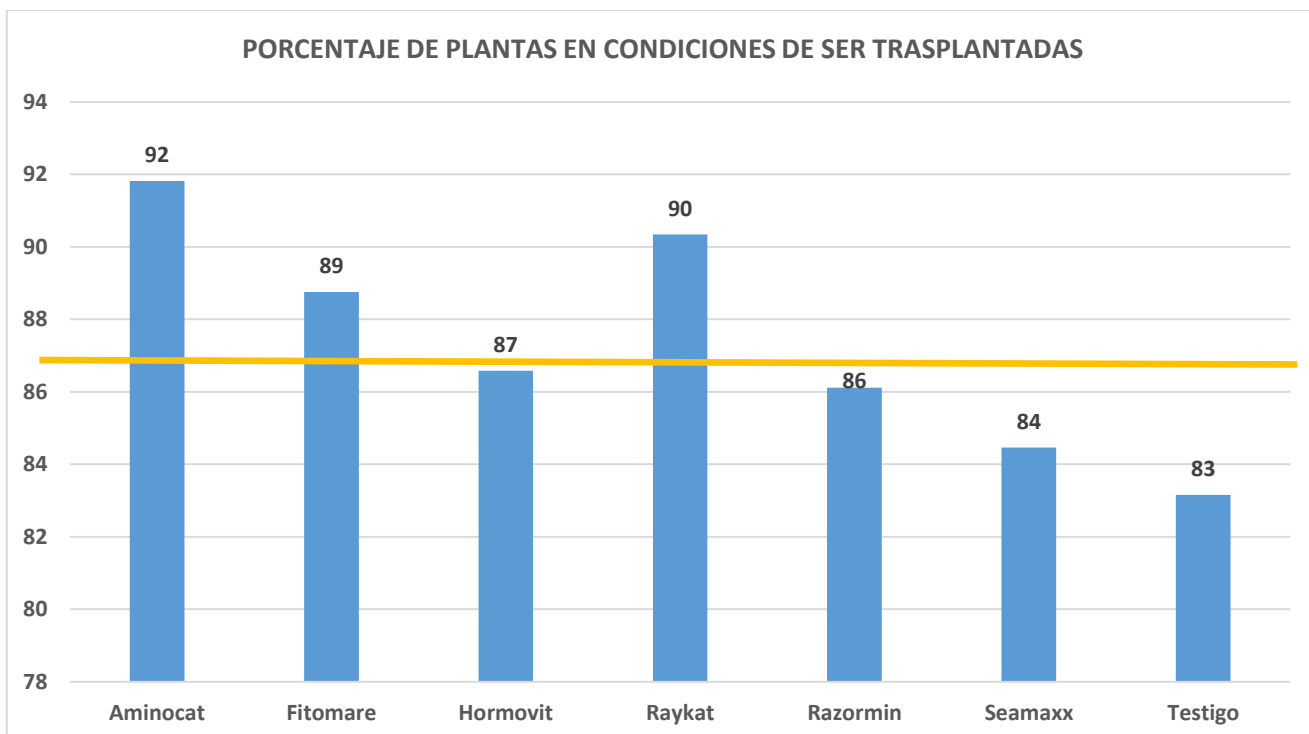


Figura 30. Gráfica de promedio de plantas aptas para trasplante para los cuatro germoplasmas evaluados y los seis tratamientos de bioestimulantes.

En relación con el promedio de plantas en condiciones de ser trasplantadas, el mayor porcentaje se observó con la aplicación del producto comercial Aminocat y fue de 92%, le siguió en orden descendente el producto comercial Raykat con el 90% de plantas en condiciones aptas para ser trasplantadas, así como el producto comercial Fitomare con el cual se obtuvo el 89 % de plantas en condiciones de ser trasplantadas. El menor porcentaje se observó en el testigo y fue de 83 %.

En la figura 30, la línea amarilla marca el límite que la finca considera como el porcentaje mínimo de plantas aptas para trasplante que se debe obtener, el cual es de 87 %. Se observa que solamente tres tratamientos de bioestimulantes se encuentran por arriba de este valor, siendo estos; Aminocat, Fitomare y Raykat, que presentaron 92 %, 89 % y 90 % de plantas en condiciones de ser trasplantadas. En cuanto a Hormovit se obtuvo un 87 % de plantas aptas para trasplante, mientras que los tratamientos Razormin, Seamaxx y

testigo presentaron porcentajes menores a los permitidos por el Centro de Investigación de Cultivos.

En el cuadro 12 se presentan los resultados del análisis de varianza para la variable de plantas en condiciones aptas para trasplantarse a campo, en la evaluación de seis productos bioestimulantes en la sobrevivencia y crecimiento de dobles haploides de maíz.

Cuadro 12. Resultados del análisis de varianza para plantas en condiciones aptas para trasplante a campo.

Plantas en condiciones de ser trasplantadas						
FV	SC	GI	CM	F	P-valor	Error
Modelo	6348.12	41	154.83	1.94	0.0172	
Bloque	1959.49	2	979.74	12.31	0.0001	
Tratamiento*Bloque	1930.5	12	160.87	2.02	0.0464	
Tratamiento	707.81	6	117.07	0.73	0.6325	(Tratamiento*Bloque
Material	465.14	3	155.05	1.95	0.1366	
Tratamiento*Material	1285.18	18	71.4	0.9	0.5852	
Error	3343.45	42	79.61			
Total	9691.57	84				

En el análisis de varianza para la variable de plantas aptas para trasplante se observa que no existe diferencia estadística significativa para los tratamientos bioestimulantes evaluados, al obtener un p-valor > 0.05 que corresponde al valor de significancia (5 %), por lo que se confirma que los tratamientos presentan medias iguales, y tanto los tratamientos bioestimulantes como el testigo se comportan de la misma manera.

2.5.3. Resultados para el crecimiento de plantas doble haploides de maíz

A. Altura de planta

Los resultados obtenidos para la variable de altura de 4 poblaciones doble haploides de maíz se presentan en el cuadro 13, tomando en cuenta los 6 tratamientos bioestimulantes evaluados, más el testigo, en donde se realizaron tres mediciones de altura de planta; el día del trasplante, 10 y 15 días después del trasplante.

En la figura 31, se presenta la gráfica del comportamiento de las alturas el día del trasplante, a los 10 y 15 días después de trasplante para los tratamientos bioestimulantes en las cuatro poblaciones doble haploides de maíz evaluadas.

Cuadro 13. Altura de planta por cada tratamiento de bioestimulante al trasplante, 10 y 15 días.

Bioestimulante	Altura inicial	Altura a los 10 ddt (cm)	Altura a los 15 ddt (cm)
Aminocat	4.19	10.12	15.30
Raykat	4.12	10.42	14.91
Razormin	4.13	10.05	14.58
Hormovit	3.65	9.19	14.20
Testigo	4.01	9.53	13.88
Seamax	3.95	9.35	13.81
Fitomare	3.72	9.49	13.66

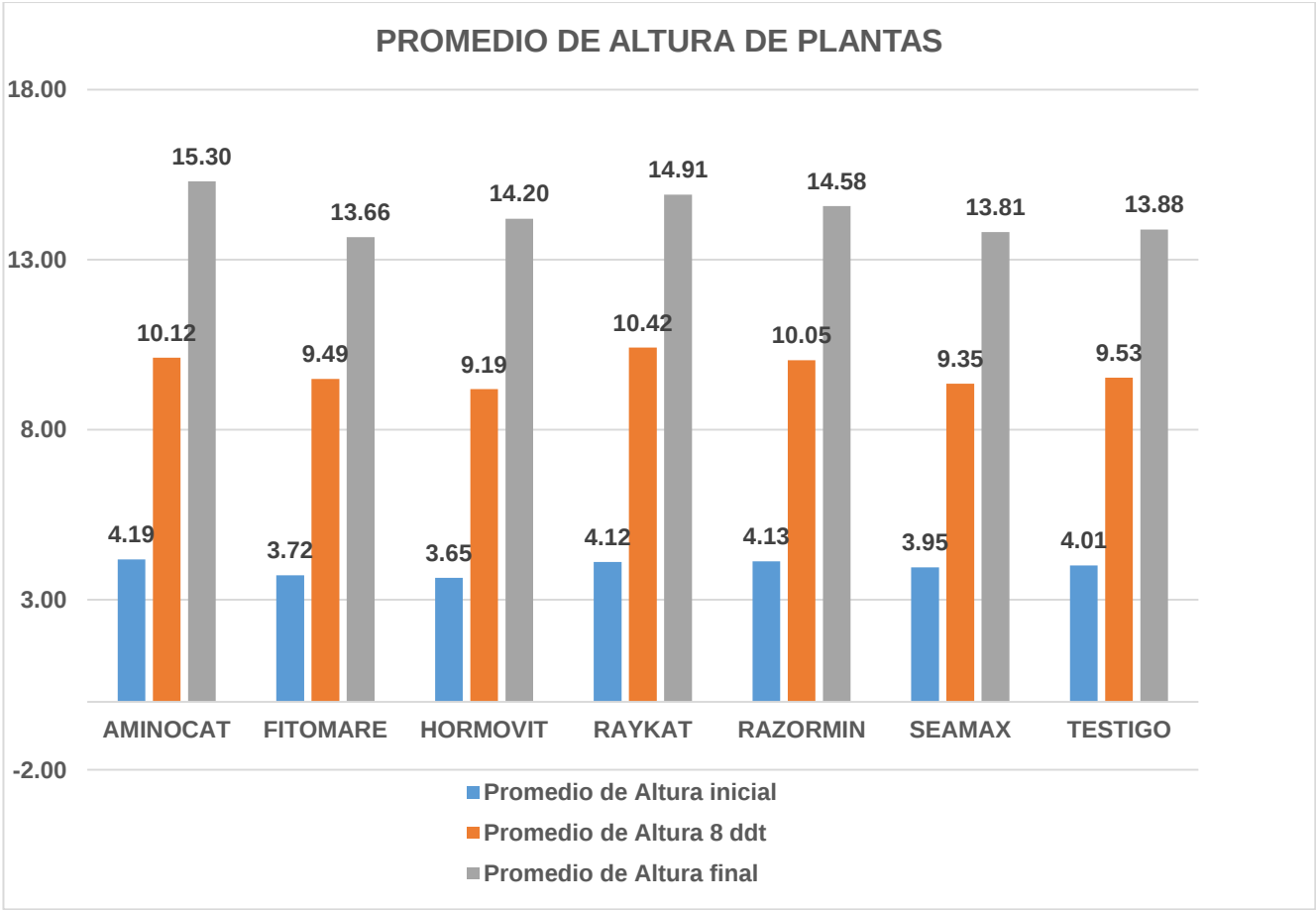


Figura 31. Promedio de altura de planta, el día de trasplante, a los 10 y 15 días después del trasplante.

Como se puede observar en el cuadro 14, el tratamiento bioestimulante Aminocat presentó la mayor altura para las cuatro poblaciones evaluadas, le siguieron los tratamientos bioestimulantes, Razormin y Raykat. Los tratamientos que presentaron menor altura corresponden a Fitomare y Hormovit.

En la segunda lectura de datos a los 10 días después de trasplante se obtuvo que el tratamiento con mayor altura correspondió a Raykat, con 10.42 cm, le siguió Aminocat y Razormin con 10.12 cm y 10.05 respectivamente. El tratamiento con menor altura correspondió a Hormovit con 9.19 cm.

A los 15 días después de trasplante el tratamiento Aminocat presentó el valor de altura más alto, siendo éste de 15.30 cm, le siguieron los tratamientos de Raykat y Razormin, con 14.91 cm y 14.58 cm, respectivamente. El tratamiento que presentó la menor altura correspondió a Fitomare, con 13.66 cm.

En la figura 31, se puede observar más detalladamente el comportamiento de las 4 poblaciones de doble haploides de maíz, a la aplicación de bioestimulantes, con relación a la altura de planta, en el día de trasplante y a los 10 y 15 días después del trasplante.

El análisis de varianza para la variable de altura final de planta se presenta en el cuadro 14.

Cuadro 14. Análisis de varianza para la variable de altura de planta.

Altura final						
FV	SC	GI	CM	F	P-valor	Error
Modelo	823.96	41	20.1	5.32	<0.0001	
Bloque	512.35	2	256.17	67.86	<0.0001	
Tratamiento*Bloque	181.3	12	15.11	4	0.0004	
Tratamiento	27.28	6	4.55	0.3	0.9246	(Tratamiento*Bloque
Material	60.27	3	20.09	5.32	0.0034	
Tratamiento*Material	42.76	18	2.38	0.63	0.9555	
Error	158.55	42	3.77			
Total	982.5	83				

Para el caso del análisis de varianza para la variable de altura de planta, se puede observar que no existe diferencia significativa para el factor de tratamiento y para la interacción de tratamiento y población. Existiendo diferencia solamente para población, esto es debido a

que las poblaciones se comportan completamente diferente, debido a su maduración y su región de origen. El análisis muestra que todas las medias de tratamientos son iguales, por lo que no existe tratamiento que induzca, más que otros, mayor altura de planta.

B. Diámetro de tallo

El diámetro de tallo es una variable que permite conocer el crecimiento de la plántula de maíz y evaluar la efectividad de los tratamientos aplicados, en el cuadro 15, se presenta el promedio de diámetro de tallo de plantas doble haploides de maíz, en etapa de aclimatación a los siete y 15 días después del trasplante. Así también se observa de mejor manera, el comportamiento en el grosor o diámetro de tallo de plantas de maíz en la figura 32.

Cuadro 15. Promedio de diámetro de planta a los 7 y 15 días después de trasplante.

TRATAMIENTOS	Promedio de diámetro de planta a los 7 ddt	Promedio de diámetro de planta a los 15 ddt
AMINOCAT	1.578	2.102
FITOMARE	1.590	2.009
HORMOVIT	1.562	1.959
RAYKAT	1.623	2.169
RAZORMIN	1.568	2.100
SEAMAX	1.588	2.065
TESTIGO	1.554	1.934

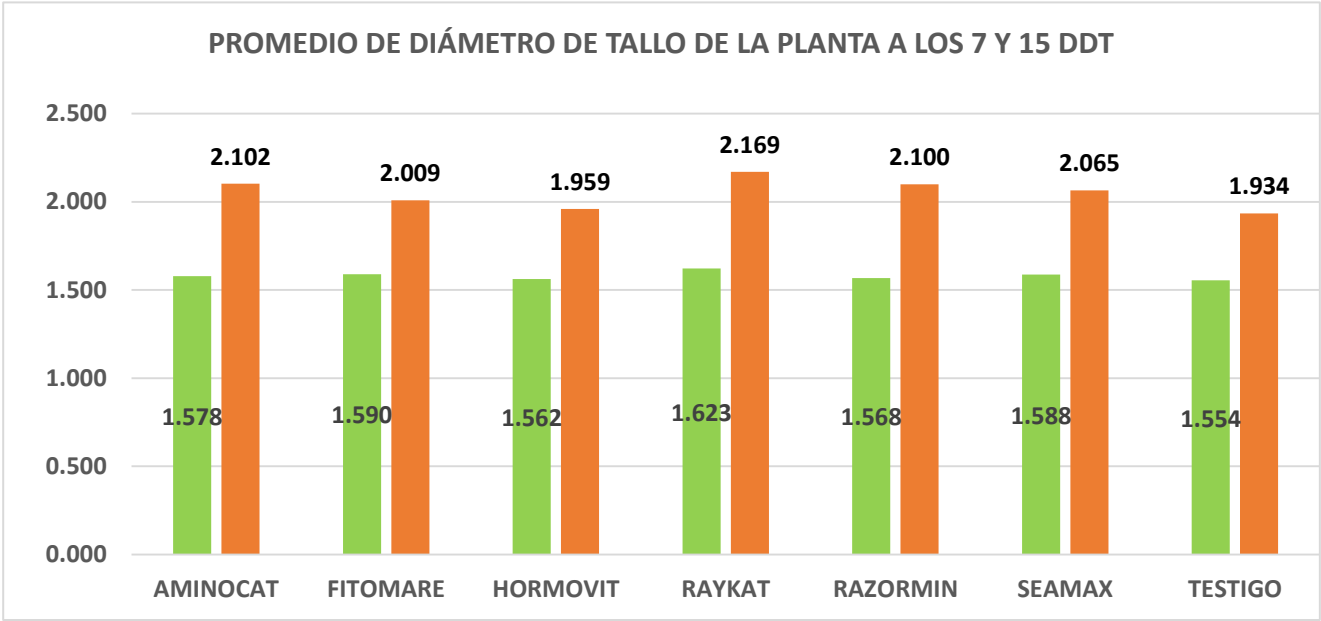


Figura 32. Promedio de diámetro de tallo a los siete y 15 días después de trasplante; para los tratamientos bioestimulantes evaluados en las cuatro poblaciones de maíz.

Como se puede observar en el cuadro 15 y en la figura 32, los tratamientos que presentaron mayor diámetro de tallo al final de la etapa de aclimatación fueron Raykat, Aminocat y Razormin; con diámetros de 2.169 cm, 2.102 cm y 2.100 cm. Para el caso de Hormovit y testigo, mostraron el menor diámetro de tallo, siendo éstos 1.959 cm y 1.934 cm, respectivamente.

El análisis de varianza para la variable de diámetro de tallo se presenta en el cuadro 16.

Cuadro 16. Análisis de varianza para la variable diámetro de tallo.

Diámetro final						
FV	SC	GI	CM	F	P-valor	Error
Modelo	10.69	41	0.26	7.04	<0.0001	
Bloque	3.06	2	1.53	41.29	<0.0001	
Tratamiento*Bloque	2.88	12	0.24	6.48	<0.0001	
Tratamiento	1.09	6	0.18	0.76	0.614	(Tratamiento*Bloque
Material	2.92	3	0.97	26.32	<0.0001	
Tratamiento*Material	0.74	18	0.04	1.11	0.3759	
Error	1.55	42	0.04			
Total	12.24	83				

Como se puede observar en el análisis de varianza para la variable de diámetro de tallo final (15 ddt), no existe diferencia estadística significativa para diámetro de tallo en los tratamientos de bioestimulantes evaluados; por lo tanto, no existe tratamiento que induzca más que otro un aumento en el diámetro de tallo de plantas doble haploides de maíz en la etapa de aclimatación.

2.5.4. Resultados para el contenido de clorofila de plantas doble haploides de maíz

El contenido de clorofila se midió en unidades relativas de clorofila, por medio de un medidor de clorofila (Atleaf) realizando dos lecturas, a los siete y 15 días después del trasplante a la etapa de aclimatación, para las cuatro poblaciones evaluadas, con los seis tratamientos bioestimulantes más el testigo. En el cuadro 17, se presentan los resultados obtenidos para la variable de contenido de clorofila, a los siete y 15 días después del trasplante y en la figura 33 se presenta la gráfica de promedio de unidades relativas de clorofila para los tratamientos de bioestimulantes evaluados en las cuatro poblaciones de maíz, a los siete y 15 días después del trasplante.

Cuadro 17. Promedio de unidades relativas de clorofila a los siete y 15 días después del trasplante.

Tratamiento	Promedio inicial de unidades relativas de clorofila (7 ddt)	Promedio final de unidades relativas de clorofila (15 ddt)
Raykat	32	35
Aminocat	31	34
Razormin	30	33
Seamax	29	33
Fitomare	29	32
Hormovit	28	32
Testigo	26	29

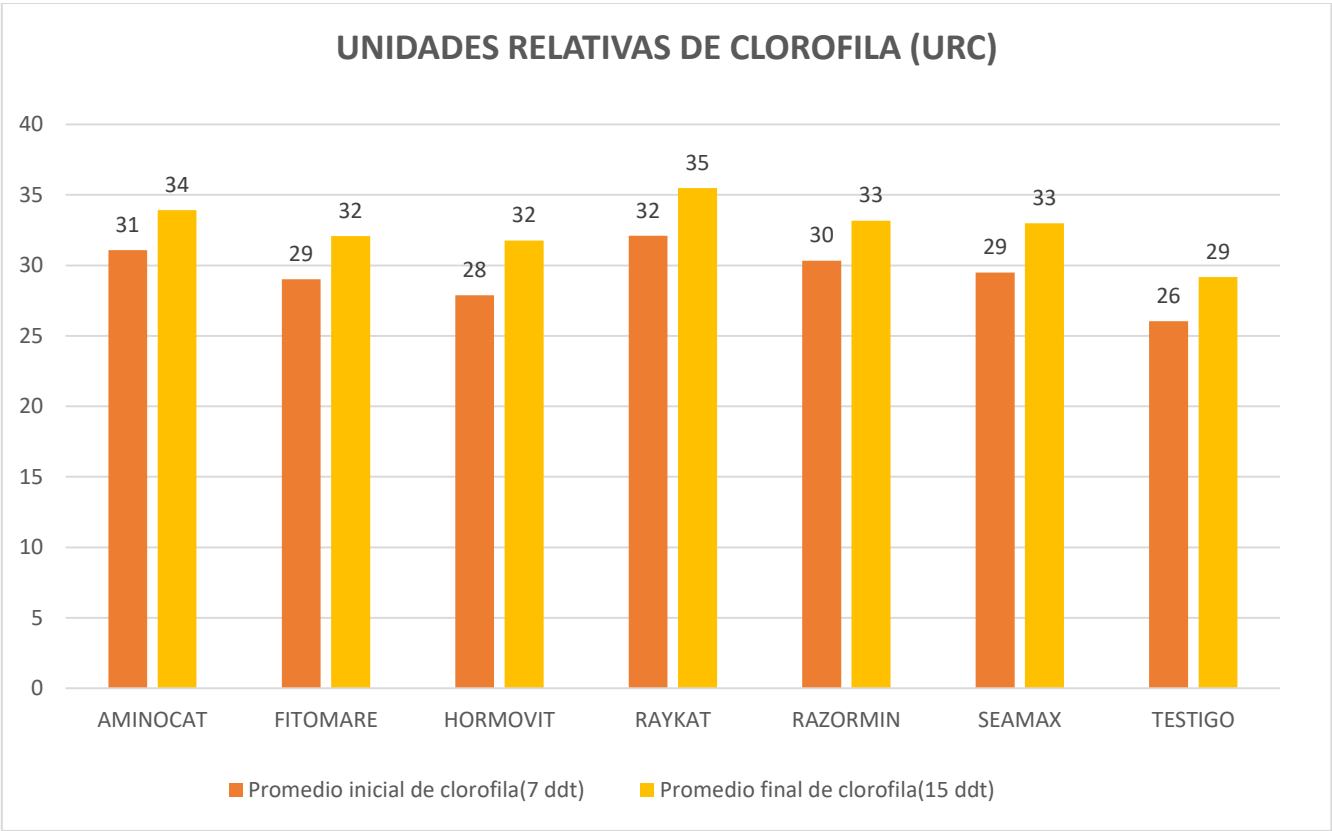


Figura 33. Gráfica del efecto de bioestimulantes en el contenido de unidades relativas de clorofila en las cuatro poblaciones evaluadas.

Para la variable de contenido de clorofila, medido en unidades relativas de clorofila, el tratamiento que presentó mayor URC fue el tratamiento bioestimulante Raykat, ya que en ambas lecturas realizadas a los siete y 15 días después del trasplante, se obtuvieron valores de 32 URC y 35 URC, respectivamente. El siguiente tratamiento con mayor URC, fue Aminocat con 34 URC a los 15 días después del trasplante. El tratamiento que mostró un menor contenido de clorofila para ambas lecturas fue el testigo que presentó 26 URC a los siete días después del trasplante y 29 URC a los 15 días después del trasplante.

En el cuadro 18, se presenta el análisis de varianza para la variable de contenido de clorofila a los 15 días después del trasplante, donde se puede observar que sí existe diferencia significativa para el factor tratamiento, así como también para la interacción de tratamiento y material, esto indica que al menos uno de los tratamientos bioestimulantes produce un aumento en el contenido de clorofila para las poblaciones de maíz evaluadas.

Cuadro 18. Análisis de varianza para la variable contenido de clorofila (URC).

Promedio final de clorofila						
FV	SC	gl	CM	F	P-valor	Error
Modelo	613.94	41	14.97	5.33	<0.0001	
Bloque	17.24	2	8.62	3.07	0.0571	
Tratamiento	277.66	6	46.28	4.5	0.0129	
Tratamiento*Bloque	123.4	12	10.28	3.66	0.0009	(Tratamiento*Bloque
Material	11.74	3	3.91	1.39	0.2583	
Tratamiento*Material	183.89	18	10.22	3.63	0.0003	
Error	118.07	42	2.81			
Total	732.01	83				

Como se puede observar en el análisis de varianza que se presenta en el cuadro 18; con un nivel de significancia del 5 %, sí existe diferencia significativa en el número de unidades relativas de clorofila (URC), ya que se obtuvo un p-valor < 0.05, por lo tanto, al menos uno

de los tratamientos bioestimulantes evaluados, permite un incremento en el contenido de clorofila de las poblaciones evaluadas, ya que presenta medias estadísticamente diferentes a los demás tratamientos.

En el cuadro 19, se presentan los resultados de análisis de post ANDEVA, por el criterio de Skott & Knott.

Cuadro 19. Análisis post ANDEVA para la variable contenido de clorofila.

Tratamiento	Medias	n	E. E	Literal	
Raykat	35.47	12	0.93	A	
Aminocat	33.92	12	0.93	A	
Razormin	33.17	12	0.93	A	
Seamax	32.99	12	0.93	A	
Fitomare	32.07	12	0.93		B
Hormovit	31.75	12	0.93		B
Testigo	29.18	12	0.93		B
Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p>0.05$)					

Se observa que la media más alta corresponde al tratamiento bioestimulante Raykat, pero este tratamiento se puede comportar de la misma manera que Aminocat, Razormin y Seamax, debido a que en el análisis de Skott & Knott muestran la misma literal. Los valores más bajos de URC corresponden al testigo, Hormovit y Fitomare, ya que comparten la misma literal en el análisis de Skott & knott.

En la figura 34, se presenta la gráfica del análisis múltiple de medias para la variable de contenido de clorofila.

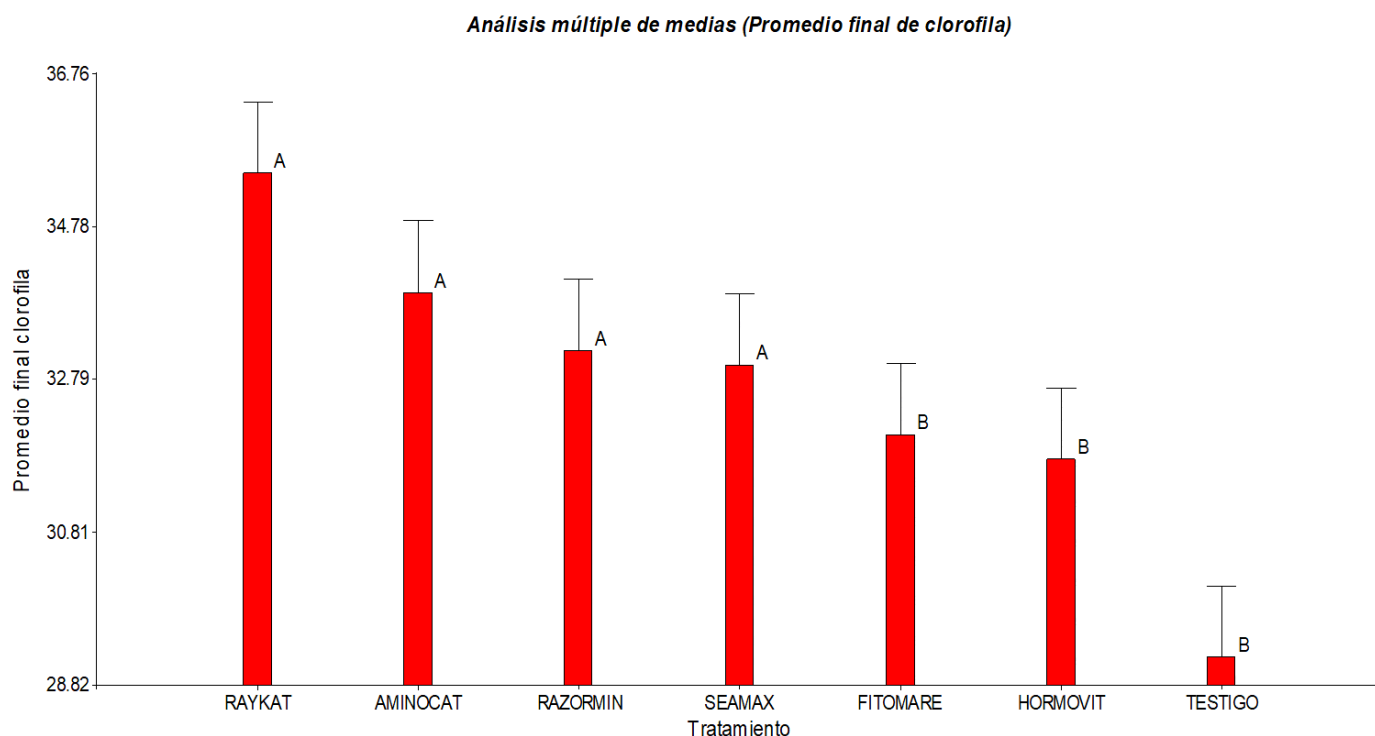


Figura 34. Gráfica del análisis múltiple de medias para el factor tratamiento sobre el promedio final de clorofila en las cuatro poblaciones de maíz evaluadas.

Los resultados del análisis Post andeva, por el criterio de Skott & knot, para la interacción de tratamiento y población se presentan en el cuadro 20. Donde se diferencian los mejores tratamientos y su interacción con las cuatro poblaciones de maíz evaluadas en la etapa de aclimatación, para la variable de respuesta contenido de clorofila, medido en unidades relativas de clorofila (URC), a los 15 días después del trasplante.

Cuadro 20. Análisis post ANDEVA para la interacción tratamiento y población, en el contenido de clorofila (URC).

Tratamiento	Población	Medias	Literal	
Raykat	18WW900163	36.69	A	
Raykat	18WW900185	36.68	A	
Seamax	18WW900190	36.34	A	
Raykat	18WW900184	36	A	
Aminocat	18WW900184	35.01	A	
Aminocat	18WW900185	34.77	A	
Aminocat	18WW900163	34.77	A	
Fitomare	18WW900190	33.93	A	
Razormin	18WW900184	33.93	A	
Razormin	18WW900163	33.67	A	
Razormin	18WW900185	33.67	A	
Seamax	18WW900184	33.66	A	
Fitomare	18WW900184	33.22	A	
Raykat	18WW900190	32.54		B
Hormovit	18WW900163	32.26		B
Hormovit	18WW900185	32.26		B
Hormovit	18WW900190	32.21		B
Razormin	18WW900190	31.4		B
Aminocat	18WW900190	31.14		B
Testigo	18WW900184	30.97		B
Seamax	18WW900185	30.97		B
Seamax	18WW900163	30.97		B
Fitomare	18WW900163	30.56		B
Fitomare	18WW900185	30.56		B
Hormovit	18WW900184	30.29		B
Testigo	18WW900190	29.9		B
Testigo	18WW900185	27.93		B
Testigo	18WW900163	27.93		B
Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p>0.05$)				

En la figura 35 se observa la gráfica del análisis múltiple de medias para la interacción de tratamiento y población.

Interacción Tratamiento-Población

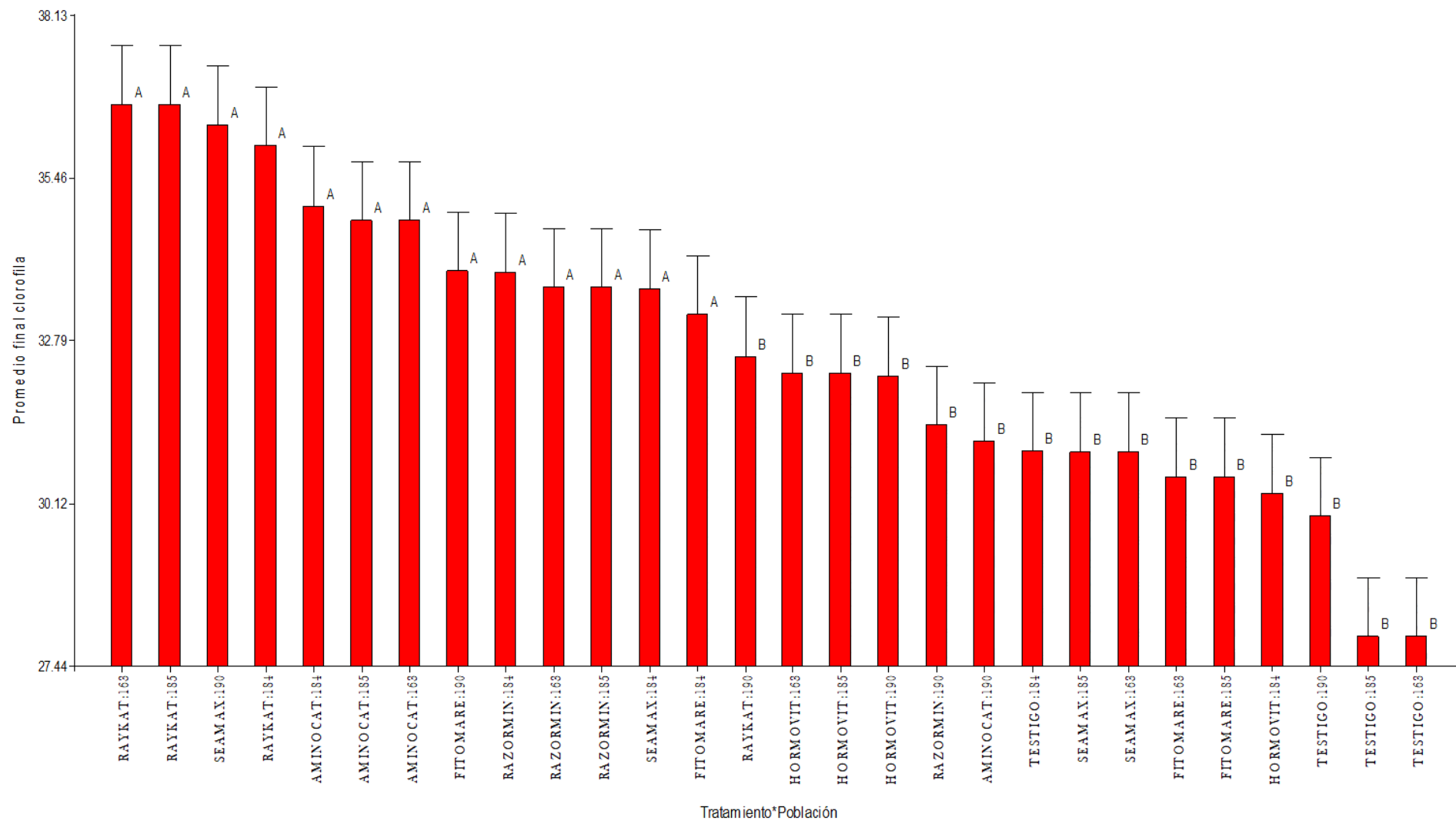


Figura 35. Unidades relativas de clorofila para cada tratamiento y población.

Como se puede observar en el cuadro 20 y en la figura 28; el tratamiento Raykat presenta medias más altas para tres poblaciones de las cuatro que se evaluaron en la investigación (36.69 URC, 36.68 URC y 36 URC), cabe mencionar que Raykat presenta entre su contenido extracto de algas marinas *Ascophyllum nodosum*; que según distintas investigaciones, se le atribuye beneficios para el desarrollo adecuado de distintos cultivos, bajo condiciones de estrés; así como también la mejora en el desarrollo vegetativo, permitiendo la absorción y translocación de los nutrientes del suelo y estos aspectos le permiten a la planta un aumento en el crecimiento, resistencia a enfermedades.

En el caso del testigo es el tratamiento que presenta las medias más bajas de unidades relativas de clorofila, para tres poblaciones de maíz de las cuatro que se evaluaron (29.9 URC, 27.93 URC y 27.93 URC respectivamente), este resultado permite identificar la efectividad de la aplicación de productos bioestimulantes, para mejor el estado de desarrollo de la planta, tomando en cuenta la actividad fotosintética de la planta.

De igual manera se observa que los tratamientos Seamax, Aminocat, Fitomare y Razormin, comparten la misma literal en el análisis de Skot & Knott, por lo que se considera que cualquiera de ellos presenta un comportamiento similar en el contenido de URC en plantas doble haploides de maíz en la etapa de aclimatación.

Los bioestimulantes Raykat, Razormin y Seamax, comparten entre sus características el contenido de cobre, manganeso, cloro y hierro; nutrientes que están involucrados en el proceso de fotosíntesis; cada uno con distintas funciones, como el transporte de electrones, constituyentes de enzimas que actúan en la fotosíntesis. Estos nutrientes son importantes debido a que su deficiencia puede provocar una disminución en las tasas fotosintéticas y por lo tanto en una disminución en los niveles de carbohidratos (Beard, Di Bella, & Busso, 2015).

Los tratamientos Hormovit y testigo mostraron los valores más bajos de URC en las cuatro poblaciones evaluadas, tomando en cuenta que Hormovit, presenta en su contenido, auxinas y macronutrientes como nitrógeno, fosforo y potasio. Mientras que los

bioestimulantes Raykat, Seamax, Aminocat y Fitomare, presentaron los valores más altos de URC, y es importante resaltar que Raykat presentó buenos resultados para tres de las cuatro poblaciones evaluadas, así como también Aminocat y Razormin. Mientras que en el caso de Seamax y Fitomare, a pesar de que presentaron altos contenidos de clorofila para la población 18WW900190, presentaron bajos contenidos de clorofila para otras dos poblaciones que se evaluaron en la investigación.

Los bioestimulantes Raykat, Aminocat y Razormin tienen en común que entre su contenido presentan aminoácidos y macronutrientes, solamente diferenciándose en las concentraciones y en el caso de Raykat que presenta extractos de algas marinas y citoquininas. Los bioestimulantes Razormin y Aminocat, contienen materia orgánica (25 % p/p y 18 % p/p respectivamente), y en el caso de Razormin también presenta polisacáridos.

El contenido de clorofila indica el estado de vigorosidad en el que se encuentra la planta, ya que se considera que un alto contenido de unidades relativas de clorofila corresponde a una planta en buenas condiciones, esto permite aseverar que la planta presenta un buen desarrollo y una alta actividad fotosintética.

Por lo tanto, dados los resultados de los tratamientos bioestimulantes evaluados, se puede recomendar cualquiera de estos tres tratamientos bioestimulantes (Raykat, Aminocat y Razormin) debido a que el rango de efectividad para poblaciones de maíz que presentan comportamientos completamente distintos, por la adaptabilidad y región de origen de cada una de ellas, permitió el aumento en el contenido de clorofila (URC) para tres de las cuatro poblaciones de maíz doble haploides evaluadas.

2.6. CONCLUSIONES

1. Los bioestimulantes Aminocat, Raykat, Razormin, Seamaxx, Hormovit y Fitomare, tienen efecto similar en la sobrevivencia de plantas doble haploides de maíz aclimatadas, todos muestran valores mayores al 87 % de sobrevivencia, porcentaje que constituye el mínimo aceptado en la empresa.
2. Los bioestimulantes Aminocat, Raykat, Razormin, Seamaxx, Hormovit y Fitomare, tienen efecto similar en el porcentaje de plantas en condiciones de ser trasplantadas, sin embargo, Razormin y Seamaxx presentan valores menores al 87 % de plantas aptas para el trasplante, porcentaje que constituye el mínimo aceptado.
3. Los bioestimulantes Aminocat, Raykat, Razormin, Seamaxx, Hormovit y Fitomare, no presentan diferencia en el efecto sobre el crecimiento de las plantas doble haploide en los parámetros de altura de planta y diámetro de tallo.
4. Los tratamientos Raykat y Aminocat inducen un mayor número de unidades relativas de clorofila, en todas las poblaciones de maíz doble haploides evaluadas. Así también los tratamientos antes mencionados más Razormín, inducen un mayor número de unidades relativas de clorofila en tres de las cuatro poblaciones que se evaluaron.

2.7. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda que en evaluaciones futuras se realice un análisis de materia seca para los tratamientos que se están evaluando, para conocer con mayor detalle el comportamiento de los tratamientos en la biomasa fresca y seca de la planta.
2. Se recomienda evaluar los tratamientos bioestimulantes Hormovit, Fitomare y Hormovit, con otras concentraciones y formas de aplicación para conocer su efecto en la aclimatación de plantas doble haploides de maíz.
3. Se recomienda la evaluación de los productos bioestimulantes después de la aclimatación, para conocer su efecto en el estrés de trasplante, en aspectos de floración y de fructificación de la planta.
4. Se recomienda, evaluar aplicaciones de bioestimulantes en la etapa de crecimiento del embrión en los cuartos de crecimiento de agar nutritivo.

2.8. BIBLIOGRAFÍA

AgroEstrategias, Argentina. (2008). Nutrición Mineral de las Plantas. Obtenido de Argentina: Agro Estrategias Consultores:
<http://www.agroestrategias.com/pdf/Nutricion%20-%20Nutricion%20Mineral%20de%20las%20Plantas.pdf>

Alvarado de León, H. M. (2015). Efecto del Bioestimulante Enzimático Base de Algas Marinas sobre el Desarrollo de Caña de Azúcar en Renovación. Obtenido de (Tesis Ing. Agr., Universidad Rafael Labdivar, Facultad de Ciencias Ambientales y Agrícolas: Escuintla, Guatemala):
<http://recursosbiblio.url.edu.gt/tesisjcem/2015/06/17/Alvarado-Heber.pdf>

Arcos, A. L. (2014). Comparación del Comportamiento Agronómico de Híbridos de Maíz Obtenidos con Líneas Doble Haploides y con Líneas Autofecundadas. Obtenido de (Tesis PhD., Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Escuela de Posgrados: Colombia):
<https://core.ac.uk/download/pdf/77275858.pdf>

Asociación Española de Fabricantes de Agronutrientes, España (AEFA). (2017). Bioestimulantes Agrícolas. Obtenido de España: AEFA: <https://aefa-agronutrientes.org/bioestimulantes-agricolas-2>

Atlántica Agrícola, España. (2019). Productos. Obtenido de Atlántica Agrícola:
<https://www.atlanticaagricola.com/acidos-humicos-y-materias-organicas/>

Beard, J. B., Di Bella, C., & Busso, G. (2015). Funciones de los Macro y Micronutrientes. Obtenido de Argentina: Asociación Argentina de Golf:
<https://www.aag.org.ar/funciones-de-los-macro-y-micronutrientes/>

Centro de Investigación de Cultivos, Jalapa, Guatemala. (2018). Informe de resultados mensuales. Guatemala, Jalapa: Syngenta R&H.

- Dupont, Pioneer. (2015). Maíz, Crecimiento y Desarrollo. Obtenido de USA: DUPONT:
https://www.pioneer.com/CMRoot/International/Latin_America_Central/Chile/Servicios/Informacion_tecnica/Corn_Growth_and_Development_Spanish_Version.pdf
- García-Seco, D. (2017). Bioestimulantes Agrícolas, Definición, Principales Categorías y Regulación a Nivel Mundial: ¿Qué son los Bioestimulantes? Obtenido de México: Intagri: <https://www.intagri.com/articulos/nutricion-vegetal/bioestimulantes-agricolas-definicion-y-principales-categorias>
- Granados Escobar, E. F. (2015). Efecto de Bioestimulantes Foliares en el Rendimiento de Cultivo de Berenjena; Ocós, San Marcos. Obtenido de (Tesis Ing. Agr., Universidad Rafael Landivar, Facultad de Ciencias Ambientales y Agrícolas: Guatemala):
<http://recursosbiblio.url.edu.gt/tesiseortiz/2015/06/17/Granados-Erick.pdf>
- Intagri, México. (2017). Nutrición Vegetal, la Función de los Nutrientes Esenciales Parte II Micronutrientes. Obtenido de México: INTAGRI:
<https://www.intagri.com/articulos/nutricion-vegetal/funcion-de-nutrientes-esenciales-parte-2-micronutrintes>
- Intagri, México. (2017). Uso de Extractos de Algas (*Ascophyllum nodosum*) como Bioestimulantes en Agricultura. Obtenido de México: INTAGRI:
<https://www.intagri.com/articulos/nutricion-vegetal/uso-de-extractos-de-ascophyllum-nodosum>
- Kandus, M. V. (2014). Mejoramiento Tradicional en Cultivo de Maíz. Obtenido de Argentina: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA):
<https://inta.gob.ar/documentos/mejoramiento-tradicional-del-cultivo-de-maiz>
- Kyrkby , E., & Romheld , V. (2007). Micronutrientes en la Fsiología de las Plantas: Funciones Absorción y Movilidad. Obtenido de Argentina: Universidad Nacional del Nordeste, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales y Agrimensura:
<http://exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/MicronutrientesenlaFisiologia.pdf>

- Lafitte, H. R. (2001). Fisiología del maíz tropical. Obtenido de R. L. Paliwal, G. Granados, H. R. Lafitte, A. D. Violic. El maíz en los Tópicos: Mejoramiento y Producción. Italia: FAO: www.fao.org/docrep/003/X7650S/x7650s05.htm#TopOfPage
- Martínez Alcantara, B., & Quiñones, A. (2017). Principales Bioestimulantes y Efectos en el Cultivo de los Cítricos. Obtenido de Vida Rural, No. 436, 56-60: <http://agriculturers.com/principales-bioestimulantes-y-efectos-en-el-cultivo-de-los-citricos/>
- Medjdoub, R. (2015). Algas Marinas y la Agricultura. Obtenido de Zaragoza, España: ADIEGO, Cat Saigner Agricultura: http://catsaigner.adiego.com/sites/default/files/las_algas_marinas.pdf
- Ortas, L. (2008). El Cultivo de Maíz: Fisiología y Aspectos Generales. Obtenido de Argentina: Agrigan, Boletín no. 7, 7 p.: <https://rdu-demo.unc.edu.ar/bitstream/handle/123456789/703/Agrigan%20boletín%207.pdf?sequence=1>
- Palazón, P. A. (2012). Bioestimulantes en Inductores de Resistencia en el Control de las Enfermedades de la Madera. Obtenido de España: Investigación y Desarrollo de Ensayos Agroalimentarios (IDEAGRO): http://www.winetech-sudoe.eu/files/04_Pedro_Palazon_Presentacion.pdf
- Pintos López, B., Martín Calvarro, L., & Gómez Garay, A. (2014). Agentes Antimotóticos en la Obtención de Plantas Doble Haploides. Obtenido de Reduca (Biología). Serie Botánica, 7 (2), 12-18: https://www.researchgate.net/publication/270743156_Agentes_antimitoticos_en_la_obtencion_de_plantas_doble-haploides
- Prasanna, B., Chaikam, V., & Mahuku, G. (2013). Tecnología de Doble Haploides en el Mejoramiento de Maíz: Teoría y Práctica. Obtenido de México: Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo (CIMMYT): <https://repository.cimmyt.org/bitstream/handle/10883/1369/97395.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Ramírez Mandujano, C. A., González Cortés, J. C., & Gómez Villa, J. L. (2016). Selección por Vigor Inicial de Planta de Maíz en Vivero. Obtenido de Ciencia y Tecnología Agropecuaria, 4(2), 10-18: <http://www.somecta.org.mx/Revistas/2016-2/2016-2/CYTAM4-2-2-2016.pdf>

Ramirez, R. (16 de Marzo de 2018). Aspectos Científicos de Dobles Haploides, Guatemala, Syngenta R&H, Gerente de laboratorio. (C. Paz, Entrevistador)

Rodríguez Neave, F. (2015). Sustancias Húmicas: Origen, Caracterización y uso en la Agricultura. Obtenido de México: INTAGRI: <https://www.intagri.com/articulos/nutricion-vegetal/acidos-humicos-fulvicos-nutricion-vegetal#>

Rodriguez, M., & Flores, V. (2004). Elementos Esenciales y Beneficiosos. Obtenido de En: J. L.Guzman Palomino y J. López Galvez (Eds.). Ferti-Riego: Tecnologías y Programación en Agroplasticultura. Bogotá, Colombia: CYTED: <http://repositorio.ual.es/bitstream/handle/10835/3133/F13.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Saborío, F. (2002). Bioestimulantes en Fertilización Foliar. (pp. 25-35). Obtenido de En: G. Melendez y E. Molina (Eds.). Fertilización Foliar: Principios y Aplicaciones. Costa Rica: Universidad de Costa Rica, Centro de Investigaciones Agronómicas, Laboratorio de Suelos y Foliares: http://www.nutricaodeplantas.agr.br/site/downloads/unesp_jaboticabal/Memoria_CursoFertilizacionFoliar.pdf#page=110

Sánchez Ortega, I. (2014). Maíz I (Zea mays). Obtenido de Reduca (Biología). Serie Botánica, 7(2), 151-171: <http://revistareduca.es/index.php/biologia/article/view/1739/1776>

Sbarbaro, R. (1989). Etapas para la Obtención de un Híbrido de Maíz. Obtenido de Investigación y Progreso Agropecuario La Platina, No. 56, 7-11: <http://biblioteca.inia.cl/medios/biblioteca/IPA/NR08648.pdf>

Syngenta, Guatemala. (2017). Condiciones Edafoclimáticas de Finca Esquejes.
Guatemala: Syngenta.

Tradecorp, México. (2017). Aminoácidos y Agricultura. Obtenido de México: Tradecorp:
<http://tradecorp.mx/wp-content/uploads/2017/11/02-aminoacidos-1.pdf>

WikiGuate. (2016). Jalapa. Obtenido de WikiGuate: <https://wikiguate.com.gt/jalapa/>



Rolando Barrios

TESIS Y DOCUMENTOS DE GRADUACIÓN
FAUSAC
REVISIÓN

2.9. ANEXOS

2.9.1. Boletas de registro utilizadas para toma de datos

Cuadro 21A. Boleta de registro de datos de sobrevivencia y aptitud, de una población de maíz evaluada.

Material	Bloque	Tratamiento	Plantas sembradas	Plantas vivas	Sobrevivencia	Plantas aptas	% Aptitud	Categoría de pilón			
								1	2	3	4
18ww900163	1	Testigo	35	24	68.57	21	87.500	20	1	2	1
18ww900163	1	Fitomare	35	32	91.43	31	96.875	27	4	1	0
18ww900163	1	Razormin	35	35	100.00	34	97.143	30	4	1	0
18ww900163	1	Raykat	35	35	100.00	35	100.000	34	1	0	0
18ww900163	1	Aminocat	35	35	100.00	34	97.143	30	4	1	0
18ww900163	1	Seamaxx	35	34	97.14	26	76.471	23	3	5	3
18ww900163	1	Hormovit	35	31	88.57	25	80.645	23	2	4	2
18ww900163	2	Testigo	35	34	97.14	27	79.412	20	7	2	5
18ww900163	2	Fitomare	35	33	94.29	28	84.848	24	4	3	2
18ww900163	2	Razormin	35	33	94.29	32	96.970	30	2	1	0
18ww900163	2	Raykat	35	29	82.86	25	86.207	20	5	2	2
18ww900163	2	Aminocat	35	30	85.71	23	76.667	17	6	1	6
18ww900163	2	Seamaxx	35	34	97.14	26	76.471	21	5	2	6
18ww900163	2	Hormovit	35	32	91.43	28	87.500	25	3	1	3
18ww900163	3	Testigo	35	35	100.00	22	62.857	21	1	4	9
18ww900163	3	Fitomare	35	33	94.29	32	96.970	25	7	0	1
18ww900163	3	Razormin	35	32	91.43	25	78.125	20	5	2	5
18ww900163	3	Raykat	35	33	94.29	27	81.818	22	5	3	3
18ww900163	3	Aminocat	35	27	77.14	22	81.481	20	2	3	2
18ww900163	3	Seamaxx	35	31	88.57	26	83.871	20	6	2	3
18ww900163	3	Hormovit	35	29	82.86	26	89.655	23	3	0	3

Fuente: elaboración propia, 2018.

Cuadro 22A. Boleta para el registro de datos de altura y diámetro de tallo.

Toma de datos en hardening		1 ddt 10 ddt 15 ddt																													
Bloque	Tratamiento	Altura Inicial (cm)															Diámetro del tallo (mm)														
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
I	FITOMARE																														
I	RAZORMIN																														
I	RAYKAT																														
I	AMINOCAT																														
I	SEAMAX																														
I	HORMOVIT																														
I	TESTIGO																														
II	FITOMARE																														
II	RAZORMIN																														
II	RAYKAT																														
II	AMINOCAT																														
II	SEAMAX																														
II	HORMOVIT																														
II	TESTIGO																														
III	FITOMARE																														
III	RAZORMIN																														
III	RAYKAT																														
III	AMINOCAT																														
III	SEAMAX																														
III	HORMOVIT																														
III	TESTIGO																														

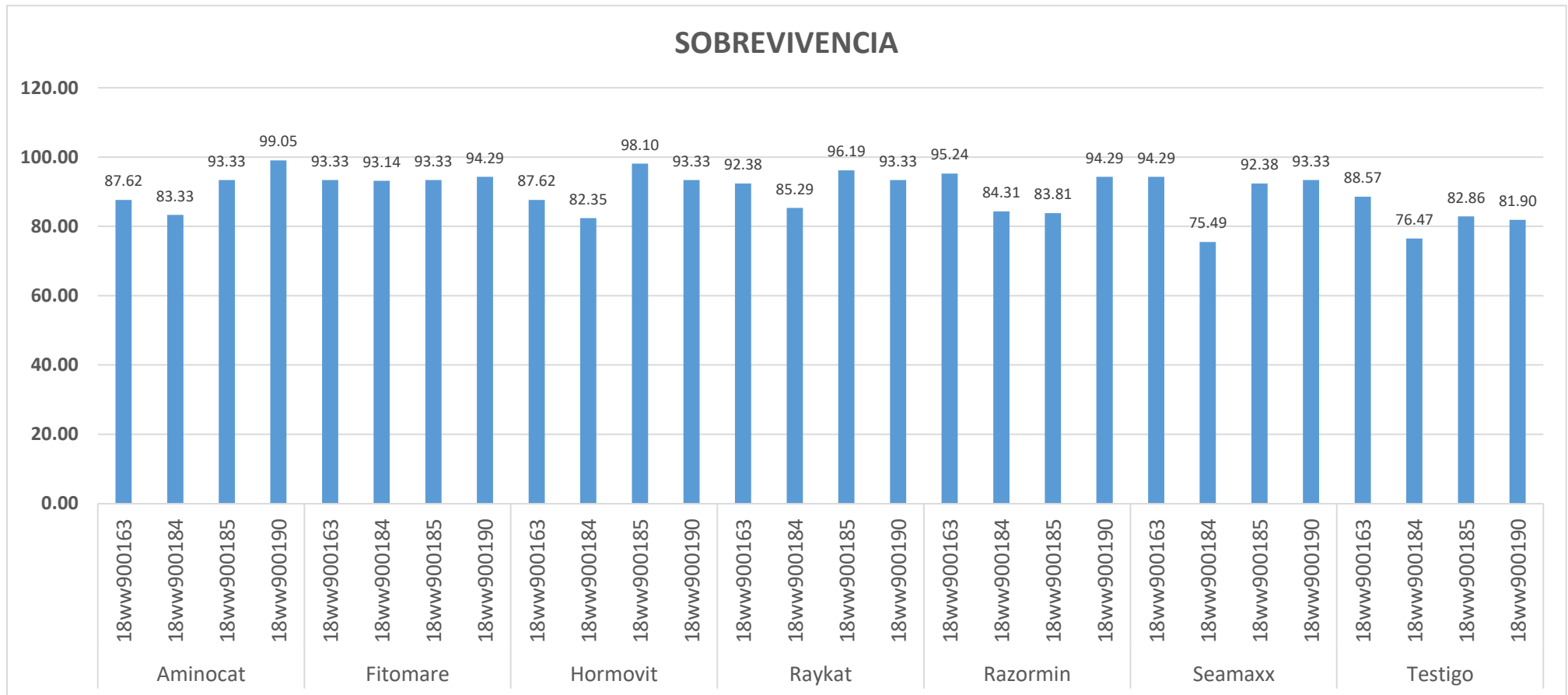
Fuente: elaboración propia, 2018.

Cuadro 23A. Boleta para el registro de datos de cantidad de clorofila.

Población	Bloque	Tratamiento	7 días después del trasplante															14 días después del trasplante															
			Cantidad de clorofila (micromoles/m2)														Promedio inicial clorofila	Cantidad de clorofila (micromoles/m2)														Promedio final clorofila	
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14		15	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13		14
18WW900163	I	FITOMARE																															
18WW900163	I	RAZORMIN																															
18WW900163	I	RAYKAT																															
18WW900163	I	AMINOCAT																															
18WW900163	I	SEAMAX																															
18WW900163	I	HORMOVIT																															
18WW900163	I	TESTIGO																															
18WW900163	II	FITOMARE																															
18WW900163	II	RAZORMIN																															
18WW900163	II	RAYKAT																															
18WW900163	II	AMINOCAT																															
18WW900163	II	SEAMAX																															
18WW900163	II	HORMOVIT																															
18WW900163	II	TESTIGO																															
18WW900163	III	FITOMARE																															
18WW900163	III	RAZORMIN																															
18WW900163	III	RAYKAT																															
18WW900163	III	AMINOCAT																															
18WW900163	III	SEAMAX																															
18WW900163	III	HORMOVIT																															
18WW900163	III	TESTIGO																															

Fuente: elaboración propia, 2018.

2.9.2. Resultados de la sobrevivencia en la evaluación de bioestimulantes.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 36A. Gráfica de sobrevivencia para los tratamientos y poblaciones evaluados.

2.9.3. Establecimiento de la evaluación de bioestimulantes en invernadero.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 37A. Fotografía del establecimiento de la evaluación de bioestimulantes en invernadero.

2.9.4. Temperatura interna registrada en el invernadero para aclimatación.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 38A. Fotografía de las temperaturas registradas en el invernadero.



3.1. PRESENTACIÓN

El cultivo de maíz (*Zea mays*. L), es un cultivo que presenta una gran importancia para Guatemala, principalmente por ser la base de la dieta alimenticia, debido a su alto contenido de carbohidratos, así como también por todos los productos que se derivan. A nivel mundial su importancia radica en el procesamiento que se le da, para realización de concentrados, derivados alimenticios como cereales, entre otros.

Debido a la importancia que posee el maíz a nivel mundial, es una planta ampliamente estudiada, para utilizar características a beneficio del ser humano, como la resistencia a plagas y enfermedades entre otros aspectos relacionados a la producción de granos, como el rendimiento, tamaño de grano, contenido de nutrientes, etc.

El centro de investigación de cultivos, presenta entre sus funciones, la creación de líneas puras de cultivares de maíz provenientes de distintas partes del mundo utilizando la tecnología de dobles haploides, que permite obtener líneas endogámicas de maíz, en 2 o 3 generaciones, en contraste con el método tradicional, en donde se requieren al menos 6 a 8 generaciones, para obtener líneas endogámicas de maíz.

La tecnología de dobles haploides es conocida a nivel mundial, debido a su eficiencia para el fitomejoramiento, y ha sido adoptada en muchos países para la creación de líneas puras de distintos cultivos. Algunas de las desventajas que se pueden presentar al emplear esta tecnología, corresponden a la pérdida de vigorosidad, o susceptibilidad de algunas plantas, debido principalmente a que en el proceso de transformación, no se realiza un doblaje cromosómico exitoso. Como también se puede deber a que la colchicina en algunos materiales susceptibles, o embriones muy pequeños, puede provocar mortandad o atrofia en estos mismos. Otro aspecto importante es que estas plantas presentaran solamente las características de la madre, las cuales han sido seleccionadas rigurosamente por fitomejoradores, y muchas de ellas no tienen que ver con la vigorosidad de la planta; como

el tamaño, formación de raíces, sobrevivencia; si no que pueden estar relacionadas con la resistencia a alguna enfermedad, producción de granos, o contenido nutricional, etc.

En este contexto, es importante establecer alternativas que permitan un desarrollo adecuado de cultivares de maíz doble haploides, con el afán de aumentar los aspectos de sobrevivencia, vigorosidad y producción. Por lo tanto se detectaron dos distintas situaciones en el proceso de transformación de plantas doble haploides en el área de laboratorio y campo, en las cuáles se puede intervenir por medio de acciones específicas. El primer servicio corresponde a la evaluación de la sobrevivencia, vigorosidad y aspectos productivos en la etapa de baby nursery o incremento de dobles haploides de maíz, haciendo uso de productos bioestimulantes y de esta manera complementar el proceso realizado en el área de aclimatación o hardening, ya que evaluar el comportamiento de las plantas en campo definitivo, permitirá conocer de mejor manera el efecto que posee la aplicación de bioestimulantes y de esta manera brindar mejores resultados al final de la etapa productiva del cultivo.

El segundo servicio realizado, corresponde a la tecnificación de los procesos de extracción de embriones, haciendo uso de una maquina extractora (Power Washer), y de esta manera eficientizar el proceso de transformación de dobles haploides de maíz, considerando los aspectos de presiones y tiempo de uso, en la cantidad de embriones extraídos por mazorca, porcentaje de endosperma extraído, calidad de extracción, aspectos de contaminación y sobrevivencia de embriones en cuartos de crecimiento.

3.2. SERVICIO 1. EFECTO DE SEIS PRODUCTOS BIOESTIMULANTES EN LA SOBREVIVENCIA, CRECIMIENTO Y PRODUCCIÓN DE DOBLE HAPLOIDES DE MAÍZ (*Zea mays* L.) EN LA ETAPA DE BABY NURSERY, EN FINCA ESQUEJES S.A., JALAPA, GUATEMALA, C.A.

3.2.1. OBJETIVOS

A. OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de seis productos bioestimulantes en la sobrevivencia, crecimiento y producción de plantas doble haploides de maíz *Zea mays* L. en la etapa de baby nursery, en finca Esquejes S.A, Jalapa, Guatemala C.A.

B. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar el efecto de la aplicación de bioestimulantes en la sobrevivencia de plantas doble haploides en etapa de incremento.
- Evaluar el efecto de la aplicación de bioestimulantes en el crecimiento de plantas doble haploides en etapa de incremento.
- Evaluar el efecto de la aplicación de bioestimulantes en el contenido de clorofila de las plantas doble haploides en etapa de incremento.
- Conocer el efecto de los bioestimulantes en la producción de plantas doble haploides de maíz en la etapa de incremento.

3.2.2. METODOLOGÍA

A. Tratamientos

a. Factor A

El factor A lo constituyeron los mismos seis productos bioestimulantes que se evaluaron en los cultivos en la etapa de aclimatación (hardening), que presentan en su composición aminoácidos, macronutrientes, micronutrientes y algas marinas. La descripción de estos productos se muestra en la página 73, cuadro 6.

Las frecuencias de aplicación fueron; a los 8 días, 15 días y 30 días después del trasplante a campo definitivo (incremento de dobles haploides). En el cuadro 24 se muestran los productos comerciales, la frecuencia de aplicación, la forma de aplicación y la concentración para cada producto comercial.

Cuadro 24. Frecuencia, forma y concentración de aplicación de los productos bioestimulantes a evaluar.

Baby nursery				
TRATAMIENTO	PRODUCTO	FORMA DE APLICACIÓN	APLICACIÓN	CONCENTRACIÓN % V/V
A1	FITOMARE®	Foliar	8, 15 y 30 ddt	0.25
A2	RAZORMIN®	Foliar	8, 15 y 30 ddt	0.5
A3	RAYKAT®	Foliar	8, 15 y 30 ddt	0.3
A4	AMINOCAT®	Foliar	8, 15 y 30 ddt	0.25
A5	SEAMAX ®	Foliar	8, 15 y 30 ddt	0.5
A6	HORMOVIT®	Drench	8, 15 y 30 ddt	0.5
A0	TESTIGO			

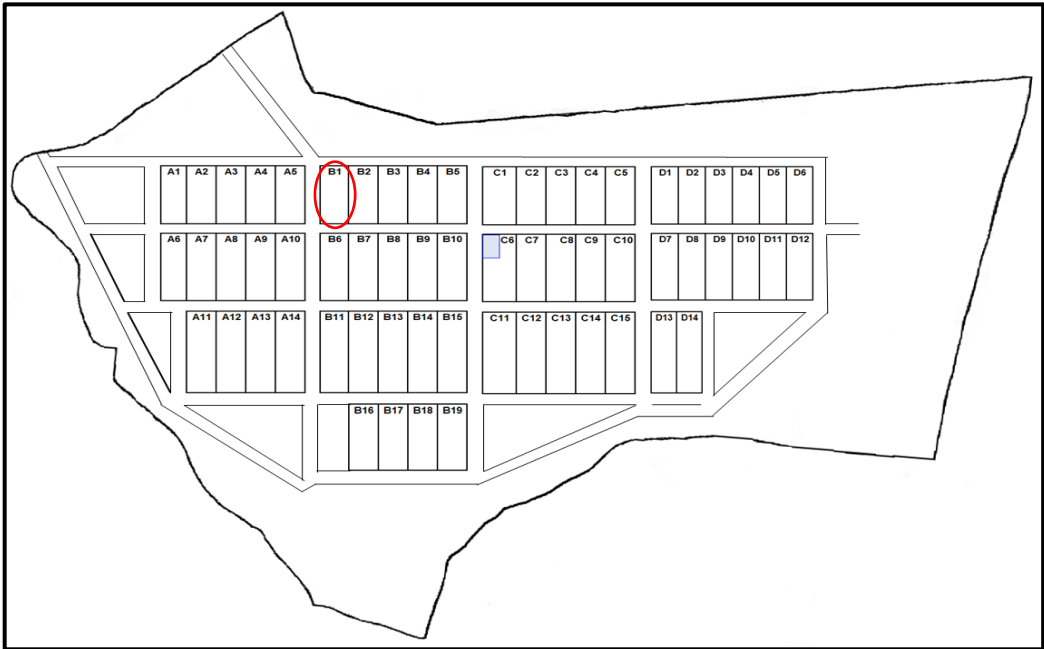
Fuente: elaboración propia, 2018.

b. Factor B

El factor B correspondió a cuatro germoplasmas de maíz, que corresponden a los mismos trabajados en la etapa de aclimatación, de esta manera se completó el ciclo de cada cultivar. Los germoplasmas son proporcionados por el departamento de investigación de Syngenta S.A. La descripción de estos germoplasmas se muestra en la página 74, cuadro 7.

B. Área experimental

El Experimento se estableció en el invernadero B1 ubicado en la Finca Esquejes S.A, Jalapa Guatemala; el cual está construido de madera y malla negra, las dimensiones que posee este invernadero son: 90 m de longitud y 25 m de ancho. En la figura 39 se presenta la ubicación del invernadero dentro de la finca.



Fuente: (Esquejes S.A., 2018).

Figura 39. Ubicación del invernadero dentro de la finca.

C. Diseño experimental

El diseño experimental que se utilizó para la investigación fue un arreglo en parcelas divididas con un diseño en bloques completos al azar, con un total de 28 tratamientos y 84 unidades experimentales. La parcela grande corresponde a cada tratamiento de bioestimulante y la parcela pequeña a cada población evaluada.

D. Modelo estadístico

El modelo estadístico utilizado para el arreglo en parcelas divididas es el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \rho_k + d_{ik} + B_j + (\alpha B)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} : Valor del i-ésimo nivel del factor A, j-ésimo nivel del factor B, y k-ésimo bloque (repetición).

μ : media general.

α_i : efecto del i-ésimo nivel del factor A (bioestimulante).

ρ_k : Efecto del k-ésimo bloque.

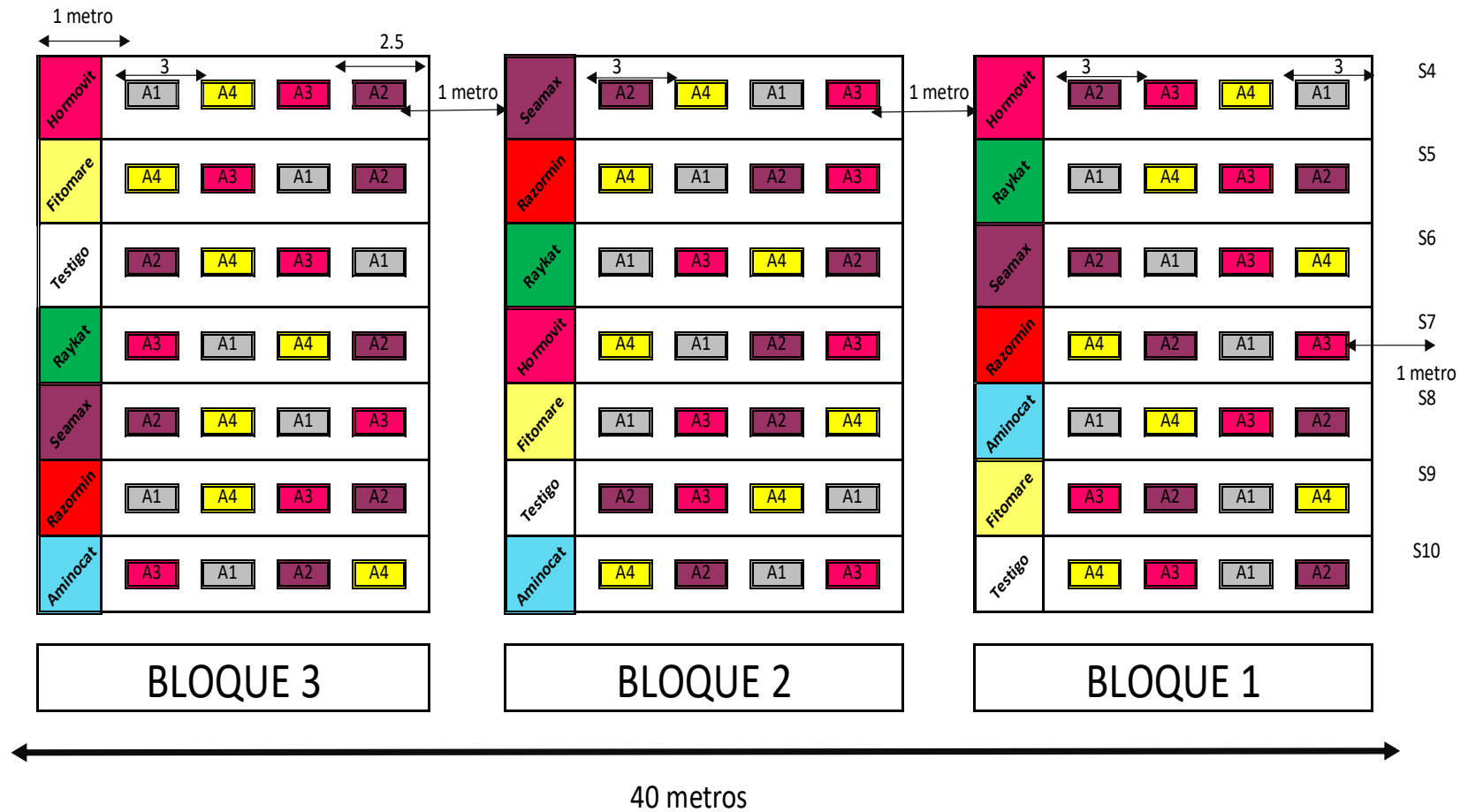
d_{ik} : Error aleatorio de la parcela completa (Error 1).

B_j : Efecto del j-ésimo nivel del factor B (Población).

$(\alpha B)_{ij}$: Efecto de la interacción entre ambos factores (Bioestimulante*Población).

ε_{ijk} : Error aleatorio de la subparcela (Error 2).

E. Aleatorización de los tratamientos



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 40. Aleatorización de tratamientos y poblaciones.

F. Unidad experimental

La unidad experimental estuvo constituida por 20 plantas, las cuales se seleccionaron previamente, con base a las plantas que sobrevivieron en la etapa de aclimatación, en donde se establecieron 35 plantas, así también se tomó en cuenta las plantas en condiciones aptas para trasplante, tomando como referencia la categorización de pilones presentada en la figura 24, página 83.

En la figura 41, se presenta una unidad experimental de la evaluación de bioestimulantes en campo definitivo.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 41. Unidad experimental conformada por 20 plantas de maíz.

G. Variables de respuesta

a. Variables de respuesta para la sobrevivencia de plantas de maíz en la etapa de incremento de dobles haploides

i. Porcentaje de sobrevivencia

Con base en el número de plantas establecidas al inicio de la evaluación en cada unidad experimental (20 plantas), se contabilizó el número de plantas que sobrevivieron a los ocho días después del trasplante y se registró en una boleta de datos en formato Excel.

b. Variables de respuesta para vigorosidad de plantas de maíz en la etapa de incremento de dobles haploides

i. Altura de planta

Se realizaron dos mediciones de altura de planta; a los 10 y a los 28 días después del trasplante a campo definitivo. Se seleccionaron ocho plantas al azar y se identificaron. Se midió la altura haciendo uso de una cinta métrica, desde la base del tallo, hasta la hoja más alta de la planta. En la figura 42, se puede observar la forma en la que se tomó la altura de planta de maíz.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 42. Toma de altura de planta, A. 10 días después de trasplante B. 28 días después del trasplante.

ii. Diámetro de tallo

Se realizaron dos mediciones de diámetro de tallo, a los 10 y a los 28 días después del trasplante. El diámetro se midió haciendo uso de un vernier graduado en milímetros y se tomó la lectura en la base del tallo de la planta. La lectura se realizó en las mismas ocho plantas seleccionadas en el establecimiento de la evaluación, en campo definitivo.

En la figura 43, se observa la medición del diámetro del tallo a los 10 y 28 días después del trasplante.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 43. Toma de diámetro del tallo en plantas de maíz doble haploides.

c. Variables de respuesta para el contenido de clorofila de plantas de maíz en la etapa de incremento de dobles haploides

i: Medición de unidades relativas de clorofila (URC)

El contenido de clorofila se determinó por medio de un medidor de clorofila (atLeaf), el cual expresa el contenido de clorofila en unidades relativas de clorofila (URC). Se realizaron lecturas a los 10 días y a los 20 días después del trasplante a campo definitivo. Las lecturas se realizaron en la primera o segunda hoja que se encontraba en activo crecimiento o en este caso 1/3 de la parte alta de la planta.

En la figura 44, se presenta la medición de clorofila a los 10 y 20 días después del trasplante.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 44. Toma de datos de unidades relativas de clorofila. A. 10 días después de trasplante, B. 20 días después de trasplante.

d. Variables de respuesta para la producción de plantas de maíz en la etapa de incremento de dobles haploides

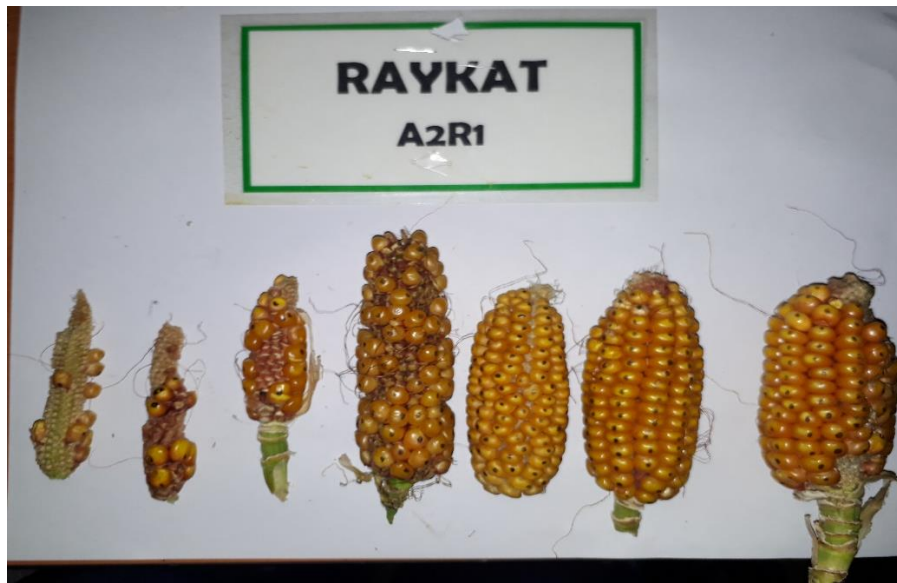
i. Número de granos por mazorca

Se contabilizó el número de granos por mazorca, estableciendo un promedio para cada tratamiento. Luego de la cosecha se trasladaron las mazorcas al área de conteo de granos y por medio de un marcador se marcaba cada uno de los granos contabilizados por mazorca. En la figura 45, se puede observar las condiciones de las plantas doble haploides de maíz, previo a realizar la cosecha, mientras que en la figura 46, se puede verificar las mazorcas, con el conteo de cada uno de los granos presentes.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 45. Plantas doble haploides de maíz, previo a la cosecha.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 46. Mazorcas cosechadas y granos contabilizados por mazorca.

ii. Retorno de mazorcas

El porcentaje de retorno, se establece según el número de mazorcas doble haploides de maíz cosechadas vs el número de plantas trasplantadas en el área de incremento de doble haploides, este porcentaje se encuentra establecido para el año 2018 en un 28%. Se cosecharon las mazorcas por cada tratamiento y se identificaron, según la repetición y la unidad experimental, posteriormente se trasladaron al área de conteo, en donde se contabilizó el número de mazorcas por cada tratamiento.

H. Análisis de datos

El análisis de datos de cada una de las variables se realizó por medio del programa estadístico InfoStat. Los datos se recolectaron en boletas de registro en formato Excel® (ver anexo 3.4.3.) y posteriormente se realizaron promedios de cada uno de ellos. Se realizó un análisis de varianza para cada una de las variables y en el caso de las variables que presentaron diferencia estadística significativa, se realizó un análisis post ANDEVA por medio del criterio de Scott & Knott.

I. Manejo del experimento

a. Trasplante y establecimiento del cultivo

Luego de poseer un suelo bien preparado con todas las necesidades requeridas, se revisan las poblaciones presentes en Hardening las cuales se encuentran listas para ser trasplantadas. Se utilizan trasplantadoras mecánicas, que permiten trasplantar las plantas en menor tiempo, en comparación a un trasplante manual. El transplante se realiza a doble surco al tresbolillo, con un distanciamiento entre planta de 0.20 metros ya definido con la trasplantadora. Los surcos tienen una longitud de 84 m con una capacidad aproximadamente de 790 plantas.

b. Aislamiento de jilote

Este proceso se realiza verificando las plantas que empiezan a formar el jilote, aproximadamente a los 30 o 40 días después del trasplante, se aísla cubriendo con glassine (shoot bag), lo que permite que la seda no se contamine por polen de alguna otra planta que se encuentre liberando polen. Este proceso varía según el desarrollo de la planta, ya que no todas las plantas de una misma población presentan el mismo crecimiento.

c. Aislamiento de la espiga

En este proceso se aísla la espiga con el objetivo que el polen no se pierda y no se traslade por el viento hacia otras plantas. De igual manera se cubre la espiga con glassine (shoot bag) y se realiza entre 7 a 14 días después del aislamiento del jilote.

d. Preparado

Este proceso permite que el jilote se encuentre en aptas condiciones para poder recibir el polen cuando se realice la polinización, en este proceso se corta la tusa en exceso del jilote para que la seda pueda emerger y desarrollarse adecuadamente.

e. Autopolinización

Este proceso se realiza de dos a cinco días después del preparado de la seda. El polen liberado por las anteras, las cuáles se aislaron previamente por medio del glassine, se aplica directamente en los estigmas y se distribuye uniformemente. En algunas plantas en donde la liberación de polen es muy reducida, se procede a repetir la polinización por dos o tres veces, para permitir la receptividad del polen y tasa de fecundación alta.

f. Destusado

Se elimina las brácteas, de las mazorcas que ya presentan un desarrollo del grano adecuado, para reducir el daño de contaminaciones por hongos de campo, estas mazorcas se cubren con glassine, para evitar el daño por aves que se alimentan de los granos. Este proceso se realiza a los 30 días de la polinización aproximadamente.

g. Cosecha

Esta actividad consiste en extraer las mazorcas de maíz, que se da generalmente a los 15 días después del destusado, cuando poseen aproximadamente un 50% de secado en campo. En el caso de las mazorcas que presentan contaminaciones por hongos o daños por insectos, se eliminan. Posterior a este proceso se trasladan al área de secado, en donde se colocan por cinco días y se determina la humedad, que debe de estar entre un 12 % y 13 %.

h. Riego

Se cuenta con un sistema de riego por goteo que presenta un gotero a cada 0.2 m, se verifican fugas y/o taponamientos, este sistema se encuentra adaptado al sistema de tuberías que se utiliza en la finca para riego y fertirriego, y el caudal del sistema de riego es de 0.91 l/h.

i. Fertilización

La fertilización se divide en tres partes

- Después del trasplante: se realizan dos aplicaciones de fertilización granular manualmente, a los 8 y a los 16 días, principalmente con nitrógeno, fosforo y zinc, que es equivalente al 40 % de requerimiento del cultivo.
- Fertirriego: se aplica en el riego una solución madre de nitrógeno, fosforo y potasio, con calcio, hierro y zinc, formulación propia de la finca, en el ciclo fenológico del cultivo, que es equivalente al 60 % de requerimiento del cultivo.
- Fertilización foliar: en la etapa vegetativa se aplica principalmente magnesio, hierro y zinc, iniciando en la semana 2 después del trasplante y finalizando en la semana 8 del cultivo. En la etapa reproductiva se asperja cada 15 días con calcio, coro y zinc.

j. Aplicación de plaguicidas

Se realizan monitores de plagas, por medio de trampas pegajosas de colores, para mosca blanca (*Bemisia tabaci*), fungus gnat (*Fungus gnat*) y trips (*Frankliniella* spp) principalmente, utilizando seis trampas de cada color, amarillo y azul dentro del invernadero.

Se realizan aplicaciones de plaguicidas, por medio de planificaciones establecidas en la finca, según la etapa del cultivo. En el estado vegetativo que se encuentra en la semana uno a la semana nueve del cultivo, se realizan aplicaciones de productos insecticidas como Engeo®, Karate®, Ampligo®, entre otros; así también para la etapa reproductiva.

En las aplicaciones de fungicidas, de igual manera se encuentran establecidas calendarizaciones, para el estado vegetativo y reproductivo del cultivo, de manera preventiva y para control de enfermedades.

En el caso de productos acaricidas, se inician aplicaciones preventivas a partir de la semana cinco del cultivo durante el estado vegetativo.

k. Aplicación de bioestimulantes

Las aplicaciones se realizaron a los ocho, 15 y 30 días después del trasplante a la etapa de incremento de dobles haploides. Se realizó en horarios entre 7 a 9 de la mañana, debido a que en este horario se presentan las temperaturas más adecuadas para la aplicación ($< 25^{\circ}\text{C}$); aunque es importante mencionar que debido al número de plantas presentes en el invernadero, las temperaturas fluctúan en valores más altos, generalmente mayor a 30°C . La aplicación se realizó por medio de una bomba de mochila manual, aplicando el producto de manera foliar y a un paso constante, cubriendo todas las plantas presentes en la parcela grande; que corresponde al tratamiento. Para el caso del tratamiento Hormovit, se aplicó a la base del tallo (drench) y de igual manera se realizó la aplicación a todas las plantas presentes en la unidad experimental.

Para evitar la deriva del producto en el momento de la aplicación, se colocó en cada unidad experimental, a las orillas de cada surco, nylon transparente, con el objetivo de impedir el paso de pequeñas gotas hacia las demás plantas de distintos tratamientos establecidos en el experimento.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 47. Aplicación de bioestimulantes en baby nursery.

3.2.3. RESULTADOS

A. Sobrevivencia de plantas de maíz en la etapa de incremento de dobles haploides

En la figura 41, se presentan los resultados obtenidos para la variable respuesta de sobrevivencia de plantas de maíz, en la etapa de incremento de doble haploides, tomando en cuenta los tratamientos bioestimulantes evaluados, así como las cuatro poblaciones de maíz que se estudiaron.

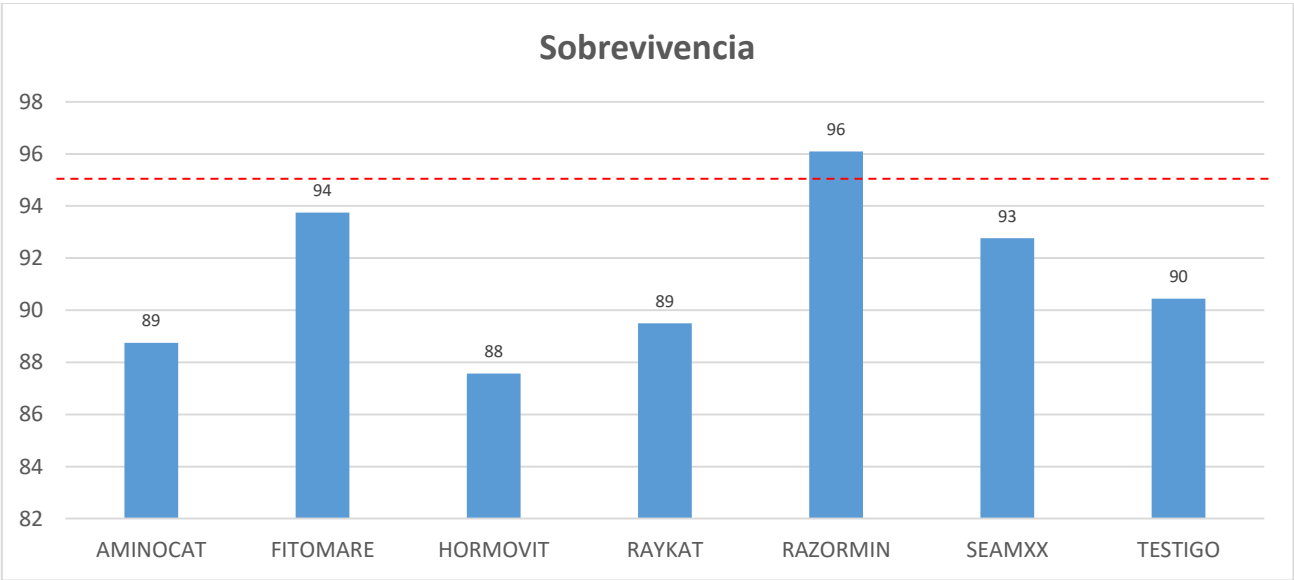


Figura 48. Sobrevivencia de plantas doble haploides de maíz para los tratamientos bioestimulantes.

El mayor porcentaje de sobrevivencia corresponde al tratamiento Razormin, con 96 %, le siguió el producto Fitomare con un 94 %. Con el producto Seamax, se obtuvo un 93 %. Los tratamientos con menor porcentaje de sobrevivencia corresponden a Hormovit con 88 % y

Aminocat y Raykat con 89 % de sobrevivencia en la etapa de incremento de dobles haploides.

Es importante mencionar que el producto Fitomare también brindó resultados positivos en la sobrevivencia de plantas doble haploides de maíz en la etapa de aclimatación. Siendo uno de los componentes de este producto, extracto de algas marinas (*Ascophyllum nodosum*) en un 15 % p/p.

En el caso de Razormin, se puede observar que presentó un efecto positivo en la sobrevivencia de plantas doble haploides de maíz en la etapa de incremento de doble haploides, con un 96 %. Siendo el único tratamiento que presentó un porcentaje sobrevivencia mayor al permitido en la finca en esta etapa, que es del 95 %.

En el cuadro 25 se presenta el análisis de varianza para la variable respuesta, sobrevivencia de plantas doble haploides de maíz en la etapa de incremento de dobles haploides

Cuadro 25. Análisis de varianza de sobrevivencia de plantas doble haploides de maíz.

Análisis de varianza (sobrevivencia)						
F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	(Error)
Modelo.	10790.57	41	263.18	2.03	0.0122	
Bloque	2665.31	2	1332.65	10.29	0.0002	
Tratamiento*Bloque	2336.69	12	194.72	1.5	0.1614	
Tratamiento	657.74	6	109.62	0.56	0.7522	(Tratamiento*Bloque)
Material	947.24	3	315.75	2.44	0.0779	
Tratamiento*Material	4183.6	18	232.42	1.79	0.0598	
Error	5440.67	42	129.54			
Total	16231.24	83				

En el análisis de varianza para la variable de sobrevivencia presentado en el cuadro 25, se observa que no existe diferencia estadística significativa para los tratamientos bioestimulantes, evaluados en la etapa de incremento de dobles haploides.

Al obtener un p -valor > 0.05 que corresponde al valor de significancia (5 %), se confirma que los tratamientos presentan medias iguales ya que tanto los tratamientos bioestimulantes como el testigo se comportan de la misma manera y no existe un tratamiento que induzca más que otra mayor sobrevivencia en plantas doble haploides de maíz, en la etapa de incremento de dobles haploides.

B. Crecimiento de plantas de maíz en la etapa de incremento de dobles haploides

a. Altura de planta

Los resultados obtenidos para la variable de altura de planta (cm) de las cuatro poblaciones de maíz evaluadas en la etapa de incremento de dobles haploides, se presentan en la figura 49. Se toman en cuenta los seis tratamientos bioestimulantes evaluados, más el testigo, donde se realizaron dos tomas de datos; a los 10 días después del trasplante y a los 28 días después del trasplante. Así también se utiliza como referencia el incremento de altura que se presentó para cada tratamiento.

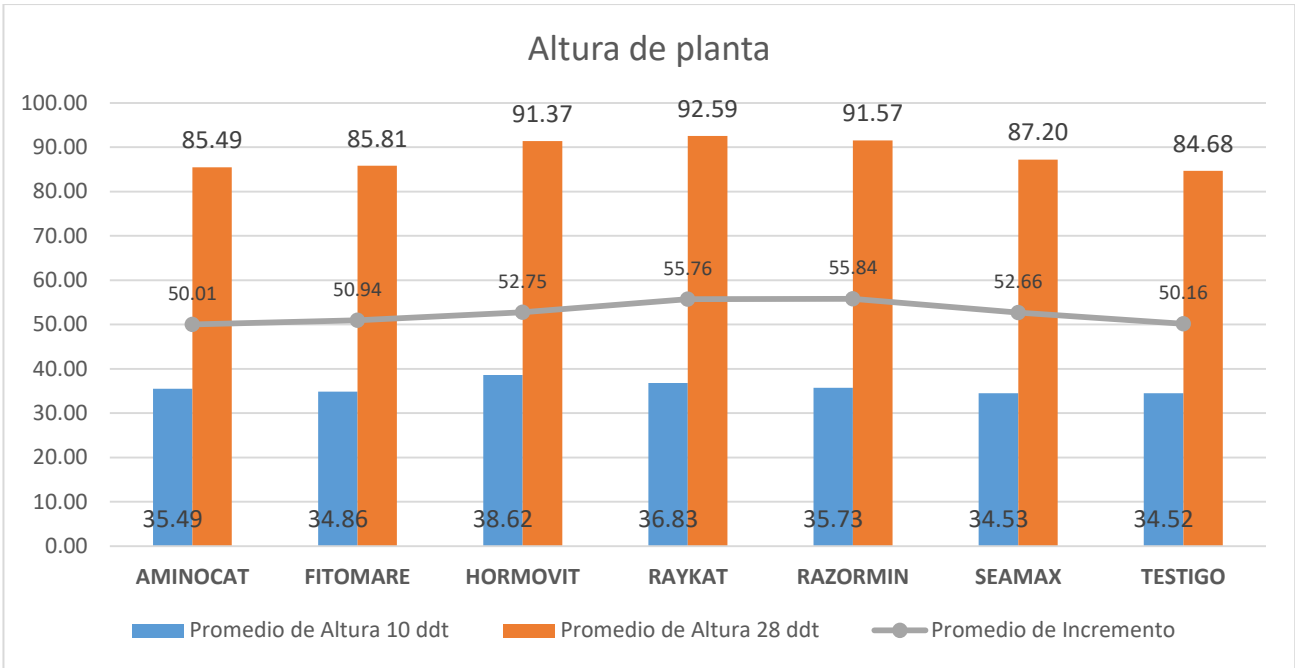


Figura 49. Gráfica de altura de planta (cm) a los 10 y 28 días después del trasplante.

Como se puede observar en la figura 49, los tratamientos bioestimulantes, no presentan una mayor variación en las alturas registradas a los 10 ddt y 28 ddt; sin embargo es importante mencionar que se presentó el mayor incremento de altura para el tratamiento Razormin, siendo éste de 55.84 cm, le siguió el tratamiento Raykat con 55.76 cm. Los tratamientos con menor incremento en la altura de planta corresponden a; Aminocat (50.01 cm), testigo (50.16) y Fitomare (50.94 cm).

En cuestión a las alturas registradas a los 28 días después del trasplante, se obtuvo que el tratamiento Raykat presentó la mayor altura de planta con 92.59 cm, los tratamientos Razormin y Hormovit con 91.57 cm y 91.37 cm respectivamente. Por último se obtuvo que los tratamientos; testigo, Aminocat y Fitomare, presentaron el menor registro de altura a los 28 días después del trasplante; con 84.68 cm, 85.49 cm y 85.81 cm respectivamente.

En el cuadro 26 se presenta el análisis de varianza para la variable de altura de planta a los 28 días después del trasplante al área de incremento de dobles haploides.

Cuadro 26. Análisis de varianza para la altura de planta a los 28 días después de trasplante

Análisis de varianza, altura de planta (28 días después de trasplante)						
FV	SC	gl	CM	F	P-valor	Error
Modelo	8115.14	41	197.93	6.84	<0.0001	
Bloque	157.71	2	78.85	2.73	0.0771	
Tratamiento	780.32	6	130.05	1.13	0.4034	Tratamiento*Bloque
Tratamiento*Bloque	1385.32	12	115.44	3.99	0.0004	
Población	5187.02	3	1729.01	59.77	<0.0001	
Tratamiento*Población	604.78	18	33.6	1.16	0.3339	
Error	1215	42	28.93			
Total	9330.14	83				

Para el caso del análisis de varianza de altura de planta a los 28 días después de trasplante, se puede observar en el cuadro 26, que no existe diferencia significativa para el factor tratamiento y para la interacción de tratamiento y población. Existiendo diferencia solamente para población, esto es debido a que las poblaciones se comportan completamente diferente, debido a su maduración y su región de origen. El análisis muestra que todas las medias de tratamientos son iguales, por lo que no existe tratamiento que induzca, más que otros, mayor altura de planta.

b. Diámetro de tallo

Los resultados obtenidos para la variable de diámetro de tallo de plantas de maíz doble haploides, a los 10 y 28 días después de trasplante a campo, se presentan en la figura 50. Se toma en cuenta las cuatro poblaciones de maíz evaluadas y los seis tratamientos

bioestimulantes, más el testigo. Así también se muestra la relación entre el incremento en la altura de planta para cada tratamiento y las alturas evaluadas.

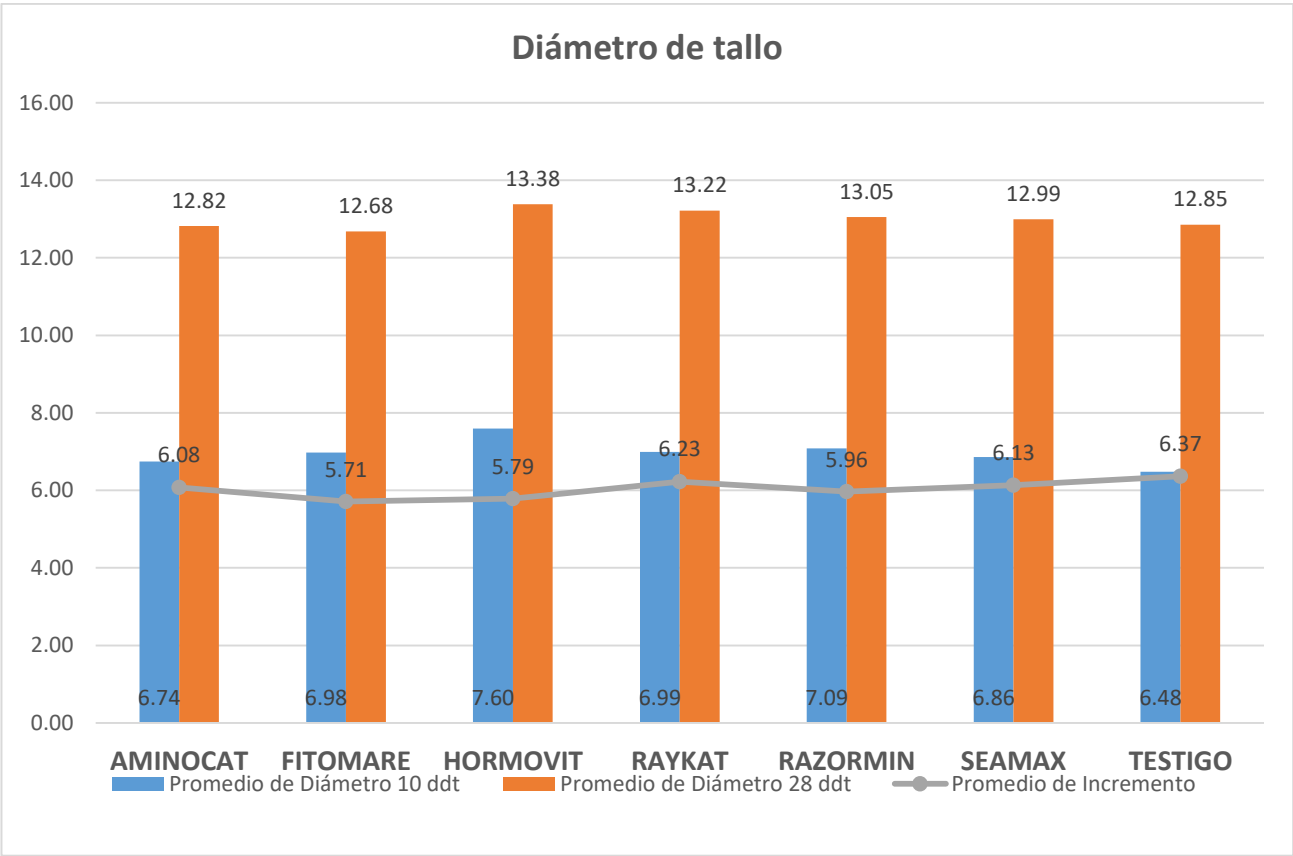


Figura 50. Gráfica del comportamiento de diámetro de tallo de plantas doble haploides de maíz.

En el cuadro 27, se presenta el análisis de varianza para la variable de diámetro de tallo a los 28 días después del trasplante al área de incremento de dobles haploides de maíz.

Cuadro 27. Análisis de varianza de diámetro de tallo a los 28 días después del trasplante.

Análisis de varianza, diámetro de tallo (28 días después del trasplante)						
FV	SC	gl	CM	F	P-valor	Error
Modelo	258.65	41	6.31	5.54	<0.0001	
Bloque	0.91	2	0.46	0.4	0.673	
Tratamiento	4.24	6	0.71	0.38	0.8765	Tratamiento*Bloque
Tratamiento*Bloque	22.17	12	1.85	1.62	0.1222	
Población	221.57	3	73.86	64.85	<0.0001	
Tratamiento*Población	9.77	18	0.54	0.48	0.9544	
Error	47.83	42	1.14			
Total	306.48	83				

Como se puede observar en el análisis de varianza presentado en el cuadro 27, no existe diferencia estadística significativa para la variable de diámetro de tallo a los 28 días después del trasplante, en los tratamientos bioestimulantes evaluados; por lo tanto, no existe tratamiento que induzca más que otro un aumento en el diámetro de tallo de plantas doble haploides de maíz en la etapa de incremento de dobles haploides.

B. Contenido de clorofila de plantas doble haploides de maíz en la etapa de incremento

El contenido de clorofila se midió en unidades relativas de clorofila, por medio de un medidor de clorofila (Atleaf) realizando dos lecturas, a los diez y 20 días después del trasplante a la etapa de incremento de doble haploides. En la figura 51, se presentan los resultados obtenidos para la variable de contenido de clorofila (URC) para los tratamientos bioestimulantes evaluados en las cuatro poblaciones de maíz, a los diez y 20 días después del trasplante.

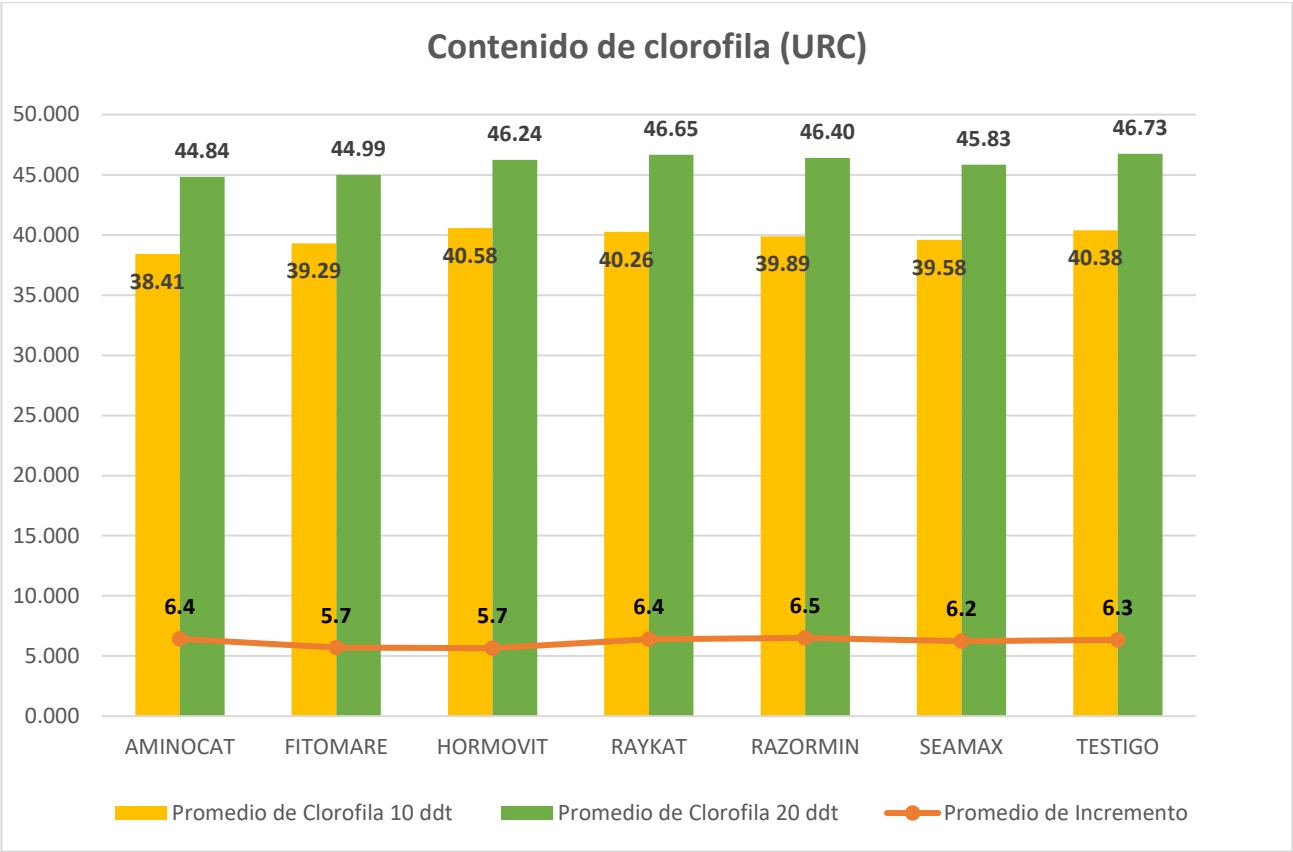


Figura 51. Gráfica del contenido de clorofila (URC), en plantas doble haploides de maíz.

En la figura 51, se presenta la gráfica para el contenido de unidades relativas de clorofila, para los tratamientos evaluados, más el testigo, Como se puede observar, los resultados obtenidos en esta variable, son similares para todos los tratamientos. Siendo los tratamientos con menor promedio de unidades relativas de clorofila, Fitomare y Hormovit (5.7 URC cada uno), en contraste con los tratamientos Razormin, Raykat y Aminocat que presentaron 6.5 URC, 6.4 URC, 6.4 URC, respectivamente.

En el cuadro 28, se presenta el análisis de varianza para el contenido de clorofila (URC) a los 20 días después del trasplante al área de incremento de doble haploides de maíz.

Cuadro 28. Análisis de varianza del contenido de clorofila (URC) a los 20 días después del trasplante.

Análisis de varianza, URC (20 días después del trasplante)						
FV	SC	gl	CM	F	P-valor	Error
Modelo	820.63	41	20.02	3.02	<0.0001	
Bloque	17.59	2	8.79	1.33	0.673	
Tratamiento	42.67	6	7.11	0.45	0.8307	Tratamiento*Bloque
Tratamiento*Bloque	189.06	12	15.76	2.38	0.0192	
Población	513.87	3	171.29	25.85	<0.0001	
Tratamiento*Población	57.43	18	3.19	0.48	0.9522	
Error	278.32	42	6.63			
Total	1098.95	83				

Según los resultados del análisis de varianza presentados en el cuadro 28, no existe diferencia estadística significativa, para la variable de contenido de clorofila a los 20 días después del trasplante. Por lo tanto no existe tratamiento que induzca más que otro el aumento en el contenido de clorofila en plantas de maíz en el área de incremento de dobles haploides. En este caso cabe mencionar que a pesar del resultado obtenido en el área de aclimatación en donde si se presentó diferencia significativa para los tratamientos; la aplicación en campo puede presentar distintas limitaciones como es el caso de la temperatura de aplicación, se recomienda realizar aplicaciones de bioestimulantes a temperaturas menores a 25 °C, sin embargo en los invernaderos utilizados para incremento de dobles haploides, el tamaño de la planta y el número de plantas presentes, provocan que las temperaturas fluctúen a valores muy altos (ver anexo 3.4.2.) por lo que el efecto de la aplicación de bioestimulantes se puede ver afectado.

C. Producción de plantas de maíz en la etapa de incremento de dobles haploides

Para conocer el efecto de los bioestimulantes en parámetros de producción, se detallan los resultados para las variables de respuesta de granos por mazorca y porcentaje de retorno.

a. Número de granos por mazorca

El número de granos por mazorca, es una variable de respuesta, que permite conocer los aspectos productivos del cultivo de maíz. En este caso se contabilizaron los granos presentes en cada mazorca cosechada y se realizó un promedio, según el número de mazorca por tratamiento. En la figura 52, se presenta la gráfica del promedio de granos por mazorca, para cada tratamiento bioestimulante, más el testigo. Así como también la relación del número de mazorcas cosechadas por tratamiento. Así también se presenta en la figura 53 un gráfico de interacción, en donde se compara el efecto de los bioestimulantes por cada población evaluada, en los granos por mazorca.

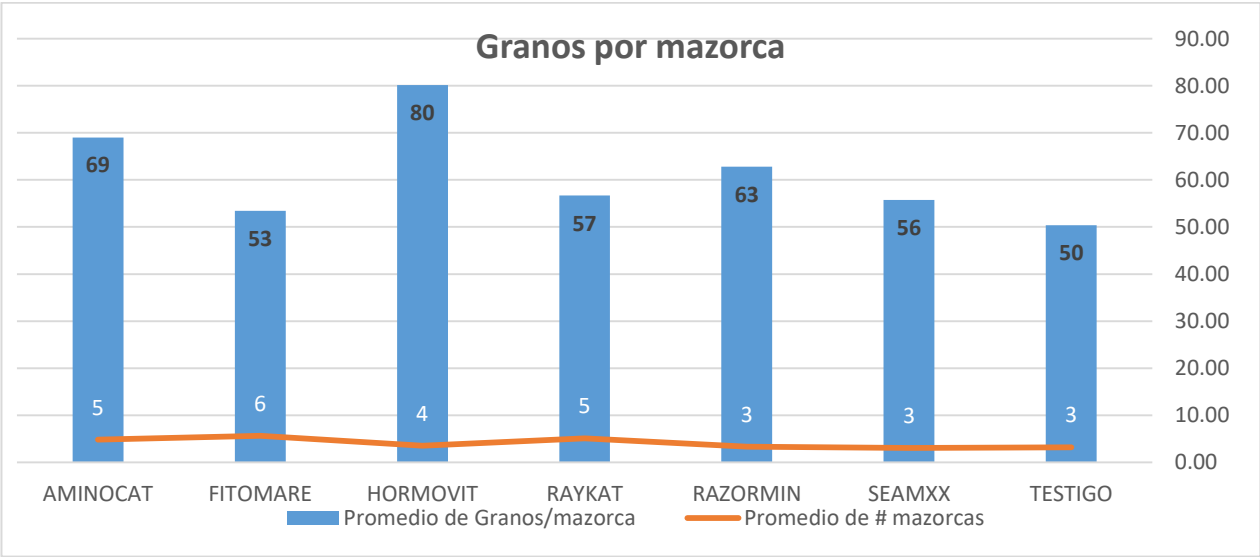


Figura 52. Gráfica del promedio de granos por mazorca vs número de mazorcas por tratamiento.

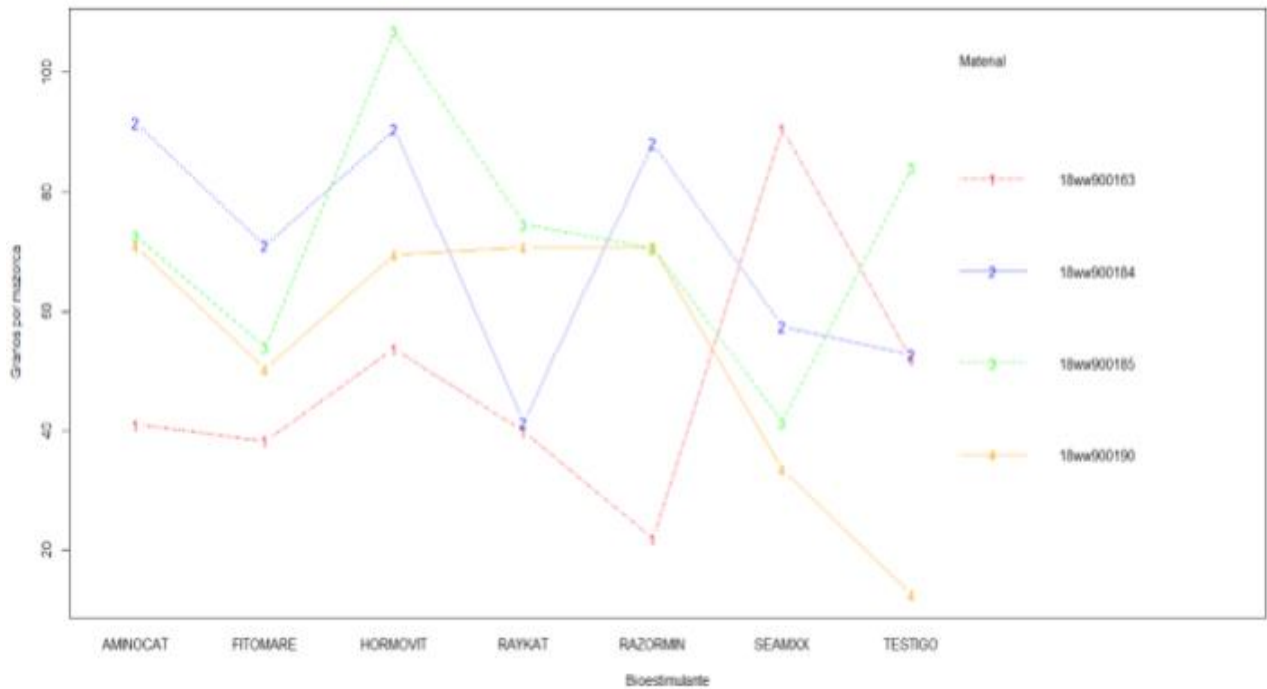


Figura 53. Gráfica de interacción de bioestimulantes y poblaciones para la variable de granos/mazorca.

Como se puede observar en la figura 52, el tratamiento que presentó el mayor promedio de granos por mazorca, corresponde a Hormovit, con 80 granos por mazorca, le siguió el tratamiento Aminocat, que presentó un promedio de 69 granos por mazorca. Los tratamientos con menor promedio de granos por mazorca, corresponden a testigo y Fitomare (50 y 53 granos por mazorca respectivamente)

En la figura 53, se observa la gráfica de la interacción de los tratamientos bioestimulantes y las poblaciones de maíz doble haploides evaluadas; en este caso se observa que la producción de granos por mazorca se ve influenciada por la aplicación de bioestimulantes, pero esta varía según el comportamiento de cada población de maíz evaluada. Esto debido principalmente a que cada población, presenta distintas regiones de origen, por lo tanto presentan distinta adaptabilidad, y aspectos relacionados a la producción, como es el caso de los granos por mazorca.

Cuadro 29. Análisis de varianza para la variable de granos/mazorca.

FV	GL	SC	CM	Valor F	Valor P
Bloque	2	9054	4527	2,42	0,101
Tratamiento	6	7820	1303	0,697	0,654
Población	3	8886	2962	1,584	0,208
Tratamiento* Población	18	25407	1411	0,755	0,737
Error A (efecto de tratamiento)	12	16981	1415	0,757	0,689
Residuo	42	78560	1870		

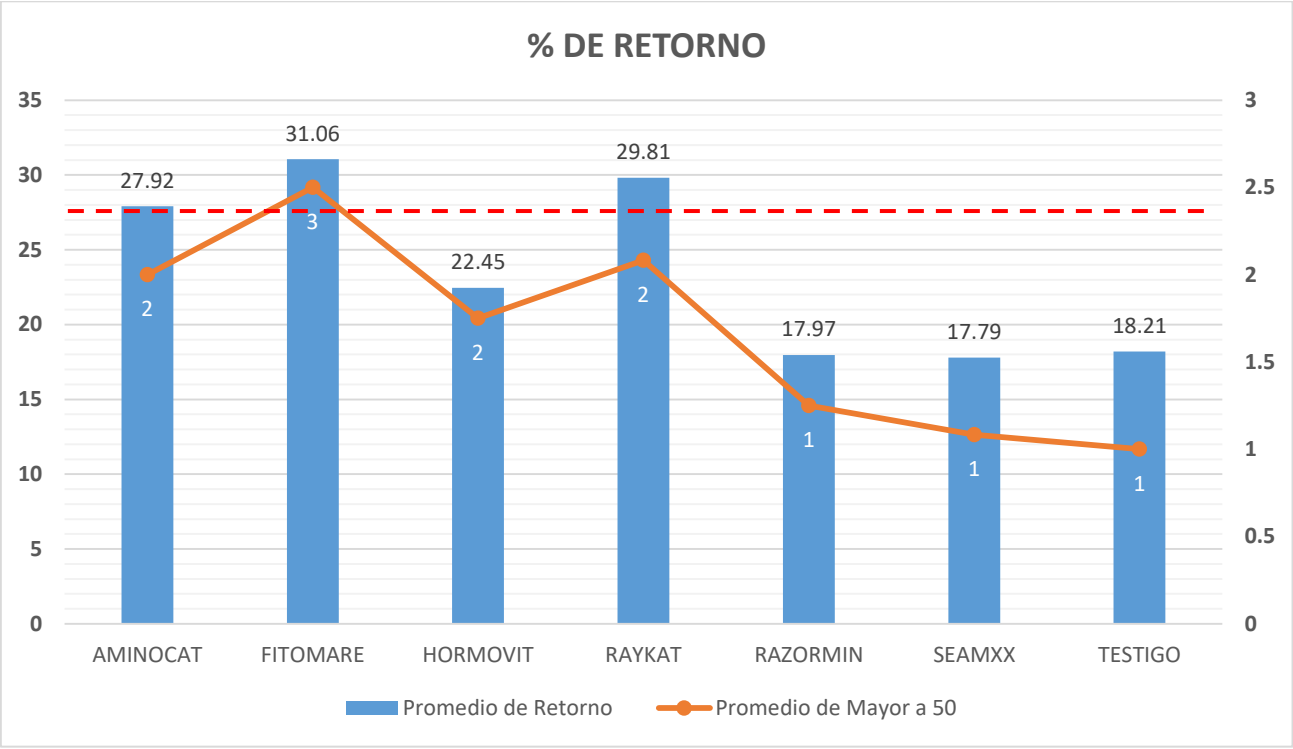
Fuente: elaboración propia, 2020.

Como se observa en el análisis de varianza presentado en el cuadro 29, con un nivel de significancia del 5 %, no existe diferencia significativa en la variable de granos/mazorca, para los tratamientos bioestimulantes y las poblaciones de maíz evaluados. Por lo tanto, no existe tratamiento que induzca más que otro mayor número de granos por mazorca.

b. Plantas trasplantadas vs mazorcas cosechadas (Retorno)

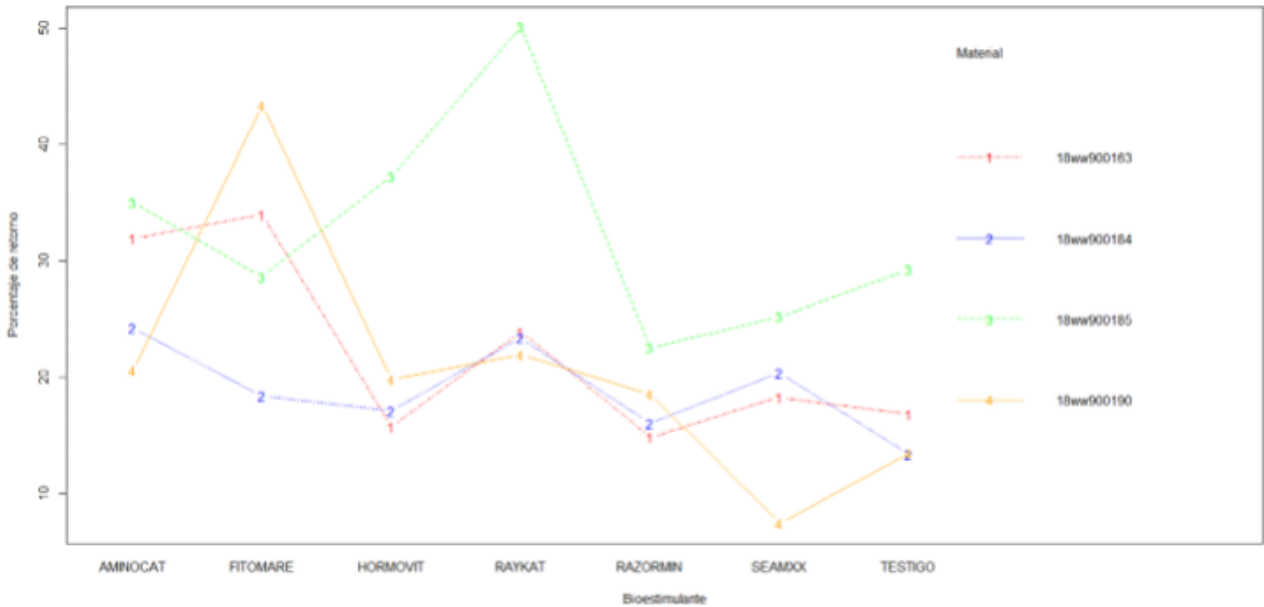
El porcentaje de retorno, se refiere a la relación entre las plantas trasplantadas vs mazorcas cosechadas, para la finca este porcentaje para el año 2018, se encontraba establecido en un 28%. En la figura 54, se presenta el porcentaje de retorno para los tratamientos bioestimulantes más el testigo, en las cuatro poblaciones de maíz evaluadas en la etapa de incremento de dobles haploides. Así también se muestra la relación que existe con el número de mazorcas que presentaron un número mayor a 50 granos, por cada tratamiento.

En la figura 55, se presenta la gráfica de interacción, en donde se compara el efecto de los bioestimulantes y las poblaciones evaluadas en el porcentaje de retorno.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 54. Gráfica del porcentaje de retorno (Mazorcas cosechadas vs plantas trasplantadas).



Fuente: elaboración propia, 2020.

Figura 55. Gráfica de interacción de bioestimulantes y poblaciones de maíz evaluadas, en el porcentaje de retorno de mazorcas.

Como se puede observar en la figura 54, el tratamiento que presentó un mayor porcentaje de retorno, corresponde a Fitomare, con 31.06 %, le siguió el tratamiento Raykat y Aminocat con, 29.81 % y 27.92% respectivamente. Los tratamientos con menor porcentaje de retorno corresponden a Seamax, Razormin y testigo, con 17.79 %, 17.97 % y 18.21 % respectivamente.

Según estos resultados, solamente dos tratamientos bioestimulantes evaluados, presentan un porcentaje de retorno mayor al establecido en la finca de 28 % (Centro de Investigación de Cultivos, Jalapa, Guatemala, 2018), siendo estos; Fitomare y Raykat; mientras que Aminocat se mantiene en el porcentaje mínimo. Los tratamientos restantes, Hormovit, Razormin y Seamaxx, todos presentaron porcentajes menores al establecido en la finca; al igual que el testigo.

Cabe mencionar que para el caso del tratamiento Fitomare, también presentó mayor promedio de mazorca mayores a 50 granos (3 mazorcas > 50 granos), en contraste con el testigo que solamente presentó en promedio, 1 mazorca > 50 granos.

La gráfica de interacción presentada en la figura 55, permite observar que el porcentaje de retorno de mazorcas, se ve influenciado por la aplicación de bioestimulantes, pero éste varía según el comportamiento de cada población de maíz; esto debido a que cada población presenta un comportamiento distinto, en aspectos de adaptabilidad y producción, como el número de granos y porcentaje de retorno, ya que no todas las plantas que se trasplantan a campo definitivo, serán plantas productivas, muchas de ellas pueden presentar problemas de esterilidad, poca producción de polen, poca producción de granos, plantas hermafroditas entre otros aspectos, que limitan un comportamiento uniforme entre poblaciones (ver anexo 3.4.1.).

En el cuadro 30, se presenta el análisis de varianza para la variable porcentaje de retorno de mazorcas doble haploides de maíz.

Cuadro 30. Análisis de varianza para la variable porcentaje de retorno de mazorcas.

FV	GL	SC	CM	Valor F	Valor P
Bloque	2	1068	533,8	2,606	0,0858
Tratamientos	6	2504	417,3	2,037	0,0818
Material	3	2349	782,9	3,821	0,0165
Tratamiento*Población	18	2698	149,9	0,732	0,7601
Error A (efecto de tratamiento)	12	2066	172,2	0,84	0,6099
Residuo	42	8604	204,9		

Fuente: elaboración propia, 2020.

Como se observa en el análisis de varianza presentado en el cuadro 30, no existe diferencia estadística significativa en la variable de porcentaje de retorno de mazorcas en el tratamiento y en la interacción de tratamiento por población. Esto indica que las medias de los tratamientos son iguales y no existe tratamiento que induzca más que otro un incremento o disminución en el porcentaje de retorno de mazorcas de maíz en la etapa de incremento de dobles haploides. Así también se puede observar que para el factor población sí existe diferencia significativa, por lo que se confirma el efecto que tiene el comportamiento de cada población de maíz en los resultados obtenidos, ya que cada una presenta distinta adaptabilidad y producción, ya sea por aspectos genéticos o aspectos climáticos.

En el cuadro 31, se presenta el análisis múltiple de medias por el criterio de Scott & Knott, para las poblaciones de maíz que se utilizaron en la evaluación.

Cuadro 31. Análisis post ANDEVA para el factor población.

Test: Scott & Knott

Alfa=0.05

Material	Medias	n	EE	LITERAL
18ww900185	32,55	21	3,16	A
18ww900163	22,19	21	3,16	B
18ww900190	20,71	21	3,16	B
18ww900184	18,98	21	3,16	B

Como se puede observar en el cuadro 31, el análisis múltiple de medias, por el criterio de Scott & Knott, para el factor población de maíz doble haploide; la población 18ww900185, presentó las medias más altas en el porcentaje de retorno, en comparación con las tres poblaciones restantes que se evaluaron, corresponde a la única población que presentó un porcentaje mayor al 28 % que está establecido en la finca. De esta manera se puede

confirmar que aunque exista un efecto en la aplicación de bioestimulantes, éste se ve alterado por el distinto comportamiento que presenta cada población evaluada, principalmente por cuestiones de adaptabilidad a la temperatura o humedad relativa de la región, o aspectos de producción, como el porcentaje de retorno de mazorcas, derivado de que muchas poblaciones presentan altos porcentajes de esterilidad, hermafroditismo, poca producción de polen, mazorcas con granos diploides, entre otros aspectos que limitan la producción de mazorcas.

3.2.4. EVALUACIÓN

El servicio se completó en un 100% para las cuatro poblaciones de maíz evaluadas, se obtuvieron los resultados en relación con la sobrevivencia, en donde todos los tratamientos presentaron un efecto similar en el porcentaje, sin embargo el tratamiento Razormin, fue el único bioestimulante que presentó un porcentaje mayor al 95% que se encuentra establecido en la finca para la sobrevivencia en la etapa de incremento de dobles haploides de maíz.

Así también se obtuvieron los resultados para el crecimiento de plantas de maíz, contenido de clorofila (URC) y en los parámetros productivos de granos por mazorca y porcentaje de retorno de mazorcas, existiendo diferencia solamente entre las poblaciones de maíz doble haploides evaluadas, debido a que el comportamiento con relación a la adaptabilidad, floración y producción son totalmente distintos.

Por medio de los resultados obtenidos se puede incurrir en evaluaciones futuras, en donde se evalúen los tratamientos bioestimulantes para poblaciones de maíz que presenten comportamiento similar, principalmente en la adaptabilidad y en los aspectos productivos, ya que cada población presenta un comportamiento totalmente distinto, debido principalmente a la genética del cultivo. Así también es importante conocer el efecto de la aplicación de bioestimulantes en las etapas previo a la floración, tanto masculina como

femenina, liberación de polen, así como también en la etapa de formación de grano en la mazorca, utilizando distintas frecuencias de aplicación, tomando en cuenta el ciclo de la población de maíz que se esté evaluando.

3.3. SERVICIO II. IMPLEMENTACIÓN DE MAQUINA EXTRACTORA DE EMBRIONES (POWER WASHER) Y CALIDAD DE EXTRACCIÓN, EN EL ÁREA DE LABORATORIO DEL CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA ESQUEJES S.A, JALAPA, GUATEMALA C.A.

3.3.1. OBJETIVOS

1. Describir el proceso de extracción de embriones de maíz, por medio de la maquina Power Washer.
2. Conocer la calidad de extracción de embriones con distintas presiones y tiempos de operación.

3.3.2. METODOLOGÍA

A. Proceso de extracción de embriones de maíz por medio de Power Washer

a. Corte de granos en la mazorca

Previo a realizar la extracción de embriones en la mazorca, se colocó en una placa de apoyo, dentro de la cámara de flujo laminar y por medio de un bisturí se cortó 1/3 de la aleurona de cada grano, evitando dañar los embriones. Esto con el objetivo de que el embrión salga más fácilmente al momento de la extracción (Syngenta, 2016).

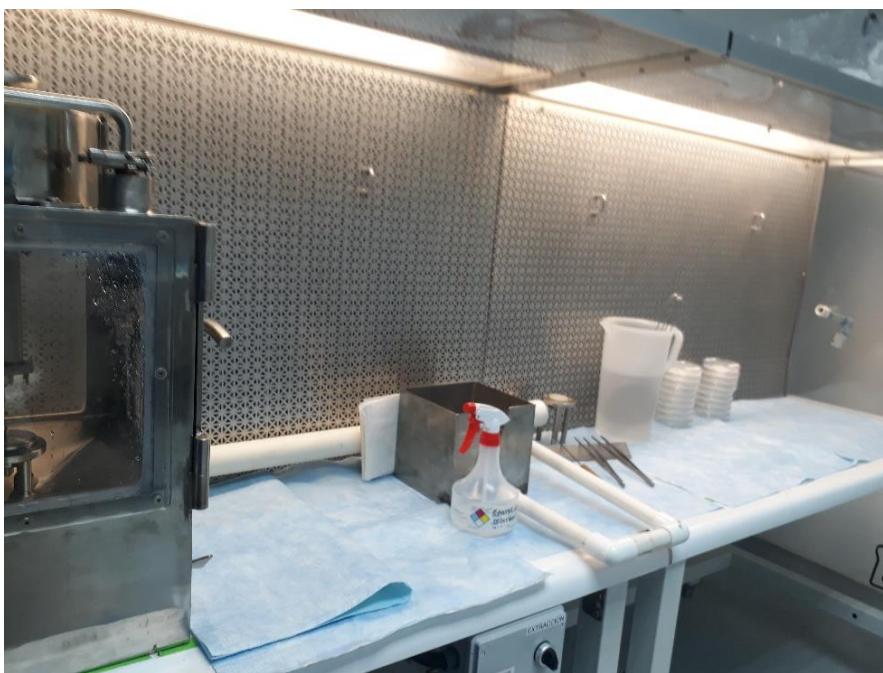


Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 56. Corte de 1/3 de aleurona del grano, previo a la extracción.

b. Limpieza de cámara de Power Washer

Se realizó una limpieza previa de las tuberías, utilizando una solución de enjuague, conformada por ácido peróxido acético (PAA) y agua bidestilada. Este proceso se hace con el objetivo, de eliminar cualquier restante de la extracción anterior, así como evitar contaminaciones. Así también se esteriliza el área de trabajo, dentro de la cámara de flujo laminar y se colocan el equipo de trabajo a utilizar (Syngenta, 2016).



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 57. Cámara de flujo laminar, esterilizada y ordenada previo a la extracción.

c. Extracción de embriones

Se coloca una mazorca dentro de la cámara de Power Washer y se posiciona verticalmente, insertando cada lado en medio del eje. Se enciende la maquina y se ajusta el tiempo y la presión de trabajo a utilizar, para este caso se trabajaron cuatro distintas presiones (155 psi, 140 psi, 120 psi y 100 psi); así como también se trabajaron tres tiempos de operación distintos (10 s, 15 s y 20 s). Se trabajaban dos ciclos de extracción, dividiendo el tiempo de operación, para aumentar la eficiencia.

d. Transferencia de embriones a placas Petri

Por cada mazorca a la cual se extrajo los embriones, estos embriones se trasladaban por medio de un colador por medio se recibieron los embriones extraídos a una placa Petri que contenía 1X MS, 3% Sacarosa y 75 ppm Tiabendazol. Luego se extrajo el exceso del medio y se sellar e identificar las placas. Luego de extraer las mazorcas correspondientes al material, se trasladaron a cuartos de crecimiento por 24 horas, para evaluar la pigmentación. Luego se continúa con el proceso de selección, recuperación y doblaje de haploides. Por último se procede a sembrar los embriones en contenedores con gel nutritivo y se trasladan al cuarto de crecimiento (Syngenta, 2016).

B. Calidad de extracción de embriones de maíz con Power Washer

Se operó la maquina extractora, con cuatro distintas presiones (100 psi, 120 psi, 140 psi y 155 psi) y tres tiempos de operación (10 s, 15 s y 20 s). En cada presión y tiempo evaluado se tomaron en cuenta distintas variables que indican la calidad de extracción de embriones, como el porcentaje de embriones extraídos, el porcentaje de endosperma extraído, el

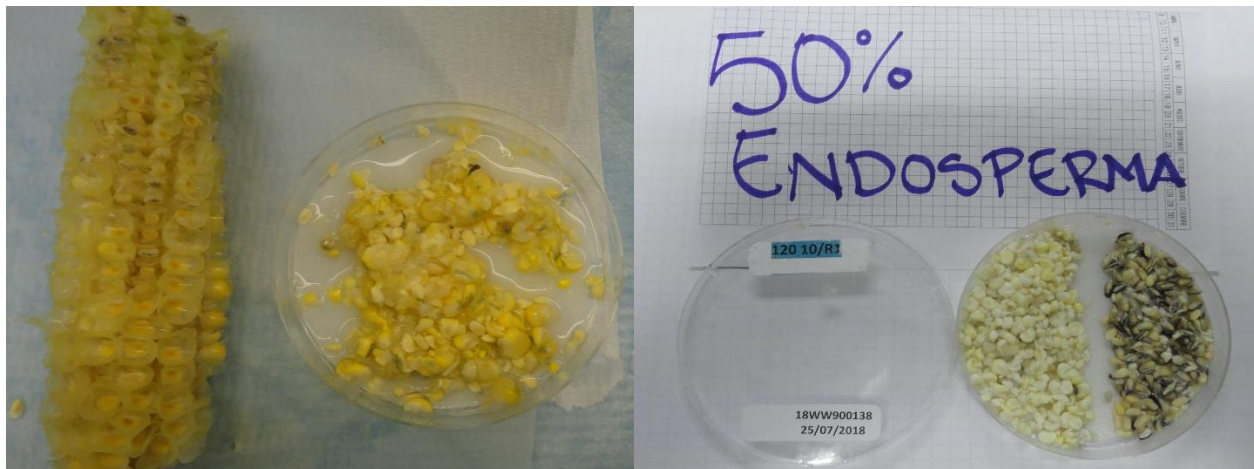
porcentaje de germinación en cuartos de crecimiento y el porcentaje de sobrevivencia en la etapa de aclimatación.

a. Porcentaje de extracción de embriones

El porcentaje de embriones extraídos se obtuvo en el proceso de selección de embriones haploides, donde se colocan 50 embriones haploides en cada placa Petri, colocando la identificación respectiva. Luego de que los embriones haploides se separaron, se contabilizaron los embriones que sí pigmentaron y según el promedio de número de granos por mazorca, se obtuvo el porcentaje de extracción, para cada presión y tiempo evaluado.

b. Contenido de endosperma extraído

Se determinó el contenido de endosperma presente en cada placa Petri, según la presión y tiempo de operación utilizada. Se utilizó una regla graduada y según el contenido de embriones extraídos presentes y endosperma presente se estableció la relación entre ambos y se obtuvo el porcentaje de endosperma que se extrajo para cada presión y tiempo de operación evaluado. En la figura 58 se observa el contenido de endosperma presente en las placas Petri.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 58. Contenido de endosperma extraído en placas Petri.

c. Germinación de embriones en cuartos de crecimiento

En este proceso, se contabilizaron las plántulas que sobrevivieron al final de la etapa de establecimiento en cuartos de crecimiento, y que se podían trasplantar a la etapa de aclimatación, en el caso de los contenedores que presentaron contaminaciones por hongos como *Fusarium* spp, se procedió a descartarlos.

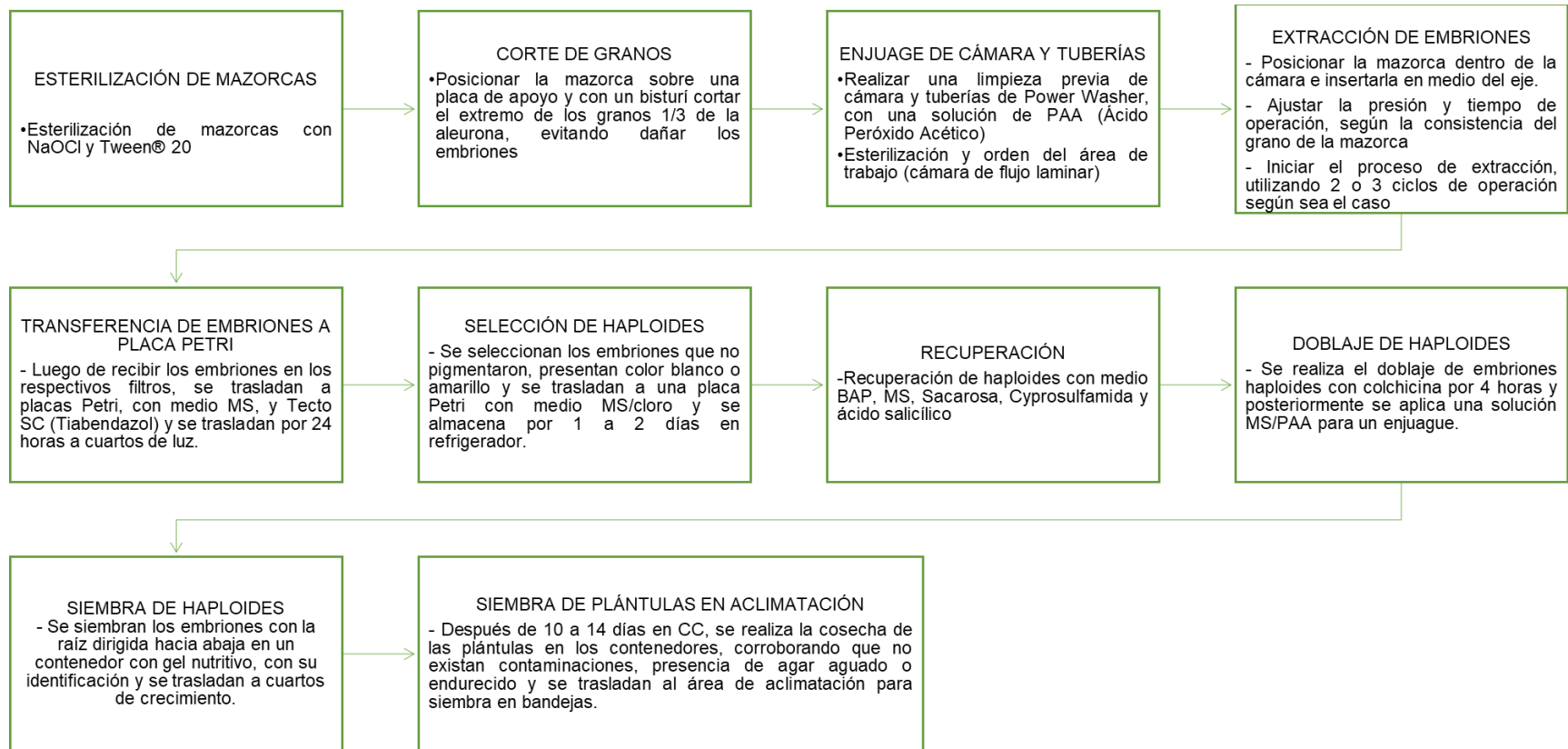
d. Supervivencia en aclimatación

Se contabilizaron las plantas que se sembraron para cada tratamiento de presión y tiempo de operación establecido y a los 21 días se contabilizaron las plantas que sobrevivieron al final de la etapa de aclimatación.

3.3.3. RESULTADOS

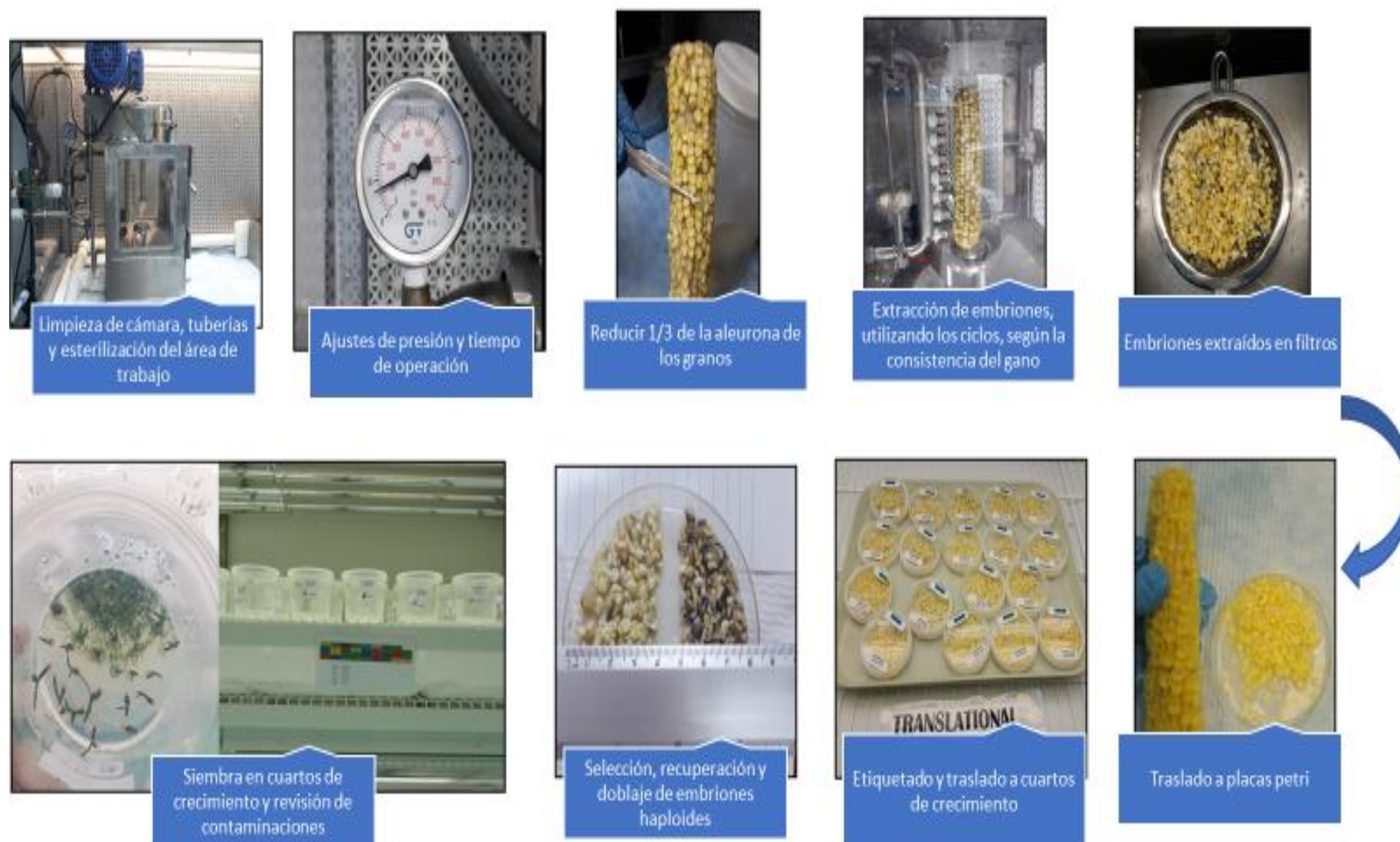
A. Proceso de extracción de embriones de maíz por medio de Power Washer

A continuación se presenta el flujograma de actividades realizadas para la extracción de embriones en Power Washer



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 59. Flujograma de actividades realizadas para la extracción de embriones en Power washer.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 60. Procesos realizados para la extracción de embriones en Power Washer.

B. Calidad de extracción de embriones de maíz con Power Washer

Para evaluar la calidad de extracción, se tomó en cuenta distintos indicadores, como el porcentaje de extracción de embriones, el contenido de endosperma extraído, la germinación de embriones en cuartos de crecimiento, esto debido a que muchos embriones pueden dañarse debido a la extracción y por último la sobrevivencia de las plántulas en el área de aclimatación (hardening).

a. Porcentaje de embriones extraídos

En la siguiente figura se presentan los resultados para el porcentaje de extracción de embriones de maíz, para las presiones de operación (100 psi, 120 psi, 140 psi y 155 psi); y los tiempos de operación (10 s, 15 s y 20 s).

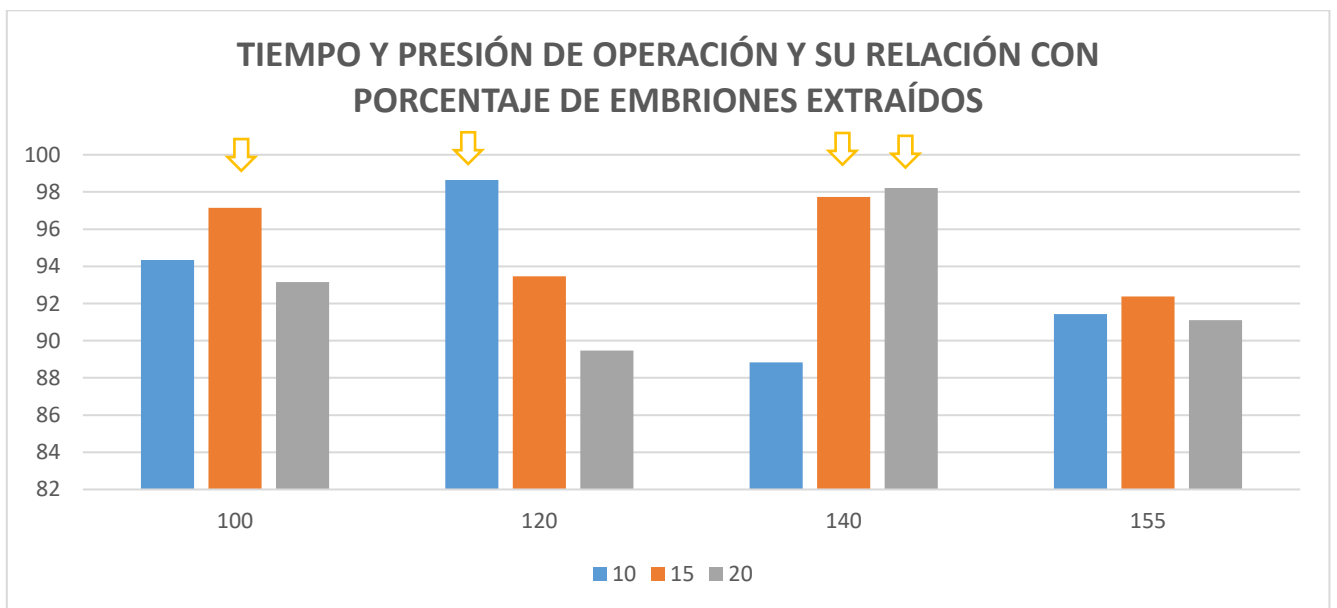


Figura 61. Gráfica del porcentaje de embriones extraídos por Power Washer.

La presión utilizada de 155 psi, presentó el menor porcentaje de extracción de embriones, para los tres tiempos que se practicaron. La presión de operación de 140 psi, con un tiempo de 10 segundos, presentó el menor porcentaje de extracción en comparación a las demás presiones y tiempos evaluados. Se observa que utilizando un tiempo de 10 segundos y una presión de operación de 120 psi, se logró obtener el mayor porcentaje de extracción, aunque es importante mencionar que está relacionado con las condiciones de las mazorcas trabajadas, esto es debido a que si los granos son suaves, la extracción será mayor y en menor tiempo, pero si los granos son duros, entonces la extracción requerirá mayor tiempo de operación.

b. Porcentaje de endosperma extraído

En la siguiente figura se presentan los resultados para el porcentaje de endosperma extraído, para las presiones de operación (100 psi, 120 psi, 140 psi y 155 psi); y los tiempos de operación (10 s, 15 s y 20 s).

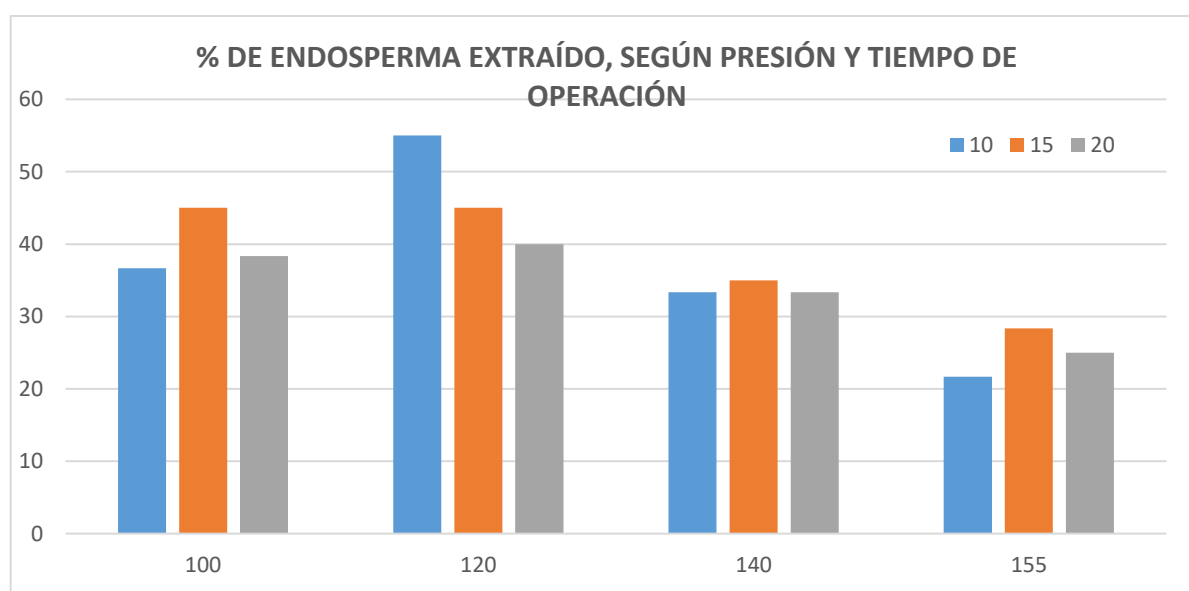


Figura 62. Gráfica de porcentaje de endosperma extraído por Power washer.

En el porcentaje de contenido de endosperma, se obtuvo que a una operación de 155 psi y un tiempo de 10 segundos, se extrae menor contenido de endosperma, pero esto está directamente relacionado a que al utilizar esta presión, los granos salen enteros, y por lo tanto no pasan por el filtro utilizado para recolectar los embriones, si no que quedan los granos enteros dentro de la máquina, por lo tanto, la extracción es menor, y así también el contenido de endosperma. Se puede observar también que el mayor contenido de endosperma, se presentó en el mismo tratamiento con mayor porcentaje de extracción; como se explicó anteriormente, esto es debido a que al presentarse mazorcas con granos muy suaves, la extracción se da más eficientemente, extrayendo en su totalidad los embriones, pero de igual manera el endosperma en el grano.

c. Germinación en cuartos de crecimiento y sobrevivencia en la etapa de aclimatación

En la siguiente figura se presentan los resultados para el porcentaje de germinación de embriones doble haploides en cuartos de crecimiento, así como también la sobrevivencia de las plántulas en la etapa de aclimatación, tomando en cuenta las presiones de operación (100 psi, 120 psi, 140 psi y 155 psi); y los tiempos de operación (10 s, 15 s y 20 s).

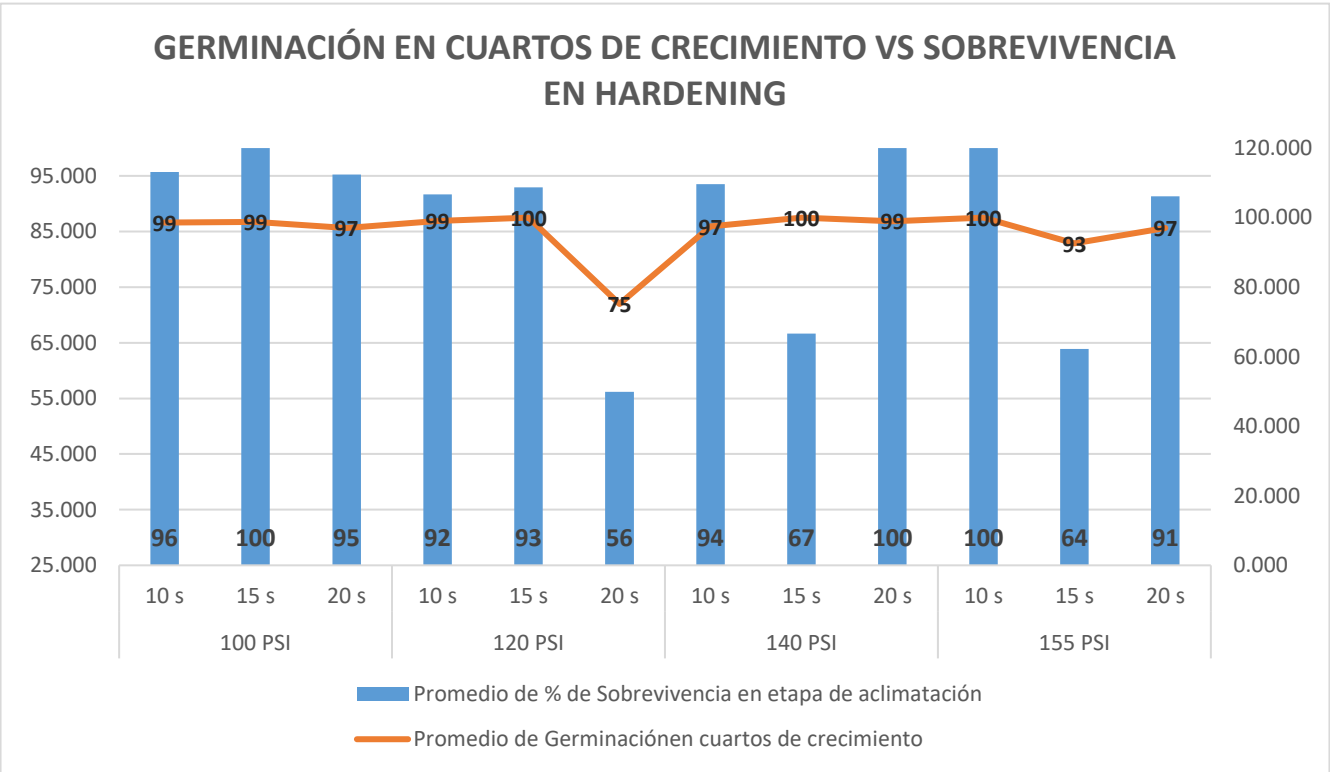


Figura 63. Gráfica del porcentaje de germinación en cuartos de crecimiento vs porcentaje de supervivencia en la etapa de aclimatación.

Para el caso de la germinación en cuartos de crecimiento, se debe considerar que existieron contaminaciones de algunos contenedores, por hongos como *Fusarium* spp, por lo tanto se descartaron y no se trasplantaron estas plántulas al área de aclimatación. Para la germinación de embriones, se puede observar que la mayoría de los tratamientos se comportaron de manera similar, diferenciándose solamente en los contenedores descartados por contaminaciones.

La supervivencia se evaluó con el número de plantas trasplantadas vs el número de plantas vivas a los 21 días después del trasplante, y como se puede observar en la figura 56, solamente el tratamiento constituido por una presión de 120 psi y un tiempo de operación

de 20 segundos, presentó un 56 % de sobrevivencia en la etapa de aclimatación y un 75 % de germinación de embriones en los cuartos de crecimiento, esto es debido a que en este tratamiento se presentaron contaminaciones y se descartaron los contenedores con las plantas presentes, por lo que se trasplantó un número menor de plantas, y debido a las condiciones en las que se presentaron, muchas de ellas no sobrevivieron en la etapa de aclimatación. En la figura 64 se puede observar la contaminación por *Fusarium* spp en contenedores establecidos en cuartos de crecimiento.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 64. Contaminaciones en contenedores por *Fusarium* spp.

3.3.4. EVALUACIÓN

El servicio se completó en un 100%, ya que se conoció el proceso para la implementación de la maquina extractora de embriones (Power Washer), por medio de las presiones y tiempos evaluados. Aspectos que se consideran, según el tipo de población de maíz que se trabajará, según las características del grano. Los aspectos de calidad de extracción considerados, fueron la extracción de embriones con distintas presiones y tiempos de operación, determinando el porcentaje de extracción, porcentaje de contenido de endosperma extraído, germinación de embriones en cuartos de crecimiento y la sobrevivencia en la etapa de aclimatación, estos últimos debido a que si un embrión se encuentra dañado no podrá germinar en cuartos de crecimiento, así también cuando los contenedores se encuentran contaminados se deben descartar, como es el caso de la contaminación por *Fusarium* spp.

El mayor porcentaje de embriones extraídos se obtuvo con una presión de 120 psi y un tiempo de operación de 10 segundos, así también el mayor porcentaje de endosperma extraído. El tratamiento con menor porcentaje de embriones extraídos corresponde a la presión de operación de 155 psi y un tiempo de 10 segundos; así también para el porcentaje de endosperma. El tratamiento con menor porcentaje de sobrevivencia corresponde al evaluado con una presión de 120 psi y un tiempo de operación de 20 segundos, con un 56 % de sobrevivencia en la etapa de aclimatación y un 75 % de germinación en cuartos de crecimiento.

En total se extrajeron 36 mazorcas de un mismo material de maíz, y se realizaron tres repeticiones, para evaluar la extracción según la presión de operación y el tiempo de extracción.

3.3.5. BIBLIOGRAFÍA

Esquejes, Centro de Investigación de Cultivos, Guatemala. (2018). *Informe de resultados mensuales*. Jalapa, Guatemala: Syngenta.

Esquejes, Guatemala. (2018). *Mapa finca Esquejes, Jalapa, Guatemala*. Guatemala.

Syngenta, Guatemala. (2016). *Protocolo PWer Washer ERDH*. Jalapa, Guatemala.



Rolando Barrios

FAUSAC

TESIS Y DOCUMENTOS DE GRADUACIÓN

REVISIÓN

3.4. ANEXOS

3.4.1. Problemas presentados por plantas doble haploides en la etapa de incremento.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 65A. Hermafroditismo presentado en plantas de maíz en la etapa de incremento de dobles haploides.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 66A. Espigas con poca o nula producción de polen.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 67A. Mazorcas de maíz con granos diploides.

3.4.2. Temperaturas internas registradas en los invernaderos de incremento de dobles haploides.



Fuente: elaboración propia, 2018.

Figura 68A. Temperaturas registradas en horarios vespertinos dentro del invernadero de incremento de dobles haploides.

3.4.3. Boletas de registro de datos utilizadas en la investigación.

Cuadro 32A.Boleta de registro de datos de la sobrevivencia de plantas doble haploides.

Material	Bloque	Tratamiento	Siembra en hardening	Fecha de trasplante a BN	Plantas trasplatadas	Plantas vivas	Sobrevivencia
18ww900163	I	FITOMARE	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	I	RAZORMIN	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	I	RAYKAT	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	I	AMINOCAT	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	I	SEAMAX	27/08/2018	17/09/2018	19		
18ww900163	I	HORMOVIT	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	I	TESTIGO	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	II	FITOMARE	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	II	RAZORMIN	27/08/2018	17/09/2018	21		
18ww900163	II	RAYKAT	27/08/2018	17/09/2018	18		
18ww900163	II	AMINOCAT	27/08/2018	17/09/2018	15		
18ww900163	II	SEAMAX	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	II	HORMOVIT	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	II	TESTIGO	27/08/2018	17/09/2018	19		
18ww900163	III	FITOMARE	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	III	RAZORMIN	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	III	RAYKAT	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	III	AMINOCAT	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	III	SEAMAX	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	III	HORMOVIT	27/08/2018	17/09/2018	20		
18ww900163	III	TESTIGO	27/08/2018	17/09/2018	20		

Fuente: elaboración propia, 2018.

Cuadro 33A. Boleta de registro de datos de alturas de plantas doble haploides de maíz.

10 ddt 28 ddt **Toma de datos en baby nursery**

Bloque	Tratamiento	1ra Altura(cm)								2da Altura(cm)							
		1	2	3	4	5	6	7	8	1	2	3	4	5	6	7	8
I	FITOMARE																
I	RAZORMIN																
I	RAYKAT																
I	AMINOCAT																
I	SEAMAX																
I	HORMOVIT																
I	TESTIGO																
II	FITOMARE																
II	RAZORMIN																
II	RAYKAT																
II	AMINOCAT																
II	SEAMAX																
II	HORMOVIT																
II	TESTIGO																
III	FITOMARE																
III	RAZORMIN																
III	RAYKAT																
III	AMINOCAT																
III	SEAMAX																
III	HORMOVIT																
III	TESTIGO																

Fuente: elaboración propia, 2018.

Cuadro 34A. Boleta de registro de datos de contenido de clorofila de plantas doble haploides de maíz.

Toma de datos en baby nursery																	
Bloque	Tratamiento	Cantidad de clorofila (10ddt)								Cantidad de clorofila (20ddt)							
		1	2	3	4	5	6	7	8	1	2	3	4	5	6	7	8
I	FITOMARE																
I	RAZORMIN																
I	RAYKAT																
I	AMINOCAT																
I	SEAMAX																
I	HORMOVIT																
I	TESTIGO																
II	FITOMARE																
II	RAZORMIN																
II	RAYKAT																
II	AMINOCAT																
II	SEAMAX																
II	HORMOVIT																
II	TESTIGO																
III	FITOMARE																
III	RAZORMIN																
III	RAYKAT																
III	AMINOCAT																
III	SEAMAX																
III	HORMOVIT																
III	TESTIGO																

Fuente: elaboración propia, 2018.



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMÍA - FAUSAC -
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONÓMICAS
Y AMBIENTALES - IIA -



REF. Sem. 17/2020

EL TRABAJO DE GRADUACIÓN TITULADO:

"EFECTO DE SEIS PRODUCTOS
BIOESTIMULANTES EN LA SOBREVIVENCIA
Y CRECIMIENTO DE DOBLE HAPLOIDES DE
MAÍZ (*Zea mays* L.) EN LA ETAPA DE
ACLIMATACIÓN, EN EL CENTRO DE
INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA
ESQUEJES, S.A., JALAPA, GUATEMALA,
C.A."

DESARROLLADO POR LA ESTUDIANTE:

STAPHANYE CLARISSA PAZ CRUZ

CARNÉ:

201400816

HA SIDO EVALUADO POR LOS PROFESIONALES:

Dr. Marco Vinicio Fernández
Ing. Agr. Edgar Oswaldo Franco Rivera
Ing. Agr. Fredy Rolando Hernández Oña

Los Asesores y la Dirección del Instituto de Investigaciones Agronómicas y Ambientales de la Facultad de Agronomía, hace constar que ha cumplido con las Normas Universitarias y el Reglamento de este Instituto. En tal sentido pase a la Dirección del Área Integrada para lo procedente.



Ing. Agr. Edgar Oswaldo Franco Rivera
ASESOR ESPECÍFICO

Ing. Agr. Fredy Rolando Hernández Oña
DOCENTE - ASESOR EPS

Ing. Agr. Carlos Fernando López Búcaro
DIRECTOR DEL IIA

WNR/nn
c.c. Archivo

Edificio T-4, Of. A-10 y A-15 Ciudad Universitaria, Zona 12,
Guatemala, C. A. 01012 Apartado Postal 1545.
Teléfono: (502) 2443-9504 y 05, Fax: (502) 2436-9794 Correo-e: iadina@usalco.com.gt



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMIA
COORDINACIÓN AREA INTEGRADA –EPS–



Ref. SAIEPSA.08.2021

Guatemala, 29 de enero de 2021

TRABAJO DE GRADUACIÓN: EFECTO DE SEIS PRODUCTOS BIOESTIMULANTES EN LA SOBREVIVENCIA Y CRECIMIENTO DE DOBLE HAPLOIDES DE MAÍZ (*Zea mays* L.) EN LA ETAPA DE ACLIMATACIÓN, DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN EL CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA ESQUEJES S.A., JALAPA, GUATEMALA, C.A.

ESTUDIANTE: STAPHANYE CLARISSA PAZ CRUZ

No. CARNÉ 201400816

Dentro del Trabajo de Graduación se presenta el Capítulo II que se refiere a la Investigación Titulada:

“EFECTO DE SEIS PRODUCTOS BIOESTIMULANTES EN LA SOBREVIVENCIA Y CRECIMIENTO DE DOBLE HAPLOIDES DE MAÍZ (*Zea mays* L.) EN LA ETAPA DE ACLIMATACIÓN, EN EL CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA ESQUEJES S.A., JALAPA, GUATEMALA, C.A.”

LA CUAL HA SIDO EVALUADA POR LOS PROFESIONALES: Dr. Marco Vinicio Fernández Montoya
Ing. Agr. Edgar Oswaldo Franco Rivera
Ing. Agr. Fredy Rolando Hernández Ola

Los Asesores de Investigación, Docente Asesor de EPSA y la Coordinación del Área Integrada, hacen constar que ha cumplido con las normas universitarias y Reglamento de la Facultad de Agronomía. En tal sentido, pase a Decanatura.

“Id y Enseñad a Todos”

Vo. Bo. Ing. Agr. M.A. Pedro Peláez Reyes
Coordinador Area Integrada – EPS



cc.archivo
PPR/azud



No. 13.2021

Trabajo de Graduación:	"EFECTO DE SEIS PRODUCTOS BIOESTIMULANTES EN LA SOBREVIVENCIA Y CRECIMIENTO DE DOBLE HAPLOIDES DE MAÍZ (<i>Zea mays</i> L.) EN LA ETAPA DE ACLIMATACIÓN, DIAGNÓSTICO Y SERVICIOS REALIZADOS EN EL CENTRO DE INVESTIGACIÓN DE CULTIVOS, FINCA ESQUEJES S.A., JALAPA, GUATEMALA, C.A."
Estudiante:	Staphanye Clarissa Paz Cruz
Carné:	201400816

"IMPRÍMASE"

Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes
DECANO