

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA “ANTONIO NARRO”

UNIDAD LAGUNA.

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS.



EVALUACIÓN DE SUSTRATOS PARA ESTABLECIMIENTO DE
PLÁNTULAS.

POR:

IVÁN ALEJANDRO ARAIZA ESCALERA.

TESIS

Presentada como requisito parcial

para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA.

Torreón, Coahuila, México, Febrero 2010.

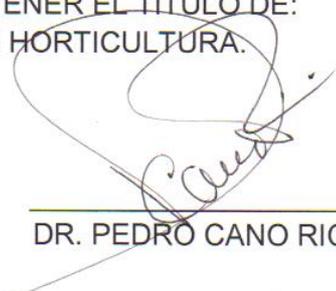
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

EVALUACIÓN DE SUSTRATOS PARA ESTABLECIMIENTO DE PLÁNTULAS.

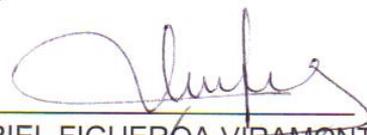
POR:
IVÁN ALEJANDRO ARAIZA ESCALERA.

TESIS
QUE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL COMITÉ ASESOR COMO
REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA.

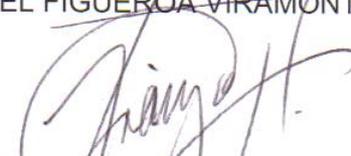
ASESOR PRINCIPAL:


DR. PEDRO CANO RIOS.

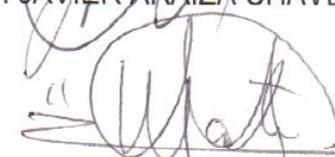
CO-ASESOR:


DR. URIEL FIGUEROA VIRAMONTES.

ASESOR:


M.C. JAVIER ARAIZA CHÁVEZ.

ASESOR:


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO


M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO.

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS.


Coordinación de la División
de Carreras Agronómicas

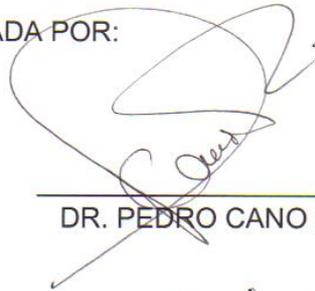
Torreón, Coahuila, México, Febrero de 2010.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"
UNIDAD LAGUNA.
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS.

TESIS DEL C. IVÁN ALEJANDRO ARAIZA ESCALERA QUE SOMETE A LA
CONSIDERACIÓN DEL H. JURADO EXAMINADOR, COMO REQUISITO
PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA.

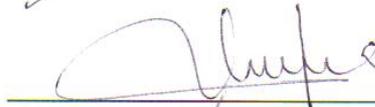
APROBADA POR:

PRESIDENTE:



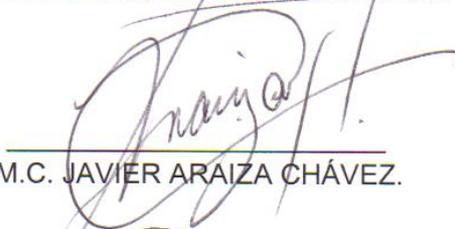
DR. PEDRO CANO RIOS.

VOCAL:



DR. URIEL FIGUEROA VIRAMONTES.

VOCAL:



M.C. JAVIER ARAIZA CHÁVEZ.

VOCAL SUPLENTE:



M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO.



M.E. VÍCTOR MARTÍNEZ CUETO.

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS.



Coordinación de la División
de Carreras Agronómicas

Torreón, Coahuila, México, Febrero de 2010.

AGRADECIMIENTOS.

A Dios y a mis padres por darme la vida y salud, por permitirme llegar a esta etapa de mi vida, por estar conmigo en todo momento por el apoyo que recibí y por todos los cuidados que pusieron en mí para ser mejor persona.

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, por abrirme sus puertas y por permitir realizarme como persona en formación profesional.

Un agradecimiento especial a mi papá el señor M. C. Javier Araiza Chávez, que como maestro me dio todo su apoyo y confianza para realizarme en esta universidad y también para realizar este trabajo pero sobre todo por guiarme a ser una mejor persona.

A mis profesores, gracias por compartir sus conocimientos, su tiempo y por la amistad brindada.

A las autoridades del Campo Experimental La Laguna del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), por el apoyo durante la realización de este proyecto.

A mis asesores, Dr. Uriel Figueroa Viramontes, Dr. Pedro Cano Ríos y M.E. Víctor Martínez Cueto por sus valiosas aportaciones y conducción en este trabajo.

A mis amistades de esta etapa de mi vida que me brindaron su apoyo y amistad en esta etapa de la vida.

DEDICATORIA

A mis padres.

M.C. Javier Araiza Chávez.

Sra. Ma. Guadalupe Escalera Medina.

Por darme la vida, apoyo, comprensión, consejos, y por todo el amor que día a día recibo de ustedes, gracias por ser las personas que son. Por cooperar para hacer este sueño realidad.

A mis hermanos Edgar Javier, Erik Daniel y José Ángel Araiza Escalera, por el apoyo que me brindan cuando los necesito, por los consejos que me dan y por ser las grandes personas que son.

Gracias a toda la familia por su cariño y amor.

INDICE

AGRADECIMIENTOS	iv
DEDICATORIA.....	v
ÍNDICE	vi
ÍNDICE DE FIGURAS	viii
ÍNDICE DE CUADROS	viii
ÍNDICE DE APÉNDICE.....	ix
RESUMEN	x
I INTRODUCCIÓN.	1
1.1 Objetivo.	2
1.2 Hipótesis.....	2
1.3 Metas.....	2
II REVISIÓN DE LITERATURA.	3
2.1 La germinación de semillas de trasplantes.....	3
2.2 Factores que afectan a la germinación.	4
2.2.1 Humedad.	5
2.2.2 Temperatura.	5
2.2.3 Aireación.....	6
2.2.4 Luz.	6
2.3 Prueba de la semilla.	6
2.4 Vigor de la semilla.	7
2.5 Almacenamiento de las semillas.	8
2.6 Agentes patógenos de semillas, granulación y mejoras.....	9
2.7 Sustrato.....	9

2.8 Propiedades de los sustratos de cultivo.....	9
2.8.1 Propiedades físicas.....	9
2.8.2 Propiedades químicas.....	10
2.8.3 Propiedades biológicas.....	11
2.9 Características del sustrato ideal.....	12
2.10 Tipos de sustratos.....	13
2.10.1 Según sus propiedades.....	13
2.10.2 Según el origen de los materiales.....	14
2.11 Materiales inorgánicos o minerales.....	14
2.12 Descripción general de algunos sustratos.....	14
2.12.1 Sustratos naturales.....	14
2.12.2 Sustratos artificiales.....	16
2.13 Fitotoxicidad de sustratos.....	18
III MATERIALES Y MÉTODOS.....	19
3.1 Ubicación geográfica de la Comarca Lagunera.....	19
3.2 Localización del experimento.....	19
3.3 Materiales utilizados.....	19
3.4 Métodos empleados.....	19
IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	22
4.1 Planta.....	22
4.1.1 Variable germinación y semillas germinadas.....	22
4.1.2 Variable longitud de tallo.....	25
4.1.3 Variable longitud de raíz.....	26
4.2 Valores relativos.....	27

4.3 Índice de germinación	28
4.4 Germinación, longitud de tallo y longitud de raíz del rábano respecto al testigo	28
4.5 Germinación, longitud de tallo y longitud de raíz de calabaza respecto al testigo	29
4.6 Germinación, longitud de tallo y longitud de raíz de avena respecto al testigo	29
4.7 Germinación, longitud de tallo y longitud de raíz del trigo respecto al testigo	30
4.8 Índices de germinación de los cuatro cultivos con respecto al testigo	30
V CONCLUSIONES.	33
VI LITERATURA CITADA.	35
VII APÉNDICE	37

INDICE DE CUADROS.

Cuadro 4.1 Medias de interacción de extracto de composta por especie y su significancia para la variable germinación. UAAAN-UL. 2009.	22
Cuadro 4.2 Medias de interacción de extracto de composta por especies y su significancia para la variable semillas germinadas. UAAAN-UL. 2009.	24
Cuadro 4.3 Medias para los extractos de compostas estudiadas y su significancia para la variable longitud de tallo. UAAAN-UL. 2009.	25
Cuadro 4.4 Medias para las especies vegetales estudiadas y su significancia para la variable longitud de tallo. UAAAN-UL. 2009.	26
Cuadro 4.5 Medias de interacción de extracto de composta por especies y su significancia para la variable longitud de raíz. UAAAN-UL. 2009.	26

INDICE DE FIGURAS.

Figura 4.1 Valores relativos con respecto a la perlita, del porcentaje de germinación, longitud de tallo y longitud de raíz en diferentes sustratos, para el cultivo de rábano. UAAAN-UL 2009.	28
Figura 4.2 Valores relativos con respecto a la perlita, del porcentaje de germinación, longitud de tallo y longitud de raíz en diferentes sustratos, para el cultivo de calabaza. UAAAN-UL 2009.	29
Figura 4.3 Valores relativos con respecto a la perlita, del porcentaje de germinación, longitud de tallo y longitud de raíz en diferentes sustratos, para el cultivo de avena. UAAAN-UL 2009.	29
Figura 4.4 Valores relativos con respecto a la perlita, del porcentaje de germinación, longitud de tallo y longitud de raíz en diferentes sustratos, para el cultivo de trigo. UAAAN-UL 2009.	30
Figura 4.5 Índice de germinación con respecto a la perlita de los cuatro cultivos en diferentes sustratos. UAAAN-UL 2009.	30

INDICE DE APÉNDICE.

Cuadro 1A.- Análisis de varianza para los factores extracto de composta (EC), especies estudiadas (E) y su interacción (EC*E) para la variable longitud de tallo. UAAAN-UL 2009.	37
Cuadro 2A.- Análisis de varianza para los factores extracto de composta (EC), especies estudiadas (E) y su interacción (EC*E) para la variable longitud de raíz. UAAAN-UL 2009.	37
Cuadro 3A.- Análisis de varianza para los factores extracto de composta (EC), especies estudiadas (E) y su interacción (EC*E) para la variable germinación. UAAAN-UL 2009.	37
Cuadro 4A.- Análisis de varianza para los factores cultivo (C), tratamientos (T) y su interacción (C*T) para la variable semillas germinadas. UAAAN-UL 2009.	37

RESUMEN.

El experimento se llevó a cabo en el laboratorio de suelos del INIFAP Campo Experimental de la Laguna (CELALA) en el municipio de Matamoros, Coahuila, durante el ciclo otoño-invierno de 2008. La siembra se realizó el 27 de noviembre de 2008 en cajas petri, utilizando cuatro especies de cultivos: rábano, calabaza, trigo y avena. Se depositaron 10 semillas por caja petri, con cuatro repeticiones por tratamiento y utilizando 14 tratamientos los cuales fueron: arena, perlita compost, compost con yeso, vermicompost, peet moss, compost + arena, compost con yeso + arena, vermicompost + arena, peet moss + arena, compost + perlita, compost con yeso + perlita, vermicompost + perlita y peet moss + perlita.

Las variables que se evaluaron fueron: germinación, longitud de raíz y longitud de tallo.

Para la variable germinación, las especies evaluadas mostraron una diferencia altamente significativa, siendo el rábano (*Raphanus sativus*), el que obtuvo una germinación mayor en los 14 diferentes tratamientos; siendo en el sustrato compuesto por Arena + Vermicompost, en el que se obtuvo un 100% de germinación; superando al trigo (*Triticum vulgare*), que obtuvo una germinación del 83.3% en el sustrato compuesto por Perlita + Vermicompost, a la calabaza (*Cucúrbita pepo*), que obtuvo una germinación del 70.8% en el sustrato de Arena + Compost con yeso y a la avena (*Avena sativa*), la cual manifestó una germinación de 60.7% en el sustrato de Perlita + Peet moss.

Para la variable longitud de raíz, las especies evaluadas mostraron una diferencia significativa, siendo el trigo (*Triticum vulgare*), el que obtuvo un promedio de 82.2mm en el sustrato de Arena + Peet moss, superando a la avena (*Avena sativa*), que obtuvo un promedio de 81.9mm en el sustrato de Arena + Peet moss, al rábano (*Raphanus sativus*), que alcanzó un promedio de 74mm en el sustrato de Peet moss y a la calabaza (*Cucurbita pepo*), de mayor promedio de 40.9mm en el sustrato compuesto Arena + Peet moss. En la variable longitud de tallo no hubo significancia.

Valores relativos con respecto a la perlita, del porcentaje de germinación, longitud de tallo y longitud de raíz en diferentes sustratos, para el cultivo de rábano: diferencia mínima significativa para $\alpha = 5\%$: germinación = 20.09%; longitud de tallo = 26.83mm; longitud de raíz = 41.27mm; calabaza: diferencia mínima significativa para $\alpha = 5\%$: germinación = 52.86%; longitud de tallo = 107.43mm; longitud de raíz = 100.03mm; avena: diferencia mínima significativa para $\alpha = 5\%$: germinación = 69.88%; longitud de tallo = 86.99mm; longitud de raíz

= 98.73mm; trigo: diferencia mínima significativa para $\alpha = 5\%$: germinación = 79.70%; longitud de tallo = 69.51mm; longitud de raíz = 82.08mm.

Índice de germinación de los cuatro cultivos, en los diferentes sustratos con respecto a la perlita que es el sustrato que obtuvo el 100%, en los demás sustratos se observó gran diferencia entre los cultivos, sin embargo se aprecia que el cultivo con un mayor índice de germinación fue el trigo, el cual alcanzó un índice de germinación de 201.8% en el sustrato de Vermicompost + Perlita con respecto a la Perlita el cual se eligió para ser el testigo.

Se observó que el trigo en el sustrato de V+P, PM+P, CY+P, PM+A, V+A, CY+A, C+A, PM, V, CY, C y P no presentaron fitotoxicidad, y en los sustratos de C+P y A contienen moderadas sustancias fitotóxicas; en la avena el sustrato de P, C, CY, V y PM+P no presentan fitotoxicidad, los sustratos PM y PM+A presentaron moderadas sustancias fitotóxicas y los sustratos A, C+A, CY+A, V+A, C+P, CY+P y V+P contienen altos niveles de fitotoxicidad; en la calabaza, los sustratos P, C, PM+A y V+P no presentaron fitotoxicidad, el sustrato de V presentó una fitotoxicidad moderada mientras que los sustratos A, CY, PM, C+A, CY+A, V+A, C+P, CY+P y PM+P contienen altos niveles de fitotoxicidad; en el cultivo de rábano los sustratos P, A, PM, PM+A y PM+P no presentaron niveles de fitotoxicidad, los sustratos CY, V, CY+A y V+A presentaron niveles moderados de fitotoxicidad y los sustratos de C, C+A, C+P, CY+P y V+P manifestaron altos niveles de fitotoxicidad.

Palabras Clave: fitotoxicidad, germinación, longitud de tallo, longitud de raíz, medios de germinación.

I INTRODUCCIÓN.

Se entiende por semilla botánica, el óvulo del ovario de la flor, fecundado y maduro. Mientras que se entiende por semilla agrícola cualquier estructura vegetal destinada a la propagación de un cultivo.

Muchas veces coinciden ambos conceptos, hay muchos cultivos en los que la semilla que se utiliza para ser propagados (semilla agrícola) es el óvulo fecundado y maduro (semilla botánica), es el caso de las especies de la familia de las cucurbitáceas (melón, sandía, pepino, calabaza, etc.), u otros cultivos importantes como pueden ser la cebolla, el tomate, etc.

Semilla botánica. La semilla se desarrolla a partir de un óvulo y, en la madurez, consta de las siguientes partes: el esporofito joven y parcialmente desarrollado llamado "embrión"; cantidad variable (a veces nulo) de endospermo, el o los cotiledones y las capas protectoras, la cubierta de la semilla o testa.

El embrión consta de un eje, el eje raíz-hipocotilo, que lleva, en un extremo, el meristemo radical y, en el otro, el cotiledón o cotiledones y el meristemo del primer brote. (Bhadurim, 1936 y Borthwick, 1931).

El embrión de las dicotiledóneas adquiere forma bilobada, debido a la aparición de dos cotiledones, mientras que el embrión de las monocotiledóneas se transforma en una estructura más o menos cilíndrica por extensión directa de un solo cotiledón. (Miller y Wetmore, 1946; Nast, 1941).

La estructura de un endospermo completamente desarrollado varía considerablemente. Puede estar constituido por un tejido muy vacuolado y de membranas delgadas, sin sustancias de reserva. Dicho endospermo es utilizado, parcial o completamente, para el desarrollo del embrión. En muchas plantas el endospermo se diferencia como tejido de reserva. Puede tener membranas delgadas o gruesas, a veces muy gruesas y de aspecto córneo. (Robbins y Borthwick, 1925).

El compostaje es un proceso donde los residuos orgánicos biodegradables se descomponen mediante una oxidación bioquímica, bajo condiciones controladas, generando CO₂ y H₂O, energía calórica y materia orgánica estabilizada o "compost" Este producto final puede ser utilizado ya sea como acondicionador de suelos, o bien, como componente base para la elaboración de sustratos especializados de uso agrícola. Sin embargo, el emplearlos sin un adecuado grado de madurez, puede provocar efectos negativos en las plantas, debido a la presencia de metabolitos intermediarios fitotóxicos, especialmente, cuando se utiliza como componente base de sustratos especializados en viveros. Pueden generar efectos perjudiciales en el desarrollo de las plantas, inhibiendo la

germinación de semillas o el crecimiento de raíces por lo que es altamente riesgosa su utilización en cultivos. (Varnero *et al.*, 2007).

Uno de los sustratos más utilizados para la producción de plántulas en el ámbito mundial es la turba de musgo (*Sphagnum* peat moss); sus características físicas, químicas y biológicas permiten una excelente germinación y crecimiento de las plántulas, pero su costo elevado y explotación no sostenible, ha comenzado a restringir su uso. Esto ha motivado la búsqueda de otros sustratos entre los que destacan el compost producido a partir de materiales orgánicos vegetales y animales y el aserrín de coco, producto de la molienda del mesocarpio del fruto del coco. (Fernández *et al.*, 2006).

1.1 OBJETIVO.

Evaluar la toxicidad de diferentes tipos de compostas mediante la germinación de diferentes especies de plantas, midiendo la toxicidad que puedan manifestar en este proceso vegetativo.

1.2 HIPÓTESIS.

La toxicidad de las compostas altera la germinación de la semilla.

1.3 METAS.

Obtener información confiable mediante la experimentación sobre el manejo de especies y compostas, para fines comerciales.

II REVISIÓN DE LITERATURA.

2.1 La germinación de semillas de trasplantes.

La germinación, en un amplio sentido, es la reactivación del crecimiento activo del embrión, generalmente después de un estado de reposo. (Bewley y Black, 1994). Esto da lugar a la fractura de la cubierta de la semilla y a la aparición de una plántula. El fisiólogo de la semilla puede medir la aparición de la radícula. El tecnólogo de la semilla mide la germinación solamente después que se observa una planta normal, es decir que la raíz y el lanzamiento sean normales en aspecto.

La germinación de las semillas sigue una secuencia de eventos específicos que incluye: imbibición del agua, la activación de las enzimas, la iniciación del crecimiento del embrión, la ruptura de la capa de la semilla, y la aparición de la plántula en el semillero. (Kigel y Galili, 1995).

La imbibición, o movimiento del agua en la semilla, primero ocurre como movimiento físico en las aberturas naturales de la cubierta de la semilla. El agua generalmente se mueve en todas las semillas y tejidos, y se denomina la fase pasiva. (Bewley y Black, 1994).

El índice y el volumen total de movimiento del agua dependen de la cubierta de la semilla, composición de la semilla, y el grado de temperatura. Las semillas tales como la soya, que contienen proteína como el principal componente de almacenaje, alcanzarán un volumen final más grande que las semillas que contienen una gran cantidad de almidón, como en el maíz. Después del movimiento inicial del agua en la semilla, sigue una fase de retraso, donde la respiración comienza y la tasa de imbibición se reduce. (Taylorson, 1989).

Esta fase es regulada por las características físicas de la semilla y los procesos metabólicos que se activan en la semilla. Esto se relaciona más con una fase activa de absorción de agua porque representa crecimiento activo de la planta de semillero. El agua hace que las células en la semilla lleguen a ser túrgidas, la semilla entera agranda en su volumen, y la cubierta de la semilla llega a ser más permeable a los gases tales como el oxígeno y dióxido de carbono. (Kigel y Galili, 1995).

Mientras que la semilla se hincha, la cubierta de la semilla se rompe, facilitando el movimiento del agua y del gas. Generalmente, el contenido de humedad en la semilla seca es del 5% al 8%. El contenido de agua imbibida por la semilla se elevará rápidamente sobre el 60% al 80%. El eje embrionario tendrá que lograr un mayor contenido de agua; el 90% para el desarrollo de la radícula, mientras que, otras porciones de la semilla pueden todavía estar a menos del 50%

de humedad después de 12 horas de imbibición. Esto es especialmente cierto en semillas almidonosas. Según lo mencionado previamente, hay tres etapas o fases de absorción de agua. La fase uno puede ser la más rápida, durando generalmente de 1 a 8 horas. (Bewley y Black, 1994).

La imbibición en la fase uno es similar en semillas muertas y vivas así como en las semillas activas e inactivas. Esta es la razón por la cual se llama pasiva. La fase dos o la fase de retraso puede durar de varias horas a varios días; y más tiempo, si las semillas son inactivas. La fase dos concluye generalmente cuando la radícula resalta a través de la cubierta de la semilla. Es durante la fase dos que ocurren los acontecimientos metabólicos principales que conducen a la terminación de la germinación. Las semillas inactivas permanecen en la fase dos en que los acontecimientos metabólicos incluyen la reorganización de la membrana, la activación de la enzima, la síntesis de proteína, el desglose del almacenaje, la síntesis del ARN, y el metabolismo del azúcar para la derivación de la energía (respiración). Muchas semillas inactivas, habrán elevado los niveles de la actividad respiratoria durante la fase dos, así como ciertos tipos de procesos sintéticos que ocurren. Sin embargo, dependiendo del tipo de inactividad, estas semillas no comienzan generalmente la división celular. La mayoría de las semillas obtenidas no entran a una fase de inactividad, aunque algunas procedentes de la semilla de flor, que poseen una cubierta de semilla dura pueden restringir la absorción de agua. La fase final, fase tres, es también un período de absorción de agua rápida. Esto se relaciona generalmente con la división celular y expansión de la célula, saliente de la radícula, y eventual alargamiento y saliente del hipocotilo de la cubierta de la semilla. Esto marca el final de la germinación y el principio del crecimiento de la plántula de semillero.

2.2 Factores que afectan a la germinación.

El tiempo para la germinación y sus varias fases dependen de muchos factores, como la disponibilidad de humedad, la composición de los medios (sustratos), la aireación, la temperatura, y a veces la luz cuando sea necesario. Bajo condiciones de alta o baja temperatura, los procesos de la fase dos serían muy retrasados. Así, las semillas que se han plantado en medios húmedos se deben mantener cerca de su temperatura óptima de la germinación. Esta temperatura proporcionará más rápido y generalmente la mayoría de la aparición uniforme de plantas de semillero. Los cultivadores del trasplante deben también entender que las varias semillas responden diferentemente a las condiciones ambientales antes dichas, y que la calidad y el vigor de la semilla en sí mismo

predispondrán la planta de semillero a su tasa de crecimiento óptima. (McDonald y Nelson, 1986).

Las cosas tales como el tamaño de la semilla, la composición de la semilla, del tamaño del embrión, y de la permeabilidad de la cubierta de la semilla (para intercambio de agua y gas) todas influyen el índice de imbibición en la fase uno y la cantidad de tiempo en que la semilla permanece en la fase dos. Generalmente, la fase uno es afectada más por la disponibilidad de agua y características heredadas de la semilla que el ambiente que le rodea.

2.2.1 Humedad. - Para los productores de plantas de trasplante, es generalmente más fácil mantener niveles adecuados de humedad en la bandeja del trasplante o en el campo del trasplante, que controlar la temperatura. Los productores de plántulas mojan sus semillas inmediatamente después del establecimiento. Esto compensa problemas de mantener las semillas en bandejas o en condiciones de campo en donde las condiciones de humedad del suelo son variables, y así, iniciando la germinación en la población de la semilla en diversas horas. Si las semillas no se mojan inmediatamente después del establecimiento, ciertas semillas en una población se pueden predisponer a los niveles de la humedad que iniciarán las primeras etapas de la germinación. Así, cuando mojan a toda la población, pueden llevar al establecimiento variable del soporte. (Styer y Koranski, 1997).

La mayoría de las semillas de hortalizas germinan mejor en la capacidad de campo. Algunas semillas germinan mejor bajo condiciones secas. Estas condiciones significan realmente humedad alta, pero la humedad no excesiva. La humedad excesiva puede llevar a las condiciones anaerobias, especialmente cuando los medios y los tipos del suelo son absolutamente densos. Las condiciones de demasiada humedad pueden reducir la germinación y hacer las semillas más sensibles a las temperaturas altas. Así, humedad, temperatura, e intercambio del gas se correlacionan íntimamente uno con el otro.

2.2.2 Temperatura. - La temperatura es extremadamente difícil de controlar, especialmente en plantaciones en campo abierto. En cultivo de plántulas de invernadero, la germinación puede ser controlada mejor colocando las bandejas de trasplante en un cuarto controlado para poder mantener la temperatura óptima. El periodo de tiempo en el cuarto de germinación debe durar no más que a la iniciación de la radícula.

Un paso limitante en la germinación puede ocurrir en cualquier momento si las temperaturas están abajo o sobre el grado óptimo para la germinación de cualquier semilla en particular. (Copeland y McDonald, 1997).

Esta inhibición de la germinación dura solo mientras las semillas estén excesivamente en la alta temperatura para la germinación. Así, cuando la temperatura se reduce hacia el grado óptimo, las semillas inician generalmente la germinación. Muchas veces, las temperaturas reducidas de la noche no son suficientemente largas en una temperatura adecuada para permitir que la germinación ocurra. Desafortunadamente, debido a varios factores incluyendo la calidad de la semilla (vigor), la disponibilidad de la humedad, y la variabilidad en temperatura dentro de una bandeja, el productor del trasplante puede encontrar de nuevo que las porciones de la semilla pueden variar grandemente en su capacidad de aparición. (Styer y Koranski, 1997).

2.2.3 Aireación. - La aireación adecuada es otro factor que se debe considerar para asegurar un grado óptimo y germinación uniforme. Los productores que trasplantan utilizan cuartos de germinación con control de temperatura; sin considerar a menudo este factor al intentar establecer la aparición uniforme y los procedimientos del amontonamiento o apilado que permiten la aireación en el nivel de la semilla en cada uno de las bandejas. Los materiales tales como la vermiculita gruesa, arena, perlita, granos de la espuma de poliestireno o arcilla calcinada se podrían utilizar para cubrir la semilla. Semillas más pequeñas no se deben plantar y cubrir tan profundamente como la semilla grande.

2.2.4 Luz. - Muchas de nuestras especies cultivadas no requieren la luz para la germinación. Sin embargo, para algunas especies (vinca, cyclamen, phlox, y lechuga), la luz es un requisito para la germinación. (Bradbeer, 1988).

En otras especies (lechuga, apio, impatiens y petunia), la luz puede inhibir realmente la extensión y el crecimiento de la radícula, produciendo crecimiento no uniforme de la planta de semillero.

2.3 Prueba de la semilla.

La mayoría de los laboratorios de reclinación de la semilla prueban la semilla para la pureza, el contenido de humedad, y el por ciento de germinación. Desafortunadamente, los laboratorios de la semilla no pueden dar una idea exacta de cómo las semillas se desempeñarán bajo condiciones de campo diversas. Divulgan solamente que las semillas germinarán bien bajo condiciones ideales. Los laboratorios de prueba utilizan generalmente las pruebas de la toalla de papel, que proveen continuamente a la semilla condiciones de humedad óptimas. (Copeland y McDonald, 1997).

Las semillas entonces se colocan en un compartimiento de temperatura controlada para la germinación en grado óptimo de la especie en particular. Así, los resultados de la prueba de germinación pueden ser muy engañosos para un productor de trasplante cuando las plántulas se hacen crecer bajo condiciones ambientales extremas.

2.4 Vigor de la semilla.

El vigor se puede definir como la capacidad de una semilla de germinar rápidamente y de producir una planta de semillero normal bajo una amplia gama de condiciones. El vigor de la semilla es algo que no se puede considerar germinación. (Basra, 1995).

Una prueba del vigor puede medir solamente una fase de crecimiento temprano de la planta de semillero. Los productores de plántulas deben probar, ya que el expediente de germinación condiciona una porción para determinar la uniformidad de la semilla y la aparición total bajo esas condiciones diversas. Esto, en la mayoría de los casos, da una buena indicación del vigor potencial solo de esa porción de la semilla.

Existen varias pruebas que son utilizadas por las empresas de semillas para medir el vigor en el lote de semillas. Varios ejemplos de las pruebas de detección de semillas buscan incluir el vigor, ya sea fresco y/o caliente la germinación, pruebas de estrés, la homogeneidad y la tasa de protrusión de la radícula, la medición de la protrusión de la radícula, la medición de crecimiento de la radícula durante un cierto período de tiempo, la conductividad de los lixiviados de semillas, el envejecimiento acelerado, varios del crecimiento de plántulas, tales como pruebas de longitud de raíz y altura de plántulas, y más recientemente, una técnica desarrollada por la empresa de semillas de bolas utilizando análisis de imágenes de expansión del cotiledón. (Copeland y McDonald, 1997; Styer y Koranski, 1997).

El vigor de las pruebas es a menudo utilizado por la empresa de semillas para determinar los lotes de semillas que son más fuertes y en algunos casos, predecir el tiempo que un lote de semillas se almacenará.

El uso de la más alta calidad de las semillas (la más alta energía) ayudará a asegurar un rápido, uniforme y óptimo de la cosecha que está siendo cultivado. Esto se traduce en mayores beneficios para los productores de trasplante. Semillas de alta energía pueden mejorar la tasa de germinación y uniformidad, la uniformidad de germinación, y la tasa de crecimiento de plántulas, especialmente en lo que se traduce en el crecimiento de las plantas bajo condiciones menos que óptimas.

Con frecuencia, la viabilidad de las semillas (capacidad para germinar) y el vigor de las semillas están directamente relacionados. Tanto la viabilidad y vigor disminuyen con el tiempo. Generalmente, comienza a disminuir el vigor antes de que el productor observe una disminución de la viabilidad. (Basra, 1995).

Esto significa que un lote de semillas que germina de manera uniforme en un 90% pueden verse adversamente afectados por las condiciones ambientales cada vez más estresantes. Si un productor utilizara este lote de semillas más tarde en las plantaciones el vigor puede haber disminuido. En este caso, el lote de semillas pueden germinar bien (90%) en condiciones de garantizar, pero el lote de semillas no puede ser muy uniforme en su patrón de germinación.

2.5 Almacenamiento de las semillas.

El proceso de envejecimiento natural se produce durante el almacenamiento, pero puede ser artificialmente acelerado por altas temperaturas y alta humedad relativa durante el almacenamiento. (McDonald y Stanwood, 1989).

El óptimo de humedad de semillas durante el almacenamiento para muchas especies de cultivo se encuentra en un rango de 5% a 8%. Si el contenido de humedad cae por debajo del 5%, sobre todo, la vitalidad se puede disminuir junto con el vigor. Este proceso es irreversible. Cuando la humedad de las semillas supera el 12%, varios insectos y hongos pueden crecer y reproducirse en y sobre la semilla.

En este nivel de humedad el envejecimiento se acelera debido a los procesos de la fase dos comenzará la imbibición pero la división y elongación celular no puede ocurrir. Así, las condiciones de almacenamiento son de importancia primordial para mantener la viabilidad de las semillas y el vigor, procesos que pueden entonces relacionarse con la longevidad de las semillas. Buenas condiciones térmicas de almacenamiento son de entre 5 y 10°C, a = 40% al 50% de humedad relativa para la mayoría de las semillas. Si la humedad relativa puede ser controlada al 30%, la longevidad de las semillas se puede mejorar aún más.

En resumen, se recomienda que el contenedor de almacenamiento de la semilla se encuentre en una habitación con aire acondicionado o en una zona con baja humedad relativa y luego, cuando sea necesario, mover las semillas en el área de trasplante.

La germinación debe ser verificada rutinariamente para las semillas que se almacenan por períodos de 6 meses o más. (Agarwal y Sinclair, 1997).

2.6 Agentes patógenos de semillas, granulación y mejoras.

Se recomienda que se utilicen semillas que han sido tratadas con fungicidas diversos etiquetados para esas semillas. Además, la película de revestimiento de aglomerados garantizará condiciones de seguridad para el operador de trasplante mediante la reducción química de polvo en la atmósfera. (Copeland y McDonald, 1997).

La optimización de la germinación de la semilla es el paso más importante para ayudar a asegurar los ingresos económicos en la operación de trasplante. La germinación es importante y exige que al final esté también la uniformidad de emergencia que garantizará una alta calidad de cultivo. El uso de semillas de alta calidad ayudará a optimizar estos procesos. (Styer y Koranski, 1997).

2.7 Sustrato.

Un sustrato es todo material sólido distinto del suelo, natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que, colocado en un contenedor, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radicular de la planta, desempeñando, por tanto, un papel de soporte para la planta. El sustrato puede intervenir o no en el complejo proceso de la nutrición mineral de la planta.

2.8 Propiedades de los sustratos de cultivo.

2.8.1 Propiedades Físicas.

- Porosidad.

Es el volumen total del medio no ocupado por las partículas sólidas, y por tanto, lo estará por aire o agua en una cierta proporción. Su valor óptimo no debería ser inferior al 80-85%, aunque sustratos de menor porosidad pueden ser usados ventajosamente en determinadas condiciones. La porosidad debe ser abierta, pues la porosidad ocluida, al no estar en contacto con el espacio abierto, no sufre intercambio de fluidos con él y por tanto no sirve como almacén para la raíz. El menor peso del sustrato será el único efecto positivo. El espacio o volumen útil de un sustrato corresponderá a la porosidad abierta. El grosor de los poros condiciona la aireación y retención de agua del sustrato. Poros gruesos suponen una menor relación superficie/volumen, por lo que el equilibrio tensión superficial/fuerzas gravitacionales se restablece cuando el poro queda solo parcialmente lleno de agua, formando una película de espesor determinado. El

equilibrio aire/agua se representa gráficamente mediante las curvas de humectación. Se parte de un volumen unitario saturado de agua y en el eje de ordenadas se representa en porcentaje el volumen del material sólido más el volumen de porosidad útil. Se le somete a presiones de succiones crecientes, expresadas en centímetros de columnas de agua, que se van anotando en el eje de abscisas. A cada succión corresponderá una extracción de agua cuyo volumen es reemplazado por el equivalente de aire. De modo que a un valor de abscisas corresponde una ordenada de valor igual al volumen del material sólido más el volumen de aire. El volumen restante hasta el 100% corresponde al agua que aún retiene el sustrato.

- Densidad.

La densidad de un sustrato se puede referir bien a la del material sólido que lo compone y entonces se habla de densidad real, o bien a la densidad calculada considerando el espacio total ocupado por los componentes sólidos más el espacio poroso, y se denomina porosidad aparente. La densidad real tiene un interés relativo. Su valor varía según la materia de que se trate y suele oscilar entre 2.5-3 para la mayoría de los de origen mineral. La densidad aparente indica indirectamente la porosidad del sustrato y su facilidad de transporte y manejo. Los valores de densidad aparente se prefieren bajos (0.7-1.0) y que garanticen una cierta consistencia de la estructura.

- Estructura.

Puede ser granular como la de la mayoría de los sustratos minerales o bien fibrilares. La primera no tiene forma estable, acoplándose fácilmente a la forma del contenedor, mientras que la segunda dependerá de las características de las fibras. Si son fijadas por algún tipo de material de cementación, conservan formas rígidas y no se adaptan al recipiente pero tienen cierta facilidad de cambio de volumen y consistencia cuando pasan de secas a mojadas.

2.8.2 Propiedades Químicas.

La reactividad química de un sustrato se define como la transferencia de materia entre el sustrato y la solución nutritiva que alimenta las plantas a través de las raíces. Esta transferencia es recíproca entre sustrato y solución de nutrientes y puede ser debida a reacciones de distinta naturaleza:

a) Químicas. Se deben a la disolución e hidrólisis de los propios sustratos y pueden provocar:

Efectos fitotóxicos por liberación de iones H^+ y OH^- y ciertos iones metálicos como el CO_2 . Efectos carenciales debido a la hidrólisis alcalina de algunos sustratos que provoca un aumento del pH y la precipitación del fósforo y algunos microelementos. Efectos osmóticos provocados por un exceso de sales solubles y el consiguiente descenso en la absorción de agua por la planta.

b) Físico-químicas. Son reacciones de intercambio de iones. Se dan en sustratos con contenidos en materia orgánica o los de origen arcilloso (arcilla expandida) es decir, aquellos en los que hay cierta capacidad de intercambio catiónico (C.I.C.). Estas reacciones provocan modificaciones en el pH y en la composición química de la solución nutritiva por lo que el control de la nutrición de la planta se dificulta.

c) Bioquímicas. Son reacciones que producen la biodegradación de los materiales que componen el sustrato. Se producen sobre todo en materiales de origen orgánico, destruyendo la estructura y variando sus propiedades físicas. Esta biodegradación libera CO_2 y otros elementos minerales por destrucción de la materia orgánica. Normalmente se prefieren sustratos inertes frente a los químicamente activos. La actividad química aporta a la solución nutritiva elementos adicionales por procesos de hidrólisis o solubilidad. Si éstos son tóxicos, el sustrato no sirve y hay que descartarlo, pero aunque sean elementos nutritivos útiles entorpecen el equilibrio de la solución al superponer su incorporación un aporte extra con el que habrá que contar, y dicho aporte no tiene garantía de continuidad cuantitativa (temperatura, agotamiento, etc.). Los procesos químicos también perjudican la estructura del sustrato, cambiando sus propiedades físicas de partida.

2.8.3 Propiedades Biológicas.

Cualquier actividad biológica en los sustratos es claramente perjudicial. Los microorganismos compiten con la raíz por oxígeno y nutrientes. También pueden degradar el sustrato y empeorar sus características físicas de partida. Generalmente disminuye su capacidad de aireación, pudiéndose producir asfixia radicular. La actividad biológica está restringida a los sustratos orgánicos y se eliminarán aquellos cuyo proceso degradativo sea demasiado rápido.

Así las propiedades biológicas de un sustrato se pueden concretar en:

a) Velocidad de descomposición. La velocidad de descomposición es función de la población microbiana y de las condiciones ambientales en las que se encuentre el sustrato. Esta puede provocar deficiencias de oxígeno y de nitrógeno, liberación de sustancias fitotóxicas y contracción del sustrato. La disponibilidad de compuestos biodegradables (carbohidratos, ácidos grasos y proteínas) determina la velocidad de descomposición.

b) Efectos de los productos de descomposición. Muchos de los efectos biológicos de los sustratos orgánicos se atribuyen a los ácidos húmicos y fúlvicos, que son los productos finales de la degradación biológica de la lignina y la hemicelulosa. Una gran variedad de funciones vegetales se ven afectadas por su acción.

c) Actividad reguladora del crecimiento. Es conocida la existencia de actividad auxínica en los extractos de muchos materiales orgánicos utilizados en los medios de cultivo.

2.9 Características del sustrato ideal.

El mejor medio de cultivo depende de numerosos factores como son el tipo de material vegetal con el que se trabaja (semillas, plantas, estacas, etc.), especie vegetal, condiciones climáticas, sistemas y programas de riego y fertilización, aspectos económicos, etc.

Para obtener buenos resultados durante la germinación, el enraizamiento y el crecimiento de las plantas, se requieren las siguientes características del medio de cultivo:

a) Propiedades físicas:

- Elevada capacidad de retención de agua fácilmente disponible.
- Suficiente suministro de aire.
- Distribución del tamaño de las partículas que mantenga las condiciones anteriores.
- Baja densidad aparente.
- Elevada porosidad.
- Estructura estable, que impida la contracción (o hinchazón del medio).

b) Propiedades químicas:

- Baja o apreciable capacidad de intercambio catiónico, dependiendo de que la fertirrigación se aplique permanentemente o de modo intermitente, respectivamente.
- Suficiente nivel de nutrientes asimilables.
- Baja salinidad.
- Elevada capacidad tampón y capacidad para mantener constante el pH.
- Mínima velocidad de descomposición.

c) Otras propiedades.

- Libre de semillas ajenas, nemátodos y otros patógenos y sustancias fitotóxicas.
- Reproductividad y disponibilidad.
- Bajo coste.
- Fácil de mezclar.
- Fácil de desinfectar y estabilidad frente a la desinfección.
- Resistencia a cambios externos físicos, químicos y ambientales.

2.10 Tipos de sustratos.

Existen diferentes criterios de clasificación de los sustratos, basados en el origen de los materiales, su naturaleza, sus propiedades, su capacidad de degradación, etc.

2.10.1 Según sus Propiedades.

Sustratos químicamente inertes. Arena granítica o silíceo, grava, roca volcánica, perlita, arcilla expandida, lana de roca, etc.

Sustratos químicamente activos. Turbas rubias y negras, corteza de pino, vermiculita, materiales ligno-celulósicos, etc.

Las diferencias entre ambos vienen determinadas por la capacidad de intercambio catiónico o la capacidad de almacenamiento de nutrientes por parte del sustrato. Los sustratos químicamente inertes actúan como soporte de la planta, no interviniendo en el proceso de adsorción y fijación de los nutrientes, por lo que han de ser suministrados mediante la solución fertilizante. Los sustratos químicamente activos sirven de soporte a la planta pero a su vez actúan como depósito de reserva de los nutrientes aportados mediante la fertilización almacenándolos o cediéndolos según las exigencias del vegetal.

2.10.2 Según el origen de los materiales.

Materiales orgánicos. De origen natural. Se caracterizan por estar sujetos a descomposición biológica (turbas).

De síntesis. Son polímeros orgánicos no biodegradables, que se obtienen mediante síntesis química (espuma de poliuretano, poliestireno expandido, etc.).

Subproductos y residuos de diferentes actividades agrícolas, industriales y urbanas. La mayoría de los materiales de este grupo deben experimentar un proceso de compostaje, para su adecuación como sustratos (cascarillas de arroz, pajas de cereales, fibra de coco, orujo de uva, cortezas de árboles, serrín y virutas de la madera, residuos sólidos urbanos, lodos de depuración de aguas residuales, etc.).

2.11 Materiales inorgánicos o minerales.

De origen natural. Se obtienen a partir de rocas o minerales de origen diverso, modificándose muchas veces de modo ligero, mediante tratamientos físicos sencillos. No son biodegradables (arena, grava, tierra volcánica, etc.).

Transformados o tratados. A partir de rocas o minerales, mediante tratamientos físicos, más o menos complejos, que modifican notablemente las características de los materiales de partida (perlita, lana de roca, vermiculita, arcilla expandida, etc.).

Residuos y subproductos industriales. Comprende los materiales procedentes de muy distintas actividades industriales (escorias de horno alto, estériles del carbón, etc.).

2.12 Descripción general de algunos sustratos.

2.12.1 Sustratos naturales

a) Agua.

Es común su empleo como portador de nutrientes, aunque también se puede emplear como sustrato.

b) Gravas.

Suelen utilizarse las que poseen un diámetro entre 5 y 15mm. Destacan las gravas de cuarzo, la piedra pómez y las que contienen menos de un 10% en carbonato cálcico. Su densidad aparente es de 1,500-1,800kg/m³. Poseen una buena estabilidad estructural, su capacidad de retención del agua es baja si bien su porosidad es elevada (más del 40% del volumen). Su uso como sustrato puede durar varios años. Algunos tipos de gravas, como las de piedra pómez o de arena de río, deben lavarse antes de utilizarse. Existen algunas gravas sintéticas, como la herculita, obtenida por tratamiento térmico de pizarras.

c) Arenas.

Las que proporcionan los mejores resultados son las arenas de río. Su granulometría más adecuada oscila entre 0.5 y 2mm de diámetro. Su densidad aparente es similar a la grava. Su capacidad de retención del agua es media (20% del peso y más del 35% del volumen); su capacidad de aireación disminuye con el tiempo a causa de la compactación; su capacidad de intercambio catiónico es nula. Es relativamente frecuente que su contenido en caliza alcance el 8-10%. Algunos tipos de arena deben lavarse previamente. Su pH varía entre 4 y 8. Su durabilidad es elevada. Es bastante frecuente su mezcla con turba, como sustrato de enraizamiento y de cultivo en contenedores.

d) Tierra volcánica.

Son materiales de origen volcánico que se utilizan sin someterlos a ningún tipo de tratamiento, proceso o manipulación. Están compuestos de sílice, alúmina y óxidos de hierro. También contiene calcio, magnesio, fósforo y algunos oligoelementos. Las granulometrías son muy variables al igual que sus propiedades físicas. El pH de las tierras volcánicas es ligeramente ácido con tendencias a la neutralidad. La C.I.C. es tan baja que debe considerarse como nulo. Destaca su buena aireación, la inercia química y la estabilidad de su estructura. Tiene una baja capacidad de retención de agua, el material es poco homogéneo y de difícil manejo.

e) Turbas.

Las turbas son materiales de origen vegetal, de propiedades físicas y químicas variables en función de su origen. Se pueden clasificar en dos grupos: turbas rubias y negras. Las turbas rubias tienen un mayor contenido en materia orgánica y están menos descompuestas, las turbas negras están más mineralizadas teniendo un menor contenido en materia orgánica. Es más frecuente el uso de turbas rubias en cultivo sin suelo, debido a que las negras tienen una aireación deficiente y unos contenidos elevados en sales solubles. Las turbas rubias tiene un buen nivel de retención de agua y de aireación, pero muy

variable en cuanto a su composición ya que depende de su origen. La inestabilidad de su estructura y su alta capacidad de intercambio catiónico interfiere en la nutrición vegetal, presentan un pH que oscila entre 3.5 y 8.5. Se emplea en la producción ornamental y de plántulas hortícolas en semilleros.

f) Corteza de pino.

Se pueden emplear cortezas de diversas especies vegetales, aunque la más empleada es la de pino, que procede básicamente de la industria maderera. Al ser un material de origen natural posee una gran variabilidad, las cortezas se emplean en estado fresco (material crudo) o compostadas. Las cortezas crudas pueden provocar problemas de deficiencia de nitrógeno y de fitotoxicidad. Las propiedades físicas dependen del tamaño de sus partículas, y se recomienda que el 20-40% de dichas partículas sean con un tamaño inferior a los 0.8mm es un sustrato ligero, con una densidad aparente de 0.1 a 0.45g/cm³. La porosidad total es superior al 80-85%, la capacidad de retención de agua es de baja a media, siendo su capacidad de aireación muy elevada. El pH varía de medianamente ácido a neutro. La CIC es de 55meq/100g.

g) Fibra de coco.

Este producto se obtiene de fibras de coco. Tiene una capacidad de retención de agua de hasta 3 o 4 veces su peso, un pH ligeramente ácido (6.3-6.5) y una densidad aparente de 200kg/m³. Su porosidad es bastante buena y debe ser lavada antes de su uso debido al alto contenido de sales que posee.

2.12.2 Sustratos artificiales.

a) Lana de roca.

Es un material obtenido a partir de la fundición industrial a más de 1,600°C de una mezcla de rocas basálticas, calcáreas y carbón de coque. Finalmente al producto obtenido se le da una estructura fibrosa, se prensa, endurece y se corta en la forma deseada. En su composición química entran componentes como el sílice y óxidos de aluminio, calcio, magnesio, hierro, etc. Es considerado como un sustrato inerte, con una C.I.C. casi nula y un pH ligeramente alcalino, fácil de controlar. Tiene una estructura homogénea, un buen equilibrio entre agua y aire, pero presenta una degradación de su estructura, lo que condiciona que su empleo no sobrepase los tres años. Es un material con una gran porosidad y que retiene mucha agua, pero muy débilmente, lo que condiciona una disposición muy horizontal de las tablas para que el agua se distribuya uniformemente por todo el sustrato.

b) Perlita.

Material obtenido como consecuencia de un tratamiento térmico a unos 1,000-1,200°C de una roca silíceo volcánica del grupo de las riolitas. Se presenta en partículas blancas cuyas dimensiones varían entre 1.5 y 6mm con una densidad baja, en general inferior a los 100kg/m³. Posee una capacidad de retención de agua de hasta cinco veces su peso y una elevada porosidad; su C.I.C. es prácticamente nula (1.5-2.5meq/100g); su durabilidad está limitada al tipo de cultivo, pudiendo llegar a los 5-6 años. Su pH está cercano a la neutralidad (7-7.5) y se utiliza a veces, mezclada con otros sustratos como turba, arena, etc.

c) Vermiculita.

Se obtiene por la exfoliación de un tipo de micas sometido a temperaturas superiores a los 800°C. Su densidad aparente es de 90 a 140kg/m³ presentándose en escamas de 5-10mm. Puede retener 350 litros de agua por metro cúbico y posee buena capacidad de aireación, aunque con el tiempo tiende a compactarse. Posee una elevada C.I.C. (80-120meq/l). Puede contener hasta un 8% de potasio asimilable y hasta un 12% de magnesio asimilable. Su pH es próximo a la neutralidad (7-7.2).

d) Arcilla expandida.

Se obtiene tras el tratamiento de nódulos arcillosos a más de 100 °C, formándose como unas bolas de corteza dura y un diámetro, comprendido entre 2 y 10 mm. La densidad aparente es de 400 kg/m³ y posee una baja capacidad de retención de agua y una buena capacidad de aireación. Su C.I.C. es prácticamente nula (2-5meq/l). Su pH está comprendido entre 5 y 7. Con relativa frecuencia se mezcla con turba, para la elaboración de sustratos.

e) Poliestireno expandido.

Es un plástico troceado en flóculos de 4-12mm de color blanco. Su densidad es muy baja, inferior a 50kg/m³. Posee poca capacidad de retención de agua y una buena posibilidad de aireación. Su pH es ligeramente superior a 6. Suele utilizarse mezclado con otros sustratos como la turba, para mejorar la capacidad de aireación. (INFOAGRO, 2008).

2.13.- Fitotoxicidad de sustratos.

Existen diversos métodos que permiten predecir el comportamiento de las plantas frente a distintos sustratos, los parámetros pueden incluir complejas técnicas analíticas para cuantificar moléculas fitotóxicas, o rápidos ensayos sensibles a elementos potencialmente fitotóxicos que afecten a la planta (Gariglio *et al.*, 2002). Los ensayos biológicos o bioensayos, se basan en índices de germinación y comúnmente son usados como indicadores de salinidad o presencia de compuestos tóxicos como polifenoles (Zucconi *et al.* 1985).

Los efectos fitotóxicos de un material orgánico inmaduro se deben a diversos factores, entre los cuales destacan los contenidos de amonio, de ácidos volátiles orgánicos, de metales pesados y de sales.

Estas sustancias, en elevadas concentraciones, pueden generar efectos perjudiciales en el desarrollo de las plantas, inhibiendo la germinación de semillas o el crecimiento de raíces por lo que es altamente riesgosa su utilización en cultivos. (Emino y Warman, 2004)

Para determinar el porcentaje de germinación de los extractos de compost con relación a un testigo con agua destilada, y no considera otras variables como el crecimiento de radícula. Diversos autores (Zucconi *et al.*, 1981; Tiquia, 2000; Emino y Warman, 2004) determinan el índice de germinación (IG), integrando el porcentaje relativo de germinación y el crecimiento relativo de raíces. Esto permite establecer tres niveles de fitotoxicidad: severa, moderada y baja o nula, lo cual es determinante, cuando se incorporan estos materiales en pequeños contenedores, ya que se maximiza la zona de retención (efecto maceta), adquiriendo mayor relevancia el potencial fitotóxico.

III MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1 Ubicación Geográfica de la Comarca Lagunera.

La Comarca Lagunera se encuentra ubicada al suroeste del estado de Coahuila y al noreste del estado de Durango, localizándose entre los meridianos 101° 40' y 104° 45' longitud oeste del meridiano de Greenwich y los paralelos 24° 10' y 26° 45' de latitud norte, teniendo además una altura promedio de 1,100 metros sobre el nivel del mar. (Santibáñez, 1992).

3.2 Localización del Experimento.

El experimento se llevó a cabo en el laboratorio de suelos del INIFAP Campo Experimental de la Laguna (CELALA) localizado en la avenida José Santos Valdez #1200 en el municipio de Matamoros, Coahuila, México.

3.3 Materiales utilizados:

- Cajas petri.
- Agua destilada.
- Frascos de vidrio de 800 ml con tapa de rosca.
- Semillas de rabanito (*Raphanus sativus*), de calabacita (*Cucurbita pepo*), de avena (*Avena sativa*) y de trigo (*Triticum vulgare*).
- Papel filtro.
- Micropipeta de 10 ml.
- Sustratos.
 - o Composta de estiércol de bovino
 - o Sustratos varios, incluyendo arcillas.

3.4 Métodos empleados:

Se prepararon 224 cajas petri, colocando el papel filtro dentro de cada una de ellas.

Se hizo el extracto de compostas y sustratos, pesando 10gr de cada uno de los sustratos y se le agregó 100ml de agua destilada, se agitó esta mezcla durante 15min cada una, se filtró en papel filtro y se envasó en recipientes para su almacenamiento.

Las mezclas que se prepararon son las siguientes:

1. Perlita.
2. Arena.
3. Compost.
4. Compost con yeso.

5. Vermicompost.
6. Peet moss.
7. Compost + Arena.
8. Compost con yeso + Arena.
9. Vermicompost + Arena.
10. Peet moss + Arena.
11. Compost + Perlita.
12. Compost con yeso + Perlita.
13. Vermicompost + Perlita.
14. Peet moss + Perlita.

En cada caja petri, se depositaron 10 semillas de una especie hasta completar cuatro repeticiones de cada uno de los catorce tratamientos. Se realizo un diseño experimental en bloques completamente al azar.

Se regaron diariamente las cuatro repeticiones de cada tratamiento, utilizando 10 ml de extracto por caja petri. Esto durante nueve días para el rábano, trigo, avena, y para la calabaza 13 días.

Se contaron las semillas germinadas en cada caja petri para obtener el porcentaje de germinación por tratamiento. Se tomó longitud de tallo y de raíz en las cuatro especies a evaluar. En el caso del trigo y la avena, debido a su enraizamiento fibroso, se tomaron las medidas de las varias raíces y se sacó un promedio. Así mismo de las medidas de tallos se hicieron promedios para tener una media representante. Después se sacó el promedio de las semillas germinadas por tratamiento; en la longitud de raíz se midieron cada una de la raíces, cada número de la longitud de raíz se dividió entre la cifra más alta de todas las longitudes de raíz para obtener el valor relativo de cada una de las raíces, ya teniendo los valores relativos se sacó el promedio de esos valores por tratamiento. Después de obtener los promedios de número de semillas germinadas y longitud de raíz se obtuvo el porcentaje de estos promedios, para porcentaje de semillas germinadas se dividió el promedio de semillas germinadas entre el promedio de semillas germinadas del sustrato Perlita y así hasta completar los 14 tratamientos; para el porcentaje de longitud de raíz se siguió el mismo procedimiento pero con los valores de longitud de raíz.

Mediante las siguientes fórmulas, descritas por Tiquia (2000), se obtuvo el índice de germinación (IG) para los distintos cultivos. En donde PSG= es el

Porcentaje de Semillas Germinadas; PLR= es el Porcentaje de Longitud de Raíz;
IG= el el Índice de Germinación.

$$PSG = \frac{\text{Promedio de semillas germinadas en el tratamiento}}{\text{Promedio de semillas germinadas en el testigo}} * 100$$

$$PLR = \frac{\text{Promedio de longitud de raíces en el tratamiento}}{\text{Promedio de longitud de raíces en el testigo}} * 100$$

$$IG = \frac{PSG * PLR}{100}$$

IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

4.1 Planta.

4.1.1 Variable germinación y semillas germinadas.

Para la variable germinación, las especies evaluadas mostraron una diferencia altamente significativa, siendo el rábano (*Raphanus sativus*), el que obtuvo una germinación mayor en los 14 diferentes tratamientos; siendo en el sustrato compuesto por Arena + Vermicompost, en el que se obtuvo un 100% de germinación; superando al trigo (*Triticum vulgare*), que obtuvo una germinación del 83.3% en el sustrato compuesto por Perlita + Vermicompost, a la calabaza (*Cucúrbita pepo*), que obtuvo una germinación del 70.8% en el sustrato de Arena + Compost con yeso y a la avena (*Avena sativa*), la cual obtuvo una germinación de 60.7% en el sustrato de Perlita + Peet moss.

Cuadro 4.1 Medias de interacción de extracto de composta por especie y su significancia para la variable germinación. UAAAN-UL. 2009.

Tratamiento.	Extracto composta.	Especie.	Media.	Nivel de significancia.
32	(4) Vermicomposta + Arena.	Rábano	100	A
41	(13) Peet moss.	Rábano	97.5	A
31	(3) Peet moss + Arena.	Rábano	97.5	A
38	(10) Perlita.	Rábano	95	AB
37	(9) Arena.	Rábano	95	AB
30	(2) Peet moss + Perlita.	Rábano	95	AB
42	(14) Vermicomposta.	Rábano	92.5	AB
33	(5) Composta con yeso + Arena.	Rábano	90	AB
29	(1) Vermicomposta + Perlita.	Rábano	82.5	ABC
34	(6) Composta sin yeso + Arena.	Rábano	82.5	ABC
39	(11) Composta con yeso.	Rábano	77.5	BCD
40	(12) Composta sin yeso.	Rábano	65	CDE
35	(7) Composta con yeso + Perlita.	Rábano	60	DEF
1	(1) Vermicomposta + Perlita.	Trigo	50	EFG
16	(2) Peet moss + Perlita.	Avena	42.5	FGH
47	(5) Composta con yeso + Arena.	Calabaza	42.5	FGH
5	(5) Composta con yeso + Arena.	Trigo	42.5	FGH
6	(6) Composta sin yeso + Arena.	Trigo	40	GHI
17	(3) Peet moss + Arena.	Avena	40	GHI
52	(10) Perlita.	Calabaza	37.5	GHIJ
12	(12) Composta sin yeso.	Trigo	37.5	GHIJ
18	(4) Vermicomposta + Arena.	Avena	37.5	GHIJ
3	(3) Peet moss + Arena.	Trigo	37.5	GHIJ
2	(2) Peet moss + Perlita.	Trigo	37.5	GHIJ
7	(7) Composta con yeso + Perlita.	Trigo	37.5	GHIJ
28	(14) Vermicomposta.	Avena	35	GHIJK

11	(11) Composta con yeso.	Trigo	32.5	GHIJKL
24	(10) Perlita.	Avena	32.5	GHIJKL
13	(13) Peet moss.	Trigo	32.5	GHIJKL
14	(14) Vermicomposta.	Trigo	30	HIJKLM
55	(13) Peet moss.	Calabaza	30	HIJKLM
4	(4) Vermicomposta + Arena.	Trigo	30	HIJKLM
25	(11) Composta con yeso.	Avena	30	HIJKLM
26	(12) Composta sin yeso.	Avena	30	HIJKLM
20	(6) Composta sin yeso + Arena.	Avena	30	HIJKLM
27	(13) Peet moss.	Avena	27.5	HIJKLM
19	(5) Composta con yeso + Arena.	Avena	27.5	HIJKLM
54	(12) Composta sin yeso.	Calabaza	27.5	HIJKLM
51	(9) Arena.	Calabaza	27.5	HIJKLM
44	(2) Peet moss + Perlita.	Calabaza	27.5	HIJKLM
23	(9) Arena.	Avena	27.5	HIJKLM
10	(10) Perlita.	Trigo	25	HIJKLMN
36	(8) Composta sin yeso + Perlita.	Rábano	25	HIJKLMN
53	(11) Composta con yeso.	Calabaza	22.5	IJKLMN
45	(3) Peet moss + Arena.	Calabaza	22.5	IJKLMN
56	(14) Vermicomposta.	Calabaza	20	JKLMNO
48	(6) Composta sin yeso + Arena.	Calabaza	20	JKLMNO
9	(9) Arena.	Trigo	17.5	KLMNOP
21	(7) Composta con yeso + Perlita.	Avena	17.5	KLMNOP
43	(1) Vermicomposta + Perlita.	Calabaza	17.5	KLMNOP
15	(1) Vermicomposta + Perlita.	Avena	17.5	KLMNOP
49	(7) Composta con yeso + Perlita.	Calabaza	15	LMNOP
8	(8) Composta sin yeso + Perlita.	Trigo	12.5	MNOP
46	(4) Vermicomposta + Arena.	Calabaza	7.5	NOP
50	(8) Composta sin yeso + Perlita.	Calabaza	2.5	OP
22	(8) Composta sin yeso + Perlita.	Avena	0	P

DMS(5%)

19.764

Cuadro 4.2 Medias de interacción de extracto de composta por especie y su significancia para la variable semillas germinadas. UAAAN-UL. 2009.

Tratamiento.	Extracto de composta.	Especie.	Media.	Nivel de significancia.
32	(4) Vermicomposta + Arena.	Rábano	10	A
30	(2) Peet moss + Perlita.	Rábano	9.5	AB
31	(3) Peet moss + Arena.	Rábano	9.8	AB
33	(5) Composta con yeso + Arena.	Rábano	9	AB
37	(9) Arena.	Rábano	9.5	AB
38	(10) Perlita.	Rábano	9.5	AB
41	(13) Peet moss.	Rábano	9.8	AB
42	(14) Vermicomposta.	Rábano	9.3	AB
29	(1) Vermicomposta + Perlita.	Rábano	8.3	ABC
34	(6) Composta sin yeso + Arena.	Rábano	8.3	ABC
39	(11) Composta con yeso.	Rábano	7.8	BCD
40	(12) Composta sin yeso.	Rábano	6.5	CDE
35	(7) Composta con yeso + Perlita.	Rábano	6	DEF
1	(1) Vermicomposta + Perlita.	Trigo	5	EFG
5	(5) Composta con yeso + Arena.	Trigo	4.3	FGH
6	(6) Composta sin yeso + Arena.	Trigo	4	FGH
16	(2) Peet moss + Perlita.	Avena	4.3	FGH
17	(3) Peet moss + Arena.	Avena	4	FGH
44	(2) Peet moss + Perlita.	Calabaza	4.3	FGH
45	(3) Peet moss + Arena.	Calabaza	4	FGH
2	(2) Peet moss + Perlita.	Trigo	3.8	GHI
3	(3) Peet moss + Arena.	Trigo	3.8	GHI
7	(7) Composta con yeso + Perlita.	Trigo	3.8	GHI
12	(12) Composta sin yeso.	Trigo	3.8	GHI
18	(4) Vermicomposta + Arena.	Avena	3.8	GHI
28	(14) Vermicomposta.	Avena	3.5	GHI
46	(4) Vermicomposta + Arena.	Calabaza	3.8	GHI
56	(14) Vermicomposta.	Calabaza	3.5	GHI
4	(4) Vermicomposta + Arena.	Trigo	3	GHIJ
11	(11) Composta con yeso.	Trigo	3.3	GHIJ
13	(13) Peet moss.	Trigo	3.3	GHIJ
14	(14) Vermicomposta.	Trigo	3	GHIJ
20	(6) Composta sin yeso + Arena.	Avena	3	GHIJ
24	(10) Perlita.	Avena	3.3	GHIJ
25	(11) Composta con yeso.	Avena	3	GHIJ
26	(12) Composta sin yeso.	Avena	3	GHIJ
48	(6) Composta sin yeso + Arena.	Calabaza	3	GHIJ
52	(10) Perlita.	Calabaza	3.3	GHIJ
53	(11) Composta con yeso.	Calabaza	3	GHIJ
54	(12) Composta sin yeso.	Calabaza	3	GHIJ
10	(10) Perlita.	Trigo	2.5	HIJ
19	(5) Composta con yeso + Arena.	Avena	2.8	HIJ
23	(9) Arena.	Avena	2.8	HIJ
27	(13) Peet moss.	Avena	2.8	HIJ

36	(8) Composta sin yeso + Perlita.	Rábano	2.5	HIJ
47	(5) Composta con yeso + Arena.	Calabaza	2.8	HIJ
51	(9) Arena.	Calabaza	2.8	HIJ
55	(13) Peet moss.	Calabaza	2.8	HIJ
9	(9) Arena.	Trigo	1.8	IJK
15	(1) Vermicomposta + Perlita.	Avena	1.8	IJK
21	(7) Composta con yeso + Perlita.	Avena	1.8	IJK
43	(1) Vermicomposta + Perlita.	Calabaza	1.8	IJK
49	(7) Composta con yeso + Perlita.	Calabaza	1.8	IJK
8	(8) Composta sin yeso + Perlita.	Trigo	1.3	JK
22	(8) Composta sin yeso + Perlita.	Avena	0	K
50	(8) Composta sin yeso + Perlita.	Calabaza	0	K

4.1.2 Variable longitud de tallo.

Para la variable longitud de tallo, los datos fueron los siguientes:

Cuadro 4.3 Medias para los extractos de compostas estudiadas y su significancia para la variable longitud de tallo. UAAAN-UL. 2009.

Extracto de composta.	Media.	Niveles de significancia.
(3) Peet moss + Arena.	10.708	A
(4) Vermicomposta + Arena.	10.365	A
(5) Composta con yeso + Arena.	9.691	AB
(2) Peet moss + Perlita.	9.136	ABC
(6) Composta sin yeso + Arena.	7.332	BCD
(14) Vermicomposta.	7.233	BCDE
(9) Arena.	7.096	BCDE
(10) Perlita.	7.014	BCDE
(1) Vermicomposta + Perlita.	6.992	BCDE
(13) Peet moss.	6.742	CDE
(11) Composta con yeso.	6.442	CDE
(12) Composta sin yeso.	6.34	DE
(7) Composta con yeso + Perlita.	4.573	EF
(8) Composta sin yeso + Perlita.	2.433	F

DMS (5%)

2.7

Cuadro 4.4 Medias para las especies vegetales estudiadas y su significancia para la variable longitud de tallo. UAAAN-UL. 2009.

Especies vegetales.	Media.	Niveles de significancia.
TRIGO	13.5718	A
AVENA	8.9062	B
RABÁNO	4.3675	C
CALABAZA	2.325	D

DMS (5%) 1.446

4.1.3 Variable longitud de raíz.

Para la variable longitud de raíz, las especies evaluadas mostraron una diferencia significativa, siendo el trigo (*Triticum vulgare*), el que obtuvo un promedio de 82.2 mm en el sustrato de Arena + Peet moss, superando a la avena (*Avena sativa*), que obtuvo un promedio de 81.9 mm en el sustrato de Arena + Peet moss, al rábano (*Raphanus sativus*), que obtuvo un promedio de 74mm en el sustrato de Peet moss y a la calabaza (*Cucurbita pepo*), el que obtuvo un promedio de 40.9 mm en el sustrato compuesto Arena + Peet moss.

Cuadro 4.5 Medias de interacción de extracto de composta por especies y su significancia para la variable longitud de raíz. UAAAN-UL. 2009.

Tratamiento.	Extracto composta.	Especie.	Media.	Nivel de significancia.
41	(13) Peet moss.	Rábano	8.806	A
17	(3) Peet moss + Arena.	Avena	8.503	AB
3	(3) Peet moss + Arena.	Trigo	7.267	ABC
45	(3) Peet moss + Arena.	Calabaza	6.955	ABCD
31	(3) Peet moss + Arena.	Rábano	6.93	ABCD
18	(4) Vermicomposta + Arena.	Avena	6.857	ABCDE
16	(2) Peet moss + Perlita.	Avena	6.587	ABCDEF
30	(2) Peet moss + Perlita.	Rábano	6.501	ABCDEFGF
4	(4) Vermicomposta + Arena.	Trigo	6.081	ABCDEFGFH
37	(9) Arena.	Rábano	5.875	ABCDEFGH
38	(10) Perlita.	Rábano	5.826	ABCDEFGHI
55	(13) Peet moss.	Calabaza	5.428	BCDEFGHIJK
2	(2) Peet moss + Perlita.	Trigo	5.421	BCDEFGHIJK
19	(5) Composta con yeso + Arena.	Avena	5.376	BCDEFGHIJKL
12	(12) Composta sin yeso.	Trigo	5.202	CDEFGHIJKLM
39	(11) Composta con yeso.	Rábano	5.176	CDEFGHIJKLM
28	(14) Vermicomposta.	Avena	5.09	CDEFGHIJKLM
13	(13) Peet moss.	Trigo	4.845	CDEFGHIJKLMN
14	(14) Vermicomposta.	Trigo	4.767	CDEFGHIJKLMN
33	(5) Composta con yeso + Arena.	Rábano	4.476	CDEFGHIJKLMNO
6	(6) Composta sin yeso + Arena.	Trigo	4.382	CDEFGHIJKLMNO

5	(5) Composta con yeso + Arena.	Trigo	4.258	CDEFGHIJKLMNOP
52	(10) Perlita.	Calabaza	4.123	CDEFGHIJKLMNOP
20	(6) Composta sin yeso + Arena.	Avena	4.057	DEFGHIJKLMNOP
25	(11) Composta con yeso.	Avena	3.894	DEFGHIJKLMNOPQ
15	(1) Vermicomposta + Perlita.	Avena	3.717	EFGHIJKLMNOPQR
9	(9) Arena.	Trigo	3.702	EFGHIJKLMNOPQR
47	(5) Composta con yeso + Arena.	Calabaza	3.68	FGHIJKLMNOPQR
11	(11) Composta con yeso.	Trigo	3.673	FGHIJKLMNOPQR
32	(4) Vermicomposta + Arena.	Rábano	3.628	FGHIJKLMNOPQR
10	(10) Perlita.	Trigo	3.552	FGHIJKLMNOPQR
40	(12) Composta sin yeso.	Rábano	3.444	FGHIJKLMNOPQR
51	(9) Arena.	Calabaza	3.413	GHIJKLMNOPQRS
26	(12) Composta sin yeso.	Avena	3.337	GHIJKLMNOPQRS
42	(14) Vermicomposta.	Rábano	3.306	HIJKLMNOPQRS
1	(1) Vermicomposta + Perlita.	Trigo	3.136	HIJKLMNOPQRST
44	(2) Peet moss + Perlita.	Avena	3.029	HIJKLMNOPQRST
34	(6) Composta sin yeso + Arena.	Rábano	2.877	IJKLMNOPQRST
21	(7) Composta con yeso + Perlita.	Avena	2.85	IJKLMNOPQRST
24	(10) Perlita.	Avena	2.805	IJKLMNOPQRST
35	(7) Composta con yeso + Perlita.	Rábano	2.701	JKLMNOPQRST
23	(9) Arena.	Avena	2.638	KLMNOPQRST
8	(8) Composta sin yeso + Perlita.	Trigo	2.205	LMNOPQRST
7	(7) Composta con yeso + Perlita.	Trigo	2.09	MNOPQRST
46	(4) Vermicomposta + Arena.	Calabaza	1.825	NOPQRST
27	(13) Peet moss.	Avena	1.583	OPQRST
53	(11) Composta con yeso.	Calabaza	1.519	OPQRST
29	(1) Vermicomposta + Perlita.	Rábano	1.41	OPQRST
54	(12) Composta sin yeso.	Calabaza	1.115	PQRST
49	(7) Composta con yeso + Perlita.	Calabaza	0.863	QRST
56	(14) Vermicomposta.	Calabaza	0.742	QRST
48	(6) Composta sin yeso + Arena.	Calabaza	0.583	RST
43	(1) Vermicomposta + Perlita.	Calabaza	0.575	RST
36	(8) Composta sin yeso + Perlita.	Rábano	0.26	ST
50	(8) Composta sin yeso + Perlita.	Calabaza	0.5	T
22	(8) Composta sin yeso + Perlita.	Avena	0	T
DMS (5%)			3.17	

4.2 Valores relativos.

También se obtuvieron los valores relativos con respecto a la perlita, del porcentaje de germinación, longitud de tallo y longitud de raíz en diferentes sustratos, para el cultivo de rábano: diferencia mínima significativa para $\alpha = 5\%$: germinación = 20.09%; longitud de tallo = 26.83 mm; longitud de raíz = 41.27 mm; calabaza: diferencia mínima significativa para $\alpha = 5\%$: germinación = 52.86%; longitud de tallo = 107.43 mm; longitud de raíz = 100.03 mm; avena: diferencia

mínima significativa para $\alpha = 5\%$: germinación = 69.88%; longitud de tallo = 86.99 mm; longitud de raíz = 98.73 mm; trigo: diferencia mínima significativa para $\alpha = 5\%$: germinación = 79.70%; longitud de tallo = 69.51 mm; longitud de raíz = 82.08 mm.

4.3 Índice de germinación.

Se obtuvo el índice de germinación de los cuatro cultivos, en los diferentes sustratos con respecto a la perlita que es el sustrato que obtuvo el 100%, en los demás sustratos podemos observar gran diferencia entre los cultivos, sin embargo se aprecia que el cultivo con un mayor índice de germinación es el trigo, el cual alcanza un índice de germinación de 201.8% en el sustrato de Vermicompost + Perlita, con respecto al testigo.

4.4. Germinación, longitud de tallo y longitud de raíz del rábano respecto al testigo.

Los valores obtenidos para el cultivo de rábano fueron: promedios de longitud de tallo, de raíz y germinación (Figura 4.1.1).

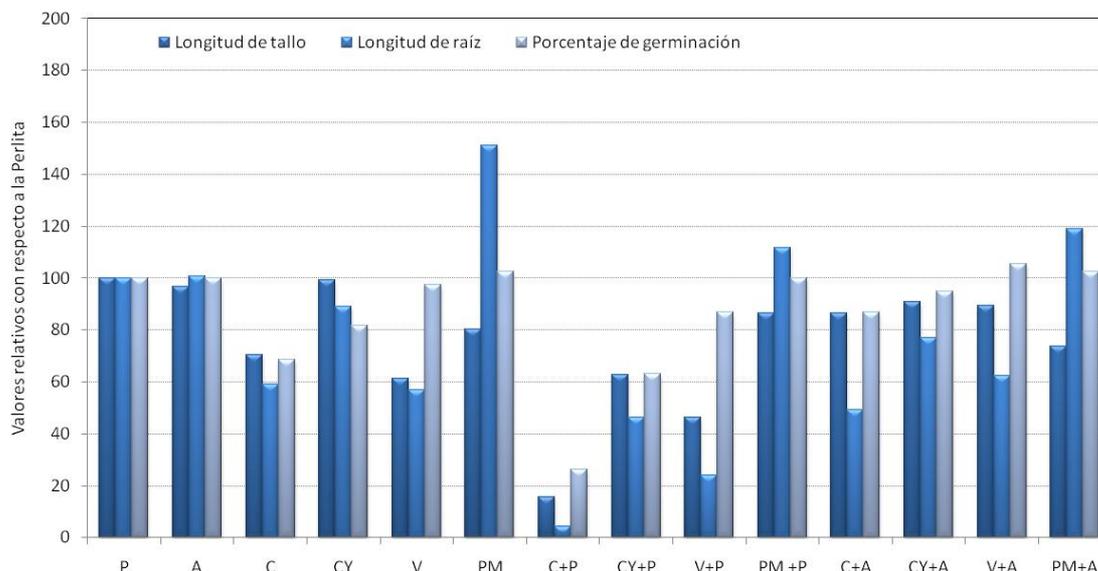


Figura 4.1 Valores relativos con respecto a la perlita, del porcentaje de germinación, longitud de tallo y longitud de raíz en diferentes sustratos, para el cultivo de rábano (Diferencia mínima significativa para $\alpha = 5\%$: germinación = 20.09%; longitud de tallo = 26.83 mm; longitud de raíz = 41.27 mm). UAAAN-UL 2009.

4.5 Germinación, longitud de raíz y tallo de la calabaza respecto al testigo.

Los valores obtenidos para el cultivo de calabaza fueron: promedios de longitud de tallo, de raíz y germinación (Figura 4.1.2).

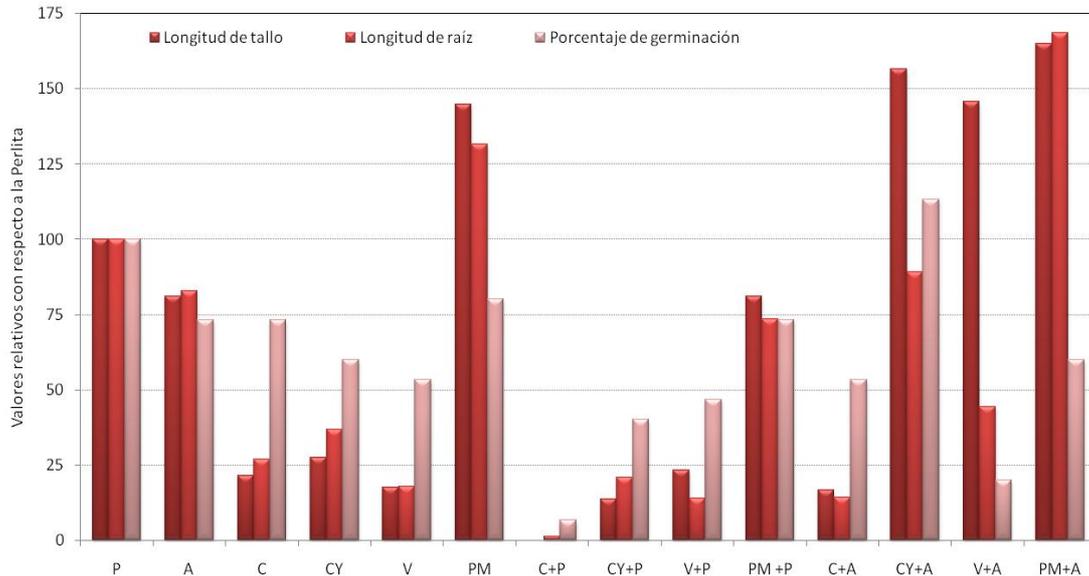


Figura 4.2 Valores relativos con respecto a la perlita, del porcentaje de germinación, longitud de tallo y longitud de raíz en diferentes sustratos, para el cultivo de calabaza (Diferencia mínima significativa para $\alpha = 5\%$: germinación = 52.86%; longitud de tallo = 107.43 mm; longitud de raíz = 100.03 mm). UAAAN-UL 2009.

4.6 Germinación, longitud de raíz y tallo de avena respecto al testigo.

Los valores obtenidos para el cultivo de avena fueron: promedios de longitud de tallo, de raíz y germinación (Figura 4.1.3).

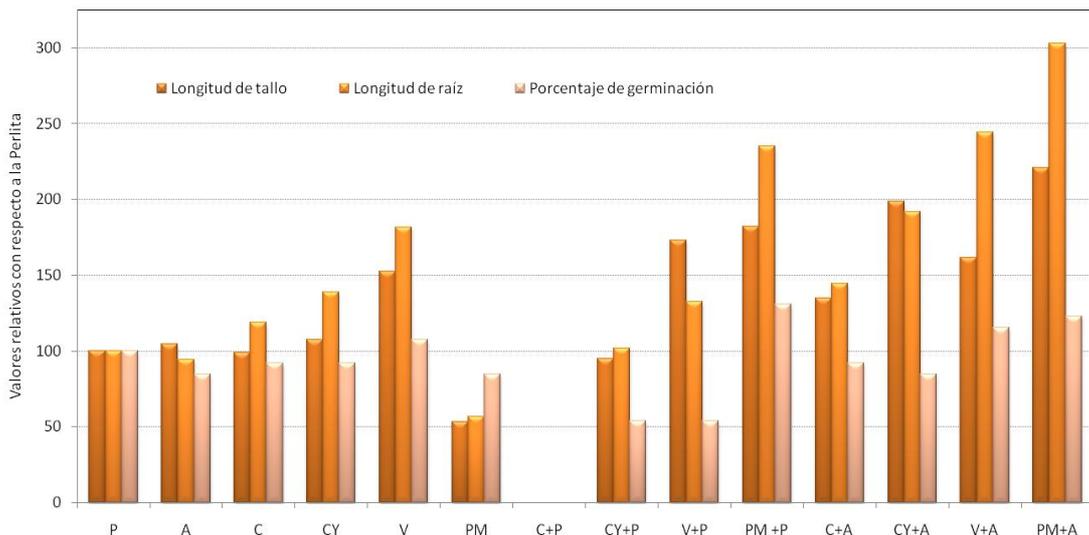


Figura 4.3 Valores relativos con respecto a la perlita, del porcentaje de germinación, longitud de tallo y longitud de raíz en diferentes sustratos, para el cultivo de avena (Diferencia mínima significativa para $\alpha = 5\%$: germinación = 69.88%; longitud de tallo = 86.99 mm; longitud de raíz = 98.73 mm). UAAAN-UL 2009.

4.7. Germinación, longitud de raíz y tallo de trigo respecto al testigo.

Los valores obtenidos para el cultivo de trigo fueron: promedios de longitud de tallo, de raíz y germinación (Figura 4.1.4).

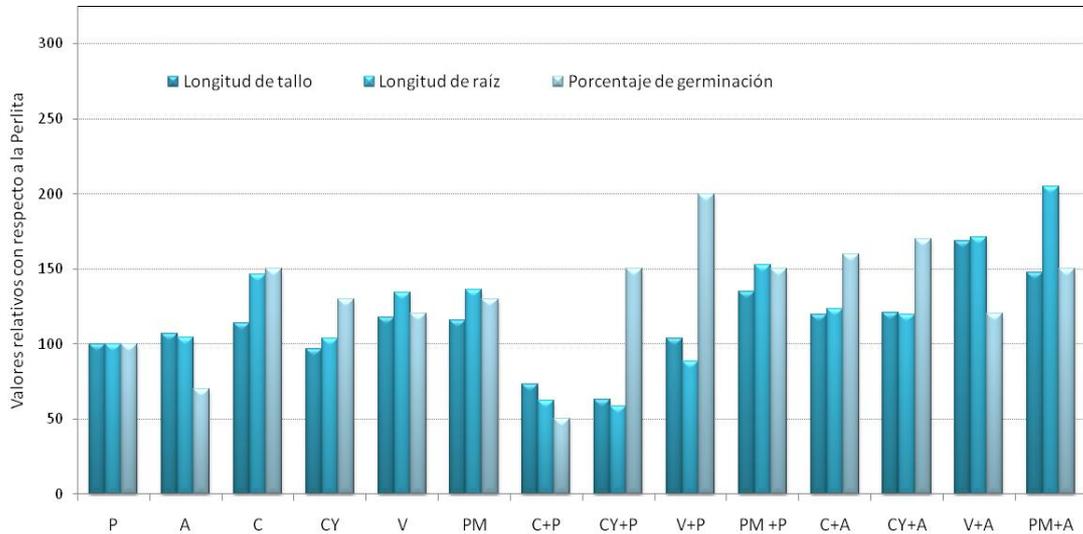


Figura 4.4 Valores relativos con respecto a la perlita, del porcentaje de germinación, longitud de tallo y longitud de raíz en diferentes sustratos, para el cultivo de trigo (Diferencia mínima significativa para $\alpha = 5\%$: germinación = 79.70%; longitud de tallo = 69.51 mm; longitud de raíz = 82.08 mm). UAAAN-UL 2009.

4.8 Índices de germinación de los cuatro cultivos con respecto al testigo.

Se obtuvieron los siguientes datos:

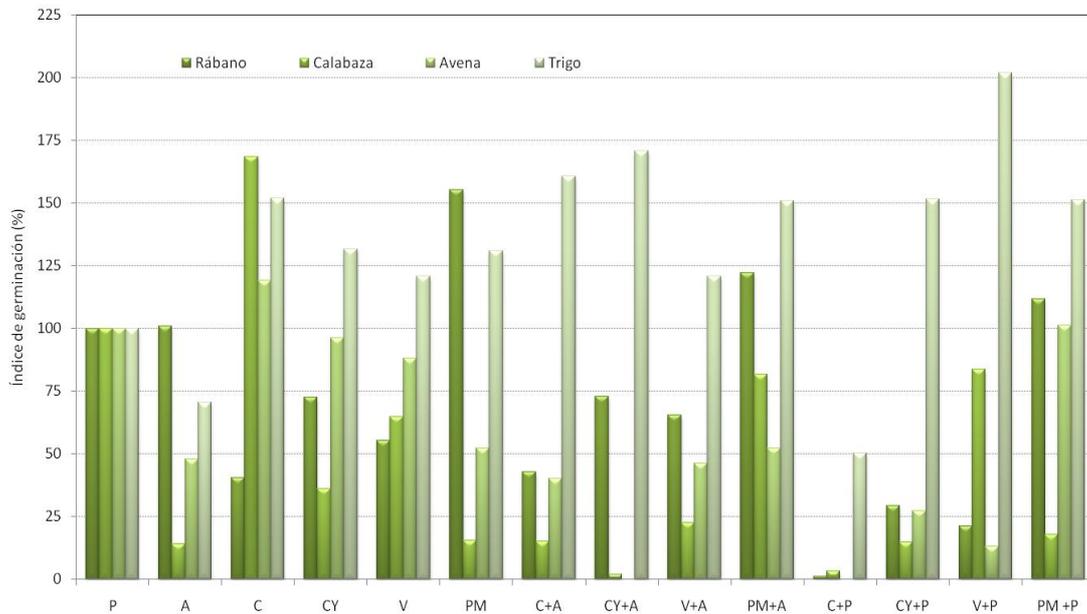


Figura 4.5 Índice de germinación con respecto a la perlita de los cuatro cultivos en diferentes sustratos. UAAAN-UL 2009

Emino y Warman (2004) comentan que, valores de porcentaje de germinación menores a 50%, indican una alta fitotoxicidad del sustrato; porcentaje de germinación entre 50% y 80% indican fitotoxicidad moderada, y valores superiores a 80% el sustrato no presenta fitotoxicidad.

Varnero *et al.*, (2007) señalan que, el porcentaje de germinación relativo del rabanito con los extractos de residuos de café instantáneo (C) y de mezcla de café instantáneo y fruta fresca (C+F) es inferior al 80% de germinación, lo que indicaría que estos residuos no han finalizado su etapa de madurez y por lo tanto contienen sustancias fitotóxicas que no se han metabolizado completamente. En cambio, el tratamiento de residuos vitivinícolas y guano broiler (V+G), presenta un valor de porcentaje de germinación relativo de rabanito superior al 80%, con lo cual, de acuerdo con la Norma Chilena de Compost, se definiría como un material maduro.

Zucconi *et al.* (1981) establece el siguiente criterio de interpretación: valores de IG 80% indicarían que no hay sustancias fitotóxicas o están en muy baja concentración; si el IG 50% indicaría que hay una fuerte presencia de sustancias fitotóxicas y si se obtiene un valor entre 50% y 80% se interpretaría como la presencia moderada de estas sustancias.

Se obtuvo el índice de germinación de los cuatro cultivos, en los diferentes sustratos con respecto a la perlita que es el sustrato que obtuvo el 100% en los demás sustratos podemos observar gran diferencia entre los cultivos, sin embargo se aprecia que el cultivo con un mayor índice de germinación es el trigo, el cual alcanza un índice de germinación de 201.8% en el sustrato de Vermicompost + Perlita.

De acuerdo al criterio de Zuconi *et al.* (1981), se observa que el trigo en el sustrato de V+P, PM+P, CY+P, PM+A, V+A, CY+A, C+A, PM, V, CY, C y P no presentan fitotoxicidad, y en los sustratos de C+P y A contienen moderadas sustancias fitotóxicas; en la avena el sustrato de P, C, CY, V y PM+P no presentan fitotoxicidad, los sustratos PM y PM+A presentan moderadas sustancias fitotóxicas y los sustratos A, C+A, CY+A, V+A, C+P, CY+P y V+P contienen altos niveles de fitotoxicidad; en la calabaza, los sustratos P, C, PM+A y V+P no presentan fitotoxicidad, el sustrato de V presenta una fitotoxicidad moderada y los sustratos A, CY, PM, C+A, CY+A, V+A, C+P, CY+P y PM+P contienen altos niveles de fitotoxicidad; en el cultivo de rábano los sustratos P, A, PM, PM+A y PM+P no presentan niveles de fitotoxicidad, los sustratos CY, V, CY+A y V+A presentan niveles moderados de fitotoxicidad y los sustratos de C, C+A, C+P, CY+P y V+P presentan altos niveles de fitotoxicidad.

Según Varnero *et al* (2007), se observa que los tres residuos café instantáneo, café instantáneo + fruta fresca y residuos vitivinícolas + guano broiler (C; C+F y V+G) presentan un alto nivel de fitotoxicidad en los bioensayos con rabanito. En cambio, en los bioensayos con lechuga, se determina que los residuos de café instantáneo (C) y de café instantáneo + fruta fresca (C+F) tienen un nivel de fitotoxicidad moderada y sólo los residuos vitivinícolas + guano broiler (V+G) presenta valores de IG inferiores al 50%. Estos resultados de IG obtenidos para los tres residuos agroindustriales indicarían una mayor sensibilidad del rabanito a sustancias fitotóxicas presentes.

V CONCLUSIONES.

El objetivo del presente trabajo fue evaluar diferentes tipos de sustratos mediante la germinación de diferentes especies de plantas, midiendo la toxicidad que puedan manifestar en este proceso vegetativo; dicho objetivo se cumplió satisfactoriamente, ya que de acuerdo a la investigación se obtuvieron las siguientes conclusiones.

Para la variable germinación, las especies evaluadas mostraron una diferencia altamente significativa, siendo el rábano (*Raphanus sativus*), el que obtuvo una germinación mayor en los 14 diferentes tratamientos; siendo en el sustrato compuesto por Arena + Vermicompost, en el que se obtuvo un 100% de germinación y la avena (*Avena sativa*), la cual obtuvo una germinación de 60.7% en el sustrato de Perlita + Peet moss siendo el mas bajo.

Para la variable longitud de raíz, las especies evaluadas mostraron una diferencia significativa, siendo el trigo (*Triticum vulgare*), el que obtuvo un promedio de 82.2 mm en el sustrato de Arena + Peet moss, y la calabaza (*Cucurbita pepo*), el que obtuvo un promedio de 40.9 mm en el sustrato compuesto Arena + Peet moss siendo el mas bajo. En la variable longitud de tallo no hubo significancia.

También se obtuvieron los valores relativos con respecto a la perlita, del porcentaje de germinación, longitud de tallo y longitud de raíz en diferentes sustratos.

Se obtuvo el índice de germinación de los cuatro cultivos, en los diferentes sustratos con respecto la perlita que es el sustrato que obtuvo el 100%, en los demás sustratos podemos observar gran diferencia entre los cultivos, sin embargo se aprecia que el cultivo con un mayor índice de germinación es el trigo, el cual alcanza un índice de germinación de 201.8% en el sustrato de Vermicompost + Perlita comparado con la Perlita (testigo).

De acuerdo al criterio de Zucconi *et al.* (1981), se observa que el trigo en el sustrato de V+P, PM+P, CY+P, PM+A, V+A, CY+A, C+A, PM, V, CY, C y P no presentan fitotoxicidad, y en los sustratos de C+P y A contienen moderadas sustancias fitotóxicas; en la avena el sustrato de P, C, CY, V y PM+P no presentan fitotoxicidad, los sustratos PM y PM+A presentan moderadas sustancias fitotóxicas y los sustratos A, C+A, CY+A, V+A, C+P, CY+P y V+P contienen altos niveles de fitotoxicidad; en la calabaza, los sustratos P, C, PM+A y V+P no presentan fitotoxicidad, el sustrato de V presenta una fitotoxicidad moderada y los sustratos A, CY, PM, C+A, CY+A, V+A, C+P, CY+P y PM+P contienen altos niveles de fitotoxicidad; en el cultivo de rábano los sustratos P, A, PM, PM+A y PM+P no

presentan niveles de fitotoxicidad, los sustratos CY, V, CY+A y V+A presentan niveles moderados de fitotoxicidad y los sustratos de C, C+A, C+P, CY+P y V+P presentan altos niveles de fitotoxicidad.

Con estos datos se pueden definir escalas de vigor para cada cultivo, pudiendo definir el sustrato más óptimo para algún cultivo parecido o alguno de estos cultivos aquí estudiados.

VI LITERATURA CITADA.

- Agarwal, V. K. and J. B. Sinclair. 1997. Principles of seed pathology. 2nd. ed. CRC Press, Boca Raton, Fla.
- Basra, A. S. 1995. Seed quality: Basic mechanisms and agricultural implications. Food Products Press, New York.
- Bewley, J. and M. Black. 1994. Seeds: Physiology of development and germination. 2nd ed. Plenum Press, New York.
- Bhadurim, P. N.: 1936. Studies on the embryogeny of the Solanaceae. I. *Bot. Gaz.*, 98, 283-295.
- Borthwick, H. A.: 1931. Development of the macrogametophyte and embryo of *Dacus carota*. *Bot. Gaz.*, 92, 23-44.
- Bradbeer, J. W. 1988. Seed dormancy and germination. Chapman and Hall, New York.
- Copeland, L. and M. B. McDonald. 1997. Principles of seed science and technology. 3rd ed. Chapman and Hall, New York.
- Emino E., Warman P. 2004. Biological Assay for Compost Quality. Compost Science & Utilization. Vol 12. No. 4. Pag. 342-348.
- Fernández, C., Urdaneta, N., Silva, W., Poliszuk, H. y Marín, M. 2006. Germinación de semillas de tomate sembradas en bandejas plásticas, utilizando distintos sustratos. Revista de la Facultad de Agronomía. Caracas, Venezuela. Vol. 23. Pag. 2
- Gariglio, N. F., M. A. Buyatte, R. A. Pilatti, D. E. Gonzalez Rossia, M. R. Acosta. 2002. Use of a germination bioassay to test compost maturity of willow (*Salix* sp.) Sawdust. *Neiv Zealand. Crop and Horticultural Sci.*, 30 (2): 135-139.
- Infoagro. 2008 Tipos de sustratos de cultivo. Consultado el 22 de Diciembre del 2008. Disponible en: http://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos.htm
- Kigel, J. and G. Galili. 1995. Seed development and germination. Marcel Dekker, New York.
- McDonald, M. and P. Stanwood. 1989. Seed moisture. *Crop Sci. Soc. Amer. Publ.* 14.
- McDonald, Jr., M. and C. J. Nelson. 1986. Physiology of seed deterioration. *Crop Sci. Soc. Amer. Publ.* 11.
- Miller, H. A., y R. H. Wetmore. 1941: Studies in the developmental anatomy of *Phlox drummondii* Hook. I: The embryo. *Amer. Jour. Bot.*, 32, 588-599. 1945.
- Nast, C. G.: The embryogeny and seedling morphology of *Juglans regia* L. *Lilloa*, 6, 163-205..
- Robbins, W. W., y H. A. Borthwick. 1925: Development of the seed of *Asparagus officinalis* *Bot. Gaz.*, 80, 426-438.

- Santibáñez, E. 1992. La Comarca Lagunera, ensayo monográfico. Primera edición. Tipográfica Reza. S. A. Torreón, Coahuila, México. P. 14.
- Styer, R. C. and D. S. Koranski. 1997. Plug and transplant production. Ball Publishing, Batavia, 111.
- Taylorson, R. 1989. Recent advances in the development and germination of seeds. Plenum Press, New York.
- Tiquia, S. M. 2000. Evaluating phytotoxicity of pig manure from the pig on litter system. En: P. R. Warman y B. R. Taylor, Ed., Proceedings of the International Composting Symposium, CBA Press Inc. Truro, NS, p: 625-647.
- Varnero M., María Teresa; Rojas A., Claudia; Orellana R., Roberto. 2007. Índices de fitotoxicidad en residuos orgánicos durante el compostaje. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas. Santiago, Chile. Pags. 28 – 37.
- Zucconi, F.; Monaco, A.; Forte, M.; De Bertoldi, M. 1985: Phytotoxins during the stabilization of organic matter. JKR Grassier (Ed.). Composting of agricultural and other wastes. Elsevier London, p: 73-86.
- Zucconi, F., Pera, A., Forte, M., De Bertoli, M., 1981. Evaluating toxicity in immature compost. Biocycle (22). Elsevier London, p: 54-57.

VII APÉNDICE

Cuadro 1A.- Análisis de varianza para los factores extracto de composta (EC), especies estudiadas (E) y su interacción (EC*E) para la variable longitud de tallo. UAAAN-UL 2009.

Fuentes de Variación	GL	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	F. Calculada	Pr > F	Significancia
EXTRACTO (EC)	13	1014.77	78.06	5.19	0.0001	**
ESPECIE (E)	3	4214.82	1404.94	93.43	0.0001	**
EC*E	39	737.28	18.90	1.26	0.1632	N.S.
ERROR		2526.21	15.04			

CV=53.17371

Media general=7.29261161

Cuadro 2A.- Análisis de varianza para los factores extracto de composta (EC), especies estudiadas (E) y su interacción (EC*E) para la variable longitud de raíz. UAAAN-UL 2009.

Fuentes de Variación	GL	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	F. Calculada	Pr > F	Significancia
EXTRACTO(EC)	13	561.336802	43.179754	8.37	0.0001	**
ESPECIE (E)	3	145.144507	48.38150233	9.37	0.0001	**
EC*E	39	304.9229042	7.81853601	1.51	0.0384	*
ERROR		867.1261423	5.16146513			

CV=59.73517

Media general=3.80326339

Cuadro 3A.- Análisis de varianza para los factores extracto de composta (EC), especies estudiadas (E) y su interacción (EC*E) para la variable germinación. UAAAN-UL 2009.

Fuentes de Variación	GL	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	F. Calculada	Pr > F	Significancia
EXTRACTO-(EC)	13	22170.08929	1705.391484	8.51	0.0001	**
ESPECIE (E)	3	127490.625	42496.875	212.01	0.0001	**
EC*ET	39	16953.125	434.6955128	2.17	0.0004	**
ERROR		33675	200.4464286			

CV=33.99112

Media general=41.65178571

Cuadro 4A.- Análisis de varianza para los factores cultivo (C), tratamientos (T) y su interacción (C*T) para la variable semillas germinadas. UAAAN-UL 2009.

Fuentes de Variación	GL	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	F. Calculada	Pr > F	Significancia
CULTIVO (C).	3	1174.191964	391.3973214	182.02	0.0001	**
TARTAMIENTO (T).	13	259.0223214	19.92479396	9.27	0.0001	**
C*T	39	134.4955357	3.44860348	1.6	0.0219	*
ERROR		361.25	2.15029762			

CV = 34.10916

Media general = 4.29910714