

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMIA
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGRONOMICAS

**ESTUDIO SOBRE LATENCIA Y VIABILIDAD DE LA SEMILLA
DE BLEDO (*Amaranthus* sp.) EN CUATRO DIFERENTES ESPECIES EN CONDICIONES DE LOS
CAMPOS EXPERIMENTALES DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA**

**PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA
DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

TESIS

POR

SERGIO ESTUARDO RIVERA HERNÁNDEZ

En el acto de investidura como

INGENIERO AGRÓNOMO

EN

EL GRADO ACADEMICO DE LICENCIADO

Guatemala, Enero de 2001

DL
01
†(1950)

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

RECTOR

Ing. Agr. Efrain Medina Guerra

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA

DECANO	Ing. Agr.	Edgar Oswaldo Franco Rivera
VOCAL PRIMERO	Ing. Agr.	Walter Estuardo García Tello
VOCAL SEGUNDO	Ing. Agr.	William Roberto Escobar López
VOCAL TERCERO	Ing. Agr.	Alejandro Arnoldo Hernández Figueroa
VOCAL CUARTO	Prof.	Jacobo Bolvito Ramos
VOCAL QUINTO	Br.	José Baldomero Sandoval Arriaza
SECRETARIO	Ing. Agr.	Edil Rene Rodríguez Quezada

Guatemala, Enero del 2001

**Honorable Junta Directiva
Honorable Tribunal Examinador
Facultad De Agronomia
Universidad de San Carlos de Guatemala**

Distinguidos Miembros:

De conformidad con las normas establecidas en la Ley Orgánica de la Universidad de San Carlos de Guatemala, tengo el honor de someter a su consideración el trabajo de tesis titulado

**ESTUDIO SOBRE LATENCIA Y VIABILIDAD DE LA SEMILLA DE BLEDO (*Amaranthus sp.*)
EN CUATRO DIFERENTES ESPECIES EN CONDICIONES DE LOS CAMPOS
EXPERIMENTALES DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA**

Presentado como requisito previo a optar el Título de Ingeniero Agrónomo, en el grado académico de Licenciado.

En espera de su aprobación, me es grato presentarles mi agradecimiento.

Atentamente,



SERGIO ESTUARDO RIVERA HERNÁNDEZ

TESIS QUE DEDICO

A: DIOS

Guatemala

Universidad de San Carlos de Guatemala

Facultad de Agronomía

Mis padres: Jose Luis Rivera G. (†), Edelmira Caridad Hernandez viuda de Rivera

Mis hermanos: Carmen, Maria Luisa, Thelma Ruth, Samuel, Edgar y Cary José

Mi esposa: Cory de Rivera

Mis hijos: Sergio Estuardo, Samuel Estuardo, y en especial a Herberth Estuardo

Ing. Waldemar Nufio, Ing. Marco T. Aceituno, Ing. Manuel Martínez, Ing. Cesar Martínez, Ing. Rudy Lima, Ing. Jesús Muñiz e Ing. José Arturo Lemus.

AGRADECIMIENTOS

A DIOS

Mis padres: José Luis Rivera García (†), Edelmira Caridad viuda de Rivera

Mis Asesores:

Ing. Agr. Cesar Martínez, Ing. Agr. Anibal Martínez, Ing. Marco T. Aceituno, Ing. Waldemar Nufio, por su apoyo incondicional a la realización de la presente investigación, y al personal del CEDIA, personal Seminarios de Tesis, Sub-área de Matemática y Física, y a Oscar Esquivel.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	1
2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	2
3. MARCO TEORICO	2
3.1. Marco Conceptual	2
3.2. Marco Referencial	4
3.3. Descripción y Distribución de las Especies de Amaranto más utilizadas en América, Europa Asia, Africa y Oceanía	6
3.3.1. En Centro y Sudamérica	6
3.3.2. En México	7
3.3.3. En Estados Unidos	7
3.3.4. En Asia	7
3.3.5. En Africa	8
3.3.6. En Europa	8
3.3.7. En Oceanía	8
3.3.8. Las Especies más utilizadas en América Latina	9
3.3.8.1. Amaranthus Caudatus	9
3.3.8.2. Amaranthus Cruentus	9
3.3.8.3. Amaranthus Gangeticus	9
3.3.8.4. Otras Especies	10
4. EROSION GENETICA	10
5. CARACTERISTICAS GENERALES DEL AMARANTO	10
5.1. Composición Química del Amaranto	13
5.2. Uso del Amaranto	13

6. GERMINACION, LATENCIA Y VIABILIDAD	14
6.1. Latencia de la Semilla	17
6.1.1. Latencia Primaria	18
6.1.1.1. Latencia Exógena	18
A. Factores Responsables de la Latencia Exógena	18
a. Agua	18
b. Gases	19
c. Restricciones Mecánicas	20
d. Métodos para romper la Latencia Exógena	20
e. Escarificación Mecánica	21
f. Escarificación Química	21
6.1.1.2. Latencia Endógena	21
6.1.1.3. Latencia Rudimentaria del Embrión	22
6.1.1.4. Latencia Fisiológica	22
A. Inhibición Metabólica	23
B. Inhibición Osmótica	24
6.1.1.5. Métodos para romper Latencia Fisiológica	25
A. Requerimientos de Temperatura	26
B. Estratificación	26
C. Rompimiento de la Semilla durante el Almacenaje	27
D. Requerimientos de Luz	28
6.2. Ritmos Endógenos	28
6.2.1. Interacción de los Mecanismos Primarios de la Latencia	28
6.2.2. Excisión del Embrión	29
6.2.3. Latencia Secundaria	29

6.2.3.1. Mecanismo de Latencia Secundaria	30
6.3. Factores que afectan la Germinación	30
6.3.1. Viabilidad y Expectación de vida de las Semillas	30
6.3.2. Factores Externos que afectan la Germinación	32
6.3.2.1. Agua	33
6.4. Pruebas de Viabilidad de las Semillas	34
6.4.1. Prueba de Germinación	35
6.4.1.1. Reglas para los Procedimientos de las Pruebas de Germinación	35
6.4.1.2. Prueba de Tetrazolium	37
A. Principio	37
B. Procedimiento	38
C. Valuación	38
D. Ventajas y Desventajas	39
6.4.2. Otras pruebas Bioquímicas para la Viabilidad de la Semilla	39
6.4.2.1. Método de Coloración Vital	39
6.4.2.2. Métodos de Actividad Enzimática	39
6.4.2.3. Método de Oxidasas	40
A. Catalasas	40
B. Peroxidasas	40
C. Pruebas de Actividad de Deshidrogenasas	40
a. Método Selenita	41
b. Prueba de Cloruro Férrico para Daño Mecánico	41
c. Prueba de Acetato Indoxílico	41
1. Para Daño en el Pericarpio	41
6.4.2.4. Pruebas de Conductividad	42

6.4.2.5. Prueba de Embrión Cortado	42
6.4.2.6. Prueba de Rayos X	43
6.4.2.7. Prueba de Acidos Grasos Libres	44
7. OBJETIVOS	45
7.1. General	45
7.2. Específicos	45
8. HIPOTESIS	46
9. METODOLOGIA	47
9.1. Descripción del Area Experimental	47
9.1.1. Localización Geográfica	47
9.2. Materiales a utilizar	47
9.3. Metodología Experimental	48
9.3.1. En Ambiente controlado utilizando Cámara Germinativa	49
9.3.2. En Ambiente Natural	49
9.4. Manejo del Experimento	50
9.5. Datos a tomar	51
9.5.1. En Cámara Germinativa	51
9.5.2. En el Campo	51
9.6. Análisis de Datos	52
9.7. Modelo Estadístico	52
9.8. Cronograma de Actividades	52
10. RESULTADOS Y DISCUSION	53
10.1. Interpretación de Resultados	53
10.1.1. En Cámara Germinativa	55

10.1.1.1. Días a Germinación	55
A. Primera Prueba	55
B. Segunda Prueba	56
C. Tercera Prueba	57
D. Cuarta Prueba	58
E. Quinta Prueba	59
F. Sexta Prueba	60
10.1.1.2. Porcentaje de Germinación en Germinador	61
10.1.2. En Cajas	63
10.1.2.1. Días a Germinación	63
A. Primera Prueba	63
B. Segunda Prueba	64
C. Tercera Prueba	65
D. Cuarta Prueba	66
E. Quinta Prueba	67
F. Sexta Prueba	69
10.1.2.2. Porcentaje de Germinación en Cajas	70
10.1.3. Resumen de ANDEVAS en Germinador	72
10.1.4. Resumen de ANDEVAS en Cajas	73
10.1.5. Resumen de medias en Germinador	74
10.1.6. Resumen de medias en Cajas	74
10.1.7. Análisis de Correlación entre las diferentes Pruebas de Germinación	75
10.1.7.1. Tratamiento A en Cajas	75
10.1.7.2. Tratamiento A en Germinador	77
10.1.7.3. Tratamiento B en Cajas	79

10.1.7.4. Tratamiento B en Germinador	81
10.1.7.5. Tratamiento C en Cajas	83
10.1.7.6. Tratamiento C en Germinador	85
10.1.7.7. Tratamiento D en Cajas	87
10.1.7.8. Tratamiento D en Germinador	89
11. CONCLUSIONES	91
11.1. En Germinador	91
11.1.1. Período Normal de Latencia	91
11.1.2. Viabilidad	91
11.2. En Cajas	91
11.2.1. Período Normal de Latencia	91
11.2.2. Viabilidad	91
11.3. En base a nuestras hipótesis planteadas	91
12. RECOMENDACIONES	92
12.1. En Cámara Germinativa	92
12.2. En Cajas	92
13. BIBLIOGRAFIA	93
14. APENDICE	95

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1	Clasificación Taxonómica y Características Botánicas del Amaranto	5
Cuadro 2	Análisis Bromatológico del Amaranto	13
Cuadro 3	Cronograma de Actividades	52
Cuadro 4	Análisis general de resultados en germinador	61
Cuadro 5	Análisis general de resultados en cajas	70
Cuadro 6	Cuadro Resumen de ANDEVAS en Germinador	72
Cuadro 7	Cuadro Resumen de ANDEVAS en Cajas	73
Cuadro 8	Resumen de Medias en Germinador	74
Cuadro 9	Resumen de Medias en Cajas	74
Cuadro 10	Análisis de Correlación entre las diferentes pruebas de Germinación en el tratamiento "A" en Cajas	75
Cuadro 11	Análisis de Correlación entre las diferentes Pruebas de Germinación en el Tratamiento "A" en Germinador	77
Cuadro 12	Análisis de Correlación entre las diferentes Pruebas de Germinación en el tratamiento "B" en Cajas	79
Cuadro 13	Análisis de Correlación entre las diferentes Pruebas de Germinación en el Tratamiento "B" en Germinador	81
Cuadro 14	Análisis de Correlación entre las diferentes pruebas de Germinación en el tratamiento "C" en Cajas	83
Cuadro 15	Análisis de Correlación entre las diferentes pruebas de germinación en el Tratamiento "C" en Germinador	85
Cuadro 16	Análisis de correlación entre las diferentes pruebas de germinación en el tratamiento "D" en Cajas	87

Cuadro 17	Análisis de Correlación entre las diferentes pruebas de el tratamiento germinación en el tratamiento "D" en germinador	89
Cuadro 18 "A"	Resumen longitud de Plúmula y Radícula en Germinador	96
Cuadro 19 "A"	Resumen de alturas de plantas en Cajas	97
Cuadro 20 "A"	Temperatura y humedad relativa del ambiente	98
Cuadro 21 "A"	Resumen comportamiento Semillas germinadas por día en Prueba 1 en germinador	100
Cuadro 22 "A"	Resumen comportamiento Semillas germinadas por día en Prueba 2 en germinador	100
Cuadro 23 "A"	Resumen comportamiento Semillas germinadas por día en Prueba 3 en germinador	100
Cuadro 24 "A"	Resumen comportamiento semillas germinadas por día en Prueba 4 en germinador	101
Cuadro 25 "A"	Resumen comportamiento semillas germinadas por día en Prueba 5 en germinador	101
Cuadro 26 "A"	Resumen comportamiento semillas germinadas por día en Prueba 6 en germinador	101
Cuadro 27 "A"	Resumen comportamiento semillas germinadas por día en Prueba 1 en cajas	102
Cuadro 28 "A"	Resumen comportamiento semillas germinadas por día en Prueba 2 en cajas	102
Cuadro 29 "A"	Resumen comportamiento semillas germinadas por día en Prueba 3 en cajas	102
Cuadro 30 "A"	Resumen comportamiento semillas germinadas por día en Prueba 4 en cajas	103

Cuadro 31 "A" Resumen comportamiento semillas germinadas por día en

Prueba 5 en cajas

103

Cuadro 32 "A" Resumen comportamiento semillas germinadas por día en

Prueba 6 en cajas

103

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1	Diseño utilizado en germinador	49
Figura 2	Diseño utilizado en cajas	50
Figura 3	Porcentaje de germinación primera prueba en germinador	55
Figura 4	Porcentaje de germinación segunda prueba en germinador	56
Figura 5	Porcentaje de germinación tercera prueba en germinador	57
Figura 6	Porcentaje de germinación cuarta prueba en germinador	58
Figura 7	Porcentaje de germinación quinta prueba en germinador	59
Figura 8	Porcentaje de germinación sexta prueba en germinador	60
Figura 9	Tiempo en días Vrs. Porcentaje de Germinación en germinador	62
Figura 10	Porcentaje de germinación primera prueba en Cajas	63
Figura 11	Porcentaje de germinación segunda prueba en Cajas	64
Figura 12	Porcentaje de germinación tercera prueba en Cajas	65
Figura 13	Porcentaje de germinación cuarta prueba en Cajas	66
Figura 14	Porcentaje de germinación quinta prueba en Cajas	68
Figura 15	Porcentaje de germinación sexta prueba en Cajas	69
Figura 16	Tiempo en días Vrs. Porcentaje de Germinación en Cajas	71
Figura 17	Comportamiento porcentaje de germinación Vrs. Tiempo en Tratamiento A en Cajas	76
Figura 18	Comportamiento porcentaje de germinación Vrs. tiempo en tratamiento "A" en germinador	78
Figura 19	Comportamiento porcentaje de germinación Vrs. tiempo en tratamiento B en cajas	80

Figura 20	Comportamiento porcentaje de germinación Vrs. tiempo en Tratamiento B en germinador	82
Figura 21	Comportamiento porcentaje de germinación vrs. tiempo en Tratamiento C en cajas	84
Figura 22	Comportamiento porcentaje de germinación vrs. tiempo en Tratamientos C en germinador	86
Figura 23	Comportamiento porcentaje de germinación Vrs. tiempo en Tratamiento D en cajas	88
Figura 24	Comportamiento en porcentaje de germinación Vrs. tiempo en Tratamiento D en germinador	90

ESTUDIO SOBRE LATENCIA Y VIABILIDAD DE LA SEMILLA DE BLEDO (*Amaranthus sp.*) EN CUATRO DIFERENTES ESPECIES, EN CONDICIONES DE LOS CAMPOS EXPERIMENTALES DE LA FACULTAD DE AGRONOMÍA.

STUDY ON LATENCY AND VIABILITY OF THE WILD AMARANTH SEED (*Amaranthus sp.*) IN FOUR DIFERENT SPECIES IN THE EXPERIMENTAL STATION OF THE AGRONOMY FACULTY.

RESUMEN

Es importante hacer notar que el Amaranto o bledo, como también se le llama, es un cultivo que debe estar en la dieta diaria de todos los guatemaltecos, por el alto valor nutritivo que posee, tanto el grano como las hojas; además de ser menos vulnerable a plagas y enfermedades.

La presente investigación fue conducida en el centro experimental de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, localizada al sur de la Ciudad Capital. Se encuentra ubicada en una latitud Norte de 14° 35' 11" y una longitud oeste de 90° 31' 58". El área experimental se encuentra a una altitud de 1,502 m.s.n.m. con una temperatura media anual de 18.7°C y una precipitación media anual de 1,048 mm. El área pertenece a la zona ecológica Bosque-subtropical-seco y a la serie de suelos Guatemala, con una textura Franco-arcillo-arenosa, en los primeros 25 cms. de profundidad.

Se utilizaron cuatro diferentes especies de semilla de bledo, (*Amaranthus sp.*) y los objetivos planteados consistieron en determinar el período de Latencia, y Viabilidad de la semilla. Para lo cual se realizaron seis pruebas, a los 35, 50, 80, 140, 200, y 260 días después de cosechar.

Las pruebas de germinación se hicieron en germinador y en bandejas, con papel absorbente, utilizando un diseño completamente aleatorio con cuatro tratamientos y cinco repeticiones; cada repetición tuvo cien semillas. En el campo se utilizaron cajas de madera con

tierra de 0.70 x 0.70 mts. El diseño empleado fue completamente aleatorio con cuatro tratamientos y cinco repeticiones, cada repetición consistió en cien semillas.

La prueba en germinador mostró que debemos sembrar a los 140 días después de cosechar, ya que en ésta prueba se obtuvo el mayor porcentaje de germinación por lo que termina el período normal de Latencia y es viable la semilla.

La prueba en cajas a temperatura ambiental mostró que debemos sembrar a los 200 días después de cosechar, ya que en esta prueba se obtuvo el mayor porcentaje de germinación, en comparación con las otras pruebas realizadas, por lo que termina el período normal de latencia y es viable la semilla.

1. INTRODUCCIÓN

Pese a los grandes avances tecnológicos de la agricultura, el mundo todavía se enfrenta a grandes problemas de hambre y desnutrición. Guatemala es uno de los países donde el consumo diario de calorías y proteínas por habitante alcanza niveles subnormales, lo que repercute en el deficiente desarrollo físico e intelectual de un gran sector de la población guatemalteca (1). Muchos científicos sostienen que para mejorar esa situación debemos aprovechar cultivos totalmente ignorados por el agricultor moderno; pues al dar más atención a esos cultivos, se diversificará el sistema agrícola establecido. Si uno de los criterios para escoger esos cultivos olvidados es su edad, el amaranto ofrece una gran ventaja, este cultivo tiene por lo menos 8,000 años, y el que haya sobrevivido como planta útil es a prueba de su gran capacidad para adaptarse a ambientes nuevos y variados.

Hay la posibilidad de que el cultivo del amaranto forme parte esencial de la dieta de algunos guatemaltecos en el área rural; el mérito principal del amaranto es que tanto el grano como las hojas son una fuente de proteína, donde se manifiesta en mayor grado la deficiencia nutricional.

La falta de aprovechamiento del bleado se considera principalmente por el desconocimiento que existe sobre este cultivo, especialmente en el manejo de siembra y cosecha.

En este sentido, el presente trabajo pretende contribuir al desarrollo de dicho cultivo, estudiando algunos de los aspectos que todavía se desconocen, como lo es la fisiología de la germinación de la semilla.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Es importante resaltar que el mayor problema que existe en nuestro país y en el mundo entero, sigue siendo la desnutrición, principalmente en el área rural, y esto se debe al desconocimiento del agricultor que existen cultivos como el bleado que poseen tanto en las hojas como en el grano, altos porcentajes de proteínas y otros nutrientes que definitivamente traen consecuencias satisfactorias a los habitantes famélicos de cualquier región, ya que mejora el desarrollo físico e intelectual de la población.

Es importante resaltar que el amaranto, como también se le llama tiene propiedades significativas de crecimiento ya que ahoga las malezas que compiten por los nutrientes en el campo, además de tener propiedades físicas de resistencia a un gran número de plagas y enfermedades; además de tener gran resistencia a sequías y poseer la capacidad de crecimiento rápido bajo condiciones adversas de temperatura y humedad. Por todo esto, debemos dar a conocer al mundo que existe el cultivo del bleado y que el alto valor nutricional que posee sobrepasa algunos cereales importantes de nuestra dieta diaria.

3. MARCO TEORICO

3.1 MARCO CONCEPTUAL

El amaranto pertenece a un grupo muy raro de plantas de crecimiento rápido y de fotosíntesis ultra eficiente. Estas plantas (C4) requieren menos de dos terceras partes de la humedad que absorben las plantas corrientes (C3). Esta característica de resistencia a la sequía podría resultar muy valiosa en áreas donde la falta de agua limita permanentemente la producción agrícola.

En poco tiempo quedó establecido que el amaranto cuyas espigas llenas y gruesas son parecidas al sorgo, tiene numerosos atributos de gran valor; PRIMERO: La planta es de buen

valor nutritivo pues tiene contenidos altos de proteínas de buena calidad y de minerales esenciales. El grano es excepcionalmente rico de lisina, uno de los aminoácidos esenciales, generalmente ausente en las proteínas vegetales.

La familia del amaranto ofrece una fuente abundante y diversa de características genéticas, por esa razón los fitomejoradores podrán logra mejoras substanciales de una planta que incluso en su estado actual, relativamente desarrollada muestra cualidades extraordinarias (1, 5, 10, 19).

El amaranto es valioso nutricional y agrícolamente, el interés en grano empezó con la identificación de su composición proteínica única. El total de contenido de proteína del grano de amaranto es de 16% este es ligeramente (pero no significativamente) más alto que el de la mayoría de los granos comunes; más importante es la cantidad alta del aminoácido esencial Lisina, éste es el aminoácido limitante en todos los otros cereales mayores (19).

En uno de los informes de Zarsa, mencionado por Sánchez (17) respecto a este cultivo cita lo siguiente:

Esta semilla se da en toda clase de terreno, y cuando mejor calidad posee, mayor será su rendimiento. El mismo autor menciona que es un cultivo agotante y por lo tanto, el rendimiento es cada vez más bajo, si se siembra consecutivamente en el mismo suelo, por esta razón debe practicarse la fertilización y otras técnicas mejoradas (17).

Hauptli mencionado por Sánchez (17) también estima que hay un incremento de dos a tres veces más en el porcentaje de biomasa en semilla de plantas fertilizadas en invernadero comparadas con las del campo.

Muchos tipos de amaranto tienen hojas comestibles y nutritivas que pueden consumirse hervidos, como la espinaca, sin embargo a diferencia de la espinaca que requiere clima templado, el amaranto prospera bien en pleno verano, las hojas se cosechan 30 días después de la siembra lo que permite por lo menos tres buenas cosechas al año. El follaje del amaranto puede producir

grandes cantidades de proteína por hectárea, algunos experimentos han mostrado que varias especies de amaranto dan semillas adecuadas para alimentar ganado.

En un experimento en el que tres lotes se mantuvieron libres de malezas, el amaranto rindió 4.8 ton./ha. En tanto que el triticale y el trigo dieron 2.7 y 2.6 ton./ ha. respectivamente. Cuando las malezas no se combatieron del todo, los rendimientos de trigo triticale cayeron en un 75% pero el del amaranto bajó apenas 8%.

3.2. MARCO REFERENCIAL

Los Mayas de México fueron quienes adaptaron el Amaranto como cultivo de alto rendimiento, no obstante para los Aztecas tuvo aún más importancia, pues formaba parte de sus tradiciones y ceremonias religiosas. Durante la conquista y el coloniaje español el cultivo casi se extinguió y desde entonces se supo poco sobre él; por ello el Amaranto es un cultivo tradicional de Mesoamérica que no solo es un alimento como hortaliza, sino que pueda dar harina de sus semillas y preparase como forraje para el ganado vacuno. En Guatemala el Bledo, como también se le llama, es una de las muchas hierbas comestibles que abundan. El interés por dicha hierba aumenta en las actuales condiciones demográficas. El amaranto todavía es un cultivo menor en América Latina y otras partes del mundo, pero pronto su importancia podría aumentar en forma dramática (10).

Hasta el momento se ha aprendido que el bledo se adapta a muchos ambientes, que crece con vigor y que tolera condiciones adversas porque aprovecha el tiempo particularmente eficaz de fotosíntesis, llamándola vía C4 de fijación del Carbono, que lo emplean sólo otras pocas plantas de rápido crecimiento, como por ejemplo, el Sorgo; por este motivo el bledo es un recurso prometedor para los climas cálidos y secos.

De acuerdo con diversas investigaciones la familia Amaranthaceae comprende hierbas anuales con hojas simples, enteras, estipuladas, lanceoladas en la base decurrentes en los peciolo (15). De raíz pivotante corta con numerosas raicillas secundarias, color blanco o rosado; tallo estriado con aristas fuertes, poco ramificado, de color verde con un pigmento rojizo, llamado amarantina, lisas y con muy poca pubescencia, el peciolo es largo inflorescencia en panícula, espiga o glumérulos de color verde, amarillenta o roja; flores generalmente unisexuales en plantas monoicas o dioicas, fruto en cápsula que se abre transversalmente fácilmente, contiene una semilla de color blanco, negro, café, y rojiza, es lisa brillante y tiene forma lenticular (13). Las flores son pequeñas, subtendidas terminales, perianto uniseriado, pétalos y sépalos iguales y designados como tépalos, estambres 3-5 ovario súpero, unicelular que madura en un utículo circunsésilo indehisciente, con una sola semilla (15).

La anatomía de la inflorescencia y la morfología son datos muy importantes para la diferenciación y clasificación taxonómica como se muestra en el cuadro 1.

Cuadro 1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA Y CARACTERÍSTICAS BOTÁNICAS DEL AMARANTO

REINO	VEGETAL
SUBREINO	EMBRYOBIONTA
DIVISIÓN	MAGGNOLIOPHITA
CLASE	MAGNOLIOPSIDA
SUB CLASE	CARYOPHILLIDAE
ORDEN	CARYOPHYLLALES
FAMILIA	AMARANTHACEAE
GENERO	AMARANTHUS
ESPECIE	AMARANTHUS sp

El género Amaranthus incluye cerca de 50 especies nativas de los trópicos regiones templadas del mundo, su historia se remonta a la de los indios americanos que aprendieron a coleccionar semillas, según lo muestran documentos arqueológicos (14).

El género Amaranthus incluye especies productoras de semillas, productoras de hojas ornamentales y especies consideradas como malezas (17). Los análisis bromatológicos y nutricionales realizados en algunas especies comestibles han demostrado un alto valor alimenticio, tales como los rangos siguientes que reporta la literatura, al respecto de una idea más clara de su importancia: Proteína (13-19%), Calcio (400-800Mg.), Hierro (11-25Mg.), Fósforo (50-397Mg.), Vitamina A (más de 3,000UV), Valor Biológico (75-80%).

3.3. DESCRIPCIÓN Y DISTRIBUCIÓN DE LAS ESPECIES DE AMARANTO MAS UTILIZADAS EN AMERICA, EUROPA, ASIA, AFRICA Y OCEANIA

Las especies silvestres están ampliamente distribuidas en todo el mundo, dos de ellas, A. Hybridus y A. Powellii, tienen particularmente un rango de latitudes muy amplio.

A. spinosus y A. Dubius son malezas tropicales bastantes esparcidas, el A. Dubius se distingue fácilmente de las otras por sus peculiares espinas y por los arreglos anómalos de las flores estaminadas y pistiladas en la inflorescencia.

3.3.1. En Centro y Sudamérica

A. Especie o Sinominia

A. Hypochondriacus

A. Cruentus

A. Hybridus

A. retroflexus

A. powelli

A. caudatus

A. guitensis

A. dubius

3.3.2. En México:

A. Hypochondriacus

A. Cruentus

A. Hybridus

A. retroflexus

3.3.3. En Estados Unidos:

A. Hypochondriacus

A. cruentus

A. hybridus

A. retroflexus

A. powelli

3.3.4. En Asia:

A. gangeticus

A. lividus

A. tristis

A. hypochondriacus

A. spinosus

A. cruentus

3.3.5. En África:

A. Gracilis

A. hypochondriacus

3.3.6. En Europa:

A. retrofexus

A. melancholicus

A. albus

A. leucoparpus

A. lividus

3.3.7. En Oceanía:

A. gangeticus

A. caudatus

A. cruentus

Esta distribución es según Sánchez (17).

De las cuales según Stanley, mencionado también por Estrada (5), 7 especies están presentes en el territorio nacional, todas ellas a excepción de A. spinosus, con capacidad de ser consumidas tanto el grano como el follaje a manera de cereal y hortaliza respectivamente, además se da la tendencia a utilizar A. hybridus como principal fuente de follaje, dado el tamaño que alcanza (5). Es necesario dejar claro que el manejo del bleo es desarrollado por el subsistema de agricultura tradicional, ya que el subsistema de agricultura tecnificada no le confiere ninguna importancia, toda vez que lo considera una maleza; el caso más atractivo es aquel cuando el bleo se desarrolla en cultivo situación que se da principalmente en las poblaciones indígenas del altiplano central, en este caso la producción total se destina a los mercados (8).

De todas las especies comestibles las más estudiada es A. hypochondriacus un poco menos A. cruentus, A. caudatus, A. hybridus y A. spinosus las cuales existen en Guatemala (11).

3.3.8. Las especies más utilizadas en América Latina

3.3.8.1. Amaranthus caudatus

Tiene tallos inclinados en una planta cultivada para semilla útil en la alimentación, en las regiones andinas del Perú, Bolivia y Noreste de Argentina; corresponde a la especie Amaranthus edulis la forma con flores rojas, se conoce en los Estados Unidos con el nombre de Leveliesble oding, empleándose como planta ornamental.

3.3.8.2. Amaranthus cruentus

Con inflorescencia flácida es ocasionalmente cultivado en Guatemala y otras partes de América Central. La inflorescencia de A. paniculatus es usada como hierba para estofado y como cultivo de grano, en el sureste de Asia.

Es el mas extendido e importante de los amarantos productores de grano y es cultivado particularmente en México y Guatemala, es herbácea anual de un metro y medio de altura con el tallo rojizo, ramificado desde cerca de la base. En la cuenca de México, se cultivan dos variedades, la roja o morada y la blanca.

3.3.8.3. Amaranthus gangeticus

Especie que en su mayoría crece en el área del Caribe, se ha clasificado indistintamente como A. tricolor y A. oleraceus. En la india ha sido utilizada para preparar diversos alimentos y golosinas.

El amaranto pertenece a un grupo muy raro de plantas de crecimiento rápido y de fotosíntesis ultra eficiente. Estas plantas (C4) requieren menos de dos terceras partes de la humedad que absorben las plantas corrientes (C3). Esta característica de resistencia a la sequía podría resultar muy valiosa en áreas donde la falta de agua limita permanentemente la producción agrícola.

La familia del amaranto ofrece una fuente abundante y diversa de características genéticas, por esa razón los fitomejoradores podrán logra mejoras substanciales de una planta que incluso en su estado actual, relativamente desarrollada muestra cualidades extraordinarias (1, 5, 10, 19).

5.1. COMPOSICIÓN QUÍMICA DEL AMARANTO

La composición química de la semilla del amaranto varia dependiendo de las prácticas agronómicas, y así como Bressani mencionado por Tujab M. (18) reporta lo siguiente: al realizar un ensayo con 26 muestras recolectadas en Guatemala reporta: contenido proteínico en el rango 12.8 a 17.4, lípidos entre 5.6 a 10.5%, y la fibra cruda caria entre el rango de 2.9 a 9.8%.

Sánchez (17) reporta lo siguiente: 14.7% proteínas, 3.1% grasa y 60.7% de carbohidratos; además contiene los siguientes minerales Calcio 51.0 mg., Fósforo 397 mg. Y hierro 11 mg. Teniendo además proporciones discretas de Tiamina, Riboflavina, Niacina, y Vitamina C, respecto al contenido de aminoácidos esenciales, posee altos contenidos de Lisina y Metionina los cuales son deficientes en los cereales, por lo que ha limitado el valor biológico de éstos.

En resumen, los resultados que han reportado los diferentes autores, indica que la semilla de amaranto puede llegar a constituir un suplemento alimenticio útil y nutritivo (18).

Spillari, mencionado por Alfaro (1), menciona que una evaluación de 5 cultivares de amaranto indica que existe una gran variabilidad en el contenido de nutrientes en los materiales y menciona que esta puede estar incluida por la localidad o la posición de las hojas muestreadas,

con respecto al tallo y raíz; en este estudio encontró que el contenido de proteína varió de 20.2 a 28.9% con un promedio de 25.4g%; hidratos de carbono entre 41.6 y 52.5 gr. % con un promedio de 46.3 gr.; grasa entre 3.8 y 4.5 gr. % con un promedio de 4.2 gr.%, fibra cruda entre 9 y 15.2 gr. % con un promedio de 11.7 gr.%, y ceniza entre 16.2 y 18.3 gr. % con un promedio de 17.3 gr. % mientras que el contenido promedio de minerales fue calcio 21.84 mg. %, fósforo 633 mg. % y Hierro 53.7 (datos expresados en base seca).

Abott, también mencionado por Alfaro (1), dice que las hojas de amaranto son excepcionalmente altas en calcio y contienen mas fibra, niacina y ácido ascórbico que la espinaca, aún que los niveles de proteína hierro y otros minerales son similares.

Según Sánchez (17), las partes verdes del amaranto pueden contener 1.8 a 6.9 de proteína, 400 a 800 mg. % de calcio, 50 a 80 mg. de fósforo y 18 a 25 mg. % de hierro (base fresca). Estrada M. (6) menciona que sin embargo en la semilla como en el follaje de bleado, se encuentran presentes sustancias antinutricionales como inhibidores de la tripsina, hemaglutinas, taninos, así como exalatos, fenoles, saponinas, nitratos que pueden convertirse en nitritos, los cuales en concentraciones significativas causan toxicidad en humanos y animales; a menudo varios de estos efectos se reducen a través de la cocción. Según Martínez, A. y Elías L. mencionado por García V. (7), determinaron la siguiente composición química proximal para A. hypochondiacus humedad 11.9 gramos extracto estéreo 5.8 gr., fibra cruda 3 gr. nitrógeno 2.355 gr., proteína 14.7 gr. (valores expresados en 100 gramos de muestra).

Der Marderosian y colaboradores, mencionados por García (7), en un estudio para determinar los niveles de nitratos y exalatos en diversos tipos de amaranto, encontraron valores promedio de 0.43 y 0.54 de nitratos en las hojas y 1.72 % en los tallos, mientras que los niveles de exalato promedio encontrados, fueron 3.4 y 5.6 % en las hojas y 0.63 en los tallos (datos expresados en base seca). Estos niveles fueron similares a los encontrados en otras verduras,

por lo que los autores concluyeron que la presencia de estas sustancias no disminuye significativamente, la excelente calidad nutricional del amaranto (7).

Sin embargo, Cheeke y Bronson, mencionados por García (7), encontraron efectos negativos en el crecimiento de ratas al ser alimentadas con planta completa de *Amaranthus hypochondriacus* lo cual fue atribuido al contenido de saponinas en la semilla. Este efecto se redujo a través de la de la cocción, lo que sugiere la presencia de un factor tóxico que se libera por el calor (7). Según cuadro 2, la tabla de composición de alimentos INCAP mencionada por García (7), el análisis bromatológico del amaranto es como sigue:

Cuadro 2 ANÁLISIS BROMATOLÓGICO DEL AMARANTO

(Composición por 100 grs. de porción comestible)

Valor Energético (cal.)	42 Cal.
Humedad	86%
Proteína	3.7 gr
Grasa	0.8 gr.
Hidratos de Carbono	7.4 gr
Fibra	1.5 gr
Ceniza	2.1 gr
Calcio	31.3 gr
Fósforo	74.0 gr
Hierro	5.6 gr
Vitamina A actividad	1600.0 gr
Tiamina	0.05 gr
Riboflavina	0.24 gr
Niacina	1.2 gr
Ácido ascórbico	65.0 gr

Fuente: Tabla de composición de alimentos INCAP, según García (7).

5.2. USO DEL AMARANTO

Según Sánchez (17), las especies silvestres se empleaban como hortalizas o legumbres, en sopas, atoles, estofados y otras formas, llegando a constituir una apreciable fuente de energía,

proteína, minerales y vitaminas; al asociarse las semillas de amaranto con las del maíz, probablemente en épocas posteriores, se logró integrar un alimento más balanceado y racional, lo que indudablemente fue un gran adelanto respecto a la dieta de las tribus primitivas.

El amaranto llegó a constituir, según Safford, el origen de la agricultura en el nuevo y lo considera un cereal de los Incas.

La especie A. Caudatus , cultivada desde hace siglos en el Perú, llegó a ser importante alimento conocido entonces con los nombres de quichiché e inca-pachaqui.

Linneo mismo sugirió que A. caudatus se originó probablemente en Perú, Persia o Ceilán (17).

6. GERMINACIÓN LATENCIA Y VIABILIDAD

Davlin (4) define el reposo o letargo como la detención de crecimiento debida a la falta de algún factor indispensable del medio externo.

Otros autores consideran que la suspensión del crecimiento, mientras se hallan en un medio seco, no debe ser considerada como latencia sino más bien como una imposibilidad para crecer debida a la falta de un factor tan esencial para el desarrollo, como lo es el agua.

Según Sánchez (17) las semillas de A. retroflexus sufren un cambio gradual en su capacidad de germinación durante los primeros dos o tres meses de almacenaje en un lugar seco.

Según Sánchez (17) las semillas de A. retroflexus y A. powelli se almacenaron de cinco a once semanas en un lugar seco antes de someterse a la prueba de germinación es posible que las diferencias en el comportamiento de la germinación entre semillas recién cosechadas de dichas especies se perdieran durante el almacenaje.

Según Morales (13) las causas que provocan el letargo son variadas, estando centradas en asincronías entre el desarrollo del embrión y endospermo, impermeabilidad de las cubiertas

seminales y presencia de inhibidores, sean de tipo físico o químico. El primero de los casos siendo en teoría el más sencillo es que con menos frecuencia se presenta.

La asincronía se logra por circunstancias aun desconocidas cuando el endospermo alcanza madurez, encontrándose el embrión inmaduro, la viabilidad que el disponer de nutrientes adecuados para desencadenar el proceso de germinación proporciona el endospermo, se ven entonces detenida por la incapacidad del embrión para utilizarlos adecuadamente y para iniciar la diferenciación celular.

La naturaleza de las cubiertas seminales incide directamente sobre la rehidratación de los tejidos y el intercambio gaseoso; cuando la humedad ambiental actúa como factor limitante del proceso y se dan las condiciones óptimas, las cubiertas ponen mayor resistencia física a la penetración según su composición, estableciendo además en función de éstas una competencia por la captación del agua con el suelo.

De igual manera la dureza relativa de las cubiertas favorecerá o impedirá el paso de gases, oxígeno y dióxido de carbono principalmente. Las cubiertas seminales pueden ser libremente permeables tanto al oxígeno como el agua y a pesar de todo continuar manteniendo la semilla en fase de reposo, por ejemplo: Las semillas de *A. silvestre* tienen una cubierta seminal permeable al oxígeno y al agua pero suficientemente resistente como para no permitir la expansión del embrión; estas semillas pueden en ocasiones conservar su estado de reposo sin dejar de ser viables muchos años.

Cuando la germinación resulta inhibida por la resistencia mecánica de la cubierta seminal o por la impermeabilidad de éstas al paso del agua o de oxígeno, puede interrumpirse mediante la escarificación (13).

Según Sánchez (17), en 1975 Ikenaga *et al* estudiaron las condiciones óptimas de germinación de semillas de *Amaranthus viridis* y observaron lo siguiente:

- El tratamiento con ácido sulfúrico concentrado (aproximadamente dos minutos) elevó el porcentaje de germinación tres veces más que el de las semillas no tratadas.
- La temperatura óptima para la germinación fue de 35° C obteniéndose un porcentaje de germinación de alrededor del 100%; con la disminución de la temperatura ese porcentaje de germinación disminuía.
- El tratamiento con ácido sulfúrico no fue efectivo en condiciones óptimas de calor, pero con temperaturas bajas, su efecto fue excelente; y
- La giberelina no afectó la germinación de las semillas.

Según Sánchez (17), semillas de *Amaranthus retroflexus* recolectadas en Norte América y el este de Europa, MacWilliams *et al*/ encontraron que la germinación de semillas del norte, a 20° C era significativamente mayor que las semillas del sur, a la misma temperatura; los porcentajes de germinación fueron mayores en ambos casos, a 35° C.

Las poblaciones de las partes más secas de Estados Unidos tendieron a mostrar una mayor latencia. Se concluyó que las variaciones en el porcentaje de germinación entre poblaciones a cualquier temperatura era el resultado de una diferenciación ecológica.

Según Morales (13) usualmente se piensa que una especie tiene grados de latencia y germinación característicos en todo su rango de adaptación; sin embargo ésta aseveración parece no ser válida para *Amaranthus retroflexus*.

Sánchez (17) dice que existe evidencia que demuestra acontecen hibridaciones entre *A. retroflexus* y *A. powelli* una especie con semilla a las que es difícil romper la latencia.

Algunos híbridos naturales presentaron caracteres intermedios en morfología, pero de semilla y latencia de ésta.

La hibridación podría explicar la existencia de poblaciones de *A. retroflexus* con latencia de

semilla en Norte América de donde ambas especies son aparentemente nativas, pero no explicaría la variación en las colecciones europeas. Pueden haberse introducido a Europa semillas de diferentes períodos de latencia (17).

6.1. LATENCIA DE LA SEMILLA

La habilidad de las semillas para retrasar su germinación, hasta que el lugar y tiempo son correctos, es un mecanismo importante de sobre vivencia de las plantas; de las puede ser un reto complejo y confuso para los analistas de semillas y para los investigadores en esta rama, pero es el método por medio del cual las plantas son capaces de sobrevivir y adaptarse al medio ambiente (3).

Las plantas con una larga historia de domesticación generalmente muestran una menor latencia, de semillas, que las silvestres o recientemente domesticadas; al domesticar las especies, manifiestan latencia y se convierten en problema para los hombres dedicados a las semillas, sus clientes y los analistas de éstas (3).

Sin embargo, un grado de latencia en cierta clase de cultivos es recomendable ya que previene la cosecha prematura y mantiene la calidad de la semilla; sin embargo la latencia puede causar gran número de especies de semilla no germinen por mucho tiempo, esto explica la presencia de cosechas de plantas no deseadas y de malezas en los terrenos que son cultivados regularmente.

"Un malentendido en el concepto de latencia de semilla es entender que es un estado de reposo por la ausencia de condiciones adecuadas para la germinación ". Este estado es frecuentemente llamado "reposo; sin embargo, la verdadera definición de latencia es una estado en el cual las semillas son prevenidas de germinar aún bajo condiciones ambientales normalmente favorables para la germinación. Varios mecanismos físicos y fisiológicos de latencia, incluyendo ambas primaria y secundaria; ocurre en las semillas (3).

6.1.1. Latencia Primaria

Es la forma más común de latencia y toma dos formas: Latencia Exógena y Latencia Endógena (3).

6.1.1.1. Latencia Exógena

Es la condición en la cual los componentes esenciales de la germinación no están al alcance de la semilla, así que ésta falla al intentar germinar; este tipo de latencia está generalmente relacionado a las propiedades físicas de la envoltura de la semilla, sin embargo, condiciones de luz adecuada y otros estímulos ambientales favorables para la germinación pueden estar ausentes, así pues, esta forma de latencia está bajo control exógeno (3).

A. Factores responsables de la latencia Exógena

Existen tres factores responsables de esta latencia: agua, gases y restricciones en los mecanismos.

a. Agua: La impermeabilidad del pericarpio al agua es típica de muchas especies de un gran número de familias, la impermeabilidad es causada por factores genéticos y ambientales.

El efecto causado por el genotipo varía. Dexter (1955) reportó solo una pequeña diferencia en cuanto a la impermeabilidad de la semilla en diferentes variedades; sin embargo varios trabajadores han encontrado que ésta característica tiene mucha tendencia a ser heredada. El ambiente también influye en la impermeabilidad de la semilla, aunque se conoce muy poco de la naturaleza de éste control por ejemplo: el clima y la condición del suelo durante la etapa final de la maduración de la semilla, son especialmente influyentes. Aparentemente varía interacciones

ambientales complicadas contribuyen a la impermeabilidad durante el desarrollo de la semilla y su maduración (3).

Las semillas que muestran impermeabilidad al agua se conocen como "semillas duras". Dicha impermeabilidad se debe a la presencia de cutícula como también al buen desarrollo de las células en empalizada acumulaciones considerables de suberina, lignina o cutina, son comunes en los intertegumentos de muchas semillas leguminosas, como también de aquellas otras especies con pericarpio duro. En otras semillas, la impermeabilidad al agua puede estar relacionada con la estructura fina del hilum, por ejemplo la entrada y salida del agua es controlada por una pequeña abertura en el pericarpio cerca del hilum, la abertura extrafoliar, es llenada con una sustancia similar al corcho de suberina, el tarugo extrafoliar.

El agua sólo puede entrar en estas semillas si este tarugo es liberado. Sacudir vigorosamente semillas que tengan este sistema, puede liberarlas del tarugo y permitir la entrada de agua este proceso se llama "incapacitación" y se usa para liberar de la latencia a algunas especies de semillas; otras semillas impermeables que no tienen tarugo deben ser puncionadas para que el agua entre y puedan germinar.

La cutícula de semillas de frijol puede limitar la penetración de agua, dejando únicamente los microscopos para la inhibición (3).

b. Gases: Los pergaminos pueden ser selectivos con respecto a dejar libre el paso agua e impedirselo a las moléculas de oxígeno; posiblemente el ejemplo más conocido de impermeabilidad al oxígeno es el xanthium, en las semillas superiores, las más pequeñas requieren oxígeno puro para germinar 100% mientras que las semillas inferiores sólo necesitan 6% de oxígeno para germinar completamente. Otro ejemplo de permeabilidad limitada del pericarpio es la semilla de manzana; durante la inhibición a 20° C, han demostrado tener una

permeabilidad limitada de oxígeno, pero ésta aumenta durante la inhibición a 4° C. De tal manera que existe la posibilidad de que haya una interacción entre la temperatura y la permeabilidad del oxígeno.

Otras semillas han demostrado tener permeabilidad diferente al oxígeno y al CO₂ que al O₂. Otros factores bióticos también influyen a la permeabilidad del pericarpio hacia los gases; la descomposición de los materiales de los suelos de las plantas produce o altera la permeabilidad al oxígeno de las semillas de alfalfa, y posiblemente de otras semillas; otros ejemplos que ilustran la permeabilidad limitada de los gases incluyen avenas silvestres, arveja y otros (3).

c. Restricciones Mecánicas: La latencia también ha sido atribuida a un retardo físico del pericarpio de un embrión sobrecrecido o creciente. Esta definición asume que el rompimiento que debía llevarse a cabo debido a la inhibición, es inadecuado y no permite la germinación, este tipo de latencia se ha descrito en semillas de alisma plantago, *Amaranthus retroflexus*, *Rubus idaeus*, *Pronus persica* y *Pronus carasus*.

A pesar de todo esto debe hacerse notar que los pericarpios son muchas veces fuente de sustancias inhibitoras que son eliminadas al quitar el mismo. Al día no hay experimentos inequívocos que demuestren que los pericarpios actúen como resistencia mecánica a la germinación; inclusive se comprobó que un embrión no latente desarrolla alrededor del doble de empuje que el embrión latente, lo que indica que el pericarpio no fue el mayor limitante de la germinación (3).

d. Métodos para romper la latencia Exógena: Bajo condiciones naturales la latencia exógena es superada por enfriamiento del suelo, ingestión por animales, actividad microorgánica, fuegos forestales, acidez natural del suelo y otros factores, esto puede tomar muchos años y en muchos

casos necesitamos asegurar que las semillas germinarán rápida y uniformemente del pericarpio la escarificación (3).

e. Escarificación Mecánica: Friccionando semillas con abrasivos o arena o agitando vigorosamente son algunas técnicas utilizadas para escarificar; otras como, enfriamiento, calentamiento, cambios bruscos temperatura, breve inmersión en agua hirviendo, agujerear el pericarpio con algo punzante, exponer las semillas a frecuencias de radio para alterar la integridad del pericarpio (3).

f. Escarificación Química: el ácido sulfúrico ha sido más utilizado en forma industrial y concentrada; sin embargo este proceso no es popular comercialmente debido al difícil manejo de los materiales; además las semillas deben ser cuidadosamente secadas y lavadas, y se corre el riesgo de alterar la germinación incluso con una leve sobre dosificación.

Otras técnicas incluyen la utilización de enzimas selectivas como la celulasa y pectinasa; incluso se ha utilizado solventes orgánicos como el alcohol y la acetona para disolver y remover los compuestos que impiden el paso de agua en el pericarpio y permitir la inhibición (3).

6.1.1.2. Latencia Endógena

Es mas prevalente de las latencias y se debe a propiedades inherentes de la semilla por ejemplo, la semilla puede tener un exceso de un inhibidor que debe ser eliminado o reducido antes de la germinación; por lo tanto solo cambios fisiológicos como maduración embriónica, respuesta a reguladores de crecimiento, cambios en la temperatura, exposición a la luz y ritmos endógenos van a liberar la latencia endógena a las semillas.

Condiciones ambientales durante el desarrollo y maduración de las semillas influyen en la maduración de la latencia endógena; semillas de plantas que han sido adecuadamente regadas y bien suplidas de nitrógeno tiene menor latencia que aquellas con deficiencia de ambos. El estado de maduración tiene poco efecto sobre la latencia endógena en ciertas especies mientras que el contenido de humedad tiene efecto directo sobre otras (3).

6.1.1.3. Latencia rudimentaria del embrión

Algunas semillas de ciertas especies son separadas antes de que estén morfológicamente maduras y esto resulta en latencia porque el embrión inmaduro es incapaz de germinar, esto ocurre en *Ranunculus*, plántago, *Fraxinus*, *Viverum*, *Ilex* y *Pinus*; posterior maduración del embrión ocurre después que las semillas están dispersas, lo que toma entre días y meses (3).

6.1.1.4. Latencia Fisiológica

Latencia en plantas superiores se cree que es regulada por un balance entre los inhibidores endógenos de crecimiento y los promotores; así la latencia puede ser considerada la presencia de inhibidores y la ausencia de promotores o una combinación de estos y la presencia de estos compuestos esta regulada por estímulos ambientales como la luz y la temperatura; además se ha reconocido la importancia de 3 hormonas en este proceso: las giberelinas, tienen la función primaria en el control de la latencia pues deben estar presentes para que la germinación ocurra, una vez presentes, solo un inhibidor puede evitar que la germinación ocurra (3).

También se sugirió que las segundas hormonas las Citokininas tienen la función de ser antagonistas directos del tercer grupo de hormonas, los inhibidores; si estos no son fisiológicamente activos, las Citokininas no tienen función alguna ya que el papel de la germinación sólo le corresponde a las giberelinas; este modelo debe ampliarse con

investigaciones específicas de cada promotor e inhibidor del crecimiento y germinación, pero ilustra los cambios hormonales observados en las semillas, durante la latencia pueden llevar la semilla de un estado metabólico inactivo a otro activo, germinativo.

Los investigadores buscan identificar las funciones metabólicas y su función de las distintas sustancias que determinan si la semilla será latente o no. Actualmente un gran número de componentes ha sido aislado, que puede inducir latencia, ya sea por inhibición metabólica o por inhibición osmótica (3).

A. Inhibición Metabólica

Ciertos componentes en las semillas inhiben ciertas funciones específicas, como Cianide, que suprime la germinación debido a su efecto en la respiración, compuestos fenológicos y cresólicos se sabe son inhibidores de la germinación, pero no se les considera inductores de latencia; la primera sustancia inductora de latencia encontrada fue Cumarina, que se reconoce por un anillo aromático la Cumarina es ampliamente distribuida y rápidamente metabolizada en semillas y es considerado como un inhibidor natural; además derivados de esta sustitutos se han encontrado en muchas frutas (3).

El mecanismo exacto de la inhibición por curamina está aún por ser clarificada, aunque se sospecha que interfiere con la respiración y la habilidad de oxidar fósforo, y con la disposición de energía proveniente del metabolismo de fósforo.

Otro inhibidor de la germinación extremadamente activo fue descubierto en 1966 por sus propiedades el compuesto fue llamado Dormin, después características químicas demostraron que dicha sustancia tenía la estructura idéntica que la del ácido abscisico (ABA) y por acuerdo general el nombre ABA fue dado a Dormin en 1967.

Desde esos reportes iniciales, muchos estudios han documentado que ABA se encuentra presente en una amplia variedad de semillas y que es una hormona endógena natural que es activa aun cuando esta presenten una baja concentración su mecanismo exacto no ha sido claramente definido, se sabe que inhibe la síntesis de enzimas importantes en las etapas primarias de la germinación, posiblemente inhibiendo el traslado del RNA_m (3).

Dada la capacidad inhibidora reportada de dicho compuesto se han hecho intentos de determinar la posibilidad de existencia de hormonas promotoras, tales como Giberelinas, las que interactúan con ABA en la reconocida hipótesis inhibidores-promotores.

De hecho muchos estudios muestran que ABA puede invalidar total o parcialmente la acción promotora de cualquiera, Giberelina o Citokinina. De los estudios realizados se han encontrado relaciones inversas de ABA y las giberelinas y citokininas, pero son necesarios mejores análisis antes de atribuir un papel general en la inducción de latencia a ABA; se deben enfatizar también que ABA no es el único inhibidor de germinación en las semillas (3).

B. Inhibición Osmótica

Muchas sustancias con alta presión osmótica pueden inhibir la germinación de las semillas; compuestos tales como azúcar y sal en concentraciones suficientes pueden competir tan victoriosamente por el agua que la semilla nunca se vuelve totalmente inhibida y así permanece sin germinar, sin embargo dichas semillas de dicho ambiente. Muchos estudios realizados demostraban que ciertas sustancias inorgánicas extraídas del tubérculo de la remolacha de una u otra presencia de sustancias orgánicas y no a la inhibición osmótica, mientras que se hicieron otros estudios con otras especies en la que la presión osmótica si eran un factor inhibidor de la germinación. Estudios fisiológicos de inhibición han utilizado con frecuencia el concepto de inhibición osmótica al permitir una entrada parcial de agua dentro de la semilla para prevenir su

germinación inicialmente muchas de estas investigaciones se hacían con sales hasta que se descubrió que las semillas frecuentemente experimentan efectos debido a toxicidad iónica; consecutivamente dichos estudios iniciaron a utilizar Mannitol como inhibidor osmótico (3).

Sin embargo, fue otra vez demostrado que la sustancia era inhibida dentro de la semilla y alteraba funciones metabólicas posteriores; estudios más recientes han utilizado Glicol polietileno, el cual es incapaz de ser inhibido por la semilla pero aun es soluble en agua, por eso es osmóticamente activo (3).

6.1.1.5. Métodos para romper latencia fisiológica

Existen varios métodos para llevar a cabo este rompimiento de la latencia causada por inhibición osmótica que pueden hacer germinar la semilla después remover el causante de la inhibición a este proceso llamado lixiviación que generalmente requiere exponer la semilla a una fuente de agua que remueva o diluya el inhibidor de los límites de la semilla, un ejemplo de dicho proceso es el de remover con las semillas de remolacha (3).

Las semillas son inhibidas por inhibidores metabólicos, pueden ser germinadas removiendo el pericarpio de la semilla debido que es allí donde se encuentra el inhibidor, dicha técnica se le llama Escarificación, ésta puede hacerse por varios procesos usando ácidos o simplemente sajando el pericarpio, este debe ser removido ya que primero el removerlo también se remueve el inhibidor y al desalojarlo la semilla germinará; Segundo, el pericarpio puede funcionar como membrana semipermeable permitiendo la entrada de agua pero también retardando la salida de los inhibidores; removiendo el pericarpio se eliminarán las barreras de los inhibidores para poder salir y así habrá germinación (3).

Un ejemplo de este proceso es el que se le hace a la semilla de calabaza, Gloria el cual se sumerge por unos minutos en ácido sulfúrico, para remover el pericarpio, dando rápida germinación (3).

A. Requerimientos de temperatura

Las semillas que necesitan de requerimientos específicos de temperatura para germinar, frecuentemente contienen ambos inhibidores y promotores; las pruebas demuestran el punto de vista que dice que la latencia de este tipo de semilla esta controlada por un balance entre inhibidor y promotor que es alterado al exponer la semilla en inhibición a bajas o altas temperaturas (3).

B. Estratificación

Se sabe que muchos cambios fisiológicos en las semillas inhibidas que son expuestas a temperaturas bajas ocurren en este proceso, básicamente hay un aumento celular del consumo de oxígeno y un aumento en la energía al eje de crecimiento, aumenta el número de Catalasas, Fotsfatasas, Lipasas, peroxidasa; hay cambios en los niveles hormonales de la semilla estratificada, por ejemplo, los niveles de ABA disminuyen durante la estratificación de la manzana, almendra y otros (3).

En algunos casos el mismo efecto se logra con la adición de Giberelinas exógenas y en ciertos casos se ha visto aumento de las giberelinas endógenas durante la estratificación. La AOSA acepta la estratificación como una ayuda para la germinación de ciertas especies el porcentaje de germinación de muchas semillas aumenta si cada día se expone a ciclos alternos de cambios de temperatura, incluso semillas que necesitaban luz y temperaturas constantes para germinar, germinaron bajo este proceso aun en la oscuridad. Todos estos cambios están relacionados con la latencia endógena; para el procedimiento generalmente preacondicionan las

semillas entre 3° y 10 °C, variando la duración del preacondicionamiento y temperatura según las especies es absolutamente necesario la estratificación para germinar mientras que para otras solo promueve la germinación y acelera el crecimiento para otras especies disminuye la sensibilidad de las semillas a las condiciones externas y así aumentar el rango de temperaturas bajo las cuales pueden germinar; el tiempo de estratificación necesaria varía de especie en especie y se han listado mas de 60 especies que requieren estratificación para la germinación, la edad de la semilla también influye en los requerimientos de la semilla, al aumentar su edad disminuye la latencia endógena y por lo tanto la necesidad de estratificación, este fenómeno tiene distintas velocidades según las especies (3).

C. Rompimiento de la Semilla durante el Almacenaje

El que la latencia desaparezca durante el almacenaje a temperatura ambiental es un fenómeno común en muchas especies y casi una regla de los cereales, en los que uno o dos meses de almacenaje a 15 o 20° C, es suficiente para una buena germinación la mayoría de semillas que tienen rompimiento durante el almacenaje son susceptibles a la estratificación, y aquellas que no sufren rompimiento, la aplicación de giberelinas exógenas las saca del estado de latencia.

En la Avena salvaje se da este fenómeno, aunque sean semillas secas hay bastante fijación de CO₂ y síntesis de proteínas, estudios reflejan que la tasa de respiración de las semillas totalmente inhibidas es 5 veces menor que la de aquellas que sufren apertura durante el almacenaje, debido a esta tasa reducida de respiración la rotura de latencia de semillas que no se abren durante el almacenaje en seco, se sugiere nuevamente un cambio en la interacción promotores inhibidores en la semilla antes de su germinación (3).

D. Requerimientos de Luz

La intensidad de luz, longitud de onda y fotoperíodo son 3 factores que se sabe afectan la germinación de semillas en latencia fisiológica; la lechuga, el abedul y el pino de virginia son 3 especies cuyas latencias se rompen al exponerlos a la luz roja de 670nm. Algunas especies responden a días cortos, otras a días largos y otras no se ven afectadas por la duración del fotoperíodo; luz continua puede inhibir la germinación en ciertas especies como la Cebolla y puerro (3).

6.2. RITMOS ENDÓGENOS

Se ha visto que las plantas son capaces de medir la duración del tiempo sin importar el ambiente exterior y así, es posible que regulen ciertos procesos de desarrollo y crecimiento cíclicamente .

A esta secuencia ordenada de crecimiento y desarrollo se le llama ritmos Cicardianos, y estos también se dan en la germinación la duración de estos ciclos varia según la especie desde un ciclo por año hasta múltiples ciclos por año (3).

6.2.1. Interacción de los Mecanismos Primarios de la Latencia

Los mecanismos de latencia no son excluyentes uno del otro, pueden interactuar en la misma semilla. En *oryzopsis imeoides*, hay latencia exógena manifestada en el pericarpio y latencia endógena manifestada fisiológicamente, en estas semillas la latencia exógena se elimina por medio de escarificación con ácido sulfúrico aunque se le agrega Ga_3 exógenamente se promueve la germinación hasta 70% de las semillas cosechadas; mientras que las semillas que se abrieron durante el almacenaje no son susceptibles al Ga_3 , supuestamente por que la semilla ya lo sintetizó ella misma (3).

6.2.2. Excisión del Embrión

Si se remueve el embrión y se deja crecer independientemente de la semilla este puede crecer aunque ésta hubiera estado en latencia, también se han cultivado embriones de semilla que necesitan luz en la oscuridad. También por medio de la excisión se ha dado el caso de germinación sin necesidad de estratificación, pero todas estas pruebas a veces se produce plantas deformes o afectadas y a veces no (3).

6.2.3. Latencia Secundaria

Algunas veces semillas que no son latentes se encuentran en condiciones que las llevan a la latencia, generalmente esto se debe a la exposición de estas semillas a condiciones ideales excepto por una; en estudios hechos en trigo de verano y cebada en invierno esto se logró con los siguientes experimentos:

- Exponiendo la Cebada a Temperaturas entre 50 y 90° C
- Almacenando por 9 días la cebada en humedad alta y a 20°C.
- Almacenando un día la cebada en contenedores cerrados y a 50° C.+
- Se puso las semillas de ambos, bajo agua en la oscuridad de uno a tres días a 20° C.
- Exponiendo las semillas secas de ambos a 50° se necesitaron 4 días para obtener la latencia secundaria mientras que a 70° C se necesitaron 4 horas y 90° C. 1 hora.

La latencia secundaria se indujo 1 y hasta 1 mes y medio después que las semillas alcanzaba, menos tiempo duraba la latencia inducida; se sabe que la latencia secundaria se puede inducir térmicamente o por medio de luz y oscuridad además hay otras causas como la imposición de exceso o cantidades adversas de agua y químicos y gases (3).

6.2.3.1. Mecanismo de la latencia secundaria

- Imposición de un bloqueo en los puntos cruciales de la secuencia metabólica que lleva la germinación.
- Un balance infavorable de promotores de crecimiento contra los inhibidores del crecimiento (3).

6.3. FACTORES QUE AFECTAN LA GERMINACION

6.3.1. Viabilidad y Expectación de Vida de las semillas

Las semillas son bastante resistentes a condiciones externas ayudadas del estado de desecación en que se encuentran; como resultado de esto las semillas pueden mantener su habilidad para germinar, o viabilidad, por períodos de tiempo considerables, la duración de éste período de tiempo es muy variable y determinado genéticamente. Factores ambientales y condiciones de almacenamiento tendrán efecto decisivo en la expectación de vida de las semillas, esto quiere decir si la semilla mantendrá su viabilidad por el mayor tiempo posible o la perderá en una etapa anterior (3).

En general la viabilidad de las semillas se mantiene mejor en condiciones bajo las cuales la actividad metabólica de la semilla esta reducida grandemente, es decir, bajas temperaturas y altas concentraciones CO_2 pero hay otros factores de gran importancia, particularmente aquellos que determinan latencia de la semilla.

Existen semillas con expectación de vida hasta 221 años, como Mimosa glomerata, otras como astragalus massiliensis, dioclea pacusifera y Cassia bicapsularis, tienen expectancia de alrededor de 100 a 150 años. En contraste a estas, otras semillas tienen expectancia de vida muy corta como Acer saccharium, Zizana aquatica, Salís japónica y s, pierotti, que pierden su

viabilidad entre una semana, si son guardadas expuestas al aire, Ejemplo *Ulmus campestris* y *U. Americana* se mantiene viables por cerca de 6 meses (3).

Se han hecho intentos para establecer la viabilidad de una semilla por medio de experimentos controlados, las semillas generalmente se enterraban en recipientes adecuados los que se sacaban diferentes periodos; después de varios experimentos se obtuvieron una considerable cantidad de especies que aun eran viables, después de esto las semillas eran examinadas cada 10 años después de 90 años de almacenamiento, las semillas de *Varbascum blattasia* aun eran viables, germinaron y las plantas que crecieron de estas semillas produjeron semillas normales (3).

En algunos de estos experimentos las semillas eran mantenidas bajo condiciones relativamente secas durante su almacenaje generalmente las semillas permanecen viables por mas tiempo si se guardaban en lugares relativamente secos. La cantidad de humedad de una semilla se determina por lo menos una parte por medio de la humedad relativa del aire por la temperatura del medio de almacenaje; generalmente la temperatura y humedad relativa son directamente proporcionales al contenido de humedad de la semilla hasta que ésta alcance su máximo punto, posteriormente es indirectamente proporcional. La perdida de la habilidad de germinar generalmente ocurre antes de que la semilla alcance su máxima cantidad de humedad.

A pesar de que por la información anterior aparentemente las condiciones secas son esenciales para la mantención de la viabilidad, muchas semillas permanecen viables al ser sumergidas en agua; Shull 1914, pudo probar que 11 de 58 especies experimentadas fueron capaces de mantener su viabilidad después de 4 años y medio de sumergencia (3).

Existe una pequeña duda acerca de si durante el largo periodo de almacenaje de las semillas se pueden ocasionar lesiones en el DNA y en la fragmentación de la semilla; así se sabe de casos la sequedad causó una rápida pérdida de la habilidad de viabilidad; mientras que en

otros casos sucedió lo contrario, por consiguiente es muy difícil formular cualquier regla general de cual es la condición de almacenaje favorable.

Aún bajo condiciones favorables de almacenaje, muchas semillas son relativamente cortas de vida, dicha pérdida de viabilidad no es una falla de germinación repentina de todas las semillas en una población dada; el porcentaje de semillas que germinaran en una población cualquiera disminuirá lentamente, mas aún cuando la semilla pierde su viabilidad, esto no implica que todos los procesos metabólicos han parado simultáneamente o que todas las enzimas, inactivas, solo suma total de los procesos que conllevan a la germinación no trabajan ya propiamente; por esta razón todos los métodos químicos o histoquímicos para probar la viabilidad son parcialmente satisfactorios; dichas pruebas solo pueden examinar una reacción definitiva, la cual puede de algún modo correlacionarse con la habilidad eventual de germinación de la semilla.

La mayoría de estas pruebas se basan en la actividad de ciertas enzimas oxidantes; la mejor correlación que se ha encontrado a la actividad de las enzimas reaccionantes a tintes redox, tales como Tetrazolium, pero aún aquí los resultados no siempre indican el 100% de la germinación de semillas (3).

6.3.2. Factores externos que afectan la Germinación

Para que la semilla pueda germinar debe ser colocada en una condiciones favorables para este proceso, entre estas condiciones requeridas se encuentran un adecuado suplemento de agua, donde una temperatura adecuada y una composición de gases de la atmósfera como también luz para ciertas semillas. Los requerimientos de estas condiciones varían de acuerdo con la especie de variedad y es de terminada por las condiciones que prevalecieron durante la formación de la semilla y aún más por los factores hereditarios; frecuentemente parece ser que

hay una correlación entre los requerimientos ambientales para la germinación y las condiciones ecológicas del hábitat de la planta y de la semilla (3).

6.3.2.1. Agua

El primer proceso que ocurre durante la germinación es la absorción de agua por la semilla; esta absorción se debe al proceso de imbibición, la duración de la imbibición esta determinada por tres factores; la composición de la semilla, la permeabilidad del pericarpio o de la fruta al agua y la abundancia del agua en el ambiente; la imbibición es un proceso físico que esta relacionado con las propiedades de los coloides (3).

En ninguna forma esta relacionada con la viabilidad de la semilla y ocurre igualmente en semillas muertas que en semillas que han sido matadas por el calor o por otro medio. Durante la imbibición las moléculas del solvente entran en la sustancia que se está hinchando, causando la solvatación de las partículas coloides y ocupando los espacios capilares libre y los espacios intermicélicos de los coloides; la hinchazón de los coloides da lugar a la producción de presión considerable, llamada presión imbibida, esta generalmente se mide y también se define la presión en la cual hay que aplicar al sistema para prevenir al coloide de hincharse, la presión imbibida es de gran importancia para la germinación de la semilla, puede llevar a la ruptura del pericarpio y en un extremo a hacer lugar en el suelo por la germinación. La magnitud de la presión imbibida es también un indicador de agua retenida por la semilla y por eso determina la cantidad de agua disponible para la rehidratación de los tejidos de la semilla durante la germinación. En las semillas estamos tratando con la imbibición de agua por los coloides hidrofílicos, los coloides están caracterizados por los tamaños de las partículas en la fase de dispersión y la imbibición es una propiedad de los coloides los cuales están en forma de gel, aunque tienen una cierta rigidez (3).

Los gel que se dan en la naturaleza y en semillas particularmente son generalmente polielectrolíticas y contienen un gran número de grupos iónicos; las moléculas por si mismas son y contienen un gran número de grupos iónicos; las moléculas por si mismas son consideradas de peso elevado y por eso no se mueven libremente, es por esto posible considerar la inhibición de agua por estos polielectrolitos de acuerdo a las teorías del equilibrio de Donan, este tratamiento ha llevado a muchos autores a pensar que la inhibición como todo debe ser tratada como un caso especial de la Osmosis; y las fuerzas involucradas son las mismas que las involucradas en la ósmosis. Estos estudios consideran que parte del coloide que se hincha, debido a su inmovilidad, actúa como una membrana semipermeable y en conjunto forma un sistema osmótico (3).

En las semillas el componente principal que inhibe agua es la proteína pero otros componentes también los Mucilagos de varias especies contribuyen al hinchamiento, como lo hacen la Celulosa y las sustancias pépticas; almidón, por otro lado no se suma al hinchamiento total de toda la semilla, aun cuando grandes cantidades de éste se encuentren presentes. El almidón solo hinchará en presencia de un p_H muy ácido o con tratamientos a altas temperaturas condiciones que no ocurren en la naturaleza.

El hinchamiento de las semillas entonces de alguna de alguna manera, representa los materiales almacenado en las semillas, el hinchamiento de la semilla depende del p_H de la solución pero no sigue estrictamente el comportamiento esperado como si sólo los amofolitos estuvieran absorbiendo (3).

6.4. PRUEBAS DE VIABILIDAD DE LAS SEMILLAS

Existe cierta confusión con respecto al preciso significado de los que es Viabilidad, para muchos es sinónimo de capacidad germinativa de una semilla y la producción de una planta normal. En otros casos Viabilidad se toma como el grado al cual una semilla está viva,

metabólicamente activa, y posee enzimas capaces de catalizar las reacciones necesarias para la germinación y crecimiento. En este caso la viabilidad se refiere tanto a los tejidos como a la semilla completa en cualquiera de los dos casos la viabilidad tiene mayor probabilidad cuando la semilla esta dura, aunque las condiciones ambientales en la planta madre, no permitan la germinación. Conforme la madurez fisiológica deja d ser optima, las probabilidades de viabilidad disminuyen.

Existen muchas pruebas para determinar la viabilidad de una semilla, aquí discutiremos las siguientes pruebas (16):

6.4.1. Prueba de Germinación

Es él mas aceptado de todos los procedimientos actuales, pero tiene ciertas limitaciones y es un estimado únicamente.

Terminología. Para el analista germinación es: La emergencia y desarrollo a partir del embrión de la semilla de aquellas estructuras esenciales que, para el tipo de semilla de aquellas estructuras en cuestión, son indicativos de la habilidad para producir una planta normal bajo condiciones favorables.

Entonces, el analista busca la emergencia de una planta enbriónica que debe consistir de una raíz completa y un eje que tenga la capacidad de crecimiento normal bajo condiciones favorables (16).

6.4.1.1. Reglas para los procedimientos de las pruebas de germinación

Las reglas para las pruebas según la AOSA (asociación de Analistas Oficiales de Semilla) se dividen en 4 grupos: agrícolas, vegetales y hierbas, flores, y árboles y arbustos.

Cada tipo de semilla es enlistado de acuerdo a su nomenclatura científica y a su nombre común también. Luego aparece el sustrato medio germinativo, recomendado (platos de petri, arena o suelo, toallas de papel, papel secante o kimpac). El sustrato debe ser no tóxico para las semillas, libre de microorganismos y sus esporas libre de moho y que provea aireación y morada adecuada para la germinación. Las temperaturas recomendadas no deben variar más de un grado a la hora de realizarse el procedimiento un número de la columna de temperatura indica temperatura constante durante todo el periodo de prueba, dos números separados de 24 horas, la primera temperatura debe mantenerse por 16 horas y la segunda por 8 horas. Dos recomendaciones de temperatura separadas por un punto y coma son consideradas como alternativa es decir cualquiera de las dos puede ser la utilizada durante la prueba. El tiempo al que debe hacerse el primer conteo es una aproximación y se aceptan desviaciones de 1 a 3 días.

En este momento, el primer conteo el analista cuenta y descarta las semillas germinadas e inspecciona la prueba en busca de problemas como deficiencia de humedad o una infestación patógena. El conteo final debe realizarse el DIA indicado pues ya se ha proveído de suficiente tiempo para que hasta las semillas débiles germinen. Entonces se debe terminar la prueba con el conteo final (16).

Algunas semillas de ciertas especies necesitan tratamiento especial, lo que se enlista en las dos columnas de "Requerimientos Especiales" e incluyen promotores germinativos, luz y la adición de KNO_3 . La luz debe ser bien distribuida con una intensidad desde 810 hasta 1,620 lux, generalmente durante una parte de la prueba alrededor de 8 horas al día. El KNO_3 se usa en una concentración de 0.2 % para romper el estado de latencia en ciertas semillas. Ciertos tratamientos especiales para romper los estados de latencia son enlistados bajo la columna titulada Semillas frescas y Latentes. En la mayoría de los casos se dan instrucciones para preenfriamiento y luego la semilla es transferida a condiciones de óptima temperatura durante el

resto de la prueba. Aunque la humedad y la aireación no están dosificados en los métodos de germinación, suficiente humedad debe proveerse como para que la semilla se inhiba antes de que el agua se evapore. Una formula para determinar la humedad óptima es proveída en las reglas para probar semillas y recomienda humedad relativa en los germinadores y alrededor del 95% (16).

6.4.1.2. Prueba de Tetrazolium

Esta prueba es ampliamente reconocida como un medio preciso para estimar la viabilidad en las semillas. Muchas veces se refiere a ella como una prueba rápida ya que solo necesita de unas cuantas horas para su realización. Es extremadamente valioso para proveer la información inmediata para embarques de lotes de semilla sin tener que esperar la realización de pruebas de germinación. Es también valioso como técnica para estimar las razones en las cuales se da una pobre germinación (16).

A. Principio

Esta prueba distingue entre el tejido viable y el tejido muerto del embrión, sobre la base de que sus razones de respiración relativa son distintas en el estado hidratado.

La prueba utiliza la actividad de las deshidrogenasas como el índice de tasa de respiración y viabilidad de la semilla; estas enzimas reaccionan con los sustratos y liberan hidrógeno para ser oxidado, las soluciones de las sales de tetrazolium son incoloras pero al ser reducidas por el hidrógeno se transforman en formas de color rojo. La viabilidad de la semilla se interpreta de acuerdo al modelo topográfico que presenta la coloración del embrión y la intensidad de la misma.

B. Procedimiento

Las semillas primero inhibidas en un sustrato de agua para permitir la completa hidratación de todos los tejidos; para aplicar la solución de tetrazolium en ciertas especies es necesario hacer punciones o cortaduras; después de la hidratación las semillas son colocadas en la solución de tetrazolium a 35°C para una coloración completa, este proceso dura aproximadamente 2 horas; posteriormente se bissecta la semilla a través del embrión y se analiza la coloración (16).

C. Valuación

A pesar de que los tejidos vivos de la semilla se coloran rojos la interpretación de los resultados para considerar la viabilidad, requiere habilidad y experiencia. Tejidos sanos del embrión absorben el tetrazolium lentamente y desarrollan un color más claro que los tejidos magullados, viejos, congelados o alterados de otra manera.

El analista experimentado aprende a distinguir entre las semillas capaces de producir plantas normales y aquellas que se manchan anormalmente; esta prueba es a veces llamada prueba topográfica de tetrazolium, porque el modelo o topografía de la mancha es importante para su interpretación; muchas no están completamente muertas o completamente vivas, el modelo de coloración revela que las áreas en donde el embrión está vivo o muerto y esto capacita al analista para determinar la viabilidad las áreas de división celular del embrión son las más importantes durante la germinación, y si no están coloreadas o anormalmente coloreadas, el potencial de germinación se debilita; por lo anterior el analista debe familiarizarse con las áreas cruciales de la división celular (16).

Otros factores que se deben observar cuidadosamente son la turgencia de los tejidos, fracturas y magulladuras y cavidades producidas por insectos.

D. Ventajas y Desventajas

La ventaja más obvia es la rapidez de la prueba, además que es igualmente útil para semillas en estado latente o no, aunque algunos consideren esto una desventaja si no se usa combinada con una prueba de germinación así la prueba indica el porcentaje de germinación inmediata y la prueba de tetrazolium el porcentaje de semillas vivas y la diferencia entre ambas el porcentaje de semillas en estado latente.

La principal desventaja, la dificultad y experiencia necesarias para interpretar la prueba correctamente; y además ciertas agencias de certificación de semilla no se aceptan los resultados de esta prueba (16).

6.4.2. Otras pruebas Bioquímicas para Viabilidad de Semilla

6.4.2.1. Método de Coloración Vital

El principio de este método es la diferencia de coloración del tejido vivo y el tejido muerto cuando son expuestos a ciertos tintes; Un método uso ácido sulfúrico más recientemente, carmina de indio y otras anilinas han sido utilizadas; estos tintes colorean el tejido muerto azul, pero son incapaces de penetrar el tejido vivo, estos métodos son muy útiles principalmente en semillas de árboles forestales (16).

6.4.2.2. Métodos de Actividad Enzimática

Estos miden la actividad enzimática de semillas inhibidas como indicador de su viabilidad se han medido las enzimas hidrolíticas como lipasas, distasas y amilasas, otro grupo de enzimas medidas ha sido las desmolosas que se dividen en dos grupos; las oxidasas (catalasas y peroxidasas) y las deshidrogenasas (deshidrasas); todas están incluidas en el proceso de respiración y por lo tanto correlacionadas con la viabilidad de la semilla (16).

6.4.2.3. Método de Oxidasas

A. Catalasas

Algunos trabajos han utilizado los contenidos de catalasa en las semillas y han estimado su viabilidad, aunque no crecen así la actividad de las catalasas varía durante el proceso de germinación, se han reportado niveles mayores de catalasa en semillas inmaduras, que en semillas maduras; por lo anterior y debido a la probabilidad de error en este método complicado lo hace poco confiable (16).

B. Peroxidasa

Los contenidos de peroxidasa parecen mejor correlacionados con la viabilidad; Macharge usó una técnica en la cual el indicador era guayacol, el cual en presencia de H_2O_2 se transforma en tetraguayocoquina, que es azul; se hacía un pretratamiento de las semillas con H_2O_2 luego se molían las semillas y se hacían determinaciones colorimétricas; se obtuvieron resultados cercanos a las pruebas de germinación. Brucher utilizó un método similar en el cual la semilla no se molía el empapo las semillas por doce horas en una mezcla de guayacol y benzidina en diluciones al 10% de soluciones saturadas de alcohol y luego tratadas con un reagente, este método permitió la evaluación de cada semilla por separado y los resultados fueron muy similares a los de la prueba de germinación; la desventaja de estos métodos es que el color desaparece rápidamente.

Se ha encontrado que las oxidasas desaparecen gradualmente de las semillas maduras por lo que son inapropiadas para pruebas de viabilidad (16).

C. Pruebas de Actividad de Deshidrogenasas

Estas pruebas se basan en los cambios de color de ciertas sustancias dependiendo si están oxidadas o reducidas; la prueba tetrazolium es el mejor ejemplo de éstas, existe una prueba con

azul de metileno, que debe cambiar a metiendo incoloro, pero la prueba debe realizarse en vacío y un ambiente estéril, por que si no el azul de metileno, (que debe cambiara metileno incoloro) se oxida y se mantiene azul. Otra prueba utiliza la reducción de dinotrobenceno a un compuesto de nitrofenilhidroxilamina en presencia de amonio, que es rápida pero venenosa y la coloración desaparece rápido. El método ese (emparar) se limita a estos sencillos pasos:

a. Método Selenita: Se basa en la reducción de las sales de selenio que son incoloras a selenio elemental que es rojo debido a la actividad de deshidrogenasas de células vivas; el método usual es emparar las semillas de 24 a 48 horas a 20-30° C luego son lavadas y se hace un análisis colorimétrico así: si los embriones se colorean completa e intensivamente de rojo son germinables; si están coloreados levemente a intensivo con manchas pálidas son germinables; y si están coloreados tenuemente a incoloreados con manchas que suman mas de la tercera parte de la superficie no son germinables; una desventaja de éste método es que los gases liberados son venenosos (16).

b. Prueba de Cloruro Férrico para daño Mecánico: Las semillas dañadas mecánicamente se colorean de negro cuando son sumergidas en una solución FCL_3 al 20% durante 15 minutos; es un test sencillo y rápido que permite el ajuste de la maquinaria inmediatamente.

c. Prueba de Acetato Indoxílico

i. Para daño en el Pericarpio: Es una prueba rápida de laboratorio que revela daño en el pericarpio, en la soya y semillas de otras leguminosas de colores pálidos las semillas se empapan durante 10 segundos en una solución de acetato indoxílico al 10.1 % en 95% de amoniaco y se deja secar al aire; las lesiones se colorean verde púrpura y son fácilmente notadas (16).

6.4.2.4. Pruebas de Conductividad

Estas pruebas se basan en la diferencia de conductividad que tienen los tejidos vivos y muertos de una semilla se encontró que remojando una muestra de semillas durante varias horas bajo temperaturas controladas y midiendo la conductividad de la solución se refleja el nivel general de viabilidad de la muestra de semilla. Las pruebas de conductividad se basan en la premisa de que al aumentar el deterioro de la semilla, la membrana celular se vuelve menos rígida y menos permeable, al agua permitiendo que el contenido de la célula al agua, permitiendo que el contenido de la célula escape a la solución y su conductividad eléctrica aumenta en el pasado estas pruebas tenían la desventaja de ser una prueba de gran tamaño donde 50 a 100 semillas eran remojadas al mismo tiempo y donde se obtenía una conductividad de todas las semillas recientemente, un instrumento comercial se ha desarrollado el cual provee indicación rápida acerca de la viabilidad de grupos de semillas y da sofisticación al concepto de prueba de conductividad, mejorando el valor y grado de confianza de los resultados de la prueba sin embargo aun quedan dudas acerca de la confiabilidad de los resultados de la prueba en un rango de mediana calidad (16).

6.4.2.5. Prueba de Embrión Cortado

Es una prueba que provee una forma única de encontrar la viabilidad de una semilla que puede reducir enormemente el tiempo requerido para estimar la viabilidad de una semilla latente; es particularmente utilizado con semillas de especies de árboles madereros par a las cuales el tiempo de estimación de viabilidad puede reducirse drásticamente.

La mayoría de la investigación original de ésta técnica fue realizada por Flemion (1936, 1938, 1941 y 1948) En el instituto Boyce Thompson; ella observó que si dichos embriones de semillas latentes eran cuidadosamente removidos sin dañarlos y puestas en un papel filtro

húmedo bajo condiciones favorables, estos prontamente crecerían y se volverían verdes. Cuando la latencia del embrión ocurría el crecimiento era lento aunque mucho más rápido que el de la semilla intacta donde existía la semilla extremadamente latente no había crecimiento, aun en este último caso la latencia es mas fácilmente superada cuando el embrión es transplantado, que al quedar intacto (16).

Este método es especialmente valioso con semillas de árboles y arbustos en las cuales la latencia es un problema importante al evaluar la viabilidad de la semilla y también cuando la germinación dura hasta seis meses. Los laboratorios que prueban cantidades considerables de semillas de arbustos y árboles rutinariamente utilizan éste método de prueba; sin embargo una prueba estándar de germinación puede llevarse a cabo para comprobar los resultados.

Una desventaja de éste método es el alto grado de habilidad y tiempo que se requiere para prepararlos embriones para prueba debe tenerse mucho cuidado para evitar dañar el embrión durante la trasplantación. Otra desventaja es que la prueba no revela daños en el embrión, aparte del daño en la raíz y eje de crecimiento donde puede detenerse la geminación normal de la semilla (16).

6.4.2.6. Prueba de Rayos X

Aunque esta no es una prueba de viabilidad provee información que puede ser referente a ésta, puede declarar deficiencias morfológicas que indican potencial estructural para viabilidad sin embargo al usar diferentes tejidos vivos y muertos, con diferentes capacidades de absorción pueden usarse para distinguir la viabilidad de la semilla.

El más beneficioso uso de los rayos X en pruebas de semillas es que se obtienen una indicación rápida de estructura anormal o daño mecánico que puede impedir la germinación.

Probablemente la mayoría con rayos X se ha hecho en semillas de remolacha dulce y árboles de bosque, en ambos casos es particularmente útil ya que revela la estructura interna de la semilla, dentro de la dura capacidad de ésta y muestra deficiencias en el desarrollo como fracturas mecánicas. AOSA hizo un manual de pruebas de rayos X para semillas (1975) (16).

6.4.2.7. Prueba de Ácidos Grasos Libres

La degradación de las grasas durante la germinación ya se discutió reacciones de degradación similares puede ocurrir mientras la semilla se deteriora, especialmente bajo niveles de humedad alta, temperaturas altas, e infestación de microorganismos, resultado en la formación de ácidos grasos libres (16).

7. OBJETIVOS

7.1 General

Establecer el período de latencia y viabilidad de la semilla en diferentes especies de bledo (Amaranthus sp.) .

7.2. Específicos

- Determinar cual es el período normal de latencia de la semilla en 4 especies de Bledo (Amaranthus sp.) .
- Determinar la viabilidad de la semilla en las 4 especies de Bledo (Amaranthus sp.) .

8. HIPÓTESIS

8.1. Se considera que todos los tratamientos van a responder de igual manera y el período de latencia y de viabilidad de la semilla será igual para todos los tratamientos.

8.2. Se considera que por lo menos un tratamiento será diferente a los demás y el período de latencia y de viabilidad de la semilla tendrá alguna diferencia entre los distintos tratamientos.

9. METODOLOGIA

9.1. DESCRIPCIÓN DEL ÁREA EXPERIMENTAL

9.1.1. Localización Geográfica

El ensayo se realizó en el Centro Experimental de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala, localizada al sur de la Ciudad Capital, la cual se encuentra ubicada a una Latitud norte de 14° 35' 11" y una Longitud oeste de 90°31'58".

El área experimental se encuentra a una altitud de 1,502 m.s.n.m., con una temperatura media anual de 18.7°C. y de acuerdo a Holdrige, mencionado por Estrada (6), esta área predomina la zona ecológica Bosque sub-tropical seco (6), además posee una precipitación media anual de 1,048 mm.

El área según Simons, mencionado por Méndez (12) pertenece a la serie de suelos Guatemala, con una textura franco-arcillo-arenosa en los primeros 25 centímetros de profundidad (12).

Según Aguilar Morán, mencionada por Morales (13), la misma localización mencionada posee material madre como sigue: Ceniza Volcánica color claro, relieve casi plano, drenaje interno bueno, textura y consistencia franco-arcillosa, friable, peligro de erosión baja, fertilidad natural alta; además posee 16 ppm. de Nitrógeno, 35 ppm. de fósforo, 370 de potasio, 16 meg./100 grs. de calcio. La humedad relativa es de 79%, la evaporación media de 4.1, insolación media de 6.6, velocidad media del viento de 15.4, con una dirección de N.N.E. (13).

9.2. MATERIALES A UTILIZAR

- Semilla 637 (*Amaranthus caudatus*) verde (fac. Agro.) (Trat. B.)
- Semilla 23206 (INCAP) (TARAT.A)

- Semilla 747 (Fac. Agro.) (TRAT. C.)
- Semilla HS (Sololá) (TRAT. D.)
- Cámara Germinativa
- Bandejas de metal
- Cajas de Madera
- Colador de cocina
- Diafanoscopio
- Bolsas de Papel
- Botes de 1 libra
- Agua destilada
- Tierra
- Tamiz
- Papel Absorbente
- Agua desionizada
- Rociador
- Cubetas
- Herramientas de trabajo de campo (pala, piocha, etc.)
- Formaldehido al 10%
- Lápiz, maskin tape, regla, papel bond, etc.

9.3. METODOLOGIA EXPERIMENTAL

Se usaron 4 especies de bleado, cada una se identificó literalmente como sigue: El tratamiento A fue la semilla 23206 INCAP, de color rojizo oscuro; El tratamiento B fue la semilla 637 o *Amaranthus Caudatus* verde, semilla de color oscuro; El tratamiento C o semilla 747 de la

Facultad de Agronomía semilla de color oscuro; El tratamiento D o semilla HS de Sololá, de color amarillento claro.

Cada prueba se hizo en dos ambientes:

9.3.1. En ambiente controlado utilizando Cámara Germinativa, a una temperatura de 26.6°C y la humedad Relativa alrededor de 95%; se utilizó un diseño completamente aleatorio, con cuatro tratamientos y cinco repeticiones; cada repetición tuvo 100 Semillas; se utilizaron bandejas con papel absorbente, cada bandeja representó a las 4 especies de bleo como se muestra en la figura 1.

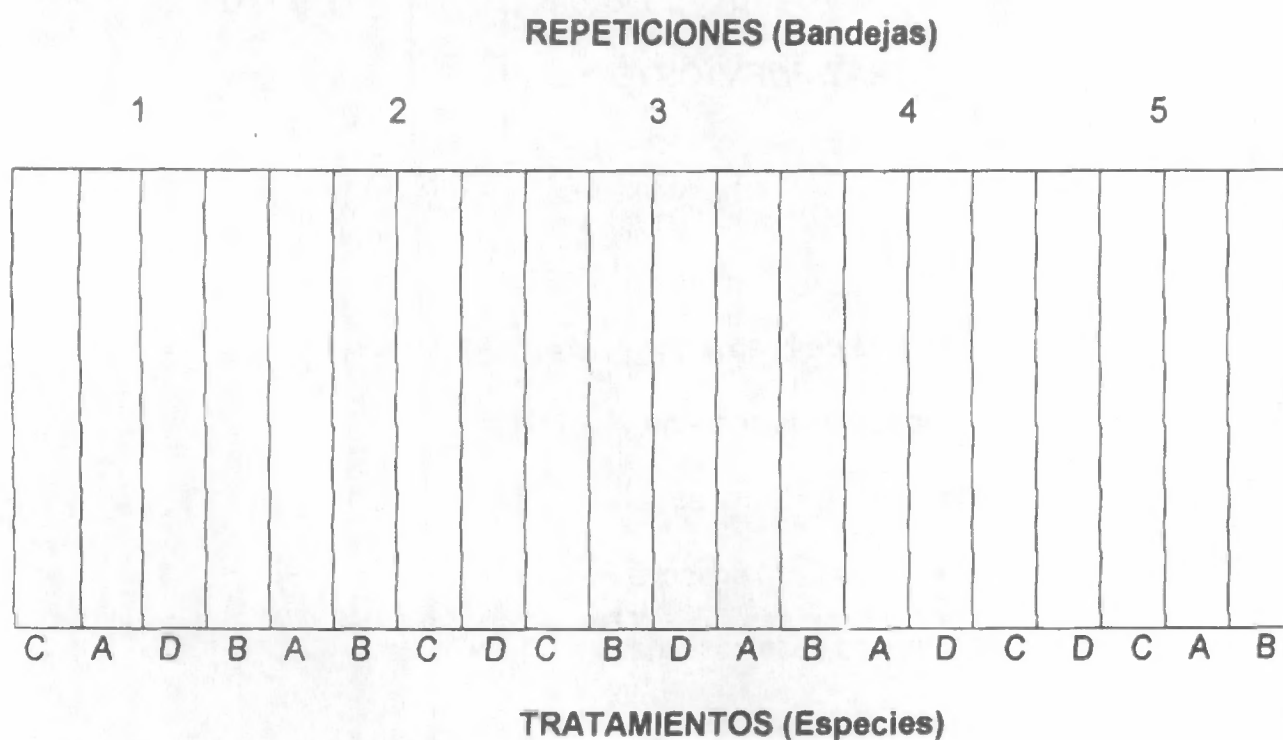


Figura 1. PRUEBA EN GERMINADOR

9.3.2 En ambiente natural, en el campo a una temperatura y humedad relativa ambiental se utilizó un Diseño de Bloques completos al Azar, con 4 tratamientos y 5 repeticiones, cada repetición tuvo 100 semillas, se utilizaron cajas de madera de 0.70 x 0.70 mts. con tierra, cada caja representa a las cuatro especies de bleo; como se muestra la figura 2.

REPETICIONES (Cajas)

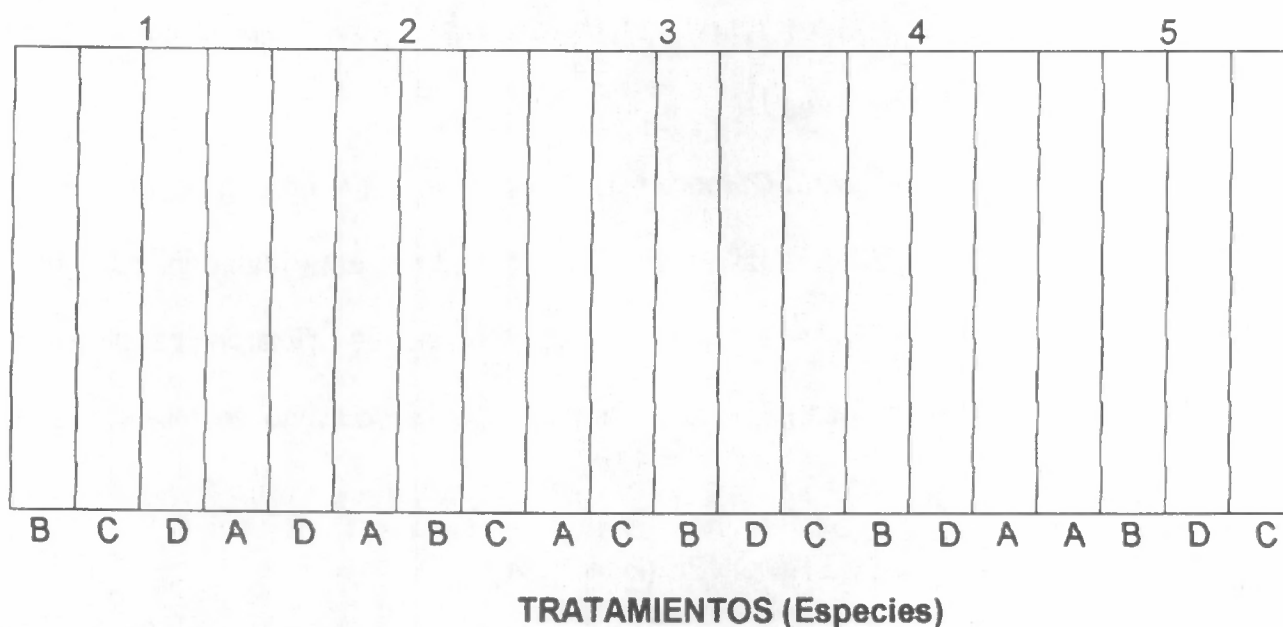


Figura 2. PRUEBA EN CAJAS

Se hicieron pruebas de germinación:

Prueba 1: a los 35 días después de la cosecha

Prueba 2: a los 50 días después de la cosecha

Prueba 3: a los 80 días después de la cosecha

Prueba 4: a los 140 días después de la cosecha

Prueba 5: a los 200 días después de la cosecha

Prueba 6: a los 260 días después de la cosecha

9.4. MANEJO DEL EXPERIMENTO

El experimento se inició en el momento en que el material a utilizar, llegó del lugar de procedencia; dicho material vino en inflorescencia, por tal motivo fue necesario aporrearlo y separar así la semilla, de la planta.

Se usó un colador de cocina para quitar la cascarilla de la semilla para luego utilizar el diafanoscopio, el cual se utilizó para el conteo de las semillas; éstas se almacenaron en bolsas de papel y en cada bolsa se pusieron 100 semillas debidamente clasificadas según su variedad, cada variedad era un tratamiento.

Cada prueba incluyó una siembra en germinador y otra en caja. Al momento de sembrar en cada prueba se utilizaron 100 semillas para cada repetición, si se toma en consideración que fueron 5 repeticiones, da un total de 500 semillas por variedad, para la siembra en germinador y 500 semillas por variedad para la siembra en cajas; para un total de 1,000 semillas por variedad en cada prueba de germinación.

El germinador se desinfectó con agua destilada y formaldehído al 10%, y en las cajas se trabajó con tierra en condiciones normales de campo, para que el experimento fuera apegado mas a la realidad.

9.5. DATOS A TOMAR

9.5.1. En cámara Germinativa

- Días de germinación
- % de germinación

9.5.2. En el Campo

- Días de germinación
- % de Germinación
- Se tomaron diariamente la Humedad relativa del ambiente y la temperatura.

9.6. ANÁLISIS DE DATOS

Los datos obtenidos en la cámara germinativa y en el campo, se sometieron a un análisis de varianza por separado, además a un análisis de correlación entre las diferentes pruebas que se realizaron.

9.7. MODELO ESTADÍSTICO

$$Y_{ij} = U + T_i + E_{ij}$$

$$i = 1, 2, 3, \dots, T$$

$$j = 1, 2, 3, \dots, r$$

Y_{ij} = Variable respuesta de la i_j -ésima unidad experimental

U = Efecto de la media general

T_i = Efecto del i -ésimo tratamiento

E_{ij} = Efecto del error experimental asociado a la i_j -ésima unidad experimental

La información se analizó mediante análisis de varianza y prueba de Tukey al 0.05 en los casos significativos.

9.8 CRONOGRAMA DE ACTIVIDADES

Se programó iniciar las pruebas de germinación de la semilla de bledo (*Amaranthus sp*), y con ellas la realización de la siembra, como se muestra en el cuadro 3.

Cuadro 3 CRONOGRAMA DE ACTIVIDADES

Prueba de Germinación	Fecha de Realización	Otras Actividades
1	10-12-87	<ul style="list-style-type: none"> - cada 2 días durante 10 días se tomaron medidas de longitud de radícula y plúmula (germinador). - Cada 3 días hasta 15 días después de la germinación, se tomaron medidas de altura de la planta (en el campo). - Se tomaron datos sobre días a germinación y porcentaje de germinación, para ambos casos.
2	25-12-87	
3	25-1-88	
4	25-3-88	
5	25-5-88	
6	25-7-88	

10. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

10.1. INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

Según figuras de la 3 a la 16 la semilla tiene una latencia normal de tipo fisiológica, que empieza a romperse a partir de los 140-260 días ya que en ambos medios de germinación. El porcentaje de germinación fue mayor del 50%; el hecho de que exista diferencia significativa entre variedades, para el porcentaje de germinación en todas las pruebas, indica que la duración de la latencia es de tipo genético y muestra variabilidad dentro de una misma variedad.

Lo anterior se ilustra al observar que la variedad B y D desde los 35 días después de la cosecha presentan los más altos porcentajes de germinación, aún sin alcanzar el 50% mientras que la variedad A siempre presentó el menor porcentaje de germinación en todas las pruebas e incluso a los 200 días presentó el menor valor de 54.8%, mientras que B y D alcanzaron 73% y 76% de germinación respectivamente.

En el caso de la germinación a medio ambiente, la misma tendencia se observa en condiciones controladas cuyos valores de A no sobrepasan el 30% en todas las pruebas; mientras que B y D alcanzan porcentajes de 71.8% y 91% de germinación respectivamente.

Es importante resaltar que en todas las pruebas, los días a germinación varían entre 2 - 10 días en las pruebas de germinador, y entre 4 -24 días en las pruebas de cajas.

Los datos de campo y en germinador muestran que el mayor porcentaje de germinación sucede, en los primeros días, para todos los casos la variabilidad observada en todas las variedades es de efecto ambiental, que puede considerarse no significativo.

Las diferencias de germinación a primeros días, en cuanto a germinador y cajas, mostró que las condiciones ambientales representan una alta significancia, ya que en germinador se dan las condiciones ideales de germinación, mientras que en condiciones normales de campo influye, la madurez fisiológica, factores hereditarios, la temperatura, la humedad, la intensidad de la luz,

los inhibidores, las condiciones físicas y químicas de la semilla; como la dureza, impermeabilidad del pericarpio, causada por factores genéticos y ambientales.

Las causas de viabilidad de la semilla, se mantiene mejor en condiciones bajo las cuales la actividad metabólica de la semilla está reducida grandemente, es decir bajas temperaturas y altas concentraciones de CO₂.

10.1.1. EN CÁMARA GERMINATIVA

10.1.1.1. DÍAS A GERMINACIÓN

A. Primera Prueba (35 días después de cosechar)

Los días a germinación en ésta prueba no se pueden determinar, puesto que no se llegó a un promedio mayor del 10% de germinación en ninguna variedad, apareciendo las primeras semillas germinadas a los 4 días después de sembrar. El tratamiento que mejor resultado mostró fue el "D" con 7.4% de germinación, en segundo lugar el tratamiento "B" con 4% de germinación, luego el tratamiento "C" con 1% de germinación, y por último, el tratamiento "A" con apenas el 0.6% de germinación, como se muestra en la figura 3.

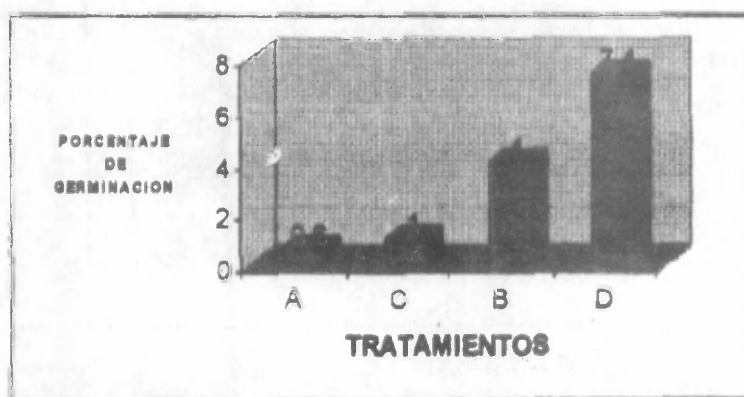


Figura 3 PORCENTAJE DE GERMINACION
PRIMERA PRUEBA

B. Segunda Prueba (50 días después de cosechar)

Los días a germinación en esta prueba tampoco se pueden determinar aunque el promedio mayor subió a 15.4% de germinación en la variedad "D", apareciendo las primeras semillas germinadas a los 4 días después de la siembra. El tratamiento "B", alcanzó un 10.8% de germinación, luego el tratamiento "C" con 3% de germinación y por último el tratamiento "A" con sólo 0.4% de germinación, como se muestra en la figura 4.

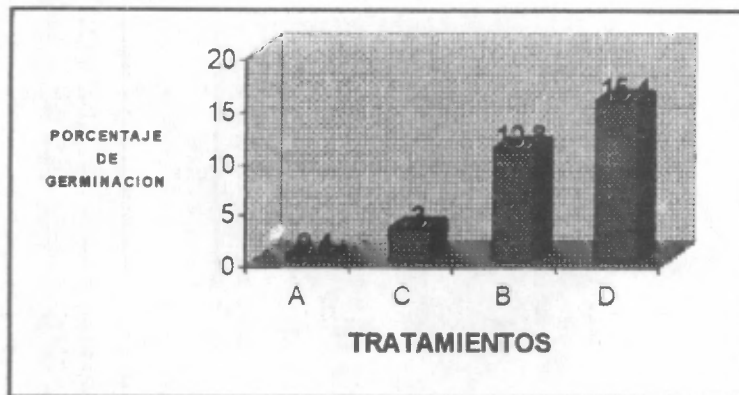


Figura 4 PORCENTAJE DE GERMINACION
SEGUNDA PRUEBA

C. Tercera Prueba (80 días después de cosechar)

En esta prueba tampoco se pueden determinar los días a germinación, puesto que el promedio mayor fue de 17.8% de germinación en la variedad "D", nuevamente las primeras semillas germinadas fue a los 4 días después de la siembra.

Tal como en la anteriores pruebas el tratamiento "B" le siguió a la variedad "D", con 10.4% de germinación, luego el tratamiento "C" con 6.4% de germinación y por último el tratamiento "A" con sólo 2.2% de germinación, como se muestra en la figura 5.

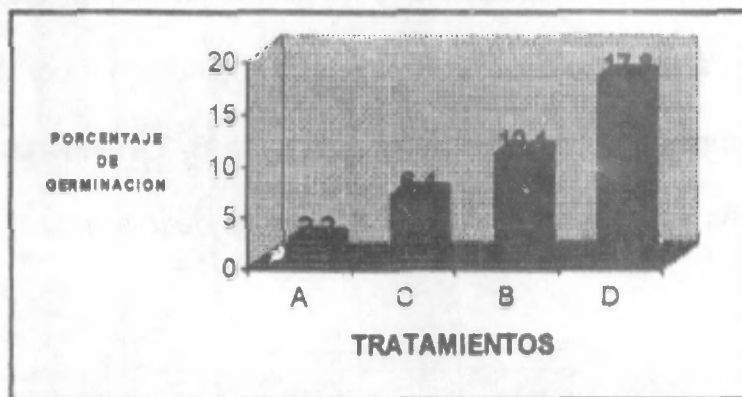


Figura 5 PORCENTAJE DE GERMINACION
TERCERA PRUEBA

D. Cuarta prueba (140 días después de cosechar)

En esta prueba se pudo determinar los días a germinación, puesto que desde el primer día de toma de datos, (dos días después de la siembra) ya había germinado la variedad "D" que fue la que mejor se comportó con un porcentaje promedio de 91% de semillas germinadas. Según se pudo comprobar, cuando la semilla germina lo hace en su mayoría y las que no germinan raramente lo hacen después, al menos en el tiempo que duró la toma de datos, que fue de 10 días. Esto se corrobora con el tratamiento "B" que alcanzó un promedio de 71.8% de germinación que también había germinado al primer día de toma de datos y no varió en nada, durante los 10 días siguientes, pues mantuvo el mismo porcentaje. En cuanto a los tratamientos "C" y "A" los días a germinación no se pueden determinar puesto que no alcanzaron el 50% necesario, aún así, el que mejor respondió fue el tratamiento "C" con 35.4% de germinación y por último el tratamiento "A", con 19% de germinación, como se muestra en la figura 6. Es importante resaltar que las primeras semillas germinadas aparecieron a los 2 días después de la siembra.

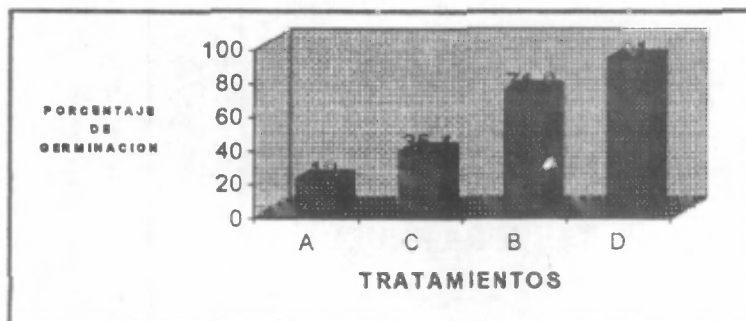


Figura 6 PORCENTAJE DE GERMINACION
CUARTA PRUEBA

E. Quinta Prueba (200 días después de cosechar)

Los resultados de esta prueba debe tomarse con reserva, ya que por alguna causa la tendencia de la germinación varió respecto a la cuarta prueba; lo anormal es que las primeras semillas germinaron a los 6 días y el mejor tratamiento que fue la variedad "D", sólo alcanzó un 39.4% de germinación, la variedad "B" tuvo un 32.2%, el tratamiento "C" 11% y la variedad "A" solo un 6.4% de germinación, como se muestra en la figura 7.

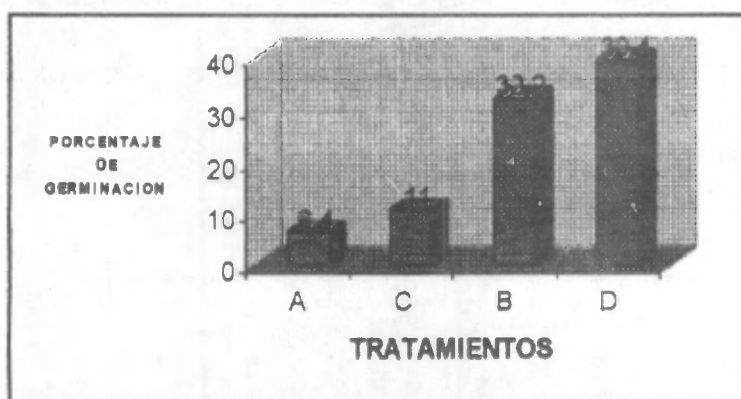


Figura 7 PORCENTAJE DE GERMINACION
QUINTA PRUEBA

F. Sexta Prueba (260 días después de cosechar)

En esta prueba nuevamente se pudo determinar los días a germinación, ya que desde el primer día de toma de datos (dos días después de la siembra), ya había germinado el tratamiento "B" y "D" que fueron los que mejor se comportaron, con un promedio de germinación del 73.4% y 73.2% respectivamente.

Los otros tratamientos no alcanzaron el 50% necesario, pero aún así el tratamiento "C" alcanzó un 40% de germinación y por último el tratamiento "A" con un 27.6%, tal como se muestra en la figura 8. Aquí sucedió lo mismo que en los anteriores, que germinaban en su mayoría desde el primer día de toma de datos. Es importante resaltar que las primeras semillas germinadas aparecieron a los 2 días después de la siembra.

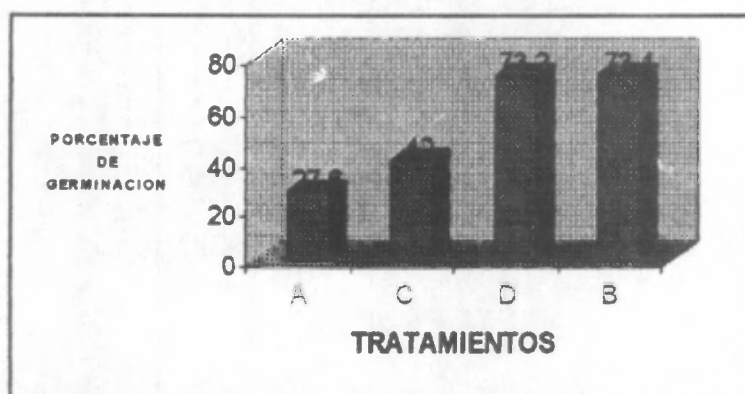


Figura 8 PORCENTAJE DE GERMINACION
SEXTA PRUEBA

10.1.1.2. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN EN GERMINADOR

Un análisis general de los resultados obtenidos en cada prueba muestra que, la semilla de bleo en condiciones de la cámara germinativa, su latencia aproximadamente a los 140 días después de cosechar, observándose que el rango de días a inicio de germinación varía de 2 a 6. La variedad "D" y "B" genéticamente tienen un período más corto de latencia, mientras que las variedades "C" y "A" son más tardías o tienen problemas de viabilidad de las semillas. Como se muestra en el cuadro 4 y en la figura 9.

Cuadro 4 ANALISIS GENERAL DE RESULTADOS EN GERMINADOR

No. de Prueba y días de siembra después de cosechar	Primer día de germinación	Rango, porcentaje de germinación	Clasificación de variedades
1 - 35	4	7.4 - 0.6	D, B, C, A
2 - 50	4	15.4 - 0.4	D, B, C, A
3 - 80	4	17.8 - 2.2	D, B, C, A
4 - 140	2	91 - 19	D, B, C, A
5 - 200	6	39.4 - 6.4	D, B, C, A
6 - 260	2	73.4 - 27.6	B, D, C, A

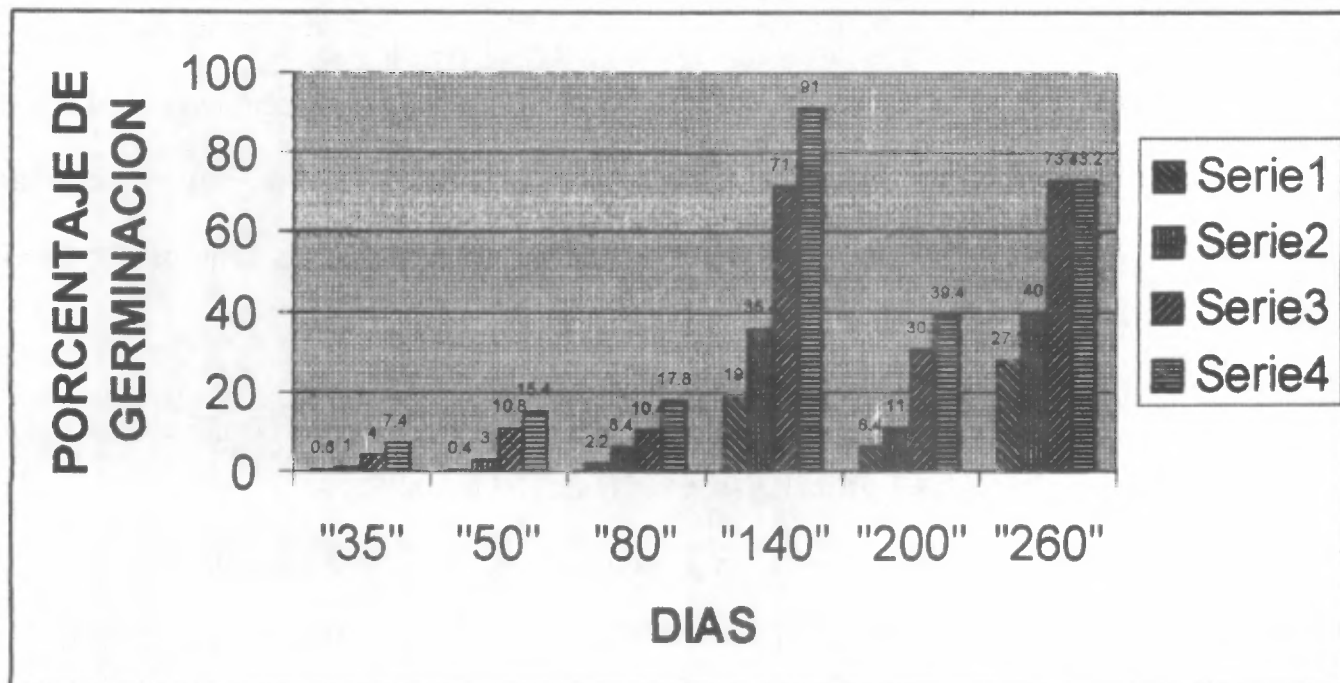


Figura 9 TIEMPO EN DIAS VRS % DE GERMINACION EN GERMINADOR

SERIE1	TRATAMIENTO A
SERIE2	TRATAMIENTO C
SERIE3	TRATAMIENTO B
SERIE4	TRATAMIENTO D

10.1.2 EN CAJAS

10.1.2.1. DÍAS A GERMINACIÓN

A. Primera Prueba (35 días de cosechar)

Los días a germinación no se pueden determinar, puesto que no se llegó a más de 12% de germinación en ninguna variedad, la variedad "D" tuvo un 10.6%, la variedad "B" 9.2%, la variedad "C" 5.2% y la variedad "A" 4%. Como se muestra en la figura 10. Es importante resaltar que las primeras semillas germinadas aparecieron a los 18 días después de la siembra.

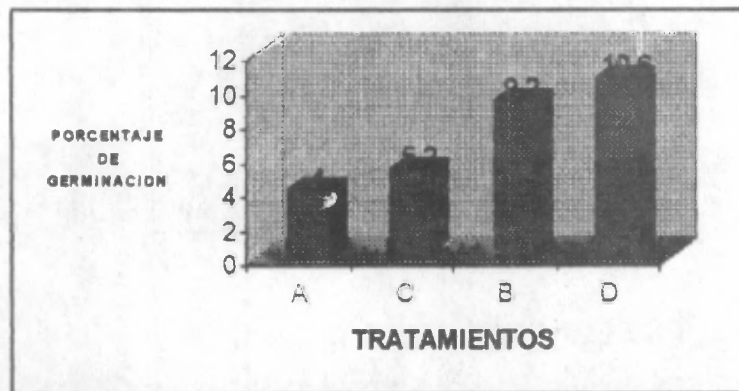


Figura 10 PORCENTAJE DE GERMINACION

PRIMERA PRUEBA

B. Segunda Prueba (50 días después de cosechar)

Los días a germinación tampoco se pueden determinar, ya que no se llegó a más del 20% de germinación en ninguna variedad. Las variedades se comportaron en su orden así: la variedad "D" 18.6%, la variedad "B" 17.2%, la variedad "C" 11.2% y la variedad "A" 9.2% de germinación, como se muestra en la figura 11. Las primeras semillas germinadas aparecieron a los 17 días después de la siembra.

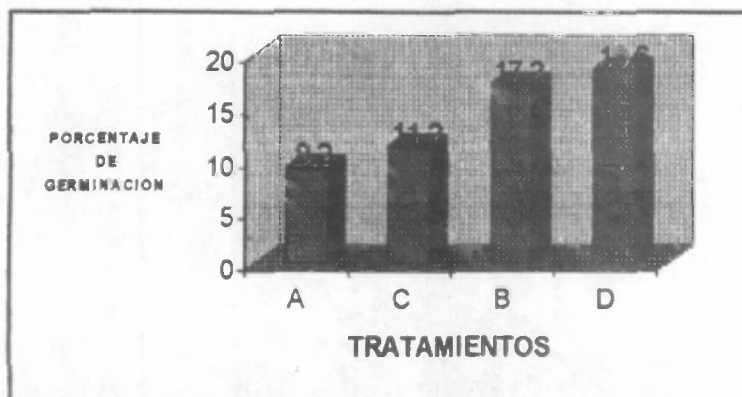


Figura 11 PORCENTAJE DE GERMINACION
SEGUNDA PRUEBA

C. Tercera Prueba (80 días después de cosechar)

En esta prueba los días a germinación tampoco se pueden determinar, puesto que no se llegó a más del 15% de germinación en ninguna variedad, nuevamente la variedad "B" y "D" mostraron los más altos porcentajes de germinación con 12.6% y 12% de germinación respectivamente, como se muestra en la figura 12. Es importante resaltar que las primeras semillas germinadas aparecieron a los 13 días después de la siembra.

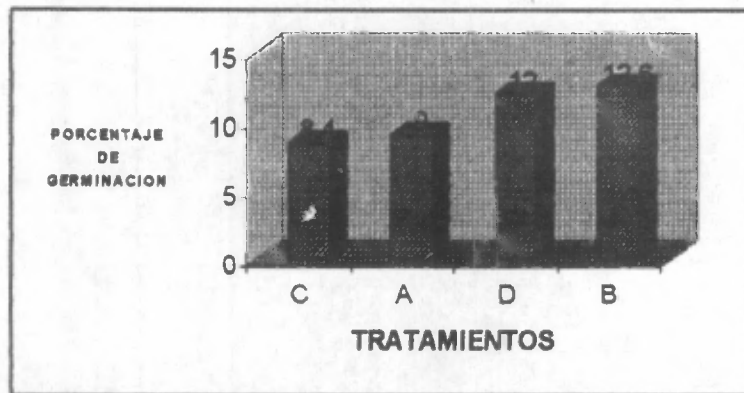


Figura 12 PORCENTAJE DE GERMINACION
TERCERA PRUEBA

D. Cuarta Prueba (140 días después de cosechar)

En esta prueba ya se pudo determinar los días a germinación, puesto que desde el segundo día de toma de datos (seis días después de la siembra) ya había semillas germinadas, aunque no en el porcentaje necesario para que sean tomadas en cuenta; fue hasta quince días después de la siembra, que el tratamiento "D" dio un promedio de 50% de semillas germinadas.

Al séptimo día de toma de datos (veintiun días después de la siembra) el tratamiento "D" alcanzó un promedio de germinación del 55% y el tratamiento "B" un promedio de germinación del 53.4%, los demás tratamientos no alcanzaron el 30% en promedio de germinación, como se muestra en la figura 13. Es importante resaltar que las primeras semillas germinadas aparecieron a los 6 días después de la siembra.

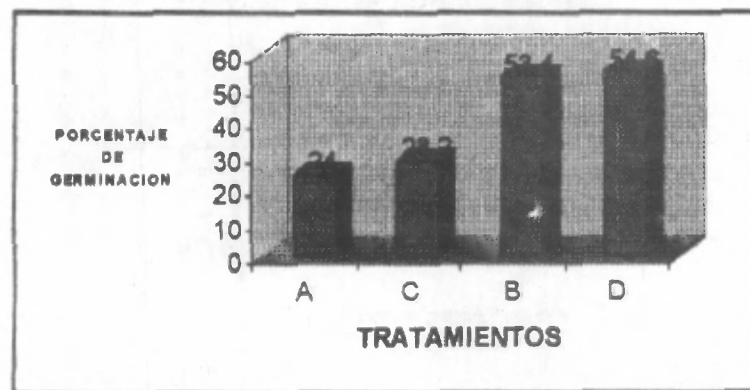


Figura 13 PORCENTAJE DE GERMINACION
CUARTA PRUEBA

E. Quinta Prueba (200 días después de cosechar)

En esta prueba también se pudo determinar los días a germinación, ya que desde el primer día de toma de datos (tres días después de la siembra) ya existían semillas germinadas, aunque no en el porcentaje necesario para ser tomadas en cuenta; fue hasta el día tres de toma de datos (nueve días después de la siembra) que encontramos el tratamiento "D" con un promedio de germinación del 57%, el tratamiento "B" con un promedio de 55% de germinación, los demás tratamientos no alcanzaron el 50% de germinación necesarias.

El día cuarto de tomas de datos (doce días después de la siembra), tratamiento "D" tenía un promedio de germinación de 67% y el tratamiento "B" un promedio de 65% de semillas germinadas, los demás tratamientos no alcanzaron el 50% necesario de germinación en promedio.

El día quinto de toma de datos (quince días después de la siembra), el tratamiento "B" tenía un promedio de germinación del 73.2 %, el tratamiento "D" un promedio del 73% de germinación; el tratamiento "C" un promedio del 50% de semillas germinadas y el tratamiento "A" un promedio 50.2% de germinación.

El día sexto de toma de datos (dieciocho días después de la siembra), el tratamiento "D" tenía un promedio de germinación del 77% el tratamiento "B" se quedó estancado con el promedio de 73%, el tratamiento "C" un promedio de germinación del 57% y el tratamiento "A" un promedio del 55% de germinación como se muestra en la figura 14. Es de resaltar que en esta prueba las primeras semillas germinadas aparecieron a los 3 días después de la siembra.

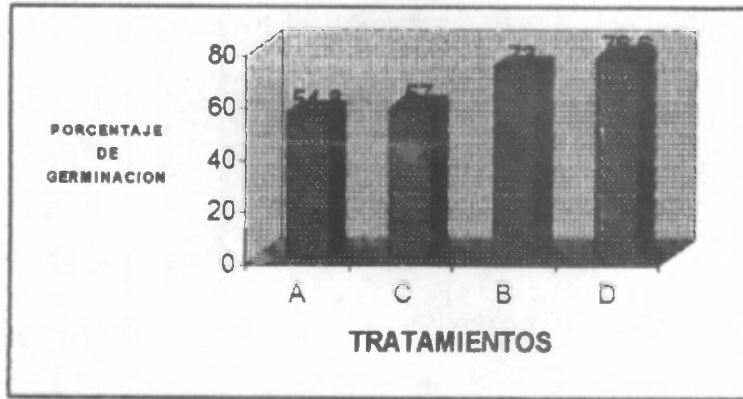


Figura 14 PORCENTAJE DE GERMINACION
QUINTA PRUEBA

F. Sexta prueba (260 días después de cosechar)

En esta prueba también se pudo determinar los días a germinación puesto que desde el tercer día de toma de datos (nueve días después de la siembra), ya existían semillas germinadas, aunque no en el porcentaje necesario para ser tomadas en cuenta; fue hasta el día sexto de toma de datos (dieciocho días después de la siembra), que encontramos el tratamiento "D" con un promedio de germinación del 59%, el tratamiento "B" con un promedio de germinación del 54%, los demás tratamientos no alcanzaron el 50% de semillas germinadas.

El día séptimo de toma de datos (veintiuno días después de la siembra), el tratamiento "D" tenía un promedio de germinación del 66% y el tratamiento "B" un promedio de 63%, los demás tratamientos no alcanzaron el 50% de promedio en su germinación.

El día octavo de toma de datos (veinticuatro días después de la siembra), el tratamiento "D" tenía un promedio de germinación del 67% y el tratamiento "B" un promedio de 65.4% de semillas germinadas; los demás tratamientos no alcanzaron el promedio de 50% de germinación, como se muestra la figura 15. Nuevamente en esta prueba las primeras semillas germinadas a los 9 días.

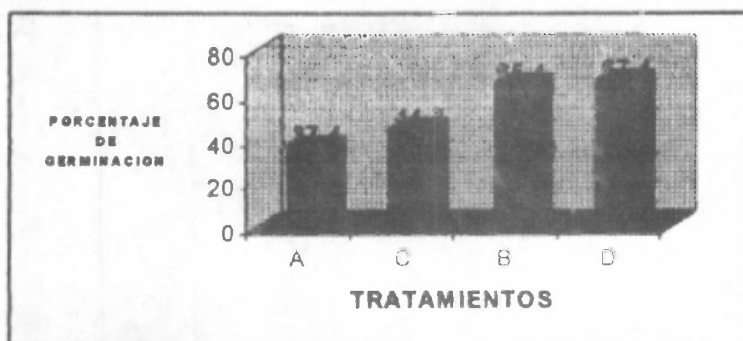


Figura 15 PORCENTAJE DE GERMINACION
SEXTA PRUEBA

10.1.2.2. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN EN CAJAS

Un análisis general de los resultados obtenidos en cada prueba nos muestra que la semilla de bleo en condiciones normales de campo, su latencia aproximadamente a los 200 días después de cosechar observándose que el rango de días a inicio de germinación varía de 3 a 18. La variedad "D" y "B" genéticamente tienen un período más corto de latencia mientras que las variedades "C" y "A" son más tardías o tienen problemas de viabilidad de la semilla. Ver cuadro 5 y figura 16.

Cuadro 5 ANALISIS GENERAL DE RESULTADOS EN CAJAS

No. de Prueba y días de siembra después de cosechar	Primer día de germinación	Rango, porcentaje de germinación	Clasificación de variedades
1 - 35	18	10.6 - 4	D, B, C, A
2 - 50	17	18.6 - 9.2	D, B, C, A
3 - 80	13	12.6 - 8.4	B, D, A, C
4 - 140	6	54.6 - 24	D, B, C, A
5 - 200	3	76.6 - 54.8	D, B, C, A
6 - 260	9	67.4 - 37.4	D, B, C, A

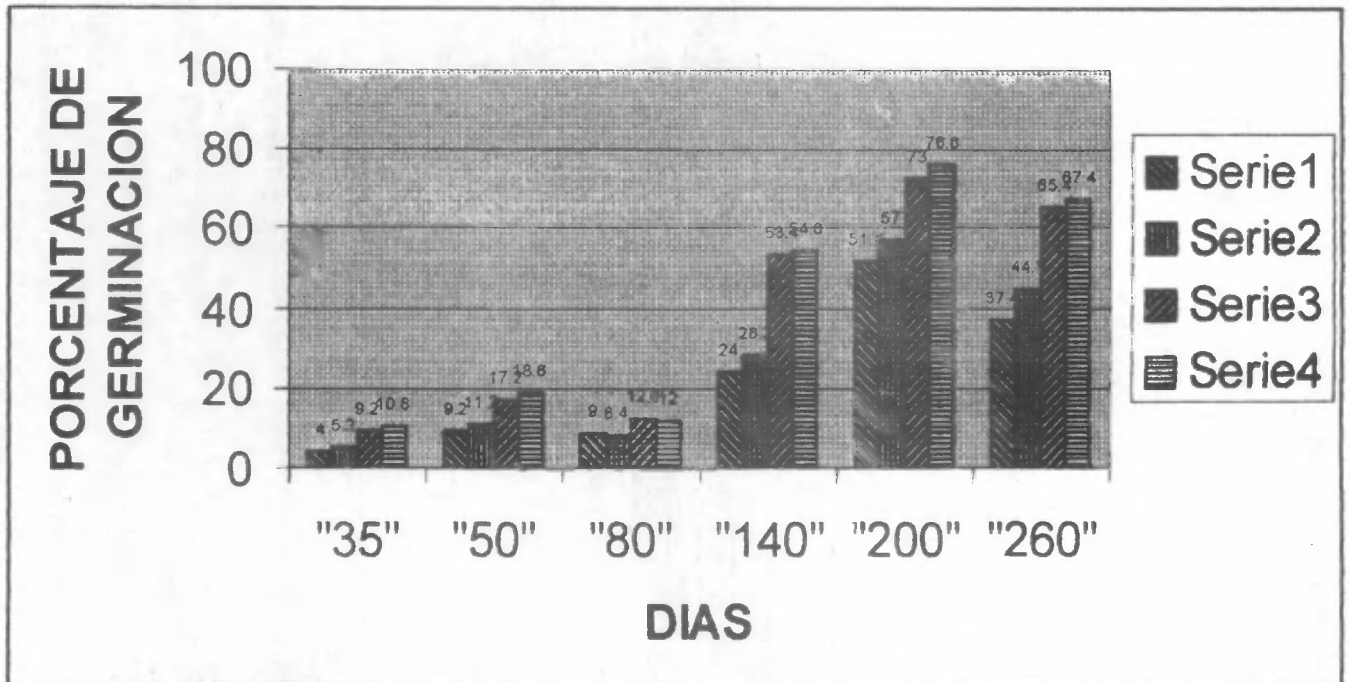


Figura 16 TIEMPO EN DIAS VRS. PORCENTAJE DE GERMINACION EN CAJAS

SERIE1	TRATAMIENTO A
SERIE2	TRATAMIENTO C
SERIE3	TRATAMIENTO B
SERIE4	TRATAMIENTO D

10.1.3. RESUMEN DE ANDEVAS EN GERMINADOR

En el cuadro 6 se dan los valores para la distribución de Fisher, F calculada y F tabulada de las variables.

Cuadro 6 RESUMEN DE ANDEVAS

Pruebas en Germinador (tiempo)

FUENTE DE VARIACIÓN	GL	F. CALCULADA						F. TABULADA	
		Prueba 1	Prueba 2	Prueba 3	Prueba 4	Prueba 5	Prueba 6	0.05	0.01
TRATAMIENTOS	3	11.65 **	7.54 **	17.12 **	98.23 **	109.24 **	131.02 **	2.122	2.921
ERROR	16								
TOTAL	19								
C.V. (%)		63.618	76.23	39.001	13.688	15.386	8.52		

** SIGNIFICATIVO EL 5%

N.S. No significativo

Valores para distribución de fisher, F calculada y F tabulada de las variables. Prueba 1 (35 días después de cosechar), prueba 2 (50 días), Prueba 3 (80 días), Prueba 4 (140 días), prueba 5 (200 días), y Prueba 6 (260 días) realizadas en cuatro diferentes especies de Amaranthus sp, en condiciones de los campos experimentales de la Facultad de Agronomía USAC 1987-1988.

10.1.4. RESUMEN DE ANDEVAS EN CAJAS

En el cuadro 7 se dan los valores, para la distribución de Fisher, F calculada y F tabulada de las variables.

Cuadro 7 RESUMEN DE ANDEVAS

Pruebas en Cajas (tiempo)

FUENTE DE VARIACIÓN	GL	F. CALCULADA						F. TABULADA	
		Prueba 1	Prueba 2	Prueba 3	Prueba 4	Prueba 5	Prueba 6	0.05	0.01
TRATAMIENTOS	3	5.13 **	2.86 ** 5%	1.21 N.S	78.64 **	6.02 **	28.59 **	2.12	2.921
ERROR	16								
TOTAL	19								
C.V. (%)		42.9	42.837	40.85	10.2	15.407	11.62		

** SIGNIFICATIVO AL 5%

N.S. No significativo

Valores para distribución de fisher, F calculada y F tabulada de las variables. Prueba 1 (35 días después de cosechar), prueba 2 (50 días), Prueba 3 (80 días), Prueba 4 (140 días), prueba 5 (200 días), y Prueba 6 (260 días) realizadas en cuatro diferentes especies de *Amaranthus* sp, en condiciones de los campos experimentales de la Facultad de Agronomía USAC 1987-1988.

10.1.5 RESUMEN DE MEDIAS EN GERMINADOR

A continuación en el cuadro 8, se muestran resultados de las medias obtenidas en germinador utilizando la Prueba de Tukey al 5%.

Cuadro 8 RESUMEN DE MEDIAS EN GERMINADOR

TUKEY al 5% (% germinación)

TRAT	PRUEBA 1	PRUEBA 2	PRUEBA 3	PRUEBA 4	PRUEBA 5	PRUEBA 6
A	0.6 b	0.4 c	2.2 c	19 d	6.4 c	27 c
B	4 a b	10.8 a b	10.4 b	71.8 b	30.2 b	73.4 a
C	1 b	3 b c	6.4 b c	35.4 c	11 c	40 b
D		7.4 a	15.4 a	17.8 a	91 a	39.4 a

10.1.6 RESUMEN DE MEDIAS EN CAJAS

A continuación en el cuadro 9, se muestran resultados de las medias obtenidas en cajas utilizando la Prueba de Tukey al 5%.

Cuadro 9 RESUMEN DE MEDIAS EN CAJAS

TUKEY al 5% (% germinación)

TRAT	PRUEBA 1	PRUEBA 2	PRUEBA 3	PRUEBA 4	PRUEBA 5	PRUEBA 6
A	4 b	9.2 a	9 a	24 b	54.8 b	37.4 b
B	9.2 a b	17.2 a	12.6 a	53.4 a	73 a b	65.4 a
C	5.2 b	11.2 a	8.4 a	28.2 b	57 b	44.8 b
D	10.6 a	18.6 a	12 a	54.6 a	76.6 a	67.4 a

10.1.7. ANÁLISIS DE CORRELACIÓN ENTRE LAS DIFERENTES PRUEBAS DE GERMINACIÓN

10.1.7.1. Tratamientos "A" en Cajas

Con base en el análisis de Regresión y Correlación se obtuvieron los valores del Coeficiente de correlación (R) = 0.8724 y Determinación (R^2) = 0.761124.

R^2 = Capacidad del modelo para explicar el fenómeno

R = Grado de Regresión

G = $B_0 + B_1 * \text{No. De Días (tiempo)}$

G = % de Germinación

De acuerdo al valor R^2 se puede inferir que el modelo explica en un 76% el fenómeno, lo cual se considera aceptable.

Por otro lado el valor R es de 0.8724 lo que indica que hay una alta relación entre las variables, No. De días y % de germinación; de acuerdo a lo observado tanto en el cuadro 10, como en la figura 17, esta relación es directamente proporcional, es decir que a mayor número de días mayor % de germinación. Sin embargo es importante recalcar el hecho de que esto ocurre dentro del rango estudiado (35 a 260 días) fuera de este rango es posible que la relación cambie, principalmente al aumentar el número de días (probablemente el % de germinación se mantenga constante).

CUADRO 10 ANÁLISIS DE CORRELACIÓN ENTRE LAS DIFERENTES PRUEBAS DE GERMINACIÓN EN EL TRATAMIENTO "A" EN CAJAS

Bo	+	B1 *	No. De días	= % de Germinación
2.21		0.194	35	9
2.21		0.194	50	11.91
2.21		0.194	80	17.73
2.21		0.194	140	29.37
2.21		0.194	200	41.01
2.21		0.194	260	52.65

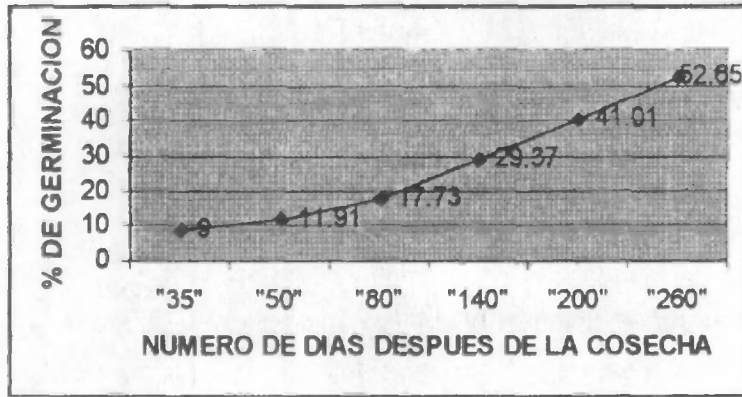


Figura 17 COMPORTAMIENTO DEL PORCENTAJE DE GERMINACION VRS. TIEMPO EN EL TRATAMIENTO "A" EN CAJAS

10.1.7.2. Tratamiento "A" en Germinador

Con base en el análisis de Regresión y Correlación se obtuvieron los valores del Coeficiente de Correlación (R) = 0.82415 y determinación (R^2) = 0.6792226.

De acuerdo al valor de R^2 se puede inferir que el modelo explica en un 67% el fenómeno, lo cual se considera aceptable.

Por otro lado el valor de R es de 0.82415, lo que indica que hay una alta relación entre las variables, No. de días y porcentaje de germinación; de acuerdo a lo observado tanto en el cuadro 11 como en la figura 18 ésta relación es directamente proporcional, es decir que a mayor número, mayor porcentaje de germinación.

Sin embargo es importante recalcar el hecho de que esto ocurre dentro del rango estudiado (35 a 260 días) fuera de este rango es posible que la relación cambie, principalmente al aumentar el número de días, (probablemente el porcentaje de germinación se mantenga constante).

Cuadro 11 ANALISIS DE CORRELACION ENTRE LAS DIFERENTES PRUEBAS DE GERMINACION EN TRATAMIENTO "A" EN GERMINADOR

Bo	+	B1	*	No. De días	= % de Germinación
-1.98933		0.1047		35	1.7712
-1.98933		0.1047		50	3.3417
-1.98933		0.1047		80	6.4827
-1.98933		0.1047		140	12.7647
-1.98933		0.1047		200	19.0467
-1.98933		0.1047		260	25.3287

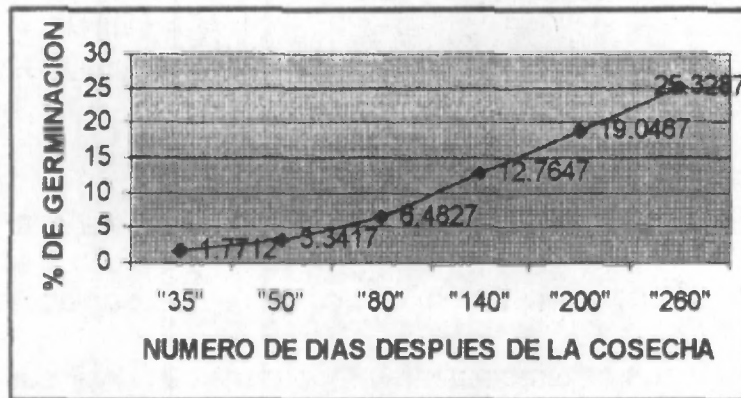


Figura 18 COMPORTAMIENTO DEL PORCENTAJE DE GERMINACION VRS. TIEMPO EN TRATAMIENTO "A" EN GERMINADOR

10.1.7.3. Tratamiento "B" en Cajas

Con base en el análisis de Regresión y Correlación se obtuvieron los valores del Coeficiente de Correlación (R)= 0.92510 y determinación (R^2) = 0.855856.

De acuerdo al valor de R^2 puede inferir que el modelo explica en un 85% el fenómeno, lo cual se considera bastante aceptable. Por otro lado el valor de R es de 0.9251, lo que indica que hay una alta relación entre las variables, No. de días y porcentaje de germinación; de acuerdo a lo observado tanto en el cuadro 12 como en la figura 19, esta relación es directamente proporcional, es decir que a mayor número de días, mayor porcentaje de germinación. Sin embargo es importante recalcar el hecho de que esto ocurre dentro del rango estudiado (35 a 260 días), fuera de este rango es posible que la relación cambie, principalmente al aumentar el número de días, (probablemente el porcentaje de germinación se mantenga constante).

Cuadro 12 ANALISIS DE CORRELACION ENTRE LAS DIFERENTES PRUEBAS DE GERMINACION EN TRATAMIENTO "B" EN CAJAS

Bo	+	B1 *	No. De días	= % de Germinación
6.4686		0.29765	35	16.8863
6.4686		0.29765	50	21.3511
6.4686		0.29765	80	30.2806
6.4686		0.29765	140	48.1396
6.4686		0.29765	200	65.9986
6.4686		0.29765	260	83.8576

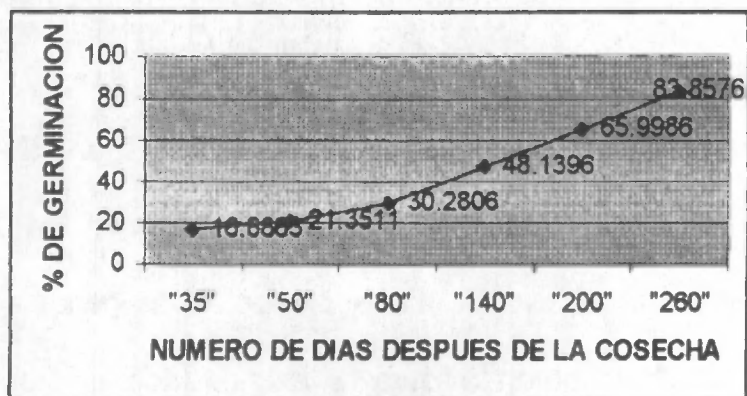


Figura 19 COMPORTAMIENTO DEL PORCENTAJE DE GERMINACION VRS. TIEMPO EN TRATAMIENTO "B" EN CAJAS

10.1.7.4. Tratamiento "B" en Germinador

Con base en el análisis de Regresión y Correlación se obtuvieron los valores del coeficiente de correlación (R) = 0.788647 y Determinación (R^2)= 0.622003.

De acuerdo al valor de R^2 se puede inferir que el modelo explica en un 62% el fenómeno, lo cual se considera aceptable.

Por otro lado el valor de R es de 0.78867 lo que indica que hay una alta relación entre las variables, No. de días y porcentaje de germinación; de acuerdo a lo observado tanto en el cuadro 13 como en la figura 20, esta relación es directamente proporcional, es decir que a mayor número de días mayor porcentaje de germinación.

Sin embargo es importante recalcar el hecho de que esto ocurre dentro del rango estudiado (35 a 260 días) fuera de este rango es posible que la relación cambie, principalmente al aumentar el número de días (probablemente el porcentaje de germinación se mantenga constante).

Cuadro 13 ANALISIS DE CORRELACION ENTRE LAS DIFERENTES PRUEBAS DE GERMINACION EN TRATAMIENTO "B" EN GERMINADOR

Bo	+	B1	*	No. De días	= % de Germinación
3.4116		0.27927		35	13.18605
3.4116		0.27927		50	17.3751
3.4116		0.27927		80	25.7532
3.4116		0.27927		140	42.5094
3.4116		0.27927		200	59.2656
3.4116		0.27927		260	76.0218

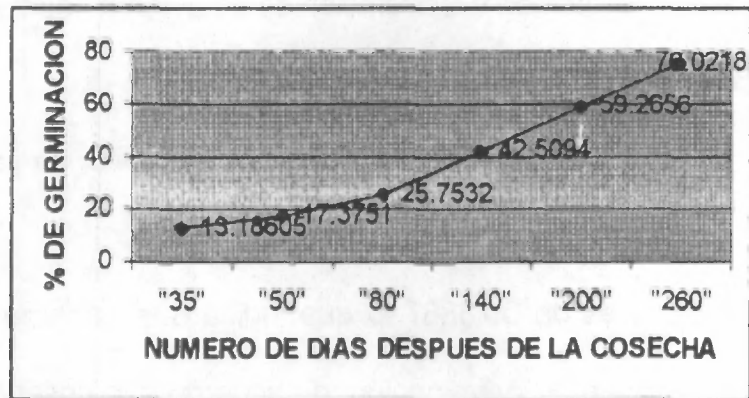


Figura 20 COMPORTAMIENTO DEL PORCENTAJE DE GERMINACION VRS. TIEMPO EN TRATAMIENTO "B" EN GERMINADOR

10.1.7.5. Tratamiento "C" en Cajas

Con base en el análisis de Regresión y Correlación se obtuvieron los valores del Coeficiente de Correlación (R) = 0.9105 y Determinación (R^2) = 0.829021.

De acuerdo al valor R^2 se puede inferir que el modelo explica en un 82% el fenómeno, lo cual se considera aceptable.

Por otro lado el valor de R es de 0.9105, lo que indica que hay una alta relación entre las variables, No. de días y porcentaje de germinación; de acuerdo a lo observado tanto en el cuadro 14 como en la figura 21, ésta relación es directamente proporcional, es decir que a mayor número de días mayor porcentaje de germinación. Sin embargo es importante recalcar el hecho de que esto ocurre dentro del rango estudiado (35 a 260 días), fuera de este rango es posible que la relación cambie principalmente al aumentar el número de días, (probablemente el porcentaje de germinación se mantenga constante).

Cuadro 14 ANALISIS DE CORRELACION ENTRE LAS DIFERENTES PRUEBAS DE GERMINACION EN TRATAMIENTO "C" EN CAJAS

Bo	+	B1	*	No. De días	= % de Germinación
2.3668		0.2179		35	9.9933
2.3668		0.2179		50	13.2618
2.3668		0.2179		80	19.7988
2.3668		0.2179		140	32.8728
2.3668		0.2179		200	45.9468
2.3668		0.2179		260	59.0208

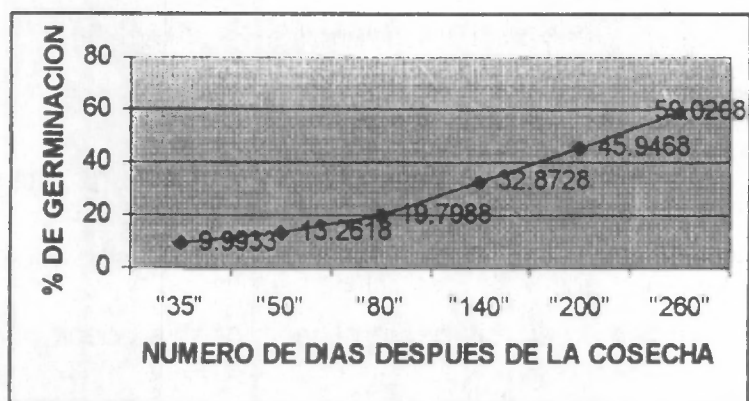


Figura 21 COMPORTAMIENTO DEL PORCENTAJE DE GERMINACION VRS. TIEMPO EN TRATAMIENTO "C" EN CAJAS

10.1.7.6. Tratamiento "C" en Germinador

Con base en el análisis de Regresión y Correlación se obtuvieron los valores del Coeficiente de Correlación (R) = 0.7746 y Determinación (R^2) = 0.600079.

De acuerdo al valor de R^2 se puede inferir que el modelo explica en un 60% el fenómeno, lo cual se considera aceptable; por otro lado el valor de R es de 0.7746 lo que indica una alta relación entre las variables, No. de días y porcentaje de germinación de acuerdo a lo observado tanto en el cuadro 15 como en la figura 22, ésta relación es directamente proporcional, es decir que a mayor número de días, mayor porcentaje de germinación. Sin embargo es importante recalcar el hecho de que esto ocurre dentro del rango estudiado (35-260 días), fuera de este rango es posible que la relación cambie, principalmente al aumentar el número de días; (probablemente el porcentaje de germinación se mantenga constante).

Cuadro 15 ANALISIS DE CORRELACION ENTRE LAS DIFERENTES PRUEBAS DE GERMINACION EN TRATAMIENTO "C" EN GERMINADOR

Bo	+	B1	*	No. De días	= % de Germinación
0.16267		0.14856		35	5.36227
0.16267		0.14856		50	7.59067
0.16267		0.14856		80	12.04747
0.16267		0.14856		140	20.96107
0.16267		0.14856		200	29.87467
0.16267		0.14856		260	38.78827

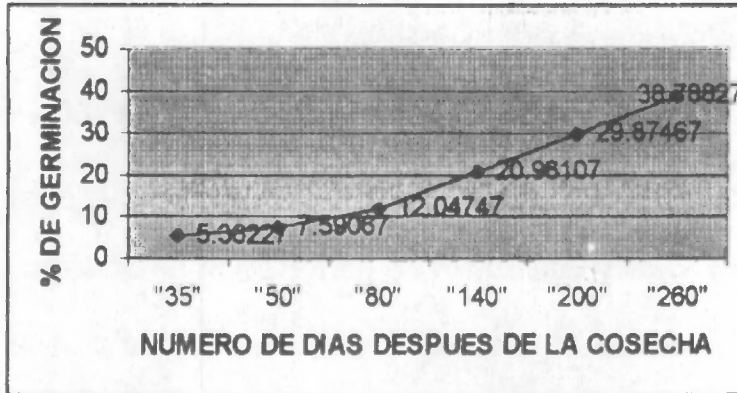


Figura 22 COMPORTAMIENTO DEL PORCENTAJE DE GERMINACION VRS. TIEMPO EN TRATAMIENTO "C" EN GERMINADOR

10.1.7.7. Tratamiento "D" en Cajas

Con base en el análisis de regresión y correlación se obtuvieron los valores del coeficiente de correlación (R) = 0.919 y determinación (R^2) = 0.84.

De acuerdo al valor de R^2 se puede inferir que el modelo explica en un 84% el fenómeno lo cual se considera aceptable. Por otro lado el valor de R es de 0.919 lo que indica que hay una alta relación entre las variables, No. de días y porcentaje de germinación; de acuerdo a lo observado tanto en el cuadro 16 como en la figura 23, ésta relación es directamente proporcional, es decir que a mayor número de días, mayor porcentaje de germinación. Sin embargo es importante recalcar el hecho de que esto ocurre dentro del rango estudiado (35 a 260 días), fuera de este rango es posible que la relación cambie, principalmente al aumentar el número de días; (probablemente el porcentaje de germinación se mantenga constante).

Cuadro 16 ANALISIS DE CORRELACION ENTRE LAS DIFERENTES PRUEBAS DE GERMINACION EN TRATAMIENTO "D" EN CAJAS

Bo	+	B1 *	No. De días	= % de Germinación
7.0729		0.30598	35	17.7022
7.0729		0.30598	50	22.3719
7.0729		0.30598	80	31.5513
7.0729		0.30598	140	49.9101
7.0729		0.30598	200	68.2689
7.0729		0.30598	260	86.6277

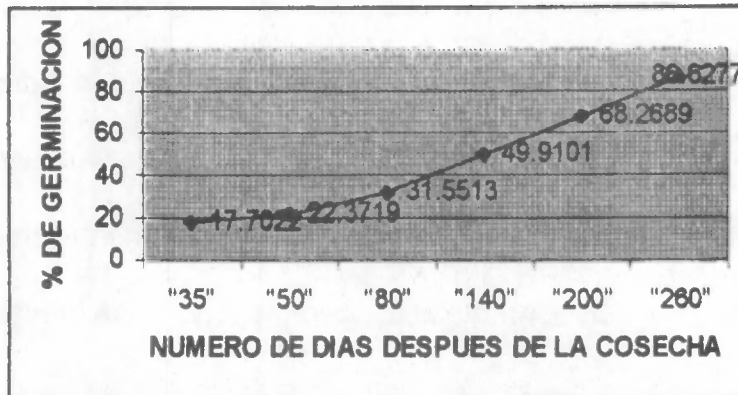


Figura 23 COMPORTAMIENTO DEL PORCENTAJE DE GERMINACION VRS. TIEMPO EN TRATAMIENTO "D" EN CAJAS

10.1.7.8. Tratamiento "D" en Germinador

Con base en el análisis de Regresión y Correlación se obtuvieron los valores del coeficiente de Correlación (R) = 0.718 y Determinación (R^2) = 0.515970.

De acuerdo al valor de R^2 se puede inferir que el modelo explica en un 51% el fenómeno, lo cual se considera aceptable. Por otro lado el valor de R es de 0.718 lo que indica que hay una alta relación entre las variables, No. de días y porcentaje de germinación; de acuerdo a lo observado tanto en el cuadro 17 como en la figura 24, ésta relación es directamente proporcional, es decir que a mayor número de días, mayor porcentaje de germinación. Sin embargo es importante recalcar el hecho de que esto ocurre dentro del rango estudiado (35 a 260 días), fuera de este rango es posible que la relación cambie, principalmente al aumentar el número de días; (probablemente el porcentaje de germinación se mantenga constante).

Cuadro 17 ANALISIS DE CORRELACION ENTRE LAS DIFERENTES PRUEBAS DE GERMINACION EN EL TRATAMIENTO "D" EN GERMINADOR

Bo	+	B1 *	No. De días	= % de Germinación
11.06		0.2757	35	20.7093
11.06		0.2757	50	24.845
11.06		0.2757	80	33.116
11.06		0.2757	140	49.658
11.06		0.2757	200	66.20
11.06		0.2757	260	82.742

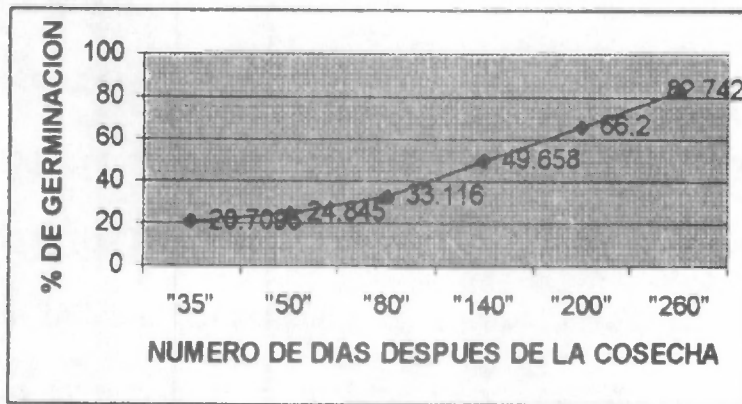


Figura 24 COMPORTAMIENTO EN EL PORCENTAJE DE GERMINACION VRS. TIEMPO EN TRATAMIENTO "D" EN GERMINADOR

11. CONCLUSIONES

Los resultados de la presente investigación nos conducen a establecer las siguientes conclusiones:

11.1. EN GERMINADOR

11.1.1. El Período Normal De Latencia

El período normal de latencia tarda hasta los 140 días después de cosechar, para los cuatro tratamientos evaluados.

11.1.2. Viabilidad

La viabilidad de la semilla se inicia a partir de los 140 días después de cosechar para los cuatro tratamientos evaluados.

11.2. EN CAJAS

11.2.1. El período Normal de Latencia

El período normal de latencia tarda hasta 140 días después de cosechar habiendo variedades en las cuales persiste hasta los 260 días después de su cosecha.

11.2.2. Viabilidad

La viabilidad de la semilla se inicia a partir de los 140 días después de cosechar.

11.3. En base a nuestras hipótesis planteadas

En ese contexto los materiales 637 (*Amaranthus caudatus verde*) y HS (de Sololá) mostraron el mayor porcentaje de germinación, siendo el segundo el mejor; para el material HS el porcentaje de germinación en cajas, fue de 76.6%, realizado a los 200 días después de la cosecha, y de 91% en germinador, efectuado a 140 días después de cosechar.

12. RECOMENDACIONES

Basados en los conocimientos adquiridos por la experiencia de la presente investigación, se recomienda lo siguiente:

12.1. EN CÁMARA GERMINATIVA

Las variedades "D" y "B" pueden permanecer almacenadas hasta los 140 días, para poder sembrarlas en condiciones óptimas.

12.2. EN CAJAS

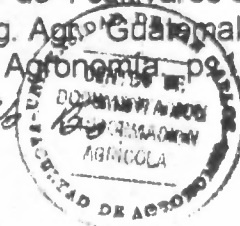
En el caso de sembrar directamente en condiciones naturales se recomienda hacerlo después de los 200 días.

13. BIBLIOGRAFÍA

1. ALFARO V., M. A. 1985. Evaluación del rendimiento composición química amaranto (*Amaranthus hypochondriacus*) en 3 diferentes épocas de corte. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 48 p.
2. AZURDIA P., C.A.; GONZALEZ, S.M. 1984. Avances de investigación búsqueda conservación y desarrollo de los recursos genéticos vegetales de Guatemala. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía/ Comité Internacional de Recursos Fitogenéticos/ICTA. p. 56-77.
3. DEREK BEWLEY, J.; BLACK, M. 1985. Seeds physiology of development and germination. New York, E.E.U.U., Plenum. p. 175-200.
4. DEVLIN, R. M. 1980. Fisiología vegetal. 3 ed. Trad. por Xavier Limona Pagés. Barcelona, España, Omega. 517 p.
5. ESTRADA F., E. E. 1987. Evaluación preliminar del rendimiento foliar, semilla y proteína de 16 cultivares amaranto (*Amaranthus ssp.*) bajo condiciones de la ciudad capital y San Raymundo, Guatemala. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 49 p.
6. ESTRADA M., M. R. 1987. Efecto de la época de poda sobre el rendimiento de semilla en 5 cultivares de bledo, (*Amaranthus ssp.*) Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. p. 28.
7. GARCIA V., C. O. 1986. Evaluación de rendimiento y contenido de proteína foliar en amaranto (*Amaranthus hypochondriacus L.*) a diferentes estados de desarrollo y número de cortes. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 60 p.
8. GONZÁLES S., M.; AZURDIA P., C. A. 1980. Situación actual y planes futuros en recursos fitogenéticos en Guatemala. Guatemala, CARIE. p. 89-90.
9. _____ 1985. Recursos genéticos de algunos cultivos nativos de Guatemala. Guatemala, Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación, Unidad de Comunicación Social. p. 7-10.

10. LARRAVE S., J. J. 1987. Evaluación del rendimiento de 5 cultivares de amaranto (*Amaranthus ssp.*) en El Xab, Retalhuleu. Investigación EPSA. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 24 p.
11. LEES, P. 1983. Amaranto ¡el super cultivo del futuro!. Agricultura de las Américas (E.E.U.U.) 32 (8): 16-17, 32.
12. MÉNDEZ F., C. A. 1985. Evaluación del rendimiento en semilla a diferentes niveles de fertilización (N-P-K) en (*Amaranthus hypochondriacus L.*). Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. p. 6.
13. MORALES Y., S. M. 1984. Uso de métodos de escarificación para acelerar la germinación en bledo (*Amaranthus ssp.*). Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. p. 7, 14-16, 21.
14. RAMÍREZ B., J. 1985. Producir negociar y comer hojas y semillas de bledo (*Amaranthus ssp.*). Guatemala, Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación, Unidad de Comunicación Social. p. 27.
15. RIVERA C., R. E. 1987. Evaluación de 16 cultivares de Amaranto (*Amaranthus ssp.*) en la unidad docente productiva de Sabana Grande, Escuintla. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. p. 6-9, 18.
16. ROBERTS, E. H. 1972. Viability of seeds. E.E.U.U., University Press. p. 321-359.
17. SÁNCHEZ, M. A. 1980. Potencialidad agroindustrial del amaranto. México, Centro de Estudios Económicos y Sociales del Tercer Mundo. 238 p.
18. TUJAB M., H. L. 1986. Evaluación de rendimiento foliar de semillas en cinco cultivares de Amaranto (*Amaranthus ssp.*). Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 53 p.
19. VILLAFUERTE, V. A. 1986. Evaluación del rendimiento foliar de 4 cultivares de amaranto (*Amaranthus ssp.*) en Cobán A.V. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. p. 10-12.

Pakualle



14. APENDICE

Cuadro 18 "A" RESUMEN LONGITUD PLUMULA Y RADÍCULA PRUEBA EN GERMINADOR

(PROMEDIOS EN CMS)

TRATAMIENTOS		Prueba 1	Prueba 2	Prueba 3	Prueba 4	Prueba 5	Prueba 6
		a 35 Días	A 50 Días	A 80 días	A 140 días	A 200 días	A 260 días
A	Plumula	2.4	0.95	3.51	4.70	5.66	4.71
	radícula	1.96	0.90	1.77	2.18	1.52	1.98
B	Plumula	5.0	5.27	4.94	5.34	6.20	5.11
	Radícula	4.84	4.37	2.27	2.43	1.51	2.35
C	Plumula	2.21	3.71	4.42	4.45	5.50	4.41
	Radícula	1.67	3.80	1.76	2.06	1.55	1.81
D	Plúmula	4.82	5.55	5.39	5.89	6.29	5.06
	Radícula	4.71	5.53	2.52	2.76	1.94	2.28

Cuadro 19 "A" RESUMEN ALTURA DE PLANTAS PRUEBA EN CAJAS

(PROMEDIOS EN CMS)

TRATAMIENTOS	Prueba 1 A 35 días	Prueba 2 A 50 días	Prueba 3 A 80 días	Prueba 4 A 140 días	Prueba 5 A 200 días	Prueba 6 A 260 días
A	0.88	1.30	1.06	1.49	1.79	1.78
B	1.29	1.30	0.97	1.64	1.97	1.94
C	1.01	1.21	0.92	1.61	1.88	1.94
D	1.33	1.23	1.002	1.76	2.20	1.97

Cuadro 20 "A" TEMPERATURA Y HUMEDAD RELATIVA DEL AMBIENTE / MES/ DIA A PARTIR 10 DIC. 1987

DIAS	Diciembre 87		Enero 88		Febrero 88		Marzo 88		Abril 88		Mayo 88		Junio 88		Julio 88		Agosto 88	
	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R
1	--	--	17	83	17.1	73	16	68	21	81	22	88	20.4	84	19.9	90	18.2	88
2	--	--	19.9	81	18.2	72	17.5	76	21	72	21.8	80	21.6	82	19.2	86	20	80
3	--	--	17.2	78	18.8	73	18	77	21.2	68	22.1	74	20.6	86	19	87	19	87
4	--	--	17	77	18.1	76	19.4	76	22.3	81	21.8	73	21	82	18.5	88	19	84
5	--	--	17	81	17.8	66	21.3	70	21.5	86	20.1	73	21	84	19	88	19.5	81
6	--	--	17	78	16.1	80	20.5	72	21.5	73	20.2	60	19.8	84	19.5	74	19.5	88
7	--	--	18.1	74	16	76	19.2	64	21.2	75	21	53	20.5	83	19.5	86	18.2	94
8	--	--	17.8	77	16	76	19	74	20.5	85	22.2	44	20.2	84	20	80	18.1	91
9	--	--	18.8	79	17	76	19.5	77	21.5	80	21.5	69	19	87	20.5	79	19	91
10	17.2	81	17.8	80	16.3	80	19	87	20.8	97	22.2	79	19.4	85	20	84	19.3	86
11	17	83	17.5	75	17.6	76	19.9	83	18.9	82	21.9	68	19.6	88	18.5	83	18.5	94
12	16.8	85	17.9	81	16	83	19.9	83	18.5	81	22	78	19.5	84	18	93	18.8	91
13	17.2	85	18	77	15.5	76	19.9	84	17.9	87	22	75	17.8	89	19.1	88	18.1	92
14	18	78	15.8	88	17.3	74	20	82	19.5	83	21.5	81	18.2	92	19	89	18.9	91
15	21	70	18.1	83	20	72	19	76	20.8	82	22	77	18.5	89	19.5	83	18.8	91
16	19.2	78	18.1	86	19.3	75	19.5	76	21	81	21.5	81	18.5	90	18	91	18.9	90
17	18.1	78	18.2	79	20.5	75	20.2	85	21.8	82	21	81	18.4	92	19.2	88	18.8	93
18	17.9	85	16.2	82	19.5	83	21	76	19.7	82	20.6	82	18.8	93	19	85	18.5	95
19	18	75	16.5	80	19.3	81	17.2	72	20.9	81	21.5	71	19	85	19.9	82	19.1	90

DIAS	Diciembre 87		Enero 88		Febrero 88		Marzo 88		Abril 88		Mayo 88		Junio 88		Julio 88		Agosto 88	
	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R	T°	H°R
20	19.1	74	16.9	78	20	83	15.1	76	21.7	81	22.5	78	18.2	92	20	77	18.5	95
21	18.9	74	18	73	18.5	71	16.9	79	21.7	81	21.1	84	18	90	21.1	78	20.5	80
22	17.2	81	17.1	80	16.7	73	18.3	75	21.5	82	22.8	71	19.5	87	19.5	73	17.8	93
23	17.3	80	17.1	80	21.2	62	20.1	65	21.7	78	20.5	75	18.7	91	19.5	72	19.9	83
24	18.1	77	18.2	81	19.9	70	20.5	65	21.5	81	21.8	77	19.7	78	19	89	19	85
25	20	72	14.9	73	18.4	75	20.2	64	21.8	79	22	76	19	87	19.5	79	18.5	92
26	19.8	73	10.2	78	17.9	77	19.1	65	22	80	22.9	71	18	84	20	84	18	95
27	18.9	77	10.2	75	18	65	18.8	73	23	70	22	80	18.8	85	19.8	80	17.8	98
28	17.9	77	11.5	74	18.8	61	20	70	23	70	21	84	17.5	87	19	76	17.5	98
29	16.8	76	12.6	75	16.8	72	21	73	21.8	81	19	91	18.6	89	19.2	70	17	96
30	15.2	76	15.2	77	—	—	21.8	74	22	79	18.2	91	19.7	89	19.9	79	18.5	92
31	16.8	82	17.5	75	—	—	21.2	77	—	—	20.8	80	—	—	20	81	18.2	94

**Cuadro 21 "A" RESUMEN DEL COMPORTAMIENTO DE LAS SEMILLAS GERMINADAS POR DIA EN GERMINADOR
PRUEBA 1
FECHA DE SIEMBRA 10-12-87**

TRATAMIENTOS		A	B	C	D
Fecha toma de datos	Días después de la siembra	Semillas germinadas Acumuladas	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinada acumuladas	Semillas germinadas acumuladas
14-12-87	4	0	10	1	23
16-12-87	6	2	11	1	26
18-12-87	8	3	12	3	34
20-12-87	10	3	19	5	37
22-12-87	12	3	20	5	37

**Cuadro 22 "A" RESUMEN DEL COMPORTAMIENTO DE LAS SEMILLAS GERMINADAS POR DIA EN GERMINADOR
PRUEBA 2
FECHA DE SIEMBRA 25-12-87**

TRATAMIENTOS		A	B	C	D
Fecha toma de datos	Días después de la siembra	Semillas germinadas Acumuladas	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinada acumuladas	Semillas germinadas acumuladas
4-1-88	4	1	39	9	70
7-1-88	6	1	44	9	72
9-1-88	8	2	54	15	77

**Cuadro 23 "A" RESUMEN DEL COMPORTAMIENTO DE LAS SEMILLAS GERMINADAS POR DIA EN GERMINADOR
PRUEBA 3
FECHA DE SIEMBRA 25-1-88**

TRATAMIENTOS		A	B	C	D
Fecha toma de datos	Días después de la siembra	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinada acumuladas	Semillas germinadas acumuladas
1-2-88	4	11	35	24	80
3-2-88	6	11	40	25	82
5-2-88	8	11	44	28	88
8-2-88	10	11	50	32	88
10-2-88	12	11	52	32	89

**Cuadro 24 "A" RESUMEN DEL COMPORTAMIENTO DE LAS SEMILLAS GERMINADAS POR DIA EN GERMINADOR
PRUEBA 4
FECHA DE SIEMBRA 25-3-88**

TRATAMIENTOS		A	B	C	D
Fecha toma de datos	Días después de la siembra	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinada acumuladas	Semillas germinadas acumuladas
31-3-88	2	86	355	170	450
2-4-88	4	91	357	170	451
4-4-88	6	95	359	175	451
6-4-88	8	95	359	177	455
8-4-88	10	95	359	177	455

**Cuadro 25 "A" RESUMEN DEL COMPORTAMIENTO DE LAS SEMILLAS GERMINADAS POR DIA EN GERMINADOR
PRUEBA 5
FECHA DE SIEMBRA 25-5-88**

TRATAMIENTOS		A	B	C	D
Fecha toma de datos	Días después de la siembra	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinadas Acumuladas	Semillas germinada acumuladas	Semillas germinadas acumuladas
31-5-88	6	29	147	51	195
2-6-88	8	29	147	51	195
4-6-88	10	31	149	54	195
6-6-88	12	31	149	55	196
8-6-88	14	31	149	55	196
10-6-88	16	32	151	55	197

**Cuadro 26 "A" RESUMEN DEL COMPORTAMIENTO DE LAS SEMILLAS GERMINADAS POR DIA EN GERMINADOR
PRUEBA 6
FECHA DE SIEMBRA 25-7-88**

TRATAMIENTOS		A	B	C	D
Fecha toma de datos	Días después de la siembra	Semillas germinadas Acumuladas	Semillas germinadas Acumuladas	Semillas germinada acumuladas	Semillas germinadas acumuladas
30-7-88	2	136	354	190	357
1-8-88	4	136	365	190	357
3-8-88	6	138	366	195	362
5-8-88	8	138	367	195	365
9-8-88	10	138	367	200	366

**Cuadro 27 "A" RESUMEN DEL COMPORTAMIENTO DE LAS SEMILLAS GERMINADAS POR DIA EN CAJAS
PRUEBA 1
FECHA DE SIEMBRA 10-12-87**

TRATAMIENTOS		A	B	C	D
Fecha toma de datos	Días después de la siembra	Semillas germinadas Acumuladas	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinada acumuladas	Semillas germinadas acumuladas
28-12-87	18	2	8	7	18
31-12-87	21	3	10	7	18
3-1-88	24	5	17	10	21
6-1-88	27	15	36	18	41
9-1-88	30	16	40	20	45
12-1-88	33	20	46	26	53

**Cuadro 28 "A" RESUMEN DEL COMPORTAMIENTO DE LAS SEMILLAS GERMINADAS POR DIA EN CAJAS
PRUEBA 2
FECHA DE SIEMBRA 10-12-87**

TRATAMIENTOS		A	B	C	D
Fecha toma de datos	Días después de la siembra	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinadas Acumuladas	Semillas germinada acumuladas	Semillas germinadas acumuladas
14-1-88	17	8	19	15	38
18-1-88	21	9	22	15	38
20-1-88	23	10	33	18	43
23-1-88	26	38	70	42	71
26-1-88	29	41	79	44	82
29-1-88	32	46	86	56	93

**Cuadro 29 "A" RESUMEN DEL COMPORTAMIENTO DE LAS SEMILLAS GERMINADAS POR DIA EN CAJAS
PRUEBA 3
FECHA DE SIEMBRA 25-1-88**

TRATAMIENTOS		A	B	C	D
Fecha toma de datos	Días después de la siembra	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinadas acumuladas	Semillas geminada acumuladas	Semillas germinadas acumuladas
7-2-88	13	3	9	5	7
10-2-88	16	8	14	10	13
13-2-88	19	17	27	16	20
16-2-88	22	22	33	18	32
19-2-88	25	28	40	23	37
22-2-88	28	45	63	42	60

**Cuadro 30 "A" RESUMEN DEL COMPORTAMIENTO DE LAS SEMILLAS GERMINADAS POR DIA EN CAJAS
PRUEBA 4
FECHA DE SIEMBRA 25-3-88**

TRATAMIENTOS		A	B	C	D
Fecha toma de datos	Días después de la siembra	Semillas germinadas Acumuladas	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinada acumuladas	Semillas germinadas acumuladas
3-4-88	6	29	71	32	80
6-4-88	9	40	88	44	98
9-4-88	12	63	146	78	169
12-4-88	15	109	235	130	248
15-4-88	18	114	245	136	261
18-4-88	21	120	267	141	273

**Cuadro 31 "A" RESUMEN DEL COMPORTAMIENTO DE LAS SEMILLAS GERMINADAS POR DIA EN CAJAS
PRUEBA 5
FECHA DE SIEMBRA 25-5-88**

TRATAMIENTOS		A	B	C	D
Fecha toma de datos	Días después de la siembra	Semillas germinadas Acumuladas	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinada acumuladas	Semillas germinadas acumuladas
1-6-88	3	65	106	77	155
4-6-88	6	71	127	95	166
7-6-88	9	154	173	179	284
10-6-88	12	225	325	214	333
13-6-88	15	251	365	247	364
16-6-88	18	274	365	285	383

**Cuadro 32 "A" RESUMEN DEL COMPORTAMIENTO DE LAS SEMILLAS GERMINADAS POR DIA EN CAJAS
PRUEBA 6
FECHA DE SIEMBRA 25-7-88**

TRATAMIENTOS		A	B	C	D
Fecha toma de datos	Días después de la siembra	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinadas acumuladas	Semillas germinada acumuladas	Semillas germinadas acumuladas
5-8-88	9	60	109	70	131
8-8-88	12	76	128	89	146
11-8-88	15	107	216	129	226
14-8-88	18	131	269	157	293
17-8-88	21	169	317	19	329
20-8-88	24	187	327	224	337



FACULTAD DE AGRONOMIA
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES
AGRONOMICAS


LA TESIS TITULADA: "ESTUDIO DE LAS CARACTERISTICAS DE GERMINACION DE LA SEMILLA DE BLEDO (Amaranthus sp.) EN TRES DIFERENTES ESPECIES, EN CONDICIONES DE LOS CAMPOS EXPERIMENTALES DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA".

DESARROLLADA POR EL ESTUDIANTE: SERGIO ESTUARDO RIVERA HERNANDEZ

CARNET No: 50088

HA SIDO EVALUADA POR LOS PROFESIONALES: Ing. Agr. Manuel de Jesús Martínez Ovalle
Ing. Agr. Waldemar Nufio Reyes

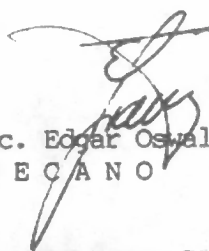
El Asesor y las Autoridades de la Facultad de Agronomía, hacen constar que ha cumplido con las normas Universitarias y Reglamentos de la Facultad de Agronomía de la Universidad de San Carlos de Guatemala.



Ing. Agr. Anibal Bartolomé Martínez Muñóz
A S E S O R


Dr. Ariel Abderramán Ortiz López
DIRECTOR DEL IIA.



I M P R I M A S E


Ing. Agr. M.Sc. Edgar Oswaldo Franco Rivera
D E C A N O



cc:Control Académico
IIA.
Archivo
AO/prr.

APARTADO POSTAL 1545 § 01091 GUATEMALA, C.A.
TEL/FAX (502) 476-9794
e-mail: llusac.edu.gt § <http://www.usac.edu.gt/facultades/agronomia.htm>