

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

FACULTAD DE AGRONOMIA

"EVALUACION DEL ACIDO NARTALENACETICO PARA
INDUCIR LA BROTAACION EN INJERTOS DE AGUACATE
(Persea americana Mill.) Var. AZTEC"



PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA
DE LA
FACULTAD DE AGRONOMIA

POR

TERESA DE JESUS SOBERANIS REYES

EN EL ACTO DE SU INVESTIDURA COMO

INGENIERO AGRONOMO

EN EL GRADO ACADEMICO DE

LICENCIADO EN CIENCIAS AGRICOLAS

PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Biblioteca Central

Guatemala, mayo de 1985

D.L.
01
T(818)

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

RECTOR

Dr. Eduardo Meyer Maldonado

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA

DECANO:	Ing. Agr. César A. Castañeda S.
VOCAL 1o.:	Ing. Agr. Oscar R. Leiva Ruano
VOCAL 2o.:	Ing. Agr. Gustavo A. Méndez G.
VOCAL 3o.:	Ing. Agr. Rolando Lara Alecio
VOCAL 4o.:	P.A. Angel Leopoldo Jordán S.
VOCAL 5o.:	P.A. Leonel Gomez Chávarri.
SECRETARIO:	Ing. Agr. Rodolfo Alvizúrez Palma

TRIBUNAL QUE PRACTICO EL EXAMEN GENERAL PRIVADO

DECANO:	Ing. Agr. César A. Castañeda S.
EXAMINADOR:	Ing. Agr. Luis Humberto Castañeda
EXAMINADOR:	Ing. Agr. Gustavo A. Méndez G.
EXAMINADOR:	Ing. Agr. Victor Hugo Méndez
SECRETARIO:	Ing. Agr. Rodolfo Alvizúrez Palma



Referencia
Asunto
.....

FACULTAD DE AGRONOMIA

Ciudad Universitaria, Zona 12.

Apartado Postal No. 1545

GUATEMALA, CENTRO AMERICA

7 de mayo de 1985

Señor Decano
Ing. Agr. César Castañeda S.
Facultad de Agronomía
Universidad de San Carlos
de Guatemala.

Señor Decano:

Por este medio me dirijo a usted, para informarle que, por designación emanada de dicha decanatura, procedí a asesorar el trabajo de tesis de la estudiante universitaria - TERESA DE JESUS SOBERANIS REYES, titulado "EVALUACION DEL ACIDO NAFTALENACETICO PARA INDUCIR LA BROTON EN INJERTOS DE AGUACATE (Persea americana Mill.) Var. AZTEC".

El presente trabajo fué sometido conforme las normas de la Facultad de Agronomía, a los seminarios I Y II, incorporándosele las sugerencias y observaciones hechas por las ternas evaluadoras.

Por lo anteriormente expuesto considero que dicho -- trabajo llena las calidades científicas para ser aprobado como trabajo de tesis y ser sometido al exámen General Público.

Sin otro particular me suscribo deferentemente,

Ing. Agr. Carlos René Fernández P.

ASESOR



Referencia
Asunto
.....

FACULTAD DE AGRONOMIA

Ciudad Universitaria, Zona 12.

Apartado Postal No. 1545

GUATEMALA, CENTRO AMERICA

6 de mayo de 1985

Ingeniero
César A. Castañeda S.
Decano Facultad de Agronomía
Presente

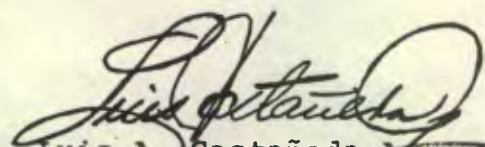
Señor Decano:

Por este medio informo a usted, que he revisado la Tesis de Grado del estudiante TERESA DE JESUS SOBERANIS REYES que se identifica con el carnet No. 78-04466 titulada: "EVALUACION DEL ACIDO NAFTALENACETICO PARA INDUCIR LA BROTAION EN INTERTOS DE AGUACATE (Persea americana Mill.) Var. Aztec." la cual se ajusta a las normas establecidas por la Facultad de Agronomía para estos trabajos.

Sin otro particular, me es grato suscribirme de usted.

Atentamente,

"ID Y ENSEÑAD A TODOS"
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONOMICAS


Ing. Luis A. Castañeda
DIRECTOR



Guatemala,
Mayo de 1985.

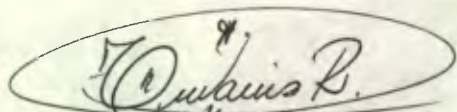
HONORABLE JUNTA DIRECTIVA
HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido en la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, Tengo el honor de someter a vuestra consideración el trabajo de tesis titulado:

" EVALUACION DEL ACIDO NAFTALENACETICO PARA INDUCIR LA BROTAION EN INJERTOS DE AGUACATE (Persea americana Mil..)Var. AZTEC"

Como requisito previo a optar el título de Ingeniero Agrónomo en el grado académico de Licenciado en Ciencias Agrícolas.

Esperando contar con la aprobación del mismo, me suscribo de ustedes atentamente,



Teresa de Jesús Soberanis Reyes.

TSR/.

ACTO QUE DEDICO

- A: DIOS " El principio de la sabiduría es el temor
de Jehová " Prov. 7:1
- A: MIS PADRES José Cupertino Soberanis Guzmán
Vitalina Reyes de Soberanis (QEPD)
- A: MI ESPOSO Milton Francisco Sánchez Cuéllar
- A: MIS HIJAS Teresa de Jesús y
María Isabel
- A: MIS HERMANOS Marco Antonio, María, Ana Catalina, Angel
Francisco, José, Juan de Dios, Abel Domingo
y Lucila Patricia.
- A: MIS SUEGROS Juan Francisco Sánchez Morales
María del Carmen Cuéllar de Sánchez
- A: MIS TIOS Y DE-
MAS FAMILIARES
- A: MIS AMIGOS Mary Vásquez, Rosa Ma. Cordero, Martita Chávez,
Guillermo Arriaga, Marielos Espinoza, Edgar López,
Lety de Pozuelos, Anabela Morales de Zamora, De-
lia Solórzano, Milvia Esquivel y Tulio Benítez.
- A: MIS COMPAÑEROS
DE PROMOCION:
Leonardo Contreras, Ma. Antonieta Alfaro, Leonel
Paiz Morales, Mario Chonay, Alfredo Vélez, Oscar
Ordóñez y Silvia de Ordóñez.

TESIS QUE DEDICO

A: MI PATRIA GUATEMALA

A: LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

A: LA FACULTAD DE AGRONOMIA

A: INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONOMICAS

A: DEPARTAMENTO DE ESTACIONES DE FOMENTO Y VIVEROS DE LA DIRECCION TECNICA DE PRODUCCION VEGETAL (DIGESA).

AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar mi agradecimiento a las siguientes personas y entidades:

Al Ingeniero Carlos René Fernández Pérez y al P.A. Ernesto Carrillo, por su asesoría y valiosa colaboración en el desarrollo del presente trabajo.

Al P.A. Mario René Velásquez B. por sus valiosas enseñanzas y por permitirme el desarrollo del trabajo que hoy presento.

Al personal técnico y de campo del vivero Frutal "AMATITLAN", por su colaboración en la ejecución del presente trabajo de tesis.

Al Ingeniero Gustavo A. Méndez por su amistad y valiosa colaboración en el trabajo de Análisis estadístico.

A los señores: P.A. César Augusto Cuéllar Navas, Lic. Humberto Enríquez V., Ing. Rolando Marín V., por su ayuda desinteresada en bien del desarrollo de mis actividades laborales en el transcurso de mi carrera.

Al personal de la Dirección Técnica de Producción Vegetal, en especial al Ing. Agr. Juan Salvador Sandoval, por su colaboración y apoyo.

A las señoritas: Martha Julia Chávez De León y Marina Leticia Vásquez Vides, por su colaboración en el trabajo mecanográfico.

RESUMEN

El presente trabajo se realizó en el vivero "AMATITLAN" de la Dirección General de Servicios Agrícolas (DIGESA), ubicado en la aldea Agua de la Mina, de la jurisdicción municipal de Amatitlán, del Departamento de Guatemala.

El objeto fundamental del presente estudio fué evaluar el efecto del Acido Naftalenacético aplicado en dos formas: 1) Al patrón y a la vareta y 2) sólo a la vareta. Además de esto aumentar el porcentaje de brotación en injertos de aguacate mediante el uso del ácido naftalenacético (ANA).

El trabajo de campo se realizó en junio, julio y agosto de 1984; se utilizaron patrones criollos y varetas de la variedad AZTEC, el injerto de púa lateral, venda plástica y ácido naftalenacético (ANA).

Los factores de estudio que conformaron las modalidades técnicas fueron los siguientes:

1. Factor "A" = "Patrón con aplicación" de 50 ppm de ácido naftalenacético y "Patrón sin aplicación".
2. Factor "B" = 10, 40 y 75 ppm de ácido naftalenacético (ANA) aplicado a la vareta.
3. Factor "C" = 12, 24 y 36 horas de Inmersión de la vareta.

Se utilizó un diseño completamente al azar, con 3 repeticiones en un arreglo factorial $2 \times 3 \times 3$ que implicó 18 tratamientos, más 2 testigos: 1) patrón y vareta sin aplicación de ANA y 2) patrón con aplicación (50 ppm ANA) y vareta sin aplicación; la unidad experimental la constituyeron 6 plantas.

Los datos obtenidos fueron sometidos al análisis de varianza, no resultando significativo para los tratamientos. Se realizó prueba de Tukey, la cual indicó que los mejores fueron cuatro tratamientos y dos testigos, por lo que no se efectuó el análisis factorial. Para probar la homogeneidad de varianzas se efectuó la prueba de Bartlett.

Los resultados obtenidos después de la injertación a los 30 días, permitieron determinar que el porcentaje de emisión apical no fué significativo, pues el testigo y el tratamiento No.10 (Patrón sin aplicación, 10 ppm ANA y 12 horas de inmersión de la vareta) superaban en la emisión a todos los demás tratamientos, incluyendo al testigo (Patrón con aplicación de 50 ppm ANA y vareta sin aplicación). A los 40 días se tuvo una lectura de 7.33 cms. en el testigo (Patrón sin aplicación y vareta sin aplicación), el cual al realizar la prueba de comparación de Tukey resultó ser el mejor en cuanto a longitud de brote. También se observó que el tratamiento No.6 con 2.46 cms. fué el que alcanzó la menor longitud.

La lectura a los 60 días evidencia una diferencia de 1.30 cms. entre tratamientos en la longitud del brote. En el tratamiento No. 10 se observó una longitud final de 18.79 cms. en relación al testigo en donde la longitud fue de 17.49 cms.

Al terminar la investigación de campo, continuó el proceso de laboratorio por medio de observaciones microscópicas en cortes histológicos para determinar los resultados en cuanto al desarrollo de la zona de pegue o formación de "callus" en el injerto.

En cuanto a las plantas que se tomaron, se encontraban: la que figuró con el tratamiento No.10, que alcanzó mayor longitud de brote; el testigo y el tratamiento No.6 que tuvo menor longitud.

La planta del tratamiento No.10: Se observó región necrótica muy leve entre los tejidos del patrón y la vareta, mostrando zonas de prendimiento discontinuas. En cuanto al testigo: presentaba zonas de prendimiento en algunas partes del corte efectuado, en las cuales se notó formación de callo; se observó células con aparente división.

La planta del tratamiento No.6: Se observó que la unión entre patrón e injerto, fue bastante deficiente debiéndose esto a que no se consolidó la relación cambium-cambium.

De lo anterior se deduce que la aplicación del ácido naftalenacético(ANA) no actuó sobre la brotación como una hormona pues los injertos no se implantaron normalmente.

CONTENIDO

	pags.
1. INTRODUCCION	1
2. HIPOTESIS	2
3. OBJETIVOS	3
4. REVISION DE LITERATURA	4
4.1 Propagación del Aguacate (<u>Persea americana</u> Mill.)	4
4.2 Teoría del Injerto	4
4.3 Condiciones de Temperatura, humedad y Oxígeno durante y después del injerto.	4
4.4 Reposo o latencia	6
4.5 Letargo y reposo de las yemas	6
4.6 Auxinas	7
4.6.1 Historia	7
4.6.2 Química de las auxinas	8
4.6.3 Efecto de las auxinas	9
4.6.4 Mecanismos de Acción	11
4.7 Otros Reguladores de Crecimiento	12
4.7.1 Acido Giberélico	12
4.7.2 Acido Succínico 2,2-dimetilhidrácido (Alar)	12
4.7.3 Ethrel	13
4.7.4 Cloruro de trimetilamonio (Cycocel ó CCC)	13
4.8 Aumento del prendimiento de injertos utilizando reguladores de Crecimiento.	13
5. MATERIALES Y METODOS	15
5.1 Ubicación del ensayo	15
5.2 Características climáticas	15
5.3 Materiales	15
5.4 Metodología	15
5.5 Diseño Experimental	17
5.5.1 Variables de Respuesta	18
5.5.2 Cortes Histológicos	19

6.	RESULTADOS	20
6.1	Discusión de Resultados	33
7.	CONCLUSIONES	36
8.	RECOMENDACIONES	37
9.	A N E X O S .	38
10.	BIBLIOGRAFIA .	44

LISTA DE CUADROS:

	PAG.
1. Resúmen de los resultados de las diferentes lecturas de: Emisión apical a los 30 días, longitud de brote a los 40 días y longitud final de brote a los 60 días	22
2. Prueba de Tukey a los 40 días después de la injertación.	23
3. Prueba de Tukey a los 60 días después de la injertación.	24
4. Homogeneidad de varianzas 30 días después de la injertación.	25
5. Homogeneidad de varianzas 40 días después de la injertación.	26
6. Homogeneidad de varianzas 60 días después de la injertación.	27

LISTA DE GRAFICAS:

1. Relación porcentual del comportamiento de las plantas en su respuesta a la aplicación de ANA a la emisión del brote a los 30 DDI sin transformación Arcosen \sqrt{x}	28
2. Porcentaje de Emisión apical a los 30 DDI con las dosis de ANA indicadas con transformación Arcosen \sqrt{x} con todos los tratamientos	29
3. Longitud de brote a los 40 DDI	30
4. Relación entre la longitud del brote y la respuesta de los tratamientos a los 60 DDI	31
5. Figura global que representa el comportamiento de los tratamientos a partir de la elongación en cm a los 40 y - 60 días después de la injertación.	32

LISTA DE ANEXOS:

	pag .
1. Diseño de Campo, Vivero "AMATITLAN"	39
2. Ilustración del injerto de púa lateral	40
3. Tabla de xi cuadrada	41
4. Materiales	42
5. Análisis de varianza para el diseño completamente al azar con todos los tratamientos.	43

1. INTRODUCCION.

A través de los años, experiencias de trabajadores y técnicos relacionados con la práctica de injertación en el cultivo del aguacate (Persea americana Mill) del vivero "AMATITLAN" de la Región V de la Dirección General de Servicios Agrícolas (DIGESA); se ha venido determinando que; del cien por ciento de --- plantas que se injertan con regularidad y que logran un buen prendimiento; el --- treinta y tres por ciento brota inmediatamente, en el otro treinta y tres por ciento la brotación es lenta y el restante treinta y tres por ciento queda en estado de reposo a/

Uno de los problemas principales que se encuentran, es la tecnología empleada en aspectos de injertación; el viverista tropieza con que el factor limitante es la baja brotación y como consecuencia poca o reducida producción de plantas. Por ejemplo de 60,000 plantas injertadas sólo 20,000 se logran en el vivero a/

Para mejorar estos índices se necesita generar tecnología que conduzca a incrementar el porcentaje de brotación en los viveros mediante la utilización de material vegetativo de calidad y la aplicación de productos hormonales y otras técnicas.

El presente trabajo se llevó a cabo en el vivero "AMATITLAN", utilizando plantas patrones o portainjertos criollos, de tres meses de edad. Se evaluó el regulador sintético ácido naftalenacético (ANA), utilizando 3 dosis (10, 40 y 75 ppm) 3 tiempos de inmersión de las púas o varetas (12, 24 y 36 horas); dos grupos de patrones: el primero "Con aplicación" tratados con 50 ppm de ácido naftalenacético y "Sin aplicación" sin sufrir ningún tratamiento. La variedad de aguacate que se utilizó fue Aztec.

2. HIPOTESIS.

- a. El ácido naftalenacético aumenta el porcentaje de brotación en injertos de aguacate.

- b. Los injertos tratados con ácido naftalenacético brotan en un período menor y su desarrollo es más vigoroso.

3. OBJETIVOS.

- a. Evaluar el efecto del ácido naftalenacético en la brotación de injertos.

- b. Comparar la efectividad del ácido naftalenacético aplicado directamente al patrón o a la vareta y al patrón y a la vareta.

4. REVISION DE LITERATURA.

4.1 Propagación del Aguacate (Persea americana Mill.)

En el cultivo del aguacate pueden aplicarse dos medios de propagación asexual por estacas o por injertos: el primero es poco usado, porque las estacas - desarrollan un sistema radicular pequeño o insuficiente para sostener la parte aérea por el contrario, el plantón franco que se utiliza como patrón de injerto proporciona un sistema radicular fuerte y resistente a las enfermedades, a los agentes climáticos adversos mientras que la parte aérea, tomada de un árbol cuyo genotipo y fenotipo estén perfectamente definidos, conserva las características típicas de la variedad elegida y la productividad de la planta donante (18).

La propagación asexual del aguacate, permite establecer grandes plantaciones de variedades comerciales, en todas las zonas ecológicamente aptas para su desarrollo, bastando para ello con disponer de unos pocos ejemplares de las mismas y como el sistema de propagación asexual que se utiliza es el injerto éste se convierte en el trabajo más importante y especializado del cultivo del aguacate (19).

4.2 Teoría del injerto.

El injerto es la unión de dos plantas que en el aspecto fisiológico actúan como si se tratara de una sola. Se dice que en lo fisiológico actúan como si fueran una sola planta, debido a que las soluciones absorbidas por las raíces son llevadas por los conductos capilares a la zona foliar donde se transforman en principios nutritivos, los cuales descienden a toda la raíz y nutren. Pero en el aspecto anatómico cada una de las plantas conserva su individualidad y peculiaridad de tal forma que las características de la raíz no influyen ni modifican las cualidades distintivas frutales de la variedad injertada (18).

4.3 Condiciones de Temperatura, Humedad y Oxígeno durante y después del injerto.

Para que se desarrolle el tejido de callo debe existir ciertas condiciones ambientales. La temperatura ejerce un efecto marcado sobre la producción de tejido de callo. En operaciones tales como el injerto de banco, se puede dejar que el encallecimiento prosiga con lentitud durante varios meses almacenando los injertos a temperaturas relativamente bajas (7 a 10 grados centígrados) o si se desea un encallecimiento rápido se les puede conservar por menos tiempo a temperatura elevada (10).

Después del injerto de banco en vides, una temperatura de 24 a 27 grados centígrados es más o menos óptima. Una temperatura de 29 grados o más conduce a una formación más profusa de un tipo suave de tejido de callo que se daña con facilidad en las operaciones de la plantación. Abajo de 21 grados centígrados la formación de callo es lenta y a mayor de 5 grados cesa (9).

Las operaciones de injerto ejecutadas a fines de la primavera; cuando se presentan temperaturas excesivamente elevadas con frecuencia fallan (9).

Pruebas efectuadas en injerto de copa de nuez en el cálido mes de mayo en California (1951) (8) mostraron que encalando la región del injerto terminado se promovió en forma definitiva la cicatrización de la unión. El encalado - reflejó una porción considerable de la energía radiante del sol en vez de permitir que fuera absorbida, se obtuvo con ello temperaturas más bajas en la corteza. Además, en dichas pruebas las púas colocadas en las porciones Norte y Este de los tocones sobrevivieron mucho mejor que aquellas expuestas al Sur y al Oriente. Indudablemente esto se debió a las temperaturas más bajas que tenían en su posición sombreada.

Con respecto a la humedad relativa, la proliferación del callo es más probable que se efectúe en células muy turgentes que en aquellas en condiciones de marchitamiento. Según Doley (5) los estudios in vitro de secciones de tallo de Fresno (Fraxinus excelsior) han demostrado que la producción de callo en las superficies cortadas se redujo en forma marcada a medida que disminuye el potencial del agua (turgencia).

A menos que una unión termada de injerto se conserve por algún medio en un nivel de humedad muy elevado, las probabilidades de obtener una unión exitosa son bastante escasas. En la mayoría de las plantas; el encerado prolijo de la unión de injerto, que retiene la humedad natural de los tejidos, es todo lo que se necesita (9).

Se ha demostrado que la unión de injerto necesita oxígeno para la - producción de tejido de callo eso es de esperarse, ya que la división celular y el crecimiento rápidos van acompañados de respiración elevada, la cual necesita oxígeno (9).

Para algunas plantas es suficiente un porcentaje de oxígeno inferior al que se encuentra naturalmente en el aire, pero en otras, la cicatrización de la unión de injerto es mejor si el injerto se deja sin encerar y se coloca en un lugar cerrado con aire saturado de agua. Esto puede indicar que estas últimas tienen necesidades elevadas de oxígeno para formar callo. El encerado reduce a tal grado el movimiento del aire, que el oxígeno puede volverse limitante y no permitir la formación de tejido de callo (9).

4.4 Reposo o Latencia.

Dennis 1961 según (19), dice que el crecimiento de las plantas puede detenerse mediante condiciones externas, como la temperatura, el suministro desfavorable de agua o bien por factores que impiden el crecimiento, aún cuando las condiciones ambientales sean favorables. El primer tipo de letargo se denomina Reposo y se encuentra bajo control endógeno.

Las semillas, bulbos, cormos y yemas de plantas leñosas o herbáceas suspenden su crecimiento en determinada fase de su vida aunque las condiciones ambientales sean propicias para el crecimiento, en este caso se dice que los órganos de la planta entera está en estado de latencia (16).

La interrupción de la latencia de yemas de árboles y arbustos de hoja caduca, está determinado por la exposición a bajas temperaturas y el efecto de ésta es acumulativo, requiriendo cada especie un determinado número de -- horas frío para romper el reposo o latencia (16).

Weaver (19) dice que en ciertas plantas la Quiescencia es interrumpida por las bajas temperaturas, lográndose el brote de las yemas de algunas flores.

4.5 Letargo y reposo de las yemas.

Las sustancias del crecimiento son importantes en el letargo y reposo de las yemas. A partir de los resultados obtenidos en el trabajo con yemas latentes de papa y yemas de fresno, Hemberg, lanzó la teoría de que el reposo está controlado por el contenido de inhibidores en las yemas en reposo el cual sin embargo disminuye rápidamente a su término. La opción actual es que el letargo de las yemas como el de las semillas, se ve controlado por un cambio en el balance entre inhibidores promotores (19).

El tratamiento con sustancias exógenas del crecimiento puede también poner término o prolongar el reposo de las yemas, lo que respalda más todavía la importancia de las hormonas en el control del reposo. Se ha descubierto que el ácido giberélico pone fin al reposo de las yemas de durazno, la papa, algunas de bosque y otras varias plantas (19).

4.6 Auxinas

4.6.1. Historia

Hace aproximadamente doscientos años, se creía que la circulación de la savia de las plantas producía una correlación de la savia (el efecto de una parte de la planta en el crecimiento o el desarrollo de otra) entre diferentes partes de los vegetales. En otras palabras, que la savia producida en una parte de la planta se desplaza a otra, para controlar de algún modo su crecimiento. Duhamel du Monceau en 1758 llegó a la conclusión, a partir de sus experimentos, de que había una savia que se desplazaba en sentido ascendente y otra, en sentido descendente. supuso que la savia descendente se originaba en las bajas y descendía para controlar la nutrición de las raíces. Si se interrumpía el movimiento descendente de la savia por medio del anillado, se producían formaciones de callos y raíces por encima de los anillos (19).

En 1882 Sachs revisó la teoría de Duhamel du Monceau y supuso que había compuestos formadores de raíces y otras sustancias que se desplazaban en diferentes sentidos por la planta. Sachs indicó que esas sustancias formadoras de órganos se distribuían en forma polar (es decir, se desplazaban en un sólo sentido en un órgano de la planta) y que podían controlar el crecimiento vegetal. Además creyó que su distribución podría modificarse por medio de factores ambientales, como la iluminación y la gravedad. Sachs postuló que las sustancias formadoras de raíces se originan en las hojas y a continuación se desplazaban hacia la base de los tallos; demostró que un corte efectuado en una rama hace detener el desplazamiento descendente de las sustancias formadoras de raíces y éstas últimas se forman por encima del corte. No obstante pasaron muchos años antes de que se demostrara que las sustancias formadoras de raíces y órganos eran hormonas (19).

Darwin estudio el efecto de la gravedad y de la iluminación lateral sobre el movimiento de las plantas. Al igual que Sachs, sugirió que el crecimiento de las plantas debe estar regulado por sustancias especiales. Logró demostrar que los efectos de la luz y la gravedad sobre la incurvación tanto de las raíces como de los tallos estaban influidos por los correspondientes ápices, y que su influencia podría transmitirse a las otras partes de la planta (4).

Como material experimental utilizó una gramínea procedente de las canarias Phalaris canariensis y Avena sativa. Estudió en ellas, el efecto de la luz en los coleóptilos, demostró que al iluminar unilateralmente un coleóptilo de Phalaris canariensis se producía una fuerte curvatura fototrópica positiva (19).

Algunos investigadores experimentaron con coleóptilos de -- Avena sativa demostraron que alguna sustancia desconocida que se origina en el ápice es la causante de la incurvación hacia la luz de los coleóptilos iluminados lateralmente, no llegaron a afirmar que esa sustancia era un regulador de crecimiento. Pall en 1919 decapitó coleóptilos y descubrió que se incurvaba alejándose del ápice incluso en la oscuridad. Demostró que de forma fehaciente que lo que emanaba del ápice era

una sustancia material capaz de estimular el crecimiento de las células situadas de bajo del ápice. Lógicamente los siguientes pasos debían consistir en aislar esta sustancia a partir de la planta y demostrar que podía estimular el crecimiento si se administraba a otra planta. Esta labor fué llevada a cabo por el botánico holandés F.W. Went. Went colocó ápices de coleóptilos recién cortados en pequeños cubos de agar durante un período de tiempo conocido y a continuación, colocó los bloquesitos de agar en forma asimétrica sobre coleóptilos decapitados durante dos horas en la oscuridad. Los coleóptilos presentaron una curvatura parecida a la que se obtenía cuando los ápices de los coleóptilos se colocaban de forma asimétrica sobre coleóptilos decapitados. Entonces desarrolló un método para desarrollar la cantidad de sustancias activas de los ápices de los coleóptilos; es decir, desarrolló una prueba biológica de la auxina. Went encontró que el grado de curvatura de los coleóptilos era proporcional dentro de ciertos límites, a la cantidad de sustancia activa contenida en los bloquesitos de agar. Debido al empleo de plántulas de avena para esta prueba biológica, esta acabó siendo conocida con el nombre de Prueba de la Curvatura de Avena (4).

La aplicación de la prueba de los coleóptilos de Avena a una amplia variedad de sustancias condujo al hallazgo de que la orina humana es rica en la sustancia de crecimiento. Partiendo de unos 150 litros de orina humana, Kogl y Haegen-Smith en 1931 concentraron el hormón activo empleando una serie de procesos de purificación. La actividad de los productos obtenidos en cada paso de la purificación se determina mediante la prueba de la curvatura de Avena. Después de destilación en alto vacío, el paso final suministró 40 mg de cristales dorados de una actividad especial 50,000 veces más elevada que la orina inicial. El producto final recibió el nombre de auxina - A (ácido auxentríolico) (4).

Empleando aproximadamente los mismos métodos de purificación Kogl, Erxleben y Haegen Smith aislaron otra sustancia activa a partir del aceite de embriones de trigo (1934). Se encontró que esta sustancia tenía una estructura y una actividad muy parecida a las correspondientes a la auxina - A y se le dio el nombre de Auxina - B (ácido auxenolónico). Kogl, Haegen -Smith y Erxelenen aislaron otra auxina, la heteroauxina o como se le conoce actualmente, el ácido indolil-3-acético (6).

Consecuencia natural del descubrimiento de la actividad de la auxina fué el aislamiento y la caracterización de la molécula de auxina. Tan pronto como se consiguió eso, comenzó la búsqueda intensiva de los compuestos químicamente parecidos al IAA y con análoga actividad. Poco tiempo después los resultados de ésta búsqueda condujeron al conocimiento de otros derivados del indol, como el ácido indolil-pirúvico, ácido 3-indolil-propiónico, el ácido indolil-3-butírico, todos los cuales exhibieron una actividad fisiológica parecida al IAA. También fueron descubiertos otros compuestos de actividad parecida al IAA pero distintos en cuanto a su estructura química. Entre ellos los más importantes son los ácidos: -- alpha y betha Naftalenacético (4).

4.6.2 Química de las auxinas.

La estructura química de los compuestos fisiológicamente acti

vos nunca deja de tener interés debido a su relación con la actividad fisiológica de cada una de ellas. Gracias a estudios orientados en esta dirección se consiguieron establecer unas ciertas características mínimas indispensables para que un determinado compuesto tenga actividad auxínica. Estas características son las siguientes:

1. Una parte cíclica insaturada
2. Una cadena lateral ácida
3. Una cierta separación entre el grupo carboxilo (-COOH) y el anillo (con algunas excepciones)
4. Una disposición especial particular entre el sistema t₁ p₁ico a la cadena lateral ácida (4).

El ácido naftalenacético (ANA) posee una cadena lateral semejante a la del IAA, pero su núcleo es diferente del de éste.

Tanto el indolbutírico como el naftalenacético poseen todas las actividades de la auxina, en particular el último que es mucho más resistente - que el IAA, ya que no es atacado por la oxidasa de éste en las plantas, y además se sintetiza más rápidamente y es más barato. No resulta pues, sorprendente que el ácido naftalenacético sea, más que el IAA, la sustancia hoy principalmente utilizada para producir raíces en esquejes y para evitar la caída del fruto en manzanos (19).

4.6.3 Efecto de las auxinas.

Cuando las auxinas son aplicadas a la parte cortada del tallo, hay una -- transportación polar que causa una rápida acumulación de éstos compuestos en la base del tallo. Luego, después de un tiempo, la auxina acumulada ayuda a producir una especie de callosidad que contiene muchas células parenquimatosas que producen nuevos puntos de crecimiento meristemático o activa los ya existentes (6).

Esquejes de varias plantas que normalmente no enraizan espontáneamente lo logran hacer después de ser sumergidos en soluciones o polvos de auxinas. El crecimiento de las raíces produce en días o semanas dependiendo de la planta (6).

Las auxinas desempeñan una función importante a la expansión de las células de tallos y coleóptilos. El descubrimiento de las auxinas derivó el estudio de las curvaturas tropísticas de coleóptilos y en el primer bioanálisis de la auxina, la prueba de la curvatura de avena, se utilizaron coleóptilos decapitados de Avena (19).

Los estudios sobre el cultivo de los tejidos han demostrado que la auxina es indispensable para la división celular. La mayor parte de los tejidos vegetales son incapaces de desarrollarse en medios que no contienen auxinas (1).

Uno de los efectos más típicos es la elongación celular. Es el fenómeno que ha permitido descubrir y aislar la auxina, gracias al test "Avena". En el entendido de avena tal como se utiliza en los ensayos, no hay ninguna división, la curvatura es debida enteramente a una elongación celular (1).

Otro efecto que no puede ser más que secundario pero que es sorprendente, es la acción de la auxina sobre la diferenciación celular. Se sabe que la auxina está directamente ligada a los procesos de lignificación del xilema (1).

La dominancia apical es el fenómeno correlativo que actualmente ha sido más estudiado (1).

Las auxinas pueden incliar la floración e inducir el amarre de los frutos y su desarrollo en algunas especies. Las auxinas hacen aumentar con frecuencia el amarre de frutos sobre todo en especies con frutos de muchas semillas como son los pimientos y las cucurbitáceas. La aplicación de auxinas a frutos jóvenes y en desarrollo, desarrolla su tamaño. Se adelanta la maduración de algunos frutos como los higos (19).

Thimann y Skogl en 1933, según (2), descubrieron las diferentes acciones ejercidas por la auxina sobre otras respuestas aparte del alargamiento celular. Entre las más importantes se hallan la inhibición del crecimiento de las yemas laterales, la inhibición de la abscisión, los estímulos que provocan el crecimiento del cambium y otras actividades de los meristemas, la inhibición o provocación de la floración y la puesta en marcha de la absorción no osmótica del agua.

Aunque la auxina es factor importante, y aún primordial de la iniciación de los esbozos radiculares adventicios, intervienen también otros factores en el fenómeno. En algunos casos se sabe que dicho esbozo puede formarse en la base del trozo caular por la acción de la auxina aplicada, pero que tal esbozo no crece por faltar en alguno de los tallos los factores de crecimiento tiamina o piridoxina (2).

En cuanto a la actividad meristemática que ejerce la auxina, si se trata --- la sección de un tallo cortado y girasol o habichuela, por ejemplo, con una concentración elevada de ácido indolacético aplicado en forma de pasta, aparece hinchazones o callosidades en el propio lugar de la aplicación o de sus cercanías. El exámen histológico revela la presencia de uno o mas centros de división celular en la mas del tejido, de donde se deduce que tales hinchazones no son solamente el resultado de l alargamiento de las células pre-existentes, sino de la formación de muchas células nuevas, siendo caracterfstico en que estas hinchazones constituyan, en cierto grado alteraciones del proceso normal de diferenciación. Sus elementos vasculares pueden encontrarse dispuestos irregularmente organizados del tallo o del tejido en el que se forman las hinchazones provocadas por la auxina. La auxina influye sobre la actividad meristemática de otras células además de las que intervienen en la producción de tumores y callosidades. La auxina formada en la yema apical estimula y regula la actividad del cambium en las plantas leñosas, siendo muy probable que la reanudación del crecimiento del cambium en la primavera se deba a la auxina pro

ducida en las yemas de dicha estación, El crecimiento del cambium puede provocarse también en la aplicación artificial auxina (2).

En relación al efecto de las auxinas por la abscisión, se sabe que la caída de las hojas y de los frutos está precedida en muchas especies por la formación de un grupo especial de células, la capa de abscisión, situada en la base del pecíolo o del pedúnculo del fruto. Las células de dicha capa poseen cápsulas especialmente débiles para que la preparación de la hoja o del fruto tenga lugar precisamente, por la ruptura de las cápsulas celulares de ésta región. Los alemanes Laibach y Mai, fueron los primeros que demostraron en 1933 que la aplicación de auxina a las hojas evita o retarda la formación de la capa de abscisión y este descubrimiento se extendió posteriormente a la abscisión de los frutos. La caída de los frutos, manzanas, peras, limones, etc., pueden disminuirse notablemente regando las plantas con soluciones que contengan auxinas, método que ha encontrado extensas aplicaciones en el campo de la horticultura (2).

Entre los compuestos afines a las auxinas encontramos el ácido naftilacético (NAA) que lo han utilizado para promover el arraigo de esquejes, para reducir la caída de fruto en manzanos y para estimular la maduración del fruto en diversas especies. (17).

Las numerosas ocasiones en que las aplicaciones externas de una hormona no producen crecimiento u otras respuestas, pueden atribuirse a una de varias causas. Sin duda, muchas veces el suministro de una hormona endógena no es el factor limitador, e incluso cuando lo es puede no conseguir una respuesta apreciable porque la hormona aplicada es inactivada rápidamente en los tejidos (17).

Varias respuestas de crecimiento dependen de la interacción de dos o más hormonas, y su relativa concentración es con frecuencia de primordial importancia. Además, cada tipo de hormona tiene un amplio espectro de actividad fisiológica, de modo que la misma sustancia puede producir efectos muy distintos en diferentes partes de la planta en diversas etapas de su ciclo de vida (17).

Estas son algunas de las limitaciones para la consecución del objetivo de obtener respuestas específicas sin efectos colaterales indeseables; algunas pueden imponer límites al grado de regulación de crecimiento que pueden obtenerse por medio de hormonas (17).

4.6.4 Mecanismos de Acción

En el curso de los años se han elaborado numerosas teorías a fin de explicar los mecanismos de acción de las auxinas en la inducción de la expansión celular, sin haber llegado, hasta la fecha, a ninguna que resulte totalmente satisfactoria. Una de las primeras teorías la que la auxina incrementa la plasticidad de las paredes celulares sigue siendo aún más satisfactoria aunque se necesita efectuar más traba-

jos a fin de revelar cuales son los mecanismos exactos que se encuentran implicados. Cuando se incrementa la flexibilidad de las paredes, disminuye la presencia de ésta, alrededor de la célula y la presión de turgencia causada por las fuerzas osmóticas en la savia vacuolar, hace que el agua entre a las células, provocando su expansión. La plasticidad es una deformación irreversible de las paredes, provocada probablemente por la ruptura de enlaces cruzados entre las microfibrillas de la celulosa de las paredes celulares (19).

En muchas plantas y partes vegetales de las auxinas provocan y fomentan la síntesis de RNA y proteínas. Esa síntesis puede ser un requisito previo del crecimiento provocado por las auxinas, no obstante, la presencia del retraso de una hora entre la aplicación de las auxinas a secciones de los tallos de chicharo y el aumento de RNA parece no ir de acuerdo con esa teoría. Aunque los efectos de las auxinas en la síntesis de RNA parece ser cuantitativamente y no cualitativamente efectivos, un RNA mensajero que sea específico del crecimiento provocado por auxinas, puede encontrarse en las células; al aplicarse las auxinas, el código RNA mensajero se traduce en proteínas. Es posible que dos RNA se encuentren presentes en la célula, uno que se activa en la célula antes de la aplicación de las auxinas, y otro que se asocia con la respuesta real de crecimiento (19).

4.7 Otros reguladores de crecimiento

4.7.1 Acido Giberélico

Es un compuesto químico de las plantas que aparentemente regula a algunas fases de crecimiento como la elongación de células, su mecanismo de acción en este aspecto se considera por hidrólisis de almidón causando un incremento de la concentración de azúcares a través de la enzima amilasa, la cual aumenta la concentración osmótica de la célula y así el agua penetra a ésta y tiende a expandirla; también -- puede causar abscisión en flores y frutos en racimos de vid, aún cuando su forma de actuar no se conoce exactamente (14).

4.7.2 Acido Succínico 2-2-dimetilhidrácido (Alar)

Es un regulador de crecimiento de plantas, considerado dentro del grupo de retardantes. Cuando se aplica en plantas de vid, su efecto más notorio es el de retardar la brotación. El alar actúa bloqueando la síntesis endógena de auxinas en las plantas. Se han reportado efectos de alar el adelanto de la brotación y el retraso de crecimiento de vid también puede utilizar como retrasador de brotación aplicándolo en diversas épocas y a dosis de 1,000 a 3,000 ppm (12).

4.7.3 Ethrel

Es un producto aclarador efectivo en varias especies las aplicaciones de Ethrel sobre plantas de diversas especies causan diferentes efectos en el desarrollo y maduración de los granos ejerciendo éstos efectos por la liberación gradual del etileno como producto de descomposición del ethrel, cerca del sitio de acción en el tejido de plantas (14).

4.7.4 Cloruro de trimetilamonio (Cycocel o CCC)

El regulador de crecimiento cloruro de (2, cloroetil) trimetilamonio (Cycocel o CCC) actúa como retardante del crecimiento, al aplicarse a plantas y se considera que su efecto puede ser bloqueando la síntesis de giberelinas. La mayor parte de los reportes sobre la aplicación de este producto indican que inhibe el crecimiento en ciertas plantas (12).

4.8 Aumento de prendimiento de injertos utilizando reguladores de crecimiento.

Puesto que frecuentemente las auxinas estimulan las actividades cambiales se utilizan a veces en mejorar el prendimiento de injertos. En Hungría se usa comúnmente el NAA (Acido naftalenacético) a fin de incrementar el porcentaje de prendimiento de los injertos de vid. En 1964, recibieron ese tratamiento seis millones de estacas porta-injertos. Los portainjertos de aproximadamente 40 cm de longitud, se remojan en agua destilada durante varios días y luego se colocan cabeza abajo durante 60 horas en una solución de NAA concentrado a 10 ppm. Las púas no se tratan. Después de esto se efectúa a mano un injerto corto de cuña. Los injertos se empaquetan en serrín y se colocan en una habitación fresca hasta que formen callos. El tratamiento con NAA incrementa el prendimiento de 10 a 20 % (19).

En ocasiones el prendimiento de injertos de yemas se incrementan por el tratamiento de la madera de las yemas con sustancias de crecimiento. Samish y Gur en 1962, experimentando con yemas de aguacate, sumergieron la madera de las yemas durante 24 horas en una solución de IAA concentrado a 25 ppm. Dicho procedimiento mejoró el prendimiento de los injertos de yema, sobretudo al utilizar portainjertos - más adultos el porcentaje de buenos injertos de yema, logrando en plantas madres de tres años de edad cultivados en hilera de viveros aumentó en un 40%, gracias a que se trató con IAA la madera de las yemas. La inmersión de la madera de yemas en agua destilada, redujo el prendimiento de los injertos de yema en comparación de los testigos no sumergidos, pero la aplicación de IAA contrarrestó ese efecto negativo (19).

Se tiene pruebas para demostrar que la cantidad de ácido indolacético, que es destruido por el tejido de la corteza de la raíz del tallo está inversamente correlacionado con el vigor del injerto inducido por el patrón (9).

También existe la posibilidad que las diferentes concentraciones de gibberelina endógena como estimuladora del crecimiento, puede explicar, en parte las características de control del tamaño que tienen los diversos patrones. Se sabe que las raíces producen gibberelinas y que éstas cantidades de ésta presente en la corriente de transpiración son suficientes para ejercer una decidida influencia sobre el control del crecimiento (9).

Garza Rodríguez (1979) evaluó el efecto de diferentes dosis de ácido giberélico sobre injertos de naranja dulce (Citrus sinensis Osbeck), con el objeto de determinar la mejor dosis económica y fisiológica de éste ácido. El rango de dosis utilizado fué de 50 a 450 ppm. La población la conformaron 1,400 plantas injertadas, las que ya consolidadas en su relación Patrón-Injerto (prendidas) tenían 20 cm de longitud. El incremento de altura no fué significativo entre las plantas tratadas, pues ninguna respondió lo suficiente como para ser mejor que el testigo; por lo que concluyó que la aplicación práctica de ácido giberélico en esta fase viverista no reportó resultados consistentes (8).

5. MATERIALES Y METODOS.

5.1 Ubicación del ensayo.

El lugar del experimento se encuentra ubicado en el municipio de Amatitlán, Departamento de Guatemala, en el vivero "AMATITLAN" de la Región V de DIGESA. Está a 28 kms. de la ciudad capital, con una posición geográfica de 14°28' de latitud Norte y a 90°38' de Longitud Oeste, a una altura de 1,158 metros (3,800 pies) sobre el nivel del mar.

5.2 Características Climáticas.

Las características climáticas son:

Precipitación pluvial media anual de 1,259.6 mm y temperatura media anual de 21°C (11), Según Holdridge, corresponde a la zona ecológica Sub-tropical seca (10,11).

5.3 Materiales.

(Ver anexo No.4).

5.4 Metodología.

Se seleccionaron patrones de 3 meses de edad, de 1/2 cm de diámetro, libre de plagas y enfermedades. Estos se dividieron en dos grupos "Con aplicación" "Sin aplicación". Los primeros fueron tratados con una solución de 50 ppm de ácido naftalenacético (ANA) tres días antes de su injertación, los segundos no sufrieron ningún tratamiento.

Se seleccionó un árbol de la variedad Aztec, de donde se tomaron ramas terminales de 1/2 cm de diámetro y 20 cm de longitud, esto constituyó el material para injertar.

Previo al desarrollo del experimento se hizo una prueba de aplicación al follaje con dosis de 10,40 y 75 ppm de ácido naftalenacético a tres plantas, con el propósito de observar el comportamiento de las plantas ante la aplicación de dicho regulador de crecimiento. No se observó ningún síntoma de daño (amarilla--

miento, enrollamiento, defoliación) en ninguna de las dosis aplicadas. Estas dosis se utilizaron de acuerdo a lo que reporta Weaver (19) en la utilización de reguladores de crecimiento en injertos, tomando el rango menor que es de 10 ppm el mayor de 75 ppm y el intermedio de 40 ppm de ácido naftalenacético (ANA).

Se prepararon las dosis indicadas de ácido naftalenacético disuelto en agua destilada. Para determinar la cantidad de ANA a usarse, se empleo los lineamientos siguientes:

PRODUCTO: Acido Naftalenacético al 5% (Planofix)

1 ppm = 1 mg/lt.

1 mg/lt. = 0.001 g/lt.

0.001 g/lt. = 1 ppm al 100% del producto (Pureza)

Si tenemos al 5%: $0.001 \text{ g/lt} / 5 = 0.2 \text{ g/lt.}$

10 ppm:

de donde: 0.2 ml/lt. de ANA al 5%, es decir 0.2 ml ANA /lt agua destilada.

40 ppm:

0.8 ml de ANA/ lt. de agua destilada.

75 ppm:

1.5 ml de ANA /lt. de agua destilada.

Las varetas de longitud de 20 cm fueron sumergidas en su base una cuarta parte (5 cm) durante 12, 14 y 36 horas, de acuerdo a lo que reporta Weaver (19) previo a su injertación, según los diferentes tratamientos.

Se procedió a la injertación de las plantas en su totalidad el mismo día. Posteriormente se trasladaron al vivero y su distribución fué según el diseño de -- campo (ver anexo No.1).

El tipo de injerto que se utilizó fué el de púa lateral, el cual consiste en lo siguiente: Se efectúa un corte en la epidermis de la púa o vareta. En una porción lisa de tallo, se remueve una sección delgada de corteza y madera del mismo largo que la superficie cortada de la púa. Después la púa o vareta se inserta en el corte del patrón, entrelazándose con la lengüeta y teniendo cuidado en que coincidan las capas del cambium. El injerto se envuelve firmemente con cinta plástica. La vuelta final se quita metiéndola bajo la vuelta anterior (9). (Ver anexo No.2)

Una vez que las partes del injerto se unieron se cortó la envoltura para evitar que hubiera una constricción de la rama en crecimiento. Se hizo el corte de unión, es decir, se emparejó la superficie del patrón y la púa con la navaja de

injertar. Cada planta fué regada con 300 cc de agua a cada 48 horas.

Al observarse el prendimiento del injerto se hizo un corte en la parte superior del patrón, arriba del injerto. El objeto principal del corte es evitar que los nutrimentos se pierdan inútilmente alimentando al patrón en la parte que se elimina y que éstos sean aprovechados en el crecimiento y desarrollo del injerto.

Los datos que se tomaron después de la injertación fueron los siguientes:

- a. Porcentaje de prendimiento a los 15 días.
- b. Lectura de porcentaje de emisión apical a los 30 días.
- c. Lectura de Longitud de brote en cm a los 40 días.
- d. Lectura final de longitud de brote en cm a los 60 días.

5.5 Diseño Experimental.

El diseño utilizado fué completamente al azar en un arreglo factorial 2x3x3 que implicó 18 tratamientos, más dos testigos: 1) Patrón y vareta sin aplicación y 2) patrón con aplicación de 50 ppm ANA y vareta sin aplicación. El número de repeticiones fué 3 y la unidad experimental la constituyeron 6 plantas.

Los factores de estudio que conformaron las modalidades técnicas fueron:

1. Factor "A" = A_0 = "Patrón con aplicación" 50 ppm ANA
 A_1 = "Patrón sin aplicación"
2. Factor "B" = B_1 = 10 ppm de ácido naftalenacético (ANA)
 B_2 = 40 ppm de ácido naftalenacético (ANA)
 B_3 = 75 ppm de ácido naftalenacético (ANA)
3. Factor "C" = C_1 = 12 Horas de Inmersión de las varetas
 C_2 = 24 Horas de Inmersión de las varetas
 C_3 = 36 Horas de Inmersión de las varetas

Los tratamientos fueron los siguientes:

1.	A ₀ B ₁ C ₁	=	PCA + 10 ppm ANA + 12 Horas Inmersión
2.	A ₀ B ₁ C ₂	=	PCA + 10 ppm ANA + 24 Horas Inmersión
3.	A ₀ B ₁ C ₃	=	PCA + 10 ppm ANA + 36 Horas Inmersión
4.	A ₀ B ₂ C ₁	=	PCA + 40 ppm ANA + 12 Horas Inmersión
5.	A ₀ B ₂ C ₂	=	PCA + 40 ppm ANA + 24 Horas Inmersión
6.	A ₀ B ₂ C ₃	=	PCA + 40 ppm ANA + 36 Horas Inmersión
7.	A ₀ B ₃ C ₁	=	PCA + 75 ppm ANA + 12 Horas Inmersión
8.	A ₀ B ₃ C ₂	=	PCA + 75 ppm ANA + 24 Horas Inmersión
9.	A ₀ B ₃ C ₃	=	PCA + 75 ppm ANA + 36 Horas Inmersión
10.	A ₁ B ₁ C ₁	=	PSA + 10 ppm ANA + 12 Horas Inmersión
11.	A ₁ B ₁ C ₂	=	PSA + 10 ppm ANA + 24 Horas Inmersión
12.	A ₁ B ₁ C ₃	=	PSA + 10 ppm ANA + 36 Horas Inmersión
13.	A ₁ B ₂ C ₁	=	PSA + 40 ppm ANA + 12 Horas Inmersión
14.	A ₁ B ₂ C ₂	=	PSA + 40 ppm ANA + 24 Horas Inmersión
15.	A ₁ B ₂ C ₃	=	PSA + 40 ppm ANA + 36 Horas Inmersión
16.	A ₁ B ₃ C ₁	=	PSA + 75 ppm ANA + 12 Horas Inmersión
17.	A ₁ B ₃ C ₂	=	PSA + 75 ppm ANA + 24 Horas Inmersión
18.	A ₁ B ₃ C ₃	=	PSA + 75 ppm ANA + 36 Horas Inmersión
19.	TESTIGO	=	PSA + VSA
20.	TESTIGO	=	PCA + VSA

NOTA:

- PCA = Patrón con aplicación de ácido naftalenacético
- PSA = Patrón sin aplicación de ácido naftalenacético
- VSA = Vareta sin aplicación de ácido naftalenacético
- ANA = ACIDO NAFTALENACETICO.

5.5.1 Variables de Respuesta:

Durante el desarrollo del experimento se tomaron los siguientes datos, después de la injertación:

1. Porcentaje de prendimiento a los 15 días 1/
2. Porcentaje de Emisión apical a los 30 días 2/

1/ El porcentaje de prendimiento se evaluó mediante la observación de las plantas en las cuales el pecfolo de las hojas presentes anteriormente, había caído naturalmente.

3. Longitud del brote emitido a los 40 días.
4. Longitud final del brote a los 60 días.
5. Al final del experimento se tomaron las siguientes plantas injertadas para efectuar estudios anatómicos:
 - a. Una planta con buen desarrollo, el tratamiento No.10 (PSA + 10 ppm ANA + 12 Horas Inmersión)
 - b. Una planta con escaso desarrollo, tratamiento No.6 (PCA + 75 ppm ANA + 36 Horas Inmersión)
 - c. Una planta Testigo ("Patrón con aplicación y vareta sin aplicación")
 - d. Una planta Testigo ("Patrón sin aplicación y vareta sin aplicación").

Estas plantas se utilizaron para realizar una serie de observaciones microscópicas con cortes histológicos, con el propósito de determinar los resultados en cuanto al desarrollo de la zona de unión o formación de "callus" en el injerto. Dichas observaciones se realizaron en el laboratorio de Anatomía y Morfología Vegetal de la Facultad de Agronomía (USAC)

5.5.2 Cortes Histológicos.

Se efectuaron los cortes histológicos a los 90 días después de la injertación y en los montajes microscópicos se observó las siguientes características:

- a. Células de color pardo, muertas, formando una capa necrótica, en la unión en donde se encontraba el patrón y la púa o vareta. El porcentaje del área necrótica, en lo que se observó en el corte, era de aproximadamente el 60%.
- b. Entre el callo que se origina del patrón y el que se origina de la púa, se observó una línea café más o menos continua formada por células muertas y alteradas como resultado de los cortes. Se observaron células de parénquima que formaron un tejido esponjoso de callo, llenando el espacio entre los dos componentes originales del injerto (Patrón y púa).
- c. Se observó también nuevas células cambiales, las cuales se alejaban del cambium original del patrón y de la púa formándose al final una conexión cambial continua.
- d. Las Células de los radios del xilema del patrón, se unieron con algunos de los radios del xilema de la púa, en tanto que otros debido al área corchosa, formada por células suberizadas impidieron la unión, esto se observó en las plantas con escaso desarrollo.

2/ El porcentaje de emisión apical, se evaluó mediante la observación de las -- plantas en las cuales se principiaba a notar brotación (viene de la pag.18)

6. RESULTADOS.

Para la primera variable de respuesta: PORCENTAJE DE PRENDIMIENTO, a los 15 días después de la injertación; todos los injertos mostraron el cien por ciento; sin embargo al finalizar el estudio, se observó que el mismo fué aparente pues en los cortes histológicos se determinó que la unión de los tejidos del patrón y de la púa fué insuficiente para llevarse a cabo la soldadura de los mismos principalmente en el tratamiento No.6 en donde se reportó la menor longitud de brote.

En el cuadro No. 1 se resumen los resultados obtenidos después de la injertación a los 30 días PORCENTAJE DE EMISION APICAL, a los 40 días LONGITUD DEL BROTE medido en cm, a los 60 días LONGITUD FINAL DEL BROTE medido en cm.

Se puede observar que en los datos que figuran a los 30 días, se muestran - sin la transformación y con la transformación $\text{Arcosen} / x$, Esta transformación se hizo con el objeto de que los datos se distribuyan aleatoria, independiente y normalmente, sin violar las desviaciones del supuesto de normalidad. En los datos que no fueron transformados; es decir, reales, se observa que el tratamiento No.10 (PSA + 10 ppm ANA + 12 Horas Inm,) y uno de los testigos (Patrón y vareta sin aplicación) alcanzaron el 100% de emisión apical, mientras que el resto de la población se mantiene en un rango de 67-89%.

A los 40 días los valores más altos se sitúan en 7.33 cm para el Testigo (Patrón y vareta sin aplicación) y los tratamientos que le siguen son los Nos. 16,13,11,5 con 6.82, 6.71, 6.27, y 6.27 respectivamente.

La lectura final es decir, a los 60 días, la longitud máxima llegó a 18.79 cm perteneciente al tratamiento No. 10 siguiéndole el tratamiento No.4 con -- 17.98 cm; el testigo (PSA +VSA) con 17.49 cm; el tratamiento No.13 con 17.33 cm; el tratamiento No.5 con 16.34 cms y el testigo (PCS + VSA) con 16.18 cm.

Los coeficientes de variación revelan para 30 días 24.48%; para 40 días 33.18% y para 60 días 23.18%.

En el anexo No.5 se puede observar los análisis de varianza para los distintos tratamientos, a los 40 y 60 días después de la injertación. En estos análisis se reporta que a los 30 días la diferencia no es significativa; sin embargo para los 40 y 60 días ya la hay, por lo que se realizó la prueba de Tukey. (Ver cuadros No. 2 y 3)

Para la prueba de Tukey a los 40 días, se observa que el testigo No.19-- (Patrón y vareta sin aplicación) se mantiene con una longitud de 7.33 cm siendo la mayor de los demás tratamientos y el testigo No.20 (Patrón con aplicación -50 ppm ANA- y vareta sin aplicación) con 6.28 cm; se observá además que el tratamiento No.6 (PCA + 40 ppm ANA + 36 Horas Inmersión) alcanza la menor - longitud del brote, siendo diferente estadísticamente que los demás.

A los 60 días aparecen dentro de los mejores los tratamientos: No.10 --- (PSA + 10 ppm ANA + 12 Hrs.Inm); No.4 (PCA + 40 ppm ANA + 12 Hrs.Inm.); No.13 (PSA + 40 ppm ANA + 12 Hrs.Inm); No.5 (PCA + 40 ppm ANA + 24 Hrs.Inm) y los testigos No.19 (PSA yVSA) y No.20 (PCA + VSA), demostrando que son los mejores con respecto a los demás tratamientos. en el tratamiento No.6 se muestra que fué el que alcanzó la menor longitud al finalizar el experimento.

En los cuadros No. 4, 5 y 6 efectuados para 30, 40 y 60 días se observa las pruebas de Bartlett para cada lectura. Estas pruebas se llevaron a cabo con el propósito de determinar si existía homogeneidad de varianzas, debido a que en los análisis de varianza para cada una de las lecturas se obtuvo coeficientes de variación mayores del 15%.

Al realizar esta prueba y comparar los resultados con la tabla de χ^2 cuadrada notamos que existió homogeneidad en las varianzas, puesto que éstos eran menores que el valor de χ^2 cuadrada que reporta la tabla, es decir 30.144 (Ver anexo No.3)

CUADRO No. 1

RESUMEN DE RESULTADOS DE LAS DIFERENTES LECTURAS DE: EMISION APICAL A LOS 30 DIAS, LONGITUD DE BROTE A LOS 40 DIAS, LONGITUD A LOS 60 DIAS DESPUES DE LA INJERTACION.

Tratamientos	Lectura a los 30 DDI*		Lectura a los 40 DDI*	Lectura a los 60 DDI *
	% Emisión apical			
	Sin Transf.	Transf. Arcosen \sqrt{x}	Long. Brote (cm)	long. brote (cms.)
1. PCA + 10 ppm ANA + 12 Hrs Inmersión	89.0	78.24	4.43	15.56
2. PCA + 10 ppm ANA + 24 Hrs Inmersión	83.66	78.24	4.83	15.38
3. PCA + 10 ppm ANA + 36 Hrs Inmersión	83.66	63.24 ¹	4.33	13.13
4. PCA + 40 ppm ANA + 12 Hrs Inmersión	89.33	81.96	5.86	17.98
5. PCA + 40 ppm ANA + 24 Hrs Inmersión	94.66	81.96	6.27	16.34
6. PCA + 40 ppm ANA + 36 Hrs Inmersión	78.00	66.96	2.46	7.26
7. PCA + 75 ppm ANA + 12 Hrs Inmersión	94.66	81.96	5.23	14.59
8. PCA + 75 ppm ANA + 24 Hrs Inmersión	67.00	55.22	4.77	13.44
9. PCA + 75 ppm ANA + 36 Hrs Inmersión	83.66	70.21	3.87	15.54
10. PSA + 10 ppm ANA + 12 Hrs Inmersión	100.00	90.00	5.70	18.79
11. PSA + 10 ppm ANA + 24 Hrs Inmersión	89.0	78.24	6.27	12.95
12. PSA + 10 ppm ANA + 36 Hrs Inmersión	72.66	58.93	3.81	14.64
13. PSA + 40 ppm ANA + 12 Hrs Inmersión	94.66 ¹	81.96	6.71	17.33
14. PSA + 40 ppm ANA + 24 Hrs Inmersión	67.0	55.21	5.14	14.08
15. PSA + 40 ppm ANA + 36 Hrs Inmersión	72.66	58.93	4.34	12.42
16. PSA + 75 ppm ANA + 12 Hrs Inmersión	89.0	78.24	6.82	15.64
17. PSA + 75 ppm ANA + 24 Hrs Inmersión	78.25	78.24	3.99	12.58
18. PSA + 75 ppm ANA + 36 Hrs Inmersión	78.0	58.93	4.48	15.86
19. Patrón sin aplicación y vareta sin aplicación	100.00	90.0	7.33	17.49
20. Patrón con aplic. (50 ppm) y vareta sin aplic.	89.33	73.93	6.28	16.18

**
DDI = Días después de la injertación.

CUADRO No.2

Prueba de Tukey.

A LOS 40 DIAS.

TESTIGO	No.19*	7.33	a	
	No.16	6.82	a	b
	No.13	6.71	a	b
TESTIGO	No.20	6.28	a	b
	No. 5	6.27	a	b
	No.11	6.27	a	b
	No. 4	5.87	a	b
	No.10	5.70	a	b
	No. 7	5.23	a	b
	No.14	5.14	a	b
	No. 2	4.83	a	b
	No. 8	4.77	a	b
	No.18	4.46	a	b
	No. 1	4.43	a	b
	No.15	4.34	a	b
	No.3	4.33	a	b
	No.17	3.99	a	b
	No. 9	3.87	a	b
	No.12	3.81	a	b
	No.6	2.46		b

* La descripción de los tratamientos está especificada en el cuadro No.1

CUADRO No. 3

Prueba de Tukey.

A LOS 60 DIAS.

	No.10	18.79*	a	
	No.4	17.98	a	
TESTIGO	No.19	17.49	a	
	No.13	17.33	a	
	No. 5	16.34	a	
TESTIGO	No.20	16.18	a	
	No.18	15.86	a	b
	No.16	15.65	a	b
	No. 1	15.56	a	b
	No. 9	15.54	a	b
	No. 2	15.38	a	b
	No.12	16.64	a	b
	No. 7	14.59	a	b
	No.14	14.00	a	b
	No.8	13.44	a	b
	No. 3	13.13	a	b
	No.11	12.95	a	b
	No.17	12.58	a	b
	No.15	12.42	a	b
	No. 6	7.26		b

* La descripción de los tratamientos está especificada en el cuadro No.1

CUADRO No. 4

HOMOGENEIDAD DE VARIANZAS.

30 DIAS DESPUES DE LA INJERTACION.

Tratamiento	G.L.	\bar{x}	S^2	S^2 codificada	Logaritmo
A ₀ B ₁	2	78.24	414.66	415.66	2.6187
A ₀ B ₁	2	70.21	323.93	325.93	1.1531
A ₀ B ₁	2	63.24	560.62	561.61	2.7494
A ₀ B ₂	2	81.97	193.60	194.60	2.2685
A ₀ B ₂	2	81.86	193.60	194.60	2.2685
A ₀ B ₂	2	66.97	507.10	508.10	2.7059
A ₀ B ₃	2	81.96	193.60	194.60	2.2891
A ₀ B ₃	2	55.21	109.38	110.38	2.0429
A ₀ B ₃	2	70.21	324.93	325.93	2.5131
A ₁ B ₁	2	90.00	0.0	1.0	0.0
A ₁ B ₁	2	78.24	414.66	415.66	2.6187
A ₁ B ₁	2	58.93	145.60	146.60	2.1661
A ₁ B ₂	2	81.97	193.60	194.60	2.2891
A ₁ B ₃	2	55.21	109.38	110.28	2.0429
A ₁ B ₃	2	58.93	145.60	146.60	2.1661
A ₁ B ₃ C ₁	2	78.24	414.66	415.66	2.6187
A ₁ B ₃ C ₂	2	60.00	769.92	770.92	2.8870
A ₁ B ₃ C ₃	2	58.93	769.92	770.92	2.1661
TESTIGO (PSA + VSA)	2	90.0	0.0	1.0	0.0
TESTIGO (PCA+VSA) _i	2	73.93	193.60	194.60	2.2891
	40			5,375.04	43.25442

GL = Grados de libertad.

\bar{x} = Promedios

S^2 = Varianza

La varianza fué codificada debido a que no pueden existir valores de cero.

CUADRO No. 5

HOMOGENEIDAD DE VARIANZAS.

40 DIAS DESPUES DE LA INJERTACION .

Tratamiento	G.L.	\bar{x}	S^2	S^2 codificada	Logaritmo
A ₀ B ₁ C ₁	2	4.43	0.9433	9.433	0.9746
A ₀ B ₁ C ₂	2	4.83	0.5840	5.849	0.7664
A ₀ B ₁ C ₃	2	4.33	0.8837	8.8837	0.9463
A ₀ B ₂ C ₁	2	5.87	1.2266	12.266	1.0887
A ₀ B ₂ C ₂	2	6.27	1.6256	12.256	1.2110
A ₀ B ₂ C ₃	2	2.46	0.5922	5.922	0.7724
A ₀ B ₃ C ₁	2	5.23	0.6737	6.737	0.8284
A ₀ B ₃ C ₂	2	4.77	0.3397	3.397	0.5311
A ₀ B ₃ C ₃	2	3.87	1.6021	16.021	1.2046
A ₁ B ₁ C ₁	2	5.70	0.2286	2.286	0.3591
A ₁ B ₁ C ₂	2	6.27	0.1112	81.112	1.9090
A ₁ B ₁ C ₃	2	3.81	0.9209	0.209	0.9642
A ₁ B ₂ C ₁	2	6.71	2.7373	27.373	1.4373
A ₁ B ₂ C ₂	2	5.14	3.3726	33.726	1.5279
A ₁ B ₂ C ₃	2	4.34	0.7731	7.731	0.8882
A ₁ B ₃ C ₁	2	6.82	8.9596	89.596	1.9522
A ₁ B ₃ C ₂	2	3.99	0.4965	4.965	0.6959
A ₁ B ₃ C ₃	2	4.46	1.0758	10.758	1.0317
TESTIGO (PSA+VSA)	2	7.33	3.6721	36.721	1.5649
TESTIGO (PCA+VSA)	2	6.28	3.5001	35.001	1.5440
	40			423.55	22.1979

CUADRO No.6

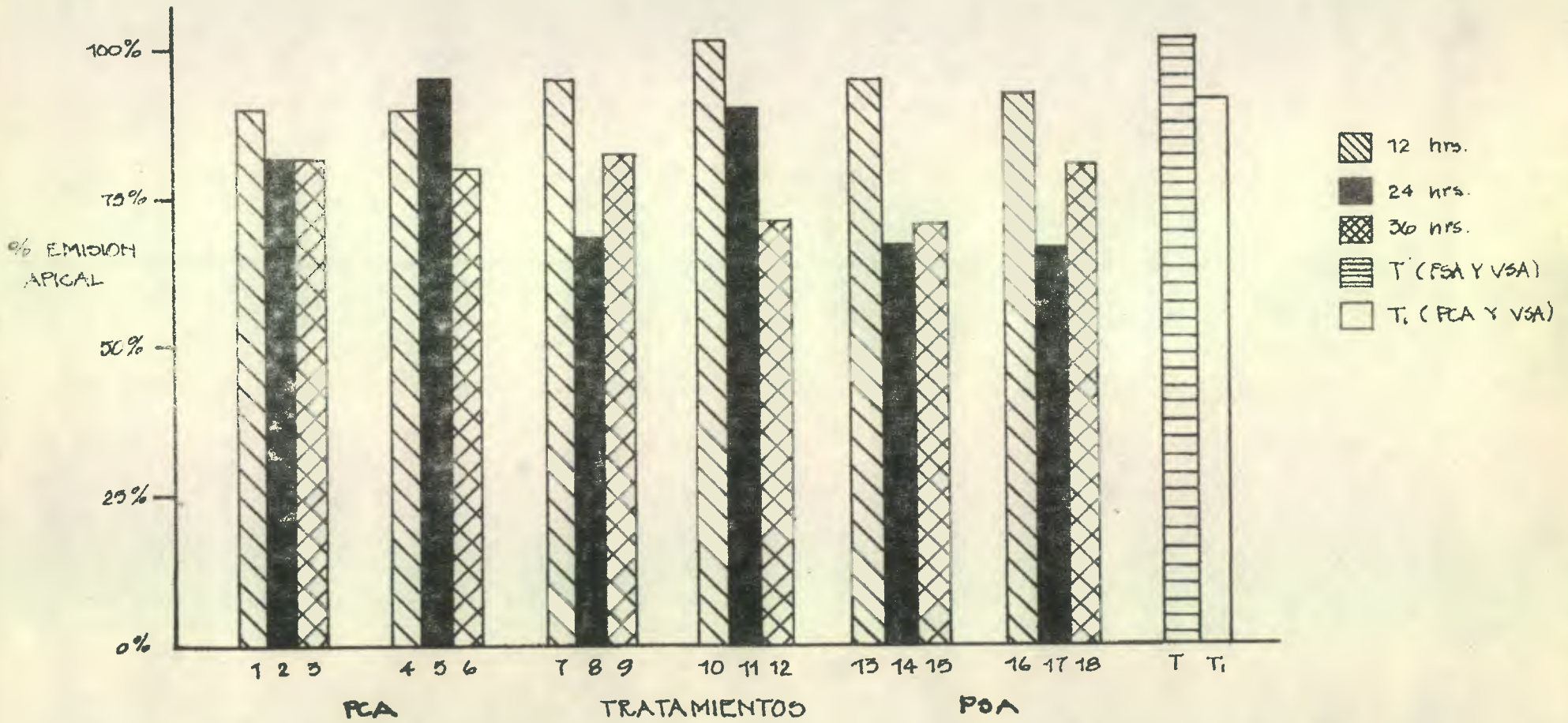
HOMOGENEIDAD DE VARIANZAS.

60 DIAS DESPUES DE LA INJERTACION.

Tratamiento	G.L.	\bar{x}	S^2 codificada	Logaritmo
A ₀ B ₁ C ₁	2	15.56	7.751	0.8893
A ₀ B ₁ C ₂	2	15.39	2.028	0.3093
A ₀ B ₁ C ₃	2	15.38	2.038	0.3093
A ₀ B ₂ C ₁	2	17.98	1.886	2.1756
A ₀ B ₂ C ₂	2	16.34	14.501	1.1614
A ₀ B ₂ C ₃	2	7.26	19.358	1.2868
A ₀ B ₃ C ₁	2	14.59	1.485	0.1718
A ₀ B ₃ C ₂	2	13.44	5.431	0.7349
A ₀ B ₃ C ₃	2	15.54	1.494	0.8898
A ₁ B ₁ C ₁	2	18.79	1.120	0.04995
A ₁ B ₁ C ₂	2	12.95	10.85	1.0354
A ₁ B ₁ C ₃	2	14.64	3.719	0.5705
A ₁ B ₂ C ₁	2	17.33	25.279	1.4027
A ₁ B ₂ C ₂	2	14.08	4.642	0.6667
A ₁ B ₂ C ₃	2	12.42	4.313	0.6348
A ₁ B ₃ C ₁	2	15.64	12.266	1.0887
A ₁ B ₃ C ₂	2	12.58	30.80	1.4886
A ₁ B ₃ C ₃	2	15.86	1.108	0.0446
TESTIGO (PSA+VSA)	2	17.49	12.199	1.0863
TESTIGO (PCA +VSA)	2	16.18	2.390	0.3789
	40		164.96	13.839

GRAFICA No. 1

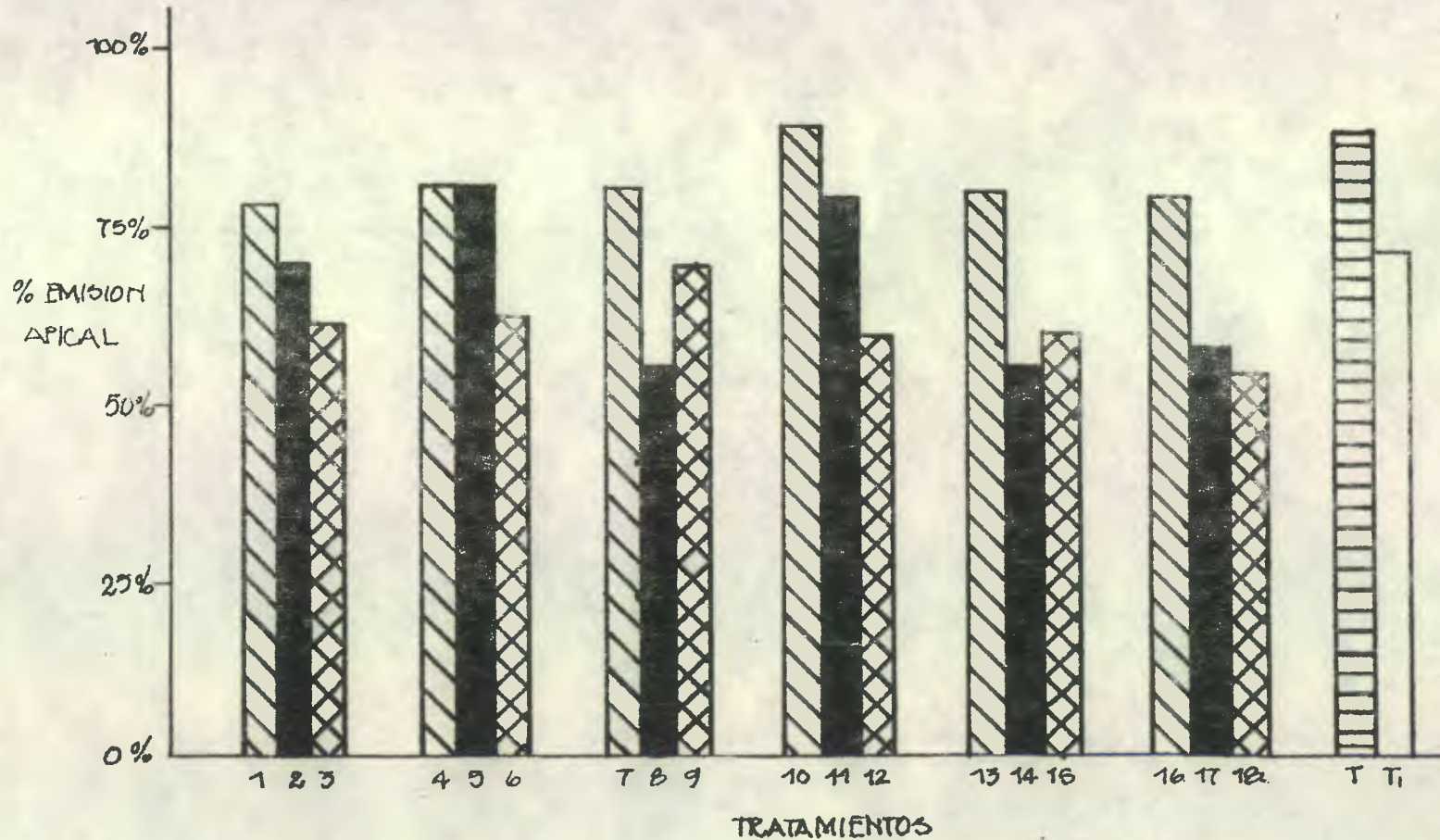
RELACION PORCENTUAL DEL COMPORTAMIENTO DE LAS PLANTAS EN SU RESPUESTA A LA APLICACION DE NAA A LA EMISION DEL BROTE A LOS 30 DDH (SIN TRANSFORMACION ARCOSEN)



T₁ = TESTIGO PATRON CON APLICACION DE 50ppm DE NAA Y VARETA SIN APLICACION

GRAFICA No. 2

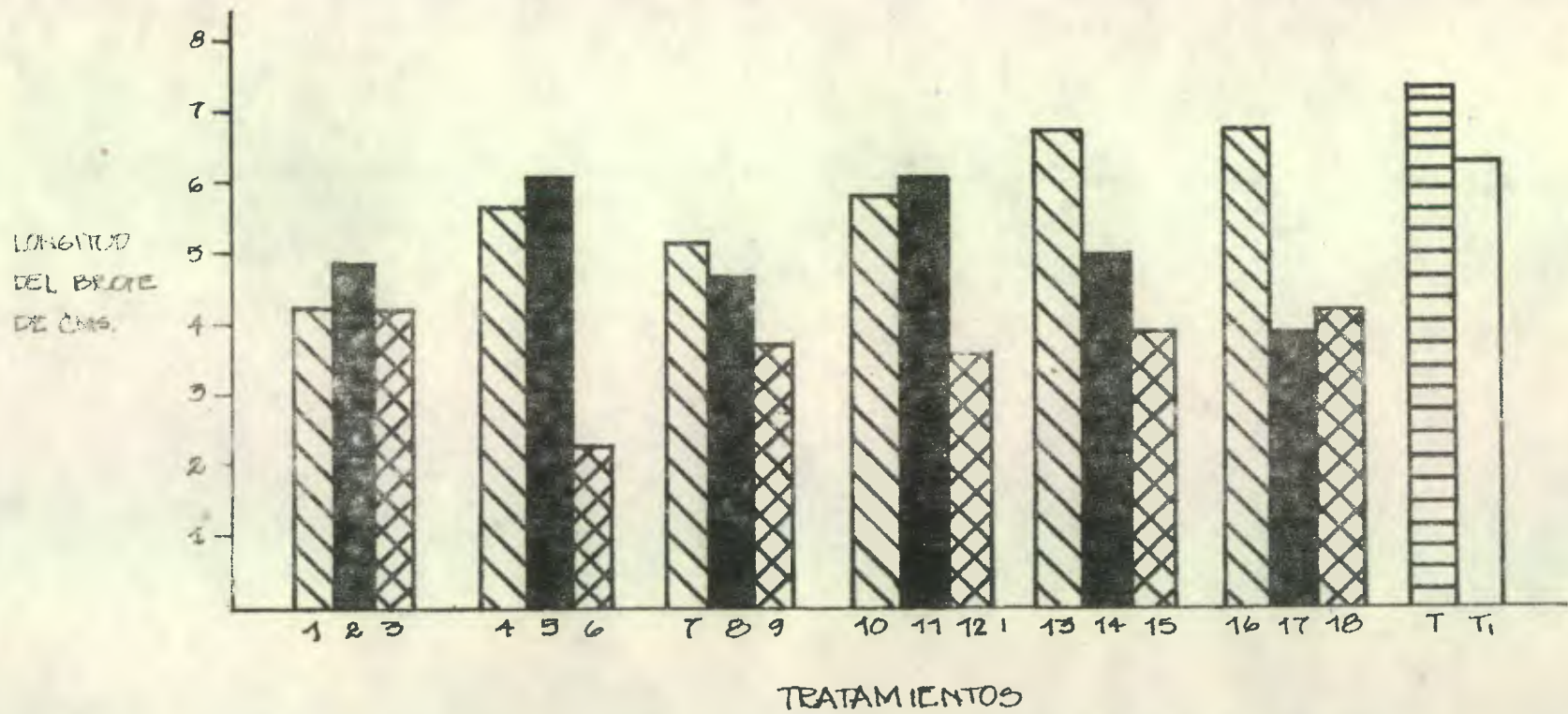
PORCENTAJE DE EMISION APICAL A LOS 30 PDI CON LAS DOSIS DE NAA INDICADAS CON TRANSFORMACION ARCOSENO \sqrt{x} CON TODOS LOS TRATAMIENTOS



T₁ = TESTIGO PATRON CON 50 ppm Y VARETA SIN APLICACION

GRAFICA No. 3

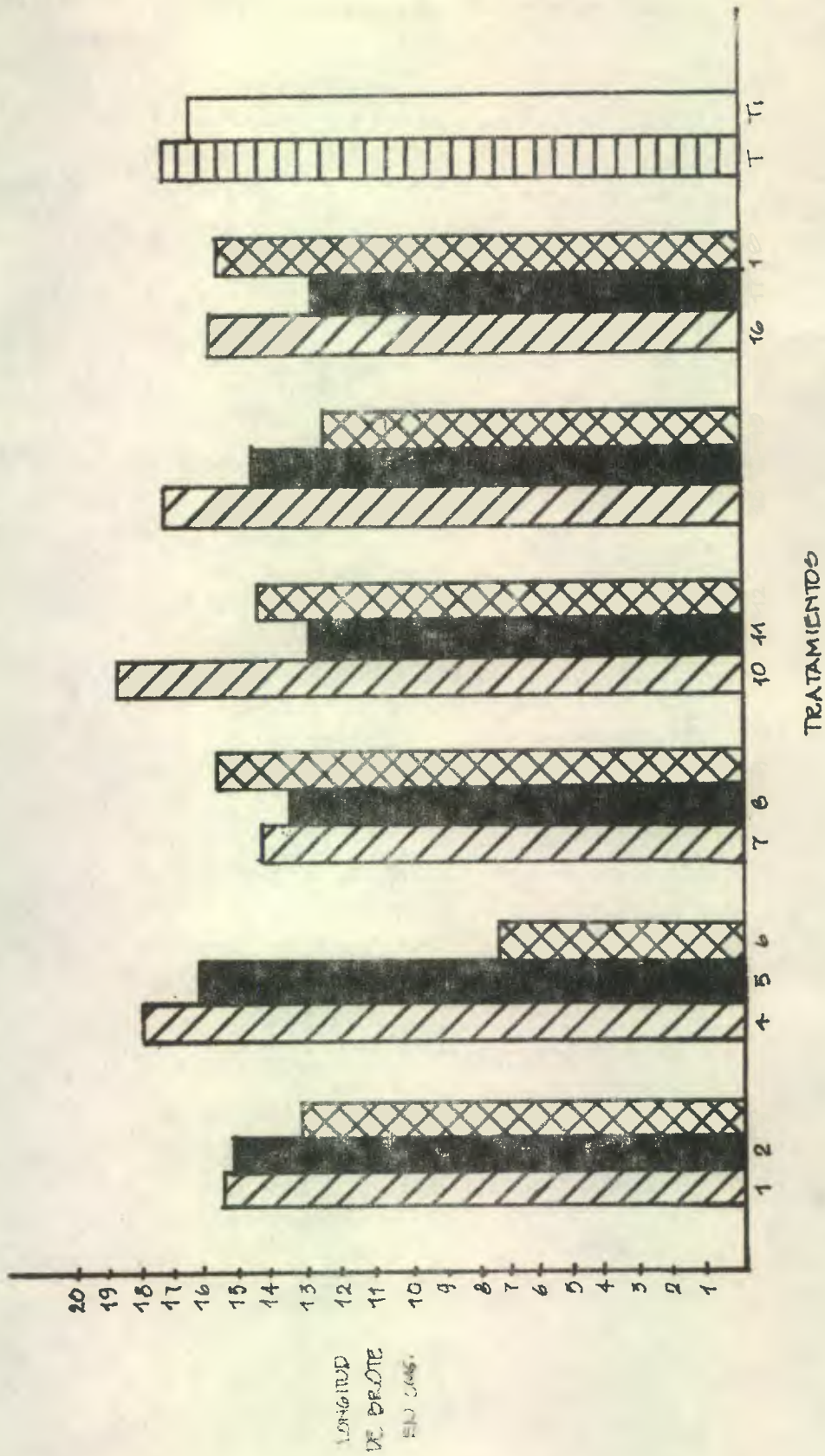
GRAFICA DE LA LONGITUD DE BROTE A LOS 40 DDI (DIAS DESPUES DE LA INJERTACION)



T₁ = TESTIGO PATRON CON APLICACION DE 50 ppm DE NAA Y VARETA SIN APLICACION

GRAFICA No. 4

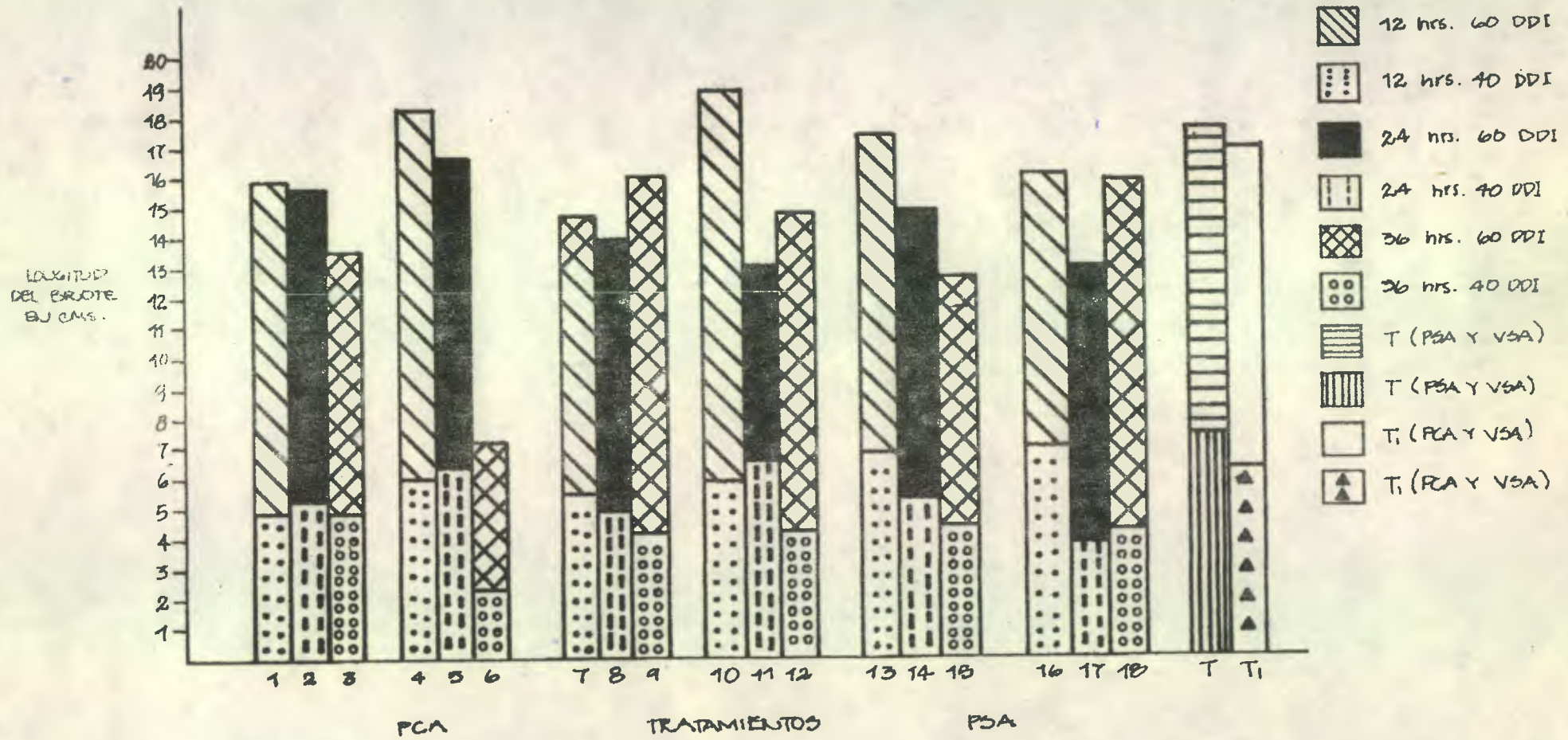
RELACION ENTRE LA LONGITUD DEL BROTE Y LA RESPUESTA DE LOS TRATAMIENTOS A LOS 60 DDI



T1 = TESTIGO CON APLICACION DE 50 PPM DE NAA AL PATRON Y VARETA SIN APLICACION

GRAFICA No. 5

FIGURA GLOBAL QUE REPRESENTA EL COMPORTAMIENTO DE LOS TRATAMIENTOS A PARTIR DE LA ELONGACION EN CENTIMETROS A LOS 40 Y 60 DIAS DESPUES DE LA INJERTACION (DDI).



T₁ = TESTIGO PATRON CON APLICACION DE 50 ppm DE NAA Y VARETA SIN APLICACION

6.1 Discusión de Resultados.

El porcentaje de prendimiento, no presentó diferencia significativa entre - tratamientos, en todos los casos se observó prendimiento del injerto. La observación sobre prendimiento a los 15 días no es más que el efecto de las sustancias de reserva acumuladas en las varetas. Cuando estas reservas son agotadas la vareta necesita obtener sustancias elaboradas del portainjerto. Debido a que no se formó tejido de soldadura (callo) no existe un abastecimiento o -- transporte de sustancias entre patrón e injerto.

Los datos para longitud de brote en cm y el análisis de varianza para las diferentes lecturas realizadas (Cuadros Nos. 1 y 2) muestran que a los 30 días después de la injertación no se encontró diferencia entre los distintos - tratamientos. Esto quiere decir que tanto las plantas tratadas y los testigos guardaron el mismo comportamiento no afectándole la dosis de hormona, ni el tiempo de inmersión de las varetas o el tratamiento de los patrones del grupo "Con aplicación".

Los resultados de la segunda lectura realizada a los 40 días, nos muestran ya una diferencia en la longitud del brote (que fué medida en cm) para los diferentes tratamientos encontrándose que el testigo (PSA + VSA) con 7.33 cm se comportaba mejor que el resto y el tratamiento No.6 (PCA+ 40 ppmANA +36 Hrs de Inmersión) con 2.46 cm. fué el que tuvo menor longitud en cuanto al brote emitido.

Los datos tomados a los 60 días muestran también diferencia entre tratamientos y al realizar la prueba de Tukey, se observó entre los mejores, los tratamientos siguientes: No.10, No.4 Testigo (PSA+VSA), Trat No.13, No.5 y Testigo (PCA + VSA).

De los resultados obtenidos se observa que el tratamiento No.10 se comporta similar al testigo (PSA + VSA).

El experimento aportó coeficientes de variación mayores al 15% por lo que fué necesario efectuar la prueba de Bartlet (13) que se utiliza para verificar si existió homogeneidad en las varianzas.

A los 30 días , la prueba de Bartlet reportó un valor de 20.93, a los 40 días el valor fué 16.97 y a los 60 días 17.65 todos fueron menores al valor de xi - cuadrada que fué 30.144, según la tabla (Ver anexo No.3). Estos valores indican que existió homogeneidad de varianza y estadísticamente el experimento fué bien manejado, puesto que cumplió con los tres postulados de investigación 1) Aleatorización, ya que se efectuó un diseño completamente al azar;; 2) Normalidad : en donde se usaron transformaciones Arcosen / x y 3) Homogenización del experimento, comprobándose que si existió por la prueba de Bartlet.

Los factores de estudio influyeron en longitud del brote, tal es el caso del tiempo de Inmersión en donde las varetas se sumergieron en la solución de ANA durante 12 horas, presentaron mejor comportamiento que las de 36 horas. La concentración de la solución de ANA, se mantiene entre 10 y 40 ppm, no afectando el comportamiento de las plantas al final del estudio (Ver gráficas)

Con respecto a la aplicación de 50 ppm al patrón se deduce que es indiferente el tratamiento que se le dé al mismo, pues no se observó ninguna respuesta en esta técnica utilizada. Probablemente fué la concentración empleada.

Puede observarse también que el porcentaje de emisión apical en la lectura tomada a los 30 días, los valores sin la transformación \sqrt{x} se sitúan entre el 67 y 100% (Ver gráfica No.1). Entre los tratamientos existe una diferencia del 6%, pero entre la mayor y la menor emisión apical existe 33%. Esto indica que existió diferencia aunque el análisis de varianza estadísticamente no lo reporte como significativo.

En los cortes efectuados pudo observarse que, aproximadamente el 60% de área de "pegue" o prendimiento estaba necrótica impidiendo el intercambio de sustancias entre patrón e injerto. El área de exposición entre la vareta y el patrón era de 8 cm (observaciones microscópicas de cortes de injerto realizadas en el laboratorio de Anatomía y Morfología Vegetal de la Facultad de Agronomía-USAC).

Tomando en cuenta el porcentaje de área necrótica o corchosa, en valores, es de 4.8 y 6 cm respectivamente. El área de exposición fué medida en el largo de corte efectuado en el patrón y en la vareta en el momento de su injertación.

La investigación con sustancias de crecimiento en injertación y su efecto promover la brotación no han sido ampliamente estudiadas, debido a los efectos impredecibles. Según la revisión de literatura (19) se ha utilizado el ácido naftalenacético para aumentar el prendimiento de injertos de vid. Las condiciones en las que se han llevado a cabo los experimentos no son conocidas, pero se deduce que debido a que el país en donde se realizó dicho experimento corresponde a una zona templada y no sub-tropical se infiere que las condiciones climáticas son diferentes.

Lo anterior demuestra que los estudios que se han efectuado a la fecha en injertación han sido enfocados sólo a incrementar el prendimiento de injertos y en los países cuyas condiciones climáticas son distintas a las nuestras y su problema a resolver no ha sido la brotación.

Para los fines del presente trabajo se tomó como base fundamental el empleo del ácido naftalenacético (ANA) en injertos de vid realizados en Hungría, el objetivo fundamental era comprobar si ANA que ha sido altamente evaluado como regulador de crecimiento inductor de raíces, podía actuar no en prendimiento de injertos sino que en un crecimiento del injerto ya implantado.

Los resultados de este trabajo prueban que ANA no induce multiplicación ni elongación celular en los meristemas apicales caulinares y por otro lado dado que no se observó ningún efecto de fitotoxicidad inducido por ANA que pudiera ser responsable de la falta de eficacia del ensayo en todas sus variables, se puede concluir que ANA no sería el regulador de crecimiento más indicado para trabajos similares al realizado en este estudio.

El problema fué estudiado en términos de brotación de injertos porque de acuerdo con el análisis del mismo el fondo era que el injerto a pesar de haberse logrado con éxito se aletargaba y en la mayoría de los casos sucumbía. Sin embargo el presente trabajo demostró que aquél aletargamiento era consecuencia de una falta de prendimiento de los injertos realizados.

Es posible considerar que puede haber incompatibilidad, entre patrón e injertos, algún desajuste en la tecnología del injerto y un efecto secundario de las condiciones abióticas (temperatura, humedad, radiación, velocidad del viento) del lugar donde se realizó el trabajo, cuyas condiciones fueron a pleno sol y en época de los meses más calurosos que son de junio a agosto.

7. CONCLUSIONES .

- a. El ácido Naftalenacético (ANA) no demostró ser eficaz para inducir o activar la brotación de los injertos de aguacate, ni para activar la soldadura de las partes integrantes del injerto.
- b. Cualquier tratamiento con reguladores de crecimiento, con fines de brotación debe iniciarse a partir de la completa soldadura de los injertos.
- c. Con la ejecución del presente trabajo se detecta que el problema fundamental en la injertación del aguacate no es la falta de brotación o de crecimiento de la púa, sino la insuficiente soldadura en el propio injerto.
- d. Con respecto a la aplicación de 50 ppm de ANA se deduce que es indiferente el tratamiento que se le dé al patrón, ya que no se observó ninguna respuesta en esta técnica utilizada.

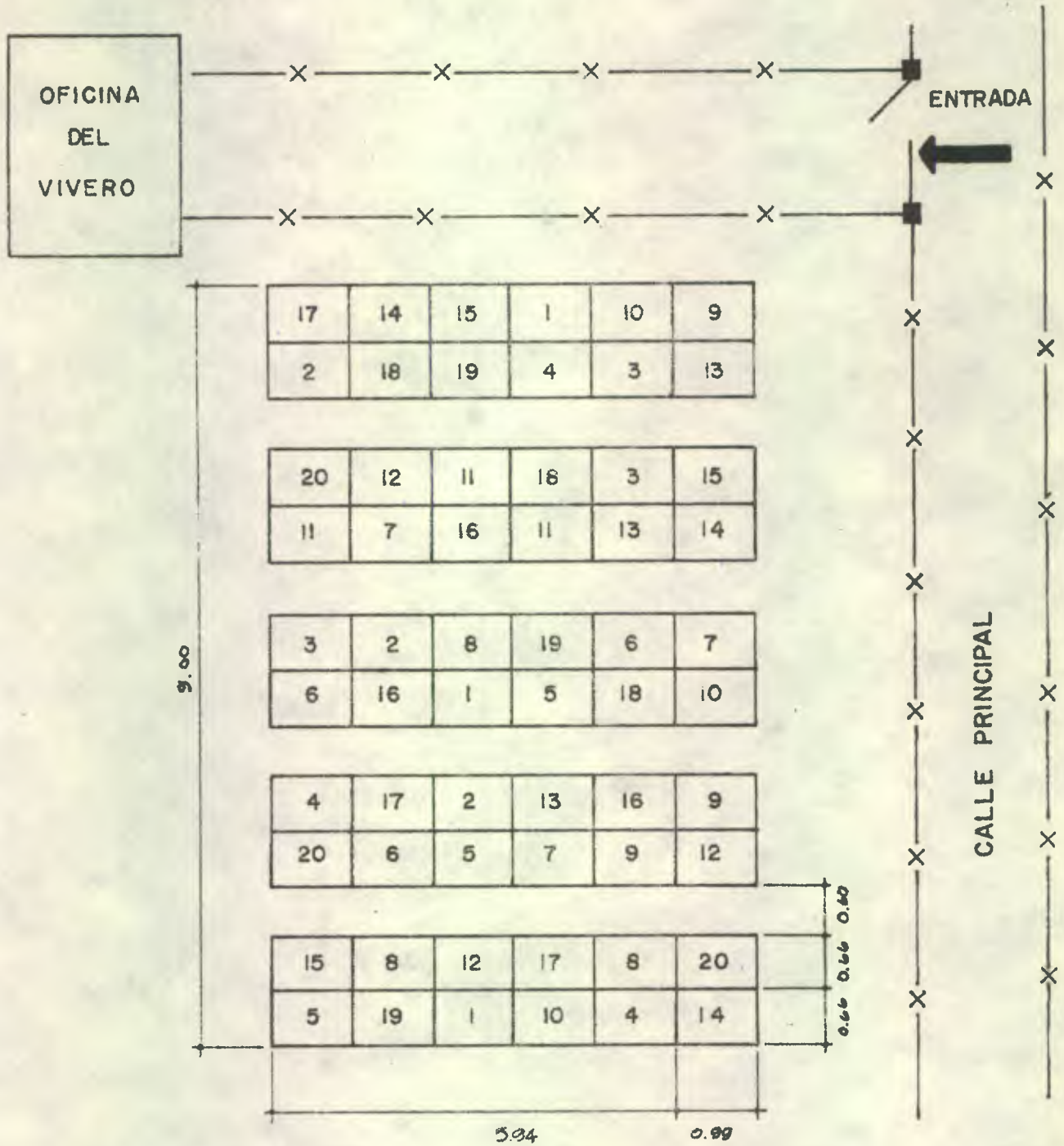
8. RECOMENDACIONES.

- a. Debido a que el problema fundamental detectado en el injerto del aguacate es la falta de prendimiento, podría evaluarse diferentes reguladores de crecimiento y dosis dentro de los rangos específicos para obtener el máximo de rendimiento de esa tecnología.
- b. Para realizar cualquier trabajo adicional (como: estimulación de crecimiento, brotación) debe partirse de injertos logrados o implantados normalmente, y utilizar reguladores de crecimiento ya evaluados para funciones de elongación y multiplicación celular como las giberelinas.
- c. Debe iniciarse investigaciones que se enfoquen a determinar la época más apropiada para la injertación en aguacate, puesto que en el presente trabajo sólo se consideró en una parte de la época lluviosa (junio-agosto).
- d. Para alcanzar éxito en la brotación de injerto de aguacate deben evaluarse las técnicas de injertación aplicadas actualmente.
- e. Se recomienda realizar estudios que permitan obtener los rangos más favorables de las condiciones ambientales; para asegurar el prendimiento óptimo del injerto.
- f. Es necesario formular investigaciones sobre la compatibilidad entre los materiales utilizados como patrones y los injertos, así como la edad más apropiada de uno y otro.

ANEXOS

ANEXO No. I
DISEÑO DE CAMPO

VIVERO AMATITLAN



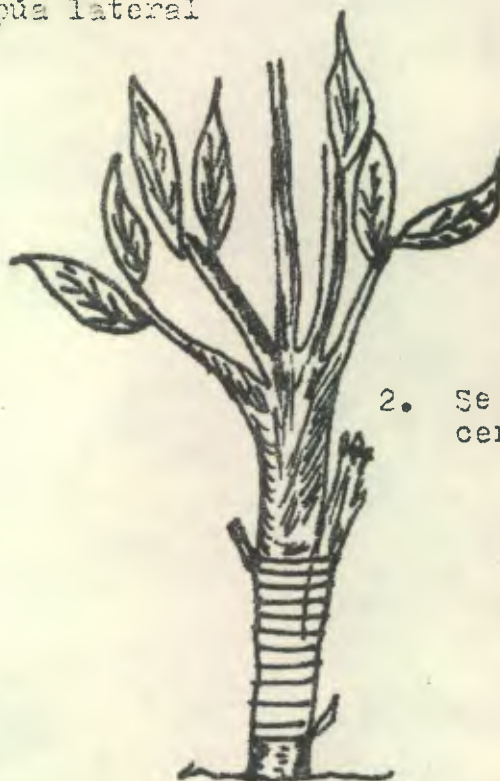
AREA 53.46 mts.²

ANEXO No. 2

Ilustracion del injerto de púa lateral



1. Se inserta la púa en el corte hecho al patrón haciendo coincidir las capas del cambium.



2. Se amarra y se en cera el injerto.



3. Después que ha cicatrizado la unión, se corta el patrón justamente arriba del injerto.

ANEXO No.3

Distribución de χ^2 (ji cuadrada).

Grados de Libertad	Probabilidad de obtener un valor tan grande o mayor							
	.99	.95	.90	.50	.10	.05	.01	.001
1	.002	.00393	.0158	.455	2.706	3.841	6.635	10.827
2	.0201	.103	.211	1.386	4.605	5.991	9.210	13.815
3	.115	.352	.584	2.366	6.251	7.815	11.345	16.268
4	.297	.711	1.064	3.357	7.779	9.488	13.277	18.465
5	.554	1.145	1.610	4.351	9.236	11.070	15.086	20.517
6	.872	1.635	2.204	5.348	10.645	12.592	16.812	22.457
7	1.239	2.167	2.833	6.346	12.017	14.067	18.475	24.322
8	1.646	2.733	3.490	7.344	13.362	15.507	20.090	26.125
9	2.088	3.325	4.168	8.343	14.684	16.919	21.666	27.877
10	2.558	3.940	4.865	9.342	15.987	18.307	23.209	29.588
11	3.053	4.575	5.578	10.341	17.275	19.675	24.725	31.264
12	3.571	5.226	6.304	11.340	18.549	21.026	26.217	32.909
13	4.107	5.892	7.042	19.812	22.362	27.688	27.688	34.528;
14	4.660	6.571	7.790	21.064	23.685	29.141	29.141	36.223
15	5.229	7.261	8.547	22.307	25.000	30.578	30.578	37.697
16	5.812	7.962	9.312	15.338	23.542	26.296	32.000	39.252
17	6.408	8.672	10.085	16.338	24.769	27.587	33.409	40.790
18	7.015	9.390	10.865	17.338	25.989	28.869	34.805	42.312
19	7.633	10.117	11.651	18.338	27.204	30.144	36.191	43.820
20	8.260	10.851	12.443	19.337	28.412	31.410	37.566	45.315
21	8.897	11.591	13.240	20.337	29.615	32.671	38.932	46.797
22	9.542	12.338	14.041	21.337	30.813	33.924	40.289	48.268
23	10.196	13.091	14.848	22.337	32.007	35.172	41.638	49.728
24	10.856	13.848	15.659	23.337	33.196	36.415	42.980	51.179
25	11.524	14.611	16.472	24.337	34.382	37.652	44.314	52.620
26	12.198	15.379	17.292	25.336	35.563	38.885	45.642	54.052
27	12.879	16.151	18.114	26.336	36.741	40.113	46.963	55.476
28	13.565	16.928	18.939	27.336	37.916	41.337	48.278	56.893
29	14.256	17.708	19.768	28.336	39.087	42.557	49.588	58.302
30	14.953	18.493	20.599	29.336	40.256	43.773	50.892	59.703

Esta tabla se ha resumido de la tabla 4 de Fisher y Yates: *Statistical Tables for Biological, Agricultural and Medical Research*, publicada por Oliver and Boyd Limited, Edimburgo, con autorización de los autores y editores.

ANEXO No.4

MATERIALES.

- a. Bolsas de polietileno negro de 9" x 18" x 3 milésimas de grosor.
- b. Mezcla de suelo proporciones 1:1 (1: mat.org y 1: tierra del vivero)
- c. Plantas de aguacate criollo utilizados como patrón,
- d. Púas o varetas extraídas de un clon seleccionado de la variedad Aztec.
- e. Navajas de injertar.
- f. Acido Naftalenacético (ANA) Líquido.
- g. Agua destilada para hacer las mezclas.
- h. Pipeta Mohr (Para las mediciones)
- i. Envases para hacer las mezclas de las soluciones.
- j. Cera de abejas para cubrir los cortes de unión.
- k. Etiquetas plásticas.
- l. Urea al 46%.
- m. Cupravit.
- n. Cinta plástica para el vendaje de injertos.
- ñ. Agua para riego.

ANEXO No.5

-- ANALISIS DE VARIANZA PARA EL DISEÑO COMPLETAMENTE AL AZAR, CON TODOS LOS TRATAMIENTOS.

LECTURA A LOS 30 DIAS DESPUES DE LA INJERTACION .

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft	0.05
Tratamientos	19	7478.87	393.62	1.47	1.84	
Error	40	10,710.06	267.75			
Total	59	18,188.93				

LECTURA A LOS 40 DIAS DESPUES DE LA INJERTACION .

F.V	G.L.	S.C	C.M.	Fc	Ft	0.05
Tratamientos	19	87.44	4.6	2.17	1.84*	
Error	40	84.64	2.12			
Total	59	172.08				

LECTURA A LOS 60 DIAS DESPUES DE LA INJERTACION .

F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	Fc	Ft	0.05
Tratamientos	19	370.05	19.47	2.36	1.84*	
Error	40	329.95	8.25			
Total	59	700.00				

9. BIBLIOGRAFIA.

1. BEULIEU, R. Reguladores de crecimiento. Trad. por Rosendo Castells. Barcelona, España, Oikos Tau, 1973. 246 p.
2. BONNER, J. y GALSTON A.W. Principios de fisiología vegetal. Trad. por Federico Portillo. Madrid, España, Aguilar, 1967. pp. 357-369.
3. CYANAMID INTERNATIONAL. Cycocel, reguladores de crecimiento de las plantas. U.S.A., 1966. 102 p.
4. DEVLIN, R.M. Fisiología vegetal. Barcelona, Omega, 1980. pp. 353-407.
5. DOLEY, D. LEYTON, L. Efectos of growth regulation substances and water potential on the development of wound callus in fraxinus. New phytol. 69:87-102 1980.
6. GALSTON, A.W. La vida de las plantas verdes. Trad. 2 ed. en inglés por Roberto Carrasco Ruiz. México, UTEHA, 1967. 194 p.
7. GARZA RODRIGUEZ, L.C. Diferentes dosis de ácido giberélico en injerto de naranjo dulce (Citrus sinensis Osbek) Tesis Ing.Agr. Monterrey, México, Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Agronomía, 1979. 25 p.
8. HANSEN, C.J. y HARTMANN, H.T. Influence of various treatments given to walnut grafts on the percentage of scions growing. Proc.Amer. Science, 57:193-197. 1951.
9. HARTMANN, H.T. Y KESTER, D.P. Propagación de plantas. México Continental, 1964. pp 401-490.
10. HOLDRIDGE, L.R. Mapa de zonificación ecológica de Guatemala, Según sus formaciones vegetales. Guatemala, SCIDA, 1958, pp. 19
11. LEON GRACIA, J.A. DE Evaluación de diferentes modalidades técnicas en el injerto de púa lateral en la propagación de mango (Manguijera indica L.) en dos localidades (Amatitlán y Cuyuta). Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía, 1983. pp 21-22.
12. LAGARDA, A. Efecto de la aplicación del ácido giberélico, Alar, cycocel, en la brotación de vid (Vitis vinifera L.) Agrociencia (México) 28:103-109 1977.
13. LITTLE, T.M. y HILLS, F.J. Métodos estadísticos para la investigación en la agricultura Tra. por Anatolio de Paula Crespo. México, Trillas, 1979 270 p.
14. MARTINEZ, H.D. Efecto de la aplicación de ácido giberélico, Alar, Ethel en el peso, longitud, grado de compactación y maduración de los racimos del C.V. Cabernet sauvignon (Vitis vinifera L.), (Agrociencia), México 21: 13-23 1975

15. MELGAR, M. y ALVAREZ, V. Copias del curso de diseños experimentales, Guatemala, Facultad de Agronomía, 1981. pp 37-39.
16. MILLER ERSTON, V. Fisiología vegetal. Trad. del inglés por Francisco Latorre. México, UTEHA, 1967. 344 p.
17. RESUMENES EN ESPAÑOL. Outlook on Agriculture, 9(2): ix-xii. 1976.
18. SOLARES, M. El aguacate, su cultivo. México, Editores Mexicanos Unidos, 1976. pp 82-109.
19. WEAVER, R.J. Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura Trad. 1 ed. en inglés por W.H. Freeman. México, Trillas, 1976. 622 p.
20. YUFERA, P.E. y BROSETA C. Herbicidas y fitoreguladores. 2 ed. Madrid, España, Nuevas Gráficas, 1968. pp 235-256.
21. _____ Y CARRAZCO DORRIEN, J.M. Química agrícola II. Plaguicidas y fitoreguladores. Madrid, Alhambra, 1977. pp 592-597.

V. B. P.
Ch. Ramirez S.





FACULTAD DE AGRONOMIA

Ciudad Universitaria, Zona 12.

Apartado Postal No. 1545

GUATEMALA, CENTRO AMERICA

Referencia _____
Asunto _____

"IMPRIMASE"



ING. AGR. CESAR A. CASTAÑEDA S.
D E C A N O