

UNIVERSIDAD CENTRAL "MARTA ABREU" DE LAS VILLAS
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS



TRABAJO DE DIPLOMA

Tesis para aspirar al título de Ing. Agrónomo.

Título

Influencia del espesor del tape de la semilla del sorgo (*Sorghum bicolor* (L) Moench) y girasol (*Helianthus annuus* L.) sobre el proceso de germinación.

Autora: Miriam Daniel Rodríguez.

Tutor: Dr.C. Reinaldo Alemán Pérez.
Consultante: Dr.C. Sinesio Torres García.
MSc. Reinaldo J. Quiñones Ramos.

Curso: 2006-2007
"Año 50 de la Revolución"

**“ La tierra es la madre de la naturaleza,
y es su tumba; y a su vez su cementerio y matriz.”**

William Shakespeare.

- **A Delvis Santos Pérez, a mi papá y en especial a mi mamá, por su ayuda y apoyo incondicional en todo momento así como su incansable espíritu de lucha.**

- **A mis hermanos, para que sigan adelante.**

- **A mi esposo, por brindarme tanta ayuda, amor y cariño.**

- **A mis abuelos, que aunque están lejos los recuerdo y extraño mucho.**

Deseo dar las gracias:

- **A mi tutor, Dr.C. Reinaldo Alemán Pérez y a mi consultante número uno Dr.C Sinesio Torres García por su dedicación y oportuna asesoría.**
- **A la valiosa colaboración brindada por el Ing. Leiffy A. Sánchez y el MSc. Reinaldo Quiñonez.**
- **A mis padres, a Delvis Santos Pérez y a mi esposo Gendis R. Fernández Maza, por su gran ayuda y constante preocupación durante toda esta etapa.**
- **A Borelis Fernández Maza, Edel Pérez Quintanilla, Pedro Torres Artiles, y todos los que en mayor o menor cuantía, pero con idéntica voluntad, ofrecieron su tiempo y recursos para la exitosa culminación de este trabajo.**

RESUMEN.

El trabajo se desarrolló en las instalaciones del Laboratorio Docente Investigativo de Granos del Centro de Investigaciones Agropecuarias (CIAP) de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, perteneciente a la Universidad Central "Marta Abreu" de Las Villas. Consistió en el estudio de diferentes espesores de tape de las semillas de sorgo (*Sorghum bicolor L.*) y girasol (*Helianthus annuus L.*) y su influencia en el proceso germinativo y desarrollo de las primeras fases de las plántulas. Se utilizó la variedad CIAP-JE 94 de girasol y la variedad CIAP-132 R de sorgo. Se realizaron pruebas de germinación diaria del cultivo según el espesor de tape de la semilla a partir de los tres días de realizada la siembra. Además, se realizó un estudio de la masa seca de las plántulas y de las semillas y del desarrollo de las plántulas en el transcurso del proceso de germinación. En los resultados obtenidos se demuestra que ya a partir de los tres primeros días de sembrados los cultivos, los de menor profundidad en el tape de la semilla muestran un mayor porcentaje de germinación así como se logra un mejor desarrollo de las plántulas a diferencia de los que recibieron una mayor cubierta de suelo. Esto se debe a que las semillas para su germinación gastan menos energía (materia seca) que aquellas que fueron sembradas a mayor profundidad lo que hace que tengan más reservas para dedicar a su desarrollo.

ÍNDICE.

Introducción.....	1
Capítulo 1. Revisión Bibliográfica.....	4
1.1 Generalidades sobre el sorgo.....	4
1.1.1 Origen y características generales.....	4
1.1.2 Características botánicas.....	4
1.1.3 Siembra.....	5
1.1.4 Condiciones climáticas para la germinación de sorgo	7
1.1.5 Fases fenológicas en el cultivo de sorgo.....	8
1.1.6 Empleo del sorgo.....	9
1.2 Generalidades sobre el girasol.....	10
1.2.1 Origen y características generales.....	10
1.2.2 Características botánicas.....	11
1.2.3 Siembra.....	12
1.2.4 Condiciones climáticas para la germinación de girasol.....	13
1.2.5 Fases fenológicas en el cultivo de girasol.....	15
1.2.6 Empleo del girasol.....	16
1.3 Germinación.....	17
1.3.1 Fases del proceso de germinación.....	17
1.3.2 Factores que influyen en la germinación.....	17
1.3.3 Procesos metabólicos y cambios morfológicos que ocurren durante el desarrollo de la semilla.....	19
1.3.4 Cambios Bioquímicos en el proceso de germinación.....	20
1.3.5 Producción de materia seca.....	20

Capítulo 2. Materiales y Métodos	22
2.1 Tratamientos.....	22
2.2 Cámaras de germinación y sustrato.....	22
2.3 Evaluaciones realizadas	23
2.4 Análisis Estadístico.....	24
Capítulo 3. Resultados y discusión	25
3.1 Efecto de los espesores de tape de las semillas de sorgo y girasol sobre el proceso de germinación diaria y acumulada.....	25
3.1.1 Efecto de los espesores de tape de las semillas de sorgo y girasol sobre la germinación total a los 30 días.....	28
3.2 Efecto del espesor de tape de las semillas sorgo y girasol sobre el estado fisiológico de las plantas cuando estaban en fase de los dos primeros pares de hojas verdaderas y a los 30 días.....	30
3.2.1 Efecto del espesor de tape de las semillas sobre la altura de las plantas.....	30
3.2.2 Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el crecimiento de la raíz.....	32
3.2.3 Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el peso fresco de las plántulas.....	34
3.2.4 Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el peso fresco de la raíz.....	36
3.2.5 Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el número de hojas al finalizar los experimentos.....	38
3.2.6 Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el área foliar de las plantas.....	39
3.3 Efecto de los espesores de tape de las semillas sobre el gasto de la materia seca durante el proceso de germinación.....	41
Conclusiones	44
Recomendaciones	45
Bibliografía	46
Anexos	52

INTRODUCCIÓN.

A partir de los tiempos primitivos y durante siglos, los cultivos de sorgo y girasol han sido utilizados de diversas formas por el hombre. Sus aportes en la alimentación humana como en la animal le confieren gran importancia en la actualidad en muchas partes del mundo.

El sorgo (*Sorghum bicolor (L.) Moench*), constituye la base de la alimentación particularmente en las regiones que están en vías de desarrollo, asiáticas y africanas. Está comprobado que puede sustituir cereales como el trigo y el maíz en la mayoría de los usos que presenta, tanto en la alimentación humana, como en la producción de forrajes o granos para la cebsa de animales y por su diverso uso industrial.

Posee a su vez un alto potencial de producción de granos y buenas perspectivas de contribución al desarrollo de la agricultura (Raimundo, 2006).

El girasol (*Helianthus annuus L.*) es una especie que en los últimos años ha tomado importancia por su contenido oleaginoso, sobre todo por el alto contenido de sus aquenios que es alrededor del 50% (Merrien, 1998). Su aceite se utiliza en la cocina además de tener otros usos industriales.

En Cuba, la estrategia a seguir para satisfacer la necesidad humana de consumo de aceite vegetal se relaciona estrechamente con la expansión del cultivo del girasol. Este se ha sembrado en el país desde los años 30 con resultados por lo general satisfactorios, pero nunca logró un nivel importante de superficie sembrada, por lo que sigue siendo un cultivo poco conocido (Alemán y Quintero, 2002).

Según Miró (1999) el área mundial sembrada de girasol se incrementa cada día debido a sus altos rendimientos, alta eficiencia y bajos costos de producción. Está entre los tres primeros lugares en el mundo de las especies oleaginosas con una producción de más de siete millones de toneladas de aceite.

El sorgo como el girasol constituye una alternativa viable y factible. La necesidad de reducir importaciones, debido en gran medida a las dificultades para su adquisición motivadas por el férreo bloqueo impuesto a nuestro país por los

EE.UU. recomienda estos cultivos para la elaboración de productos para la alimentación humana. Por otro lado, es necesario alcanzar un desarrollo en la cría de aves y cerdos para así garantizar los planes alimentarios del país lo que está motivando a la siembra de estos cultivos.

Además de lo anterior, la intensa sequía y altas temperaturas presentes en Cuba en los últimos años han constituido dos de los factores que mayores daños han provocado en muchos cultivos, resultando ser estos unos de los cultivos más tolerantes a dichas condiciones, cuestión que ayuda a su convivencia.

Una buena germinación puede lograrse con una buena preparación de la cama de siembra, además de temperatura del suelo superior a 15°C, semilla uniforme de tamaño, de buen vigor, energía y poder germinativo y una correcta colocación de la semilla.

Diversos autores plantean que tanto las raíces del sorgo como las del girasol son capaces de llegar a grandes profundidades siempre que no se encuentren obstáculos en su desarrollo y tengan en sus horizontes nutrientes y agua disponible.

Según Martín y otros (1992) citados por Alemán (2000), una adecuada preparación de suelo contribuye a la buena germinación de la semilla por lo que se debe aplicar la profundidad correcta para lograr esta germinación.

El efecto del suelo sobre las semillas tiene marcada influencia en el proceso de germinación y en la velocidad con que estas logran subir a la superficie después de iniciado el proceso.

Los cultivos de sorgo y girasol han demostrado que son muy sensibles a las diferencias en espesores de tape de las semillas pues en aquellas que reciben mayor cantidad de suelo sobre ellas en algunos casos no germinan o lo hacen muy desfasadas en relación con las que quedan más en la superficie del suelo. Esta problemática trae dificultades en el manejo agrotécnico de los cultivos, momento de cosecha y uniformidad del estado de las plantas en ese período.

Tomando en cuenta de que en las condiciones climáticas de Cuba no se han realizado investigaciones que definan este aspecto de la tecnología del cultivo y

las recomendaciones que se hacen son empíricas o basadas en resultados obtenidos en otros países, nos planteamos como:

Hipótesis:

“El espesor de tape de las semillas de sorgo y girasol influye decisivamente en el proceso germinativo y fisiológico de las plántulas y crea con ello condiciones diferentes en la población a establecerse con implicaciones agronómicas importantes”.

Para dar cumplimiento a la hipótesis nos propusimos:

Objetivo general:

Determinar como influye el espesor de tape de la semilla en el proceso de germinación de los cultivos de sorgo y girasol.

Objetivos específicos:

1. Obtener el espesor de tape de las semillas de sorgo y girasol más conveniente para lograr una mejor germinación de estos cultivos en las condiciones de Cuba.
2. Determinar la respuesta fisiológica de las plantas de sorgo y girasol en sus inicios y al finalizar el proceso de germinación, según el espesor del tape de la semilla.

1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.

1.1. Generalidades sobre el sorgo.

1.1.1. Origen y características generales.

Los primeros informes muestran que el sorgo existió en India en el siglo I d. C. Esculturas que lo describen se hallaron en ruinas asirias de 700 años a. C. Sin embargo, el sorgo quizás sea originario de África Central, Etiopía o Sudán, pues es allí donde se encuentra la mayor diversidad de tipos. Esta diversidad disminuye hacia el norte de África y Asia. Existen sin embargo, ciertas evidencias de que surgió en forma independiente tanto en África como en India (Sánchez, 2000).

El sorgo como cultivo doméstico llegó a Europa aproximadamente hacia el año 60 d. C. pero nunca se extendió mucho en este continente. No se sabe cuándo se introdujo la planta por primera vez en América. Las primeras semillas probablemente se llevaron al hemisferio Occidental en barcos de esclavos procedentes de África (R.A.E., 2007).

El sorgo pertenece a la tribu Andropogonae de la familia herbácea Poaceae. El género *Sorghum* se caracteriza por espiguillas que nacen a pares. Se trata como planta anual aunque es hierba perenne y en los trópicos puede cosecharse varias veces al año. Se conoce bajo varios nombres: sorgo, mijo grande, adaza, maíz de guinea, kafir, dura, zahina, mtama, iowar, shallu, alcandia, kaoliang, milo, milo-maíz, panizo moruno, teterita, sorgo de escoba, maicillo, masambará y aroza (FAO, 2007).

1.1.2. Características botánicas.

El sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) es una planta herbácea anual, monoica, tipo C4 de día corto, con tasas altas de fotosíntesis. Posee un sistema radical adventicio fibroso que se desarrolla de los nudos más bajos del tallo, la profundidad de enraizamiento es de 1 a 1,3 m con el 80% de las raíces en los primeros 30 cm. La radícula es sencilla, es la responsable del establecimiento de la plántula y es temporal.

Tiene una proporción de crecimiento eficiente. Las razas cultivadas tienen un solo tallo derecho y sólido, pero que varía mucho en su capacidad de ahijamiento dependiendo de la variedad, población de plantas y ambiente. La altura varía de 40 cm a 4 m, tiene de 7 a 24 nudos y son erectos, sólidos con una corteza dura y una médula más suave y su diámetro varía entre 5 a 30 mm en la base (Anónimo 1, 2008). Los tallos de sorgo pueden ser medulares y el jugo dulce. El pedúnculo es el entrenudo más alto y lleva la inflorescencia. Sus características morfológicas difieren ampliamente entre los cultivares (Romain, 2001). Posee de 7 a 24 hojas erectas hasta casi horizontales y se encorvan con la edad, son alternas y lanceoladas o lineal lanceoladas con una superficie superior lisa y cerosa. La vena central es prominente, convexa abajo y cóncava arriba. La última hoja producida es la hoja bandera y su vaina protege la inflorescencia que está emergiendo. La inflorescencia es una panícula de racimos con un ráquis central. El ráquis puede tener ramas secundarias o terciarias que llevan racimos de espiguillas, cada racimo tiene una o varias espiguillas en pares: una sésil (femenina) y la otra pedicelada (masculina o estéril). El grano de sorgo está cubierto parcialmente de glumas. La cariopsis puede ser redondeada y con puntas romas, de 4-8 mm de diámetro. La estructura básica del grano es análoga, sus elementos anatómicos principales son: el pericarpio, endospermo y el embrión o germen (FAO, 2007).

1.1.3. Siembra.

La siembra es la actividad principal del agricultor. Conocer de qué manera las variables ambientales, en su zona, pueden incidir en la vida de los cultivares que ha de utilizar, es de vital importancia para lograr un cultivo exitoso. Porque las variables son numerosas, no hay una sola forma ni un solo momento de siembra. No hay una fórmula única aplicable a todos los casos. Pero si existen hechos, experiencias y técnicas que teniéndolas en cuenta, permitirán ajustar la siembra de tal manera que los resultados en rendimientos sean los mejores esperados en esa condición dada. Según Lessa (2007) para realizar la mejor siembra se recomienda sembrar el híbrido de ciclo más largo lo más temprano posible ya que está comprobado que el mayor potencial de rendimiento está ligado al mayor ciclo.

Y sembrado temprano, las posibilidades de que el híbrido encuentre buenas condiciones de humedad al momento de la floración, son mayores, y además hará que pueda escapar la mayor incidencia de las plagas animales.

Según González y Guzmán (1999) este cultivo se puede sembrar en diferentes épocas del año, con posibilidades de obtener rendimientos económicamente rentables. Con la condición de buena humedad en el suelo, germina a 10,5°C y se puede recomendar sembrarlo cuando se tenga tal temperatura a la profundidad de siembra, a las 10:00am y con el pronóstico cierto que la misma será estable, como mínimo durante los próximos cinco días para continuar incrementándose de allí en más. De hecho, la buena humedad es requerida en el suelo. Estas condiciones se dan en fechas variables, según zonas (Lessa, 2007).

Para programar la siembra hay que tener presente el ciclo del híbrido (días a floración), ya que el período entre prefloración y floración no debe coincidir con un déficit hídrico o temperaturas extremas de cada región.

En el sistema de siembra directa la temperatura del suelo tiende a ser menor, debido a los residuos en superficie, lo que debe ser tenido en cuenta tanto en la siembra como en la fertilización, especialmente de N. Además, la mayor cantidad de rastrojo en superficie actúa como refugio de insectos del suelo, haciendo necesario su control químico. Arias y Oliveros (2000) insisten en la importancia de sembrar siempre varios genotipos diferentes para presentar barreras naturales que eviten la aparición de enfermedades. También es importante considerar la probabilidad de lluvias. Las lluvias tardías pueden producir malas emergencias o matar las plántulas nacidas cuando ocurren en exceso así como los fríos tempranos pueden tomar a los sorgos tardíos en estado de grano lechoso, produciendo la muerte prematura de la planta y por ende, granos chuzos y livianos.

La profundidad de siembra depende del tipo de suelo, suelto o compacto y de la humedad que tenga (Kaewmeechai y Potan, 1996).

La uniformidad del cultivo impulsa la explotación óptima de los recursos del ambiente y evita la excesiva competencia entre algunos individuos (aquellos que están demasiado juntos) y la generación de especies sin plantas en los que los

recursos no son utilizados (López y otros, 1999). Además de problemas de desuniformidad otros factores pueden causar mortalidad y desuniformidad en forma más tardía (Pedraza y otros, 1998).

1.1.4. Condiciones climáticas para la germinación de sorgo.

El sorgo no es demasiado exigente en cuanto a las condiciones ambientales necesarias para su desarrollo. Entre ellas las más importantes se encuentran las siguientes:

➤ **Disponibilidad de agua.**

La disponibilidad de agua para el cultivo es dependiente del espesor del suelo explorable por las raíces, de su contenido textural y del estado estructural del mismo (Díaz Zorita y Duarte, 1996). Esta especie tolera más la sequía y el exceso de humedad que la mayoría de los cereales pero no por eso debemos olvidar que requiere de agua para lograr su germinación. El suelo debe tener una adecuada humedad a la siembra para lograr una emergencia rápida y uniforme y una buena implantación del cultivo (Cargill, 2008).

Los mayores rendimientos se lograrán cuando el uso del agua esté disponible durante toda la estación del cultivo. El sorgo tiene la capacidad de permanecer latente durante la sequía y volver a crecer luego en períodos favorables. No obstante, el estrés temprano alarga el ciclo del cultivo y el estrés tardío acelera la madurez.

Según Cargill (2008), los requerimientos de agua son los siguientes:

<u>Requerimientos en el ciclo</u>	<u>mm</u>	<u>objetivo de rendimiento</u>
Óptimo	400 a 600	alta producción.
Conveniente	350	rendimientos medios.
Mínimo	250	producción mínima rentable.

➤ **Temperaturas.**

El sorgo requiere de temperaturas altas para su desarrollo normal, siendo por lo tanto más sensible a las bajas temperaturas que otros cultivos. Para una buena germinación, el suelo, a 5cm de profundidad, debe tener una temperatura no inferior a los 18°C. Si el suelo estuviese más frío tendría una emergencia lenta y desuniforme, con plántulas débiles y rojizas. Durante la floración requiere una mínima de 16°C, pues por debajo de este nivel se puede producir esterilidad de las espiguillas y afectar la viabilidad del grano de polen. Temperaturas muy altas durante los días posteriores a la floración reducen el peso final del grano. La media diaria ideal para los períodos de desarrollo y floración es de 27°C y la mínima para un buen crecimiento es de 21°C (Cargill, 2008).

La fecha y la temperatura del suelo son datos muy importantes para tener en cuenta al momento de sembrar.

➤ **Suelos.**

Los mejores rendimientos se obtienen en suelos profundos (sin capa endurecida), con buen drenaje y con buena fertilidad. También es necesario tener en cuenta el nivel de PH del suelo. La mayoría de los nutrientes están disponibles en un rango de 6 a 7 de PH (de neutro a ligeramente ácido) (Anónimo 2, 2008).

1.1.5. Fases fenológicas en el cultivo de sorgo.

Según Gastiazoro (2008) las fases fenológicas del sorgo son las siguientes:

1. Nacimiento: cuando se completa la fase germinación.
2. Macollaje: se desarrollan o transforman las yemas axilares en macollos.
3. Encañazón: se forma la caña.

Hasta aquí, las exigencias climáticas son de días cortos y temperaturas bajas.

4. Espigazón: la espiguilla emerge de la hoja bandera que la envolvía.
5. Floración: las espiguillas se abren dejando paso a los estambres y anteras.
6. Maduración: se distinguen tres subfases: Lechosa (cuando se produce el cambio de color en la planta), Cérea (los granos tiene consistencia de cera), Vítrea (los granos alcanzan su máxima dureza).

7. Cosecha: esta fase es importante porque cualquier condición climática adversa determina una disminución en el rendimiento, proporcional al daño causado.

1.1.6. Empleo del sorgo.

El consumo total de sorgo sigue muy de cerca las pautas mundiales de producción ya que la mayoría de este producto se consume en los países donde se cultiva. El sorgo se emplea con dos distintas finalidades: alimentación humana y piensos.

Los granos, procesados o no, se pueden cocer enteros o descortezados y si es necesario son molidos para obtener harina. De esta forma se obtiene entre diversos productos, distintos tipos de pan, gachas, productos cocidos, productos hervidos, bebidas y alimentos de refrigerio y otros. Según la FAO (2007), más del 15% del uso alimentario total del sorgo se da en países de África y de Asia. En África, el consumo humano representa casi tres cuartas partes de la utilización total. El rastrojo de este cultivo es utilizado para la alimentación del ganado, especialmente en época de seca.

Según Deras y Castañedas (2005) el grano de sorgo es un importante alimento para animales, al que se le atribuye una digestibilidad más baja que otros cereales debido a la presencia de taninos condensados. Sin embargo, el remojo del grano puede resultar en una reducción en el nivel de taninos y una mayor eficiencia alimentaria y digestibilidad de la materia seca (proteína y almidón). Cuando el grano de sorgo se quiebra y se prensa con vapor en la preparación de alimento para ganado, puede reemplazar cualquier otro cereal usado como alimento animal, sin efectos nocivos en cerdos, aves o ganado vacuno. En el mercado se pueden obtener cuatro tipos de híbridos de sorgo forrajero (Aronna y otros, 2002):

- ✓ Sudán (más adaptados al pastoreo).
- ✓ Fotosensitivos (no florecen).
- ✓ Azucarados (caña de alto contenido de azúcares).
- ✓ Nervadura marrón (baja lignina).

Todos estos materiales presentan características distintas en lo referente al comportamiento en producción y calidad del forraje a ensilar.

El sorgo muestra variedades satisfactorias para la alimentación de aves. En este contexto, Castro y otros (2000) realizaron una investigación en variedades de sorgo cultivadas en la zona central de Cuba, determinando la digestibilidad de nutrientes en experimentos de balances realizados con pollo de ceba y compararon el contenido de energía metabolizable (EM) donde obtuvieron como resultado que las variedades de sorgo con bajo contenido de taninos tiene un mayor contenido energético que las variedades ricas en taninos y que el contenido energético puede ser determinado por ambos métodos sin que se presenten diferencias estadísticamente significativas entre ellos. Estos resultados validan otra alternativa en el campo de la valoración energética de productos para su utilización en la alimentación de las aves.

1.2. Generalidades sobre el girasol.

1.2.1. Origen y características generales.

El origen del girasol se remonta a 3.000 años a.C. en el norte de México y Oeste de Estados Unidos, ya que fue cultivado por las tribus indígenas de Nuevo México y Arizona. Según R.A.E. (2008) el girasol fue introducido en Europa durante el siglo XVI. Llegó a España por varios viajeros españoles. Se ha descubierto material arqueológico que prueba su larga existencia y uso por el hombre en las regiones norteamericanas templadas. Los indígenas utilizaban sus semillas tostadas y convertidas en harina. El girasol fue cultivado durante más de dos siglos en España y en el resto de Europa por su valor ornamental, debido al porte y sobre todo a la belleza de sus inflorescencias. Por su adaptación a las estepas del sudoeste, el girasol adquirió popularidad en Rusia desde comienzos del siglo pasado (Anónimo 3, 2008). Fue durante el siglo XIX cuando comenzó la explotación industrial de su aceite.

El girasol (*Helianthus annuus* L.) (De girar y sol, por la propiedad que tiene la flor de irse volviendo hacia donde el sol camina) pertenece a la familia Asteraceae (antes Compositae). Es una planta anual conocida además como ekilore. Es un cultivo monófito de verano, frecuentemente sembrado en seco. En las áreas templadas de verano más seco de la Península Ibérica sustituye al maíz forrajero,

creciendo en menos tiempo y con menores aportes hídricos. Mateos (2004) plantea que el girasol se orienta hacia la luz gracias a la acumulación de una auxina (un regulador de crecimiento) en la parte sombreada del tallo, que crece más deprisa e inclina la planta hacia el sol.

1.2.2. Características botánicas.

El girasol (*Helianthus annuus L.*) es una planta anual, con un desarrollo vigoroso en todos sus órganos. Dentro de esta especie existen numerosos tipos o subespecies cultivadas como plantas ornamentales, oleaginosas y forrajeras. Está formada por una raíz pivotante y un sistema de raíces secundarias de las que nacen las terciarias que exploran el suelo en sentido horizontal y vertical. Generalmente, la longitud de la raíz principal sobrepasa la altura del tallo. El tallo es de consistencia semileñosa y maciza en su interior, siendo cilíndrico y con un diámetro variable entre 2 y 6 cm, y una altura hasta el capítulo entre 40cm y 2m. La superficie exterior del tallo es rugosa y vellosa, excepto en su base. En la madurez el tallo se inclina en la parte terminal debido al peso del capítulo (Anónimo 3, 2008). Las hojas son muy grandes y con largos pecíolos. Los dos o tres pares de la base son opuestos y a partir del tercero o cuarto par son alternas. El color de las hojas varía desde verde oscuro al amarillo y su número oscila entre las 12 y 40 hojas en función de las condiciones del cultivo y la variedad (Monsote y otros, 2003).

La inflorescencia forma un capítulo terminal constituido por numerosas florecillas situadas en el receptáculo discoidal. Este capítulo tiene un diámetro que varía entre 10 y 40 cm. El girasol es una planta típicamente alógama, en la cual la autofecundación se produce raras veces. Tiene el poder de mejorar las propiedades físicas del suelo por su sistema radical profundo, residuos de cosecha y capacidad de cobertura (Quintero, 1999). Tiene mayor capacidad para utilizar los residuos químicos aportados por las explotaciones anteriores, propiciando un mejor aprovechamiento del suelo, por tanto la rentabilidad de las exportaciones agrícolas se ve incrementada. Aunque el uso continuado de la soya

como cultivo antecedente puede tener el inconveniente de incrementar la fuente de inóculo de *Sclerotium rolfsii* en el suelo (Quintero y otros, 2001).

1.2.3. Siembra.

El período de implantación del cultivo es aquel que permite que la semilla pueda germinar de forma rápida y segura, además de satisfacer las exigencias de la planta en sus diferentes fases de desarrollo, disminuyendo los riesgos de enfermedades, principalmente después de la floración garantizando una buena cosecha de los aquenios (Silveira y Durán, 2000). La época de siembra va a depender de la ubicación de la zona agrícola y la capacidad de retención de humedad del suelo. En Venezuela los mejores resultados se han obtenido en zonas donde se utiliza el girasol como cultivo de salida de lluvias o después de un primer cultivo.

Según Soto (2005) el girasol requiere, durante su ciclo vegetativo, un mínimo de 350mm de lluvia, bien distribuida. Lo ideal es que la mayor parte de las lluvias se correspondan con en el período siembra-floración (45–55 días después de la siembra). Un exceso de lluvia en este período afecta la fecundación, dando origen a granos vanos y de bajo contenido de aceite. Durante la etapa de premadurez, después de la floración, el cultivo requiere de menores láminas de agua de lluvia (alrededor de 100mm), que favorecen la formación de granos y la síntesis de aceite. Al entrar a madurez es preferible un ambiente seco quien coincide con Van (1999) cuando afirma que atrasos en la fecha de siembra del girasol producen pérdidas de rendimiento y contenido de aceite, asociados básicamente al acortamiento del período vegetativo. Si el atraso es extenso, la etapa postfloración y madurez, tendrán altas posibilidades de coincidir con períodos de alta humedad, ocurrencia de lluvias y bajas temperaturas disminuyendo así los rendimientos.

Según Alemán (2000) numerosas investigaciones nos permiten demostrar que las condiciones climáticas que se presentan en Cuba en la campaña de invierno, desde septiembre y hasta marzo, son favorables para el desarrollo del cultivo, lo que nos ubica la fecha de siembra del mismo período comprendido desde agosto hasta diciembre, siendo los meses de noviembre y diciembre los óptimos.

La mayoría de los causantes de enfermedades del girasol son hongos y en muy pocos casos bacterias o virus. A pesar de haberse detectado más de 20 hongos, bacterias o virus que afectan al girasol, sólo unos pocos pueden perjudicar seriamente los rendimientos de este cultivo (Pereira y Escande, 1999). En nuestro país el girasol para granos se siembra en el período de invierno, preferiblemente en los meses de noviembre y diciembre; que es cuando se obtiene la mayor calidad del grano, mayores rendimientos, menor incidencia de *Homeosoma*, que es la principal plaga actualmente en nuestro país, y menor incidencia de enfermedades (Alemán y otros, 2002). El retraso en la fecha de siembra desplaza el llenado de granos hacia períodos de baja radiación y temperatura que afectan el peso de los granos, su contenido de aceite y el rendimiento (Anónimo 4, 2008) lo que coincide con Van (1999) quien plantea además que este está asociado básicamente al acortamiento del período vegetativo.

Según Robasco (1984) es aconsejable sembrar girasol para la apertura del ciclo de rotación ya que sus raíces le permiten explorar el suelo a grandes profundidades, mejorando su estructura.

1.2.4. Condiciones climáticas para la germinación de girasol.

El crecimiento del girasol está regulado por la disponibilidad de agua y nutrientes en interacción con las temperaturas y la iluminación a lo largo del ciclo.

➤ Disponibilidad de agua.

Los aportes de agua en los barbechos resultarían de importancia dada la estrecha vinculación existente entre la disponibilidad a la siembra de aquella y el rendimiento (Duarte, 1999). En estadios posteriores, moderadas deficiencias hídricas estimulan el desarrollo radical favoreciendo la exploración a más de 180cm de profundidad, en suelos que así lo permitan. La disponibilidad de agua para el cultivo depende de varios factores ambientales y de manejo. Entre los primeros, la profundidad de los suelos junto con la capacidad de crecimiento profundo característico de sus raíces, entre otras características fisiológicas, le confiere al cultivo una alta adaptación para desarrollarse en condiciones de estrés

hídrico (Asagir, 2007) sobre este aspecto Merrein y Blanchet (1997) plantean que el girasol es capaz de absorber el agua de horizontes profundos en suelos sin limitación a la penetración de las raíces. En general, todas las prácticas agronómicas de manejo que mejoren el almacenamiento de agua y eviten las pérdidas de este elemento del suelo favorecen el crecimiento, desarrollo y rendimiento del girasol (Quiroga y otros, 1999).

Varios estudios han demostrado que el girasol puede extraer más agua que otros cultivos, especialmente de capas profundas del suelo (Connor y Sadras, 1992). Este cultivo tolera mejor las deficiencias hídricas en el suelo que el maíz y la soya (Corsi, 1992).

➤ **Temperaturas.**

La siembra temprana evita excesos de temperatura que aceleran las etapas de desarrollo, permitiendo un mejor aprovechamiento de la radiación, agua y nitrógeno para alcanzar un mayor rendimiento y producción de aceite por hectárea (Anónimo 4, 2008). La temperatura es un factor muy importante en el desarrollo del girasol, adaptándose muy bien a un amplio margen de temperaturas que van desde 25-30 a 13-17°C. Si la temperatura es muy alta durante la floración y llenado del grano, provoca una importante pérdida en la producción final, tanto en peso como en contenido graso. Según Vranceanu y otros (1998) las temperaturas superiores a 30-35°C durante la antesis reducen la viabilidad del polen. La temperatura óptima del suelo para la siembra varía entre 8 y 10°C.

Para la germinación necesita de una temperatura media de 5°C durante 24 horas. El número de días necesarios para la germinación disminuye a medida que aumenta la temperatura media (Anónimo 5, 2008).

En una investigación de la germinación de los híbridos de girasol llegaron a la conclusión que los valores bajos de temperatura iniciales y los valores altos son los que explican la gran adaptabilidad del girasol a escala extensa de temperatura (FAO, 2000). La temperatura es un factor importante en la tasa de formación del área foliar o velocidad de desarrollo vegetativo (Monsi y Morata, 1990).

➤ **Suelos y PH.**

Los suelos más recomendables para el girasol son los de textura arcillo-arenosa con capa freática a no mucha profundidad. Debido a la capacidad que tiene esta planta para explorar horizontes en busca de agua, los suelos deben tener buena retención de agua, por tanto deben evitarse los suelos arenosos. La reacción del suelo que mejor le va a este cultivo es la que esté próxima a la neutralidad o incluso ligeramente básica (Anónimo 4, 2008).

➤ **Fotoperiodo y luz.**

Las diferencias en cuanto a la aparición de hojas, fecha de floración y a la duración de las fases de crecimiento y desarrollo son atribuidas al fotoperiodo. Durante la fase reproductiva el fotoperiodo deja de tener influencia y comienza a tener importancia la intensidad y la calidad de la luz, por tanto un sombreado en plantas jóvenes produce un alargamiento del tallo y reduce la superficie foliar (Méndez, 2008).

1.2.5. Fases fenológicas en el cultivo de girasol.

Según Saucedo y otros (1999) las fases fenológicas del girasol son:

1. Emergencia del cotiledón.
2. Emergencia del cotiledón y el primer par de hojas visibles.
3. Aparece el segundo par de hojas opuesto. Longitud 4cm de altura.
4. Aparición del botón floral estrechamente insertado en el medio de las hojas jóvenes.
5. El botón floral visible, separado de las hojas, su diámetro varía de 5 a 8cm. Una parte de las brácteas se despliega.
6. El botón floral se inclina, las flores liguladas están perpendiculares al capítulo.
7. Se observa el tercer ciclo de hojas externas. Las anteras son visibles.
8. El tercer ciclo de flores externas está fecundado. Los tres ciclos siguientes tienen anteras y estigmas desplegados. Los aquenios de la periferia son de color gris.

9. Todas las flores han florecido. Los aquenios son de color negro. Las flores liguladas se marchitaron.
10. Caída de las flores liguladas. El capítulo está aún verde.

1.2.5. Empleo del girasol.

Sus frutos se utilizan principalmente para la extracción de aceite el cual refinado es comestible y se utiliza en la fabricación de jabones y velas. Solana (2004) se refiere a que por sus características de sabor suave y la ausencia de sensaciones gustativas desagradables durante la cocción, el aceite de girasol resulta uno de los preferidos para su empleo doméstico o industrial. Con el residuo sólido que queda después de extraer el aceite de las semillas se preparan unas tortas usadas como forraje para el ganado resultando ser tan buena o mejor que las de soya, pues tiene un mayor contenido en grasa así como un elevado porcentaje de materia nitrogenada ricas en metionina, lo que lo sitúa entre los más equilibrados en proteínas vegetales y excelente para completar raciones de leguminosas pobres en aminoácidos. Las semillas crudas se usan en mezclas de alimentación de aves y, tostadas, se destinan al consumo humano. Se utiliza en muchos países como remedio casero contra enfermedades de garganta y pulmonares (Agudelo y Bastidas, 1993).

En la fabricación de levaduras, piensos y para extraer fulfural, que es necesario en la industria del petróleo como disolvente selectivo de moléculas con doble enlaces y en la industria de carburantes, como alcohol furfurílico. En Suramérica se añade el zumo de flores y semillas al vino blanco para eliminar los cálculos renales y vesicales. Las raíces de una de las especies, llamada pataca son comestibles, y se consumen hervidas, estofadas y horneadas.

Recientemente se ha insistido sobre el valor farmacológico de las flores y del tallo del girasol, que, empleados en forma de tintura alcohólica, se han recomendado para combatir las fiebres palúdicas, incluso en aquellos casos en que han fallado las elevadas dosis de quinina (R.A.E 2008). Por último, los tallos pueden emplearse en la obtención de papel fino.

1.3. Germinación.

La germinación es la reanudación del crecimiento activo en partes del embrión que provoca la ruptura de los tegumentos seminales y el brote de la nueva planta (Vázquez y Torres, 2006). El término de germinación se utiliza también para designar aquellos procesos que se inician con la inhibición del agua por la semilla seca y finaliza cuando el embrión atraviesa la envoltura seminal. Generalmente es la radícula o la raíz la que penetra la envoltura seminal pero, en algunas plantas es el brote (plúmula) que atraviesa la envoltura.

1.3.1. Fases del proceso de germinación.

En el proceso de germinación podemos distinguir tres fases (Anónimo 4, 2008):

1. Fase de hidratación: La adsorción de agua es el primer paso de la germinación, sin el cual el proceso no puede darse. Durante esta fase se produce una intensa absorción de agua por parte de los distintos tejidos que forman la semilla. Dicho incremento va acompañado de un aumento proporcional en la actividad respiratoria.
2. Fase de germinación: Representa el verdadero proceso de la germinación. En ella se producen las transformaciones metabólicas necesarias para el correcto desarrollo de la plántula. En esta fase la absorción de agua se reduce considerablemente, llegando incluso a detenerse.
3. Fase de crecimiento: Es la última fase de la germinación y se asocia con la emergencia de la radícula (cambio morfológico visible). Esta fase se caracteriza porque la absorción de agua vuelve a aumentar, así como la actividad respiratoria.

1.3.2. Factores que influyen en la germinación.

Los factores que influyen en la germinación se dividen en: factores internos que son propios de la semilla y factores externos los cuales dependen del ambiente según Anónimo 5 (2008).

➤ **Factores internos.**

Dentro de los factores internos encontramos la madurez de la semilla y la variabilidad de las mismas.

Madurez de la semilla:

Decimos que una semilla es madura cuando ha alcanzado su completo desarrollo tanto desde el punto de vista morfológico como fisiológico. Aunque la semilla sea morfológicamente madura, muchas de ellas pueden seguir siendo incapaces de germinar porque necesitan experimentar aún una serie de transformaciones fisiológicas. Lo normal es que requieran la pérdida de sustancias inhibitoras de la germinación o la acumulación de sustancias promotoras. En general, necesitan reajustes en el equilibrio hormonal de la semilla y/o en la sensibilidad de sus tejidos para las distintas sustancias activas (Anónimo 5, 2008).

Variabilidad de las semillas:

Según Anónimo 5 (2008) la viabilidad de las semillas es el período de tiempo durante el cual las semillas conservan su capacidad para germinar. Es un período variable y depende del tipo de semilla y de las condiciones de almacenamiento. La vida media de una semilla se sitúa entre 5 y 25 años. Para alargar más tiempo la vida de una semilla, ésta debe conservarse en las siguientes condiciones: mantenerla seca, dentro de unos límites temperaturas bajas y, reducir al mínimo la presencia de oxígeno en el medio de conservación.

➤ **Factores externos.**

Entre los factores ambientales más importantes que inciden en el proceso de germinación destacamos: humedad, temperatura y gases.

Temperatura:

Vázquez y Torres (2006) plantean que unas semillas germinan a altas temperaturas y otras con bajas temperaturas. Las membranas celulares de las plantas sensibles a la congelación experimentan un cambio en su conformación a

temperaturas de 10 a 14°C, mientras las membranas de plantas que toleran la congelación no sufren alteración en su estructura entre 1 y 25°C. El efecto de enfriamiento en unas plantas se observa en temperaturas entre 10 y 14°C pero otras especies muestran la sensibilidad entre 7 a 10°C.

Intercambio gaseoso:

Cuando las semillas se embeben de agua los procesos respiratorios son estimulados (porque el embrión está compuesto de células meristemáticas que deben tener acceso al O₂ y a sustancias que incrementen la respiración). Sin embargo, la germinación incluye el proceso en que el embrión atraviesa la envoltura seminal. La inhibición de agua y el alargamiento de las células no requieren oxígeno y es totalmente posible que la radícula atraviese la envoltura seminal aún en presencia de oxígeno, mientras que en otras semillas el empuje de la radícula requiere de la inhibición de agua, el alargamiento y la división celular (Vázquez y Torres, 2006).

Humedad:

El proceso de germinación se inicia cuando la semilla se embebe de agua, y hasta que esto no ocurra no se producen los cambios bioquímicos y morfológicos necesarios para que el proceso se inicie (Figuroa, 2007) de ahí la importancia del agua para la germinación. Existen semillas con porcentaje de germinación casi igual a la cantidad de humedad disponible en el suelo, desde su capacidad de campo hasta el punto de marchitez. Algunas pueden germinar con una humedad inferior al punto de marchitez permanente y en otras la germinación queda inhibida con niveles de humedad superiores al punto de marchitez permanente (Vázquez y Torres, 2006).

1.3.3. Procesos metabólicos y cambios morfológicos que ocurren durante el desarrollo de la semilla (Anónimo 4, 2008).

- ✓ Cambios morfológicos: Desarrollo del cigoto durante la embriogénesis se acompaña de una serie de cambios en la distribución y la actividad de los orgánulos citoplasmáticos, los ribosomas, los plastidios, las mitocondrias y

las paredes celulares que participan principalmente en los procesos de formación del embrión.

- ✓ Cambios bioquímicos: Metabolismo de almidón, de las proteínas, de los ácidos nucleicos y otros constituyentes.

1.3.4. Cambios bioquímicos en el proceso de germinación. Según Vázquez y Torres (2006).

1. Imbibición.
2. Hidratación de orgánulos.
3. Cambios en la organización del embrión, el endospermo y el cotiledón.
4. Cambios en la actividad de los fotocromos.
5. Activación de muchas enzimas.
6. Síntesis de nuevas enzimas.
7. Descomposición de sustancias de reserva.
8. Traslado de sustancias orgánicas solubles hacia el embrión proveniente de la hidrólisis o descomposición de sustancias de reserva.
9. Síntesis de proteínas y otros compuestos celulares.
10. Incremento de la actividad respiratoria.
11. Alargamiento celular.
12. Síntesis de sustancias de crecimiento.
13. Diferenciación celular.
14. Redistribución de metabolitos.
15. Cambios de los niveles de oxígeno y CO₂.

1.3.5. Producción de materia seca.

Sobre la base de la definición de crecimiento se puede decir que este es un cambio cuantitativo que incluye aumentos en la longitud, en el peso seco y en la superficie. Estos incrementos pueden deberse a diferentes causas: el incremento de la longitud es fundamentalmente producido por la acción de las sustancias de crecimiento que en última instancia se sintetizan mediante la fotosíntesis y la

respiración de la planta, el incremento en la superficie es atribuida a la misma causa anterior, y el incremento de la materia seca depende del balance existente entre la fotosíntesis y la respiración. Sobre este aspecto Vázquez y Torres (2006) afirman que la producción de materia seca global es la cantidad de producto seco obtenido por la planta o por unidad de área. Los cambios del ambiente influyen en el ritmo de la producción de materia seca. Así, los efectos del aire, la energía solar, el agua y todos los que caracterizan un macroclima o microclima pueden interferir en la producción de materia seca de una especie vegetal. Así también existen un conjunto de factores inherentes a la planta que influyen notablemente en la producción de materia seca entre los que se encuentran la edad, la distribución de asimilatos, la variedad y los contenidos hídricos y nutritivos.

2. MATERIALES Y MÉTODOS.

El presente trabajo se desarrolló en las instalaciones del Laboratorio Docente Investigativo de Granos del Centro de Investigaciones Agropecuarias (CIAP) de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, perteneciente a la Universidad Central “Marta Abreu” de Las Villas.

Consistió en el estudio de diferentes espesores de tape de las semillas de sorgo (*Sorghum bicolor L.*) y girasol (*Helianthus annuus L.*) y su influencia en el proceso germinativo y desarrollo de las primeras fases de las plántulas. Para ello se utilizó la variedad CIAP-JE 94 de girasol y la variedad CIAP-132 R de sorgo.

2.1. Tratamientos.

Para cada especie se utilizaron seis tratamientos diferentes:

1. 3cm de suelo sobre la semilla.
2. 6cm de suelo sobre la semilla.
3. 9cm de suelo sobre la semilla.
4. 12cm de suelo sobre la semilla.
5. 15cm de suelo sobre la semilla.
6. 18cm de suelo sobre la semilla.

2.2. Cámaras de germinación y sustrato.

Fueron utilizadas para los experimentos 6 cámaras de madera (3 para cada experimento), con 6 alvéolos (3 filas y 3 columnas) y se preparó un sustrato de suelo Pardo Sialítico (Hernández y otros, 1999). Estas cámaras fueron identificadas en correspondencia con las especies plantadas y los tratamientos aplicados para facilitar el manejo de los experimentos y las evaluaciones.

2.3. Evaluaciones realizadas.

En cada experimento las evaluaciones se realizaron a partir del tercer día de sembrado con una frecuencia diaria, hasta los 31 días (1mes) que debe terminar el proceso de germinación, según Vázquez y Torres (2006). Los aspectos que se tuvieron en cuenta para las evaluaciones fueron:

- Germinación diaria y acumulada.
- Estado fisiológico de las plantas cuando tenían dos pares de hojas y al finalizar el experimento.

Para ello, se evaluó diariamente la cantidad de semillas germinadas y para el estado fisiológico se evaluó la Altura de la Planta, el Crecimiento de la Raíz, el Peso de la Planta y de la Raíz, el Área Foliar y el Número de Hojas que tenían al finalizar el proceso de germinación. Para este análisis se tomaron diez plantas por tratamientos.

La **Altura de la Planta (AP)** y el **Crecimiento de la Raíz (CR)** se midieron con una regla milimetrada. Para el **Peso de la Planta (PP)** y de la **Raíz (PR)** se utilizó una balanza de precisión.

El **Área Foliar (AF)** se calculó mediante el método de "Dibujo en papel" donde se tomaron todas las hojas de la planta sin pecíolo, determinándose su peso fresco en una balanza de precisión. Luego se pesaron y se dibujó su contorno sobre un papel, además se cortó y pesó un cuadrado de papel de 1dm² del mismo tipo que utilizamos para dibujar los contornos de los folíolos. Finalmente se determinó el área foliar de las plantas mediante la siguiente fórmula:

$$AF = \frac{Ac \times Pf}{Pc}$$

Donde:

Ac: Área de un cuadrado de papel de 1dm².

Pf: Peso de las figuras de papel.

Pc: Peso del cuadrado de papel de 1dm².

Además, se determinó la materia seca de 10 semillas por cada cultivo las que fueron tomadas al azar y resultaron representativas de las utilizadas en los experimentos. En el momento en que las plántulas tenían formadas y visibles las hojas cotiledonales y antes de que realizaran fotosíntesis se procedió a determinar su peso fresco y seco. Para ello se tomaron 10 plantas por cada tratamiento de cada repetición.

2.4. Análisis estadístico.

Para cada uno de los experimentos se utilizó un diseño completamente aleatorizado. La germinación se procesó mediante una comparación múltiple de proporciones. Para facilitar este análisis estadístico e interpretación de la información se crearon cinco intervalos agrupando en cada uno un determinado número de días en que germinaban las semillas, quedando conformado de la siguiente forma:

Intervalo 1. A los cinco días de sembrados los cultivos.

Intervalo 2. A los diez días de sembrados los cultivos.

Intervalo 3. A los quince días de sembrados los cultivos.

Intervalo 4. A los veinte y cinco días de sembrados los cultivos.

Intervalo 5. A los treinta días de sembrados los cultivos.

Las variables relacionadas con el desarrollo fisiológico de las plantas fueron procesadas mediante modelos de Anava de clasificación simple previa de los supuestos básicos del modelo, complementándose con la comparación de medias de tratamientos por la prueba de Duncan.

El gasto de materia seca se modeló con respecto a las diferentes profundidades de siembra mediante técnicas de regresión lineal, donde la variable independiente fue la profundidad de siembra.

Para el procesamiento estadístico se empleó el paquete STATGRAPHICS versión 5.0. del 2000.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

3.1. Efecto de los espesores de tape de las semillas de sorgo y girasol sobre el proceso de germinación diaria y acumulada.

Como se observa en la Tabla 1 en los tratamientos 1 y 2 más del 50 % de las semillas de sorgo ya habían germinado a los 5 días, sin diferencia estadística entre ellos ni con el tratamiento número 3 y sí con el resto de los tratamientos que no lograron superar el 33 % de germinación. Cuando el tape de las semillas era de 12, 15 y 18cm de suelo la germinación fue muy baja en los primeros diez días, sobre todo en los dos últimos que no logró superar el 50 % a diferencia de los tres primeros tratamientos los cuales superaron esta cifra siendo el valor máximo alcanzado de 88% en aquellas semillas que tenían 3cm de cubierta de suelo. A los quince días los tratamientos número 1 y 2 muestran el 100 % de sus semillas germinadas sin diferencia estadística entre ellos y sí con el resto de los tratamientos cuyos porcentajes de germinación están en el orden del 46 al 83%. A los 20 días se logró un acumulado del 100% en los tres primeros tratamientos y no así en los tres últimos. De esta forma se mantuvo hasta los 30 días no mostrando diferencias estadísticas entre los tratamientos número 1, 2, 3 y 4 pero si con el resto de los tratamientos. Los peores porcentajes de germinación se obtuvieron en aquellos tratamientos donde las semillas tenían un espesor de tape de 15 y 18cm con valores desde 75 a 80%.

Tabla 1. Proporciones que muestran la germinación de las semillas según espesores de tape y días después de la siembra del cultivo de sorgo.

Tratamientos	Tamaño muestra	Intervalos de días a partir de la siembra					
		5 días	10 días	15 días	20 días	25 días	30 días
1(3cm de suelo)	60	0.500 a	0.883 a	0.999 a	0.999 a	0.999 a	0.999 a
2(6cm de suelo)	60	0.533 a	0.916 a	0.999 a	0.999 a	0.999 a	0.999 a
3(9cm de suelo)	60	0.416 ab	0.616 b	0.833 b	0.999 a	0.999 a	0.999 a
4(12cm de suelo)	60	0.333 bc	0.516bc	0.650 c	0.950 a	0.950 a	0.950 a
5(15cm de suelo)	60	0.233 c	0.383 c	0.633 c	0.800 b	0.800 b	0.800 b
6(18cm de suelo)	60	0.216 c	0.416 bc	0.466 d	0.750 b	0.750 b	0.750 b

(a, b, c, d) Proporciones con letras no comunes en una misma columna difieren estadísticamente a ($p < 0.05$).

La Tabla 2 muestra que entre los tratamientos 1, 2, 3 y 4 a los 5 días de sembrado no existen diferencias estadísticas entre ellos, logrando germinar más del 30% de las semillas de girasol. El valor más elevado lo alcanzó el tratamiento número 1 con el 46% de sus semillas germinadas mientras que en los dos últimos tratamientos solo alcanzaron germinar un 28%. Cuando el tape de las semillas era de 3, 6, 9, 12 y 15cm de suelo la germinación fue alta en los primeros diez días ya que logró alcanzar más de un 70%. Los cuatro primeros tratamientos difieren estadísticamente con el número 6 (18cm de suelo) que solo superó los 60%, el cual no difiere con el tratamiento número 5 (15cm de suelo). A los quince días los valores más altos de porcentaje se logró en el tratamiento número 1 y 2 con valores de 98 y 96% respectivamente sin diferencias estadística entre ellos ni con los tratamientos 3, 4, y 5 pero si con aquel donde la cubierta de suelo sobre la semilla fue de 18cm. Los peores porcentajes de germinación se presentaron a los 20 días en los tratamientos 6 y 5 con porcentajes de 86 y 91% respectivamente a diferencia del resto de los tratamientos que en estos días ya habían germinado el 100% de sus semillas manteniéndose así hasta los 30 días que culminó el experimento.

Tabla 2. Proporciones que muestran la germinación de las semillas según espesores de tape y días después de la siembra del cultivo de girasol.

Tratamientos	Tamaño muestra	Intervalos de días a partir de la siembra					
		5 días	10 días	15 días	20 días	25 días	30 días
1(3cm de suelo).	60	0.466 a	0.800 a	0.983 a	0.999 a	0.999 a	0.999 a
2(6cm de suelo).	60	0.483 a	0.816 a	0.966 a	0.999 a	0.999 a	0.999 a
3(9cm de suelo).	60	0.383 ab	0.766 a	0.933 a	0.999 a	0.999 a	0.999 a
4(12cm de suelo).	60	0.350 ab	0.766 a	0.933 a	0.999 a	0.999 a	0.999 a
5(15cm de suelo).	60	0.283 bc	0.716 ab	0.900 a	0.916 ab	0.916 ab	0.916 ab
6(18cm de suelo).	60	0.183 c	0.616 b	0.750 b	0.866 b	0.866 b	0.866 b

(a, b, c, d) Proporciones con letras no comunes en una misma columna difieren estadísticamente a ($p < 0.05$).

Estos resultados confirman que las semillas cuando tienen sobre sí mucho suelo demoran más en germinar dado el gasto de sus reservas y tiempo que demoran en vencer la cubierta de suelo, sus reservas se agotan antes de llegar a la superficie y es por ello que los porcentajes de germinación son más bajos resultados que corresponden con los obtenidos por Aguirrezábal y otros (1996) quienes plantean el efecto negativo que tienen los espesores de tape superiores a los 9cm sobre el proceso germinativo de las semillas ya que afectan la velocidad de germinación así como sus porcentajes. Estos resultados también coinciden con Kaewmeechai y Potan (1996) al plantear que en suelos sueltos las profundidades deben ser hasta 7-8cm, en cambio en suelos compactos no conviene sobrepasar los 4-5cm ya que trae consecuencias nefastas en el poder germinativo de las semillas.

3.1.1. Efecto de los espesores de tape de las semillas de sorgo y girasol sobre el proceso de germinación total a los 30 días.

En el cultivo del sorgo a los 30 días (Figura1) los tratamientos que tenían una cubierta de suelo de 3, 6 y 9cm a los 30 días habían germinado todas sus semillas con una proporción del 100% no así en el resto de los tratamientos. Los valores más bajos de germinación que se lograron fueron en los dos últimos tratamientos y sobre todo en el último donde las semillas recibieron 18cm de espesor de suelo con una proporción de a penas 0.75%. Claramente se pueden diferenciar los cuatro primeros tratamientos con los dos últimos. Esto demuestra que los espesores de tape de la semilla que resultan ser más efectivos para lograr mayores porcentajes de germinación son aquellos de 3 a 9cm pero ya de ahí en adelante los porcentajes se afectan lo que repercutirá por tanto en bajas poblaciones en el campo y con ello en el rendimiento de dicho cultivo.

La Figura 2 muestra que en los tratamientos 1, 2, 3 y 4 el 100% de las semillas habían germinado a los 30 días, diferenciándose con los tratamientos de 15 y 18cm de cubierta de suelo sobre la semilla donde a medida que aumenta el espesor se logran porcentajes más bajos de germinación con valores de 80 y 75% respectivamente

Ambos resultados coinciden con Kaewmeechai y Potan (1996) quienes plantean que siempre que la semilla se encuentre en contacto con la humedad del suelo, es recomendable sembrar lo más superficialmente posible para facilitar la rápida emergencia de la planta y a su vez coincide con Anónimo 4 (2008) quien afirma que el espesor de tape de la semilla de sorgo no debe sobrepasar de 9cm y las semillas de girasol de los 13cm ya que mayor cubierta de suelo provoca una gran afectación en la velocidad, poder germinativo y energía germinativa de

estos.

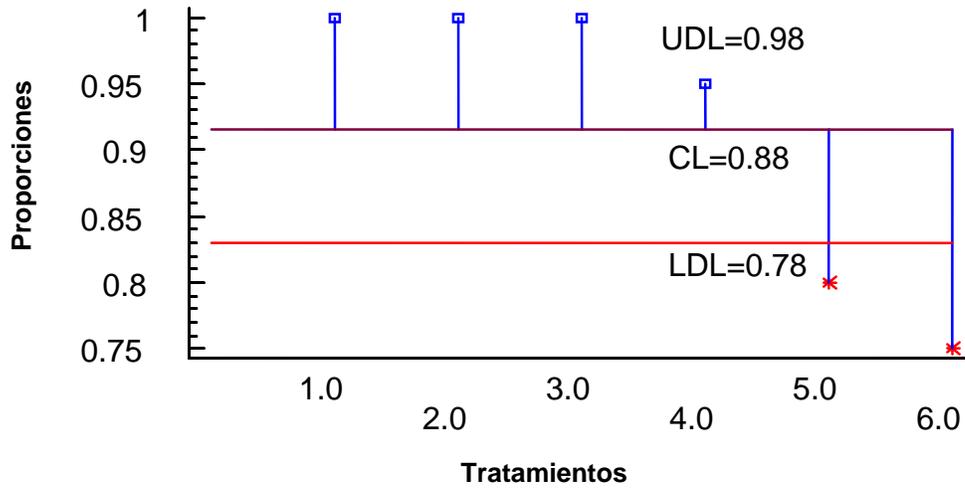


Figura 1. Germinación total de las semillas de sorgo según espesores de tape.

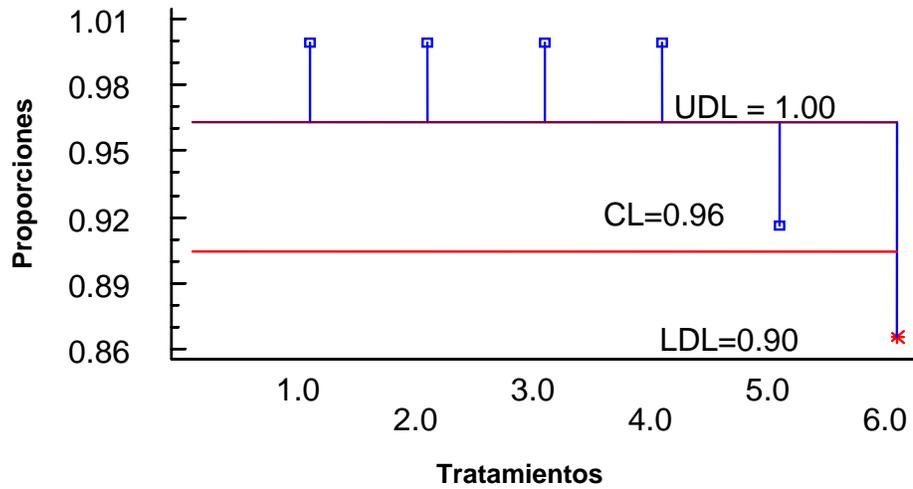


Figura 2. Germinación total de las semillas de girasol según espesores de tape.

3.2. Efecto del espesor de tape de las semillas de sorgo y girasol sobre el estado fisiológico de las plantas cuando se encontraban en fase de los dos primeros pares de hojas verdaderas y a los 30 días.

3.2.1. Efecto del espesor de tape de las semillas sobre la altura de las plantas.

En la medida que las semillas de sorgo y girasol tenían más cubierta de suelo, las plantas alcanzaron mayor altura (Figura 3). Cuando los cultivos se encontraban en fase de sus dos primeros pares de hojas verdaderas en el caso del sorgo en el tratamiento 6 (18cm de espesor de tape) las plantas alcanzaron 24.9cm de altura con diferencia estadística con los tres últimos tratamientos y no así con el tratamiento 2 y 3. La menor altura de las plantas se obtuvo en el tratamiento 1(3cm de espesor) con valores de 20.30cm, es decir 4cm menos que los obtenidos en el tratamiento 6. Los tratamientos 4 y 5 no difieren estadísticamente entre ellos ya que ambos no sobrepasaron los 23cm de altura.

El cultivo del girasol no mostró diferencia estadística entre los cinco primeros tratamientos pero si de estos con el último el cual logró el valor más elevado de 18.52cm de altura de las plantas. Los dos últimos tratamientos no difieren entre ellos con valores de 16.93 y 18.52cm de altura según aumenta el espesor de tape de las semillas. Los valores más bajos fueron de 15.49 y 15.75cm en aquellos dos tratamientos que se encontraban más cercanos a la superficie del suelo.

A los 30 días ambos cultivos fueron aumentando de la misma forma, o sea, a medida que el espesor de tape era mayor la altura aumentaba. Se puede ver como ya en esta etapa se diferencian más los tratamientos entre ellos lográndose los mayores valores de 40.92cm en sorgo y 36.07cm en girasol. Los menores valores fueron en el sorgo en los dos primeros tratamientos en los cuales no difieren estadísticamente entre ellos pero si con el resto de los tratamientos, ambos no lograron sobrepasar los 23cm de altura y en girasol no sobrepasaron los 28cm, también en los dos primeros tratamientos.

En el cultivo de sorgo los tratamientos 5 y 6 no difieren entre sí logrando una altura de 37.83 y 40.92cm respectivamente así como el tratamiento 5 y 4 no difieren entre ellos pero si con el resto.

Durante el proceso de germinación y elongación de la plántula, aquellas que estaban con mayor cubierta de suelo necesitaron vencer una mayor distancia hasta llegar a la superficie por lo que su presión de turgencia aumenta y por ello las células se alargan como consecuencia del estiramiento de la pared celular, los tallos se hacen mas largos y en ese estado emergen (Vázquez y Torres, 2006). Eso coincide con Díaz (2001) al plantear que cuando el hipocótilo crece bastante, en el momento que los cotiledones se separan el epicótilo se elonga para que las dos primeras hojas queden al aire y reciban la luz del Sol. Sus hojas verdaderas se forman a mayor altura por lo que estas plantas resultan más largas y más débiles en comparación con las que estaban más próximas a la superficie.

Estos resultados afirman que la cantidad que la cantidad de suelo sobre la semilla debe ser la óptima ya que trae como consecuencia cambios en la fisiología de la planta lo que afecta el desarrollo del cultivo. Hay que tener en cuenta este aspecto a la hora de sembrar ya que alturas significativas resultan inconveniente para la mecanización de la cosecha, aunque pueden ser prometedoras para la producción de forrajes y granos (Rana, 1984).

Los resultados de este análisis aparecen detalladamente según prueba estadística de Duncan en el Anexo1.

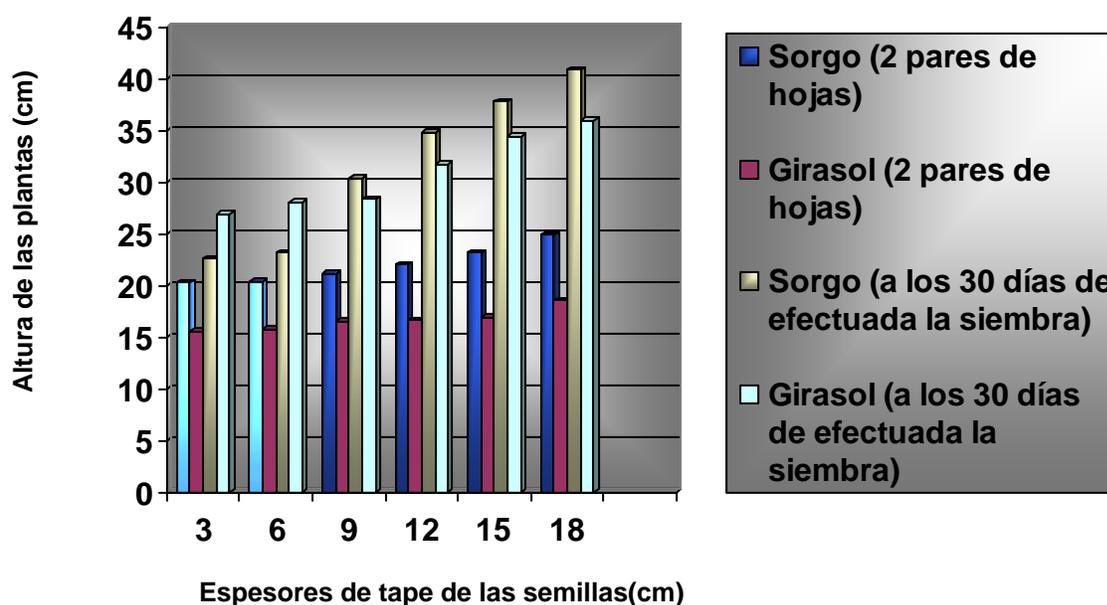


Figura 3. Efecto del espesor de tape de las semillas sobre la altura de las plantas de sorgo y girasol.

3.2.2. Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el crecimiento de la raíz.

La longitud de las raíces de ambos cultivos (Figura 4) fue mayor en los tratamientos número 1 que en el resto de los tratamientos. En el caso particular de sorgo cuando estaba en fase de dos pares de hojas este tratamiento alcanzó un valor de 27.51cm mostrando una diferencia estadística con el resto de los tratamientos. Se manifiesta una tendencia a ser menores los valores de longitud de la raíz en la medida en que aumenta el espesor del tape de las semillas, con un valor en el último tratamiento de 20cm menos que en el tratamiento 1. Entre los tratamientos 12 y 15cm de suelo sobre la semilla no existe diferencias estadística entre ellos pero si con el resto de los tratamientos, estos tratamientos no sobrepasan los 14cm de longitud de la raíz. En el caso del girasol el valor máximo de longitud de la raíz es de 25.58cm en el tratamiento 1 mostrando una diferencia estadística con los tres últimos tratamientos. Los tres primeros tratamientos no difieren estadísticamente entre ellos pero si con el resto de los tratamientos. El valor mínimo de longitud de la raíz fue de 7.97cm en el tratamiento 6.

Así llegan alcanzar a los 30 días valores máximos de longitud de raíz de 52cm en sorgo y 40cm en girasol. Se observa claramente la gran diferencia estadística en esta etapa entre los primeros tratamientos y los últimos, sobre todo en sorgo donde el tratamiento 6 tiene 31cm menos que el tratamiento 1 (3cm de suelo sobre la semilla). En esta etapa en el cultivo de sorgo no difieren estadísticamente los cuatro últimos tratamientos entre ellos ya que todos estuvieron alrededor de los 20cm de longitud de la raíz pero si con el resto. En el segundo y tercer tratamiento tampoco existen diferencias estadísticas pero si de todos los tratamientos con el primero el cual logró el valor más alto de longitud de la raíz.

Esto se explica porque las plántulas que emergen más próximos a la superficie no tienen que dedicar tanto de su reserva a alargar el tallo para llegar a la superficie como ocurre en las que están más cubiertas de suelo, según se explicó en el acápite 3.2.1. Siendo así, estas plantas dedican más energía a desarrollar sus otros órganos los que se ven beneficiados con un mayor crecimiento. Según Agudelo y Bastidas (1993) la raíz pivotante del girasol tiene la capacidad de alcanzar grandes profundidades según la textura y estructura del suelo por lo que mientras más cercana esté a la superficie más espacio tiene para desarrollar sus raíces hacia la profundidad mientras que tenga suficiente agua y nutrientes.

Según Martín (1996) las raíces del sorgo pueden penetrar en el suelo hasta 2.4m y esta longitud y desarrollo del sistema radical se inicia más temprano cuando las semillas se encuentran más próximas a la superficie lo que coincide con R.A.E. (2008) quien además agrega que es importante tener en cuenta la cubierta de suelo a la hora de sembrar por su influencia en la energía germinativa de las semillas.

Los resultados obtenidos en este análisis aparecen detalladamente según prueba estadística de Duncan en el Anexo 2.

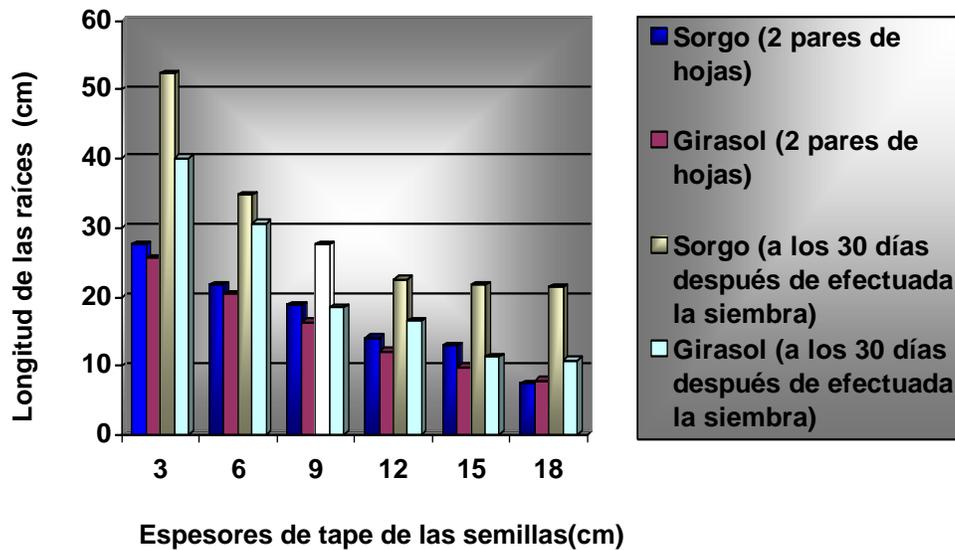


Figura 4. Efecto del espesor de tape de las semillas sobre la longitud de las raíces de sorgo y girasol.

3.2.3. Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el peso fresco de la planta.

La Figura 5 nos muestra las variaciones del peso fresco de las plántulas según los distintos espesores de tape. Cuando estaban en fase de dos pares de hojas verdaderas en el cultivo del sorgo existe una diferencia significativa del primer tratamiento con el resto, lográndose un mayor peso en aquellas que fueron cubiertas con 3cm de suelo con un valor de 0.981g y va disminuyendo este peso a medida que va aumentando la cubierta de suelo hasta llegar a un peso de 0.12g en el último tratamiento. Los tratamientos 2 y 3 no se diferencian estadísticamente logrando valores de 0.7 y 0.5g respectivamente. Así mismo se puede observar que entre este último tratamiento y los tres primeros no existen diferencias estadísticas. Los valores de los tratamientos 3, 4 y 5 fueron de 0.14g en los dos primeros y 0.12g en el último.

A los 30 días (Figura 5) se produce un aumento mayor del peso fresco en cada uno de los tratamientos, obteniéndose menos peso según aumenta el espesor de tape de las semillas. El tratamiento 1 y 2 difiere estadísticamente con el resto de los tratamientos siendo el valor más elevado de 2.33g en el primer tratamiento. El

valor más bajo se obtuvo en el tratamiento 6 con 0.67 manos que el tratamiento 1. Entre los cuatro últimos tratamientos no existen diferencias estadísticas pero si con el resto de los espesores de tape aplicados a las semillas.

Estos resultados coinciden con FAO (2000) quien plantea que el peso fresco de la planta depende entre otras cosas de la energía que esta gasta para lograr salir a la superficie y que mientras más tiempo demore en su proceso germinativo la cantidad de agua que pierde es mayor y por lo tanto su peso fresco será menor en todos los casos.

Los resultados obtenidos en este análisis aparecen detalladamente según prueba estadística de Duncan en el Anexo 3.

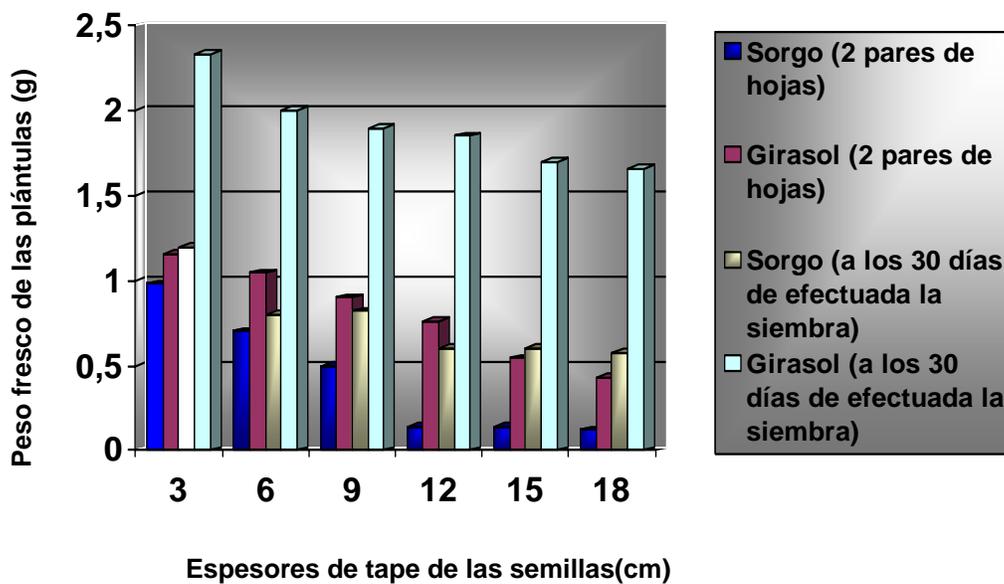


Figura 5. Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el peso fresco de las plántulas de sorgo y girasol.

3.2.4. Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el peso fresco de la raíz.

La Figura 6 muestra una diferencia estadística significativa en el caso del cultivo de sorgo cuando se encontraba en fase de dos pares de hojas entre los tratamientos

número 1 (3cm de suelo) y 2 (6cm de suelo) con el resto de los tratamientos. Se puede observar como entre los tratamientos 12 , 15 y 18cm de suelo sobre la semilla no existe diferencias estadísticas ya que no lograron sobrepasar los 0.05g. A medida que aumentan las profundidades podemos ver como las raíces tienen un menor peso que aquellas que se desarrollan más cercana a la superficie el suelo. Los valores van disminuyendo desde 0.31g a 0.03g en el caso de sorgo cuando tenían dos pares de hojas. El tratamiento 3 se diferencia estadísticamente con todos los tratamientos con un valor de 0.075g de peso de la raíz. Podemos observar como a medida que aumentaban las profundidades las raíces tienen un menor peso que aquellas que se desarrollan más cercanas a la superficie del suelo.

Al cabo de los 30 días de efectuada la siembra entre los tratamientos no existen diferencias estadísticas pero podemos seleccionar las mejores variantes según las cifras de peso fresco obtenidas en cada uno de los tratamientos. Se puede observar como los tratamientos 1, 2 y 3 se diferencian aún más con los últimos tratamientos con valores de 0.1; 0.09 y 0.093g a medida que el espesor de tape de las semillas fue aumentando. El valor más bajo fue en aquellas donde el espesor de tape de las semillas fue mayor, alcanzando un peso solo de 0.029g. Los tratamientos 4 y 5 no sobrepasaron de los 0.072g sin diferencias estadísticas entre ellos.

En el caso del girasol cuando tenían dos pares de hojas verdaderas existe diferencia estadística entre los tres primeros tratamientos y los tres últimos no logrando sobrepasar de los 0.06g de peso fresco de la raíz, siendo este el valor más elevado obtenido en este análisis. El valor más bajo que se obtuvo fue de de 0.037g en el último tratamiento.

A los 30 días las raíces de aquellas plantas sembradas más cercanas a la superficie lograban un peso fresco 0.22g, siendo 16g más que las del último tratamiento el cual tomó el valor más bajo. Estadísticamente no muestran diferencias entre ellos.

Estos resultados coinciden con Agudelo y Bastidas (1993) quien plantea que mientras más profundo sea el sistema radicular capacita más a la planta para utilizar agua y elementos nutritivos de un volumen amplio de suelo lo que favorece su formación y por lo tanto adquiere un mayor grosor, todo lo que conlleva a un mayor peso fresco de la planta.

Las resultados obtenidos en este análisis de peso fresco de las raíces en cada tratamientos aparecen detalladamente según prueba estadística de Duncan en el Anexo 4.

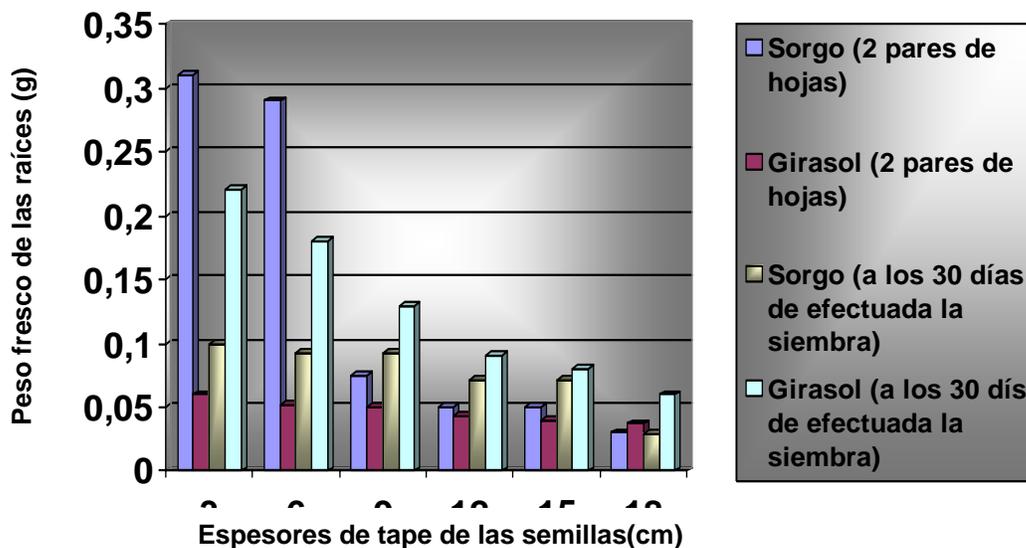


Figura 6. Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el peso fresco de las raíces de sorgo y girasol.

3.2.5. Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el número de hojas de las plantas al finalizar los experimentos.

Tanto el cultivo de sorgo como el de girasol demostraron un mayor número de hojas en aquellas plantas que su espesor de tape fue de 3cm (Figura 7). En el caso de sorgo se muestra el tratamiento 1 difiere estadísticamente con el resto de los tratamientos logrando un número de 6 hojas a los 30 días de sembrado. En los tratamientos de 9 y 12cm no existe diferencias estadísticas entre ellos, logrando

un número de 5 hojas, pero si con el resto de los tratamientos. El valor mínimo fue en el último tratamiento con un número de 3 hojas diferenciándose estadísticamente con el resto de los espesores de tape.

En el caso de girasol existen diferencias estadísticas entre el tratamiento 1 y el resto de los tratamientos excepto con el tratamiento número 2 con el cual no difiere. El valor más elevado se obtuvo en el primer tratamiento con un número de 15 hojas. En los tratamientos de 12, 15 y 18cm de espesor no existe diferencia estadística entre ellos pero si con el resto, no sobrepasando las 8 hojas. El valor mínimo fue de 7 hojas en aquel tratamiento donde el espesor de tape de las semillas fue mayor. En resumen, a medida que aumentaba el espesor de tape de las semillas disminuía el número de hojas.

Ambos cultivos al concluir el experimento oscilaron de 7 a 15 hojas en los dos primeros tratamientos lo cual es positivo según Rana 1984 citado por Rodríguez y otros (1994).

Los resultados obtenidos en este análisis de número de hojas en cada tratamiento aparecen detalladamente según prueba estadística de Duncan en el Anexo 5.

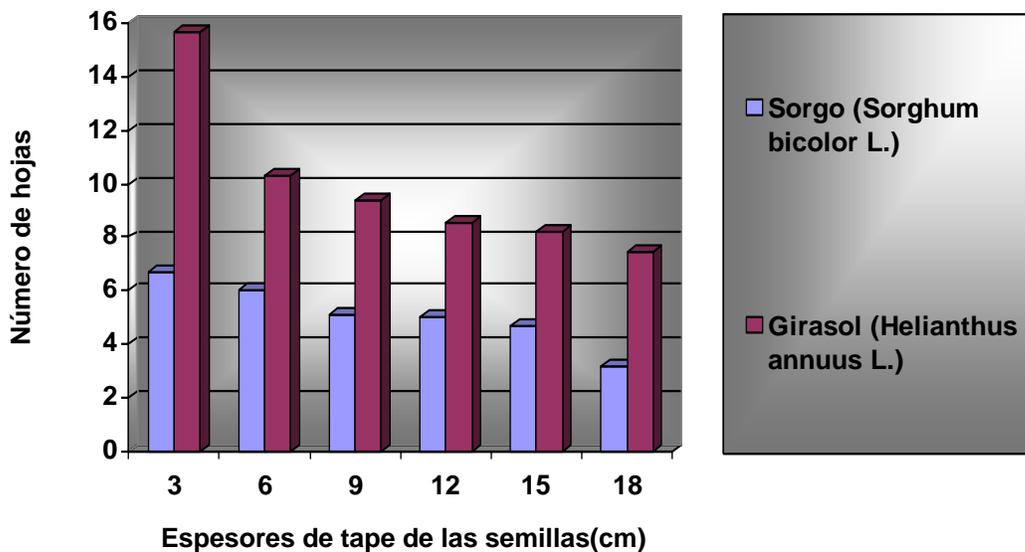


Figura 7. Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el número de hojas al finalizar los experimentos de los cultivos de sorgo y girasol.

3.2.6. Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el área foliar de las plantas.

A medida que los espesores de tape van aumentando el área foliar va disminuyendo (Figura 8). En el caso de sorgo cuando se encontraban con sus dos primeros pares de hojas verdaderas el valor máximo alcanzado fue de 22.76cm² en el tratamiento de 3cm de suelo sobre las semillas y el mínimo de 9.37cm² en el último tratamiento. Se puede observar como entre los cuatros últimos tratamientos no existen diferencias estadísticas ya que todos se mantuvieron alrededor de los 9cm² sin sobrepasar los 10cm² de área foliar. El tratamiento 1 difiere con el resto de los tratamientos, así como el tratamiento 2 el cual logró un valor de 14.55cm².

A los 30 días no se diferencian diferencias estadísticas entre todos los tratamientos. El mayor valor de área foliar se obtuvo en el tratamiento 1 con 23cm². Los tratamientos 1 y 2 lograron un área foliar de 18 y 16cm² respectivamente. Los tres últimos tratamientos no sobrepasaron los de los 11.7cm².

En el caso del cultivo de girasol cuando las plantas tenían ya formadas sus dos primeros pares de hojas se evidencian diferencias estadísticas entre el primer tratamiento y el resto de los tratamientos. El valor mínimo alcanzado fue de 1.02cm² en el último tratamiento y el más elevado fue de 8.2cm² en el de 3cm de suelo sobre la semilla. Los tres últimos tratamientos no difieren entre sí ya que se mantienen alrededor de los 1cm² de área foliar. Así mismo sucede entre los tratamientos 2 y 3 los cuales no sobrepasaron de los 18cm² de área foliar.

En la etapa de los 30 días en este cultivo los tres primeros tratamientos se diferencian estadísticamente con el resto de los tratamientos. La mayor área foliar es de 10.54cm en los que el espesor fue de 3cm de suelo. Los valores mínimos fueron alcanzados por los tres últimos tratamientos los cuales no difieren entre ellos pero si con el resto con valores de 8.80, 8.33 y 8.25cm² según aumenta el espesor de tape de las semillas.

Un mayor desarrollo del área foliar permite a las plantas incrementar su potencial fotosintético y con ello las posibilidades de producir mayor cantidad de biomasa, lo

que ocurre en las plantas que proceden de semillas que estaban más próximo a la superficie de suelo. Las diferencias que se presentan en la velocidad de germinación de las semillas (acápite 3.1.) y desarrollo foliar de las plantas tienen un marcado efecto sobre el proceso de producción de los cultivos pues esto se traduce en desfases en el crecimiento y desarrollo de las plantas, lo que afecta las labores culturales que se realizan, se presenta grandes desuniformidad en la población y esto hace que en el momento de cosecha unas plantas están en estado de madurez fisiológico mientras otras aún no lo han alcanzado, con las consiguientes dificultades en la propia actividad de cosecha y posterior manejo post cosecha de los granos. Esto coincide con lo planteado por Alemán (2008) cuando fundamenta la necesidad de lograr uniformidad en la población de los cultivos de granos y considera como uno de los factores que influyen en ello es la uniformidad en la profundidad de siembra y espesores del tape de las semillas.

Los resultados obtenidos en este análisis del área foliar de las plantas en cada tratamiento aparecen detalladamente según prueba estadística de Duncan en el Anexo 6.

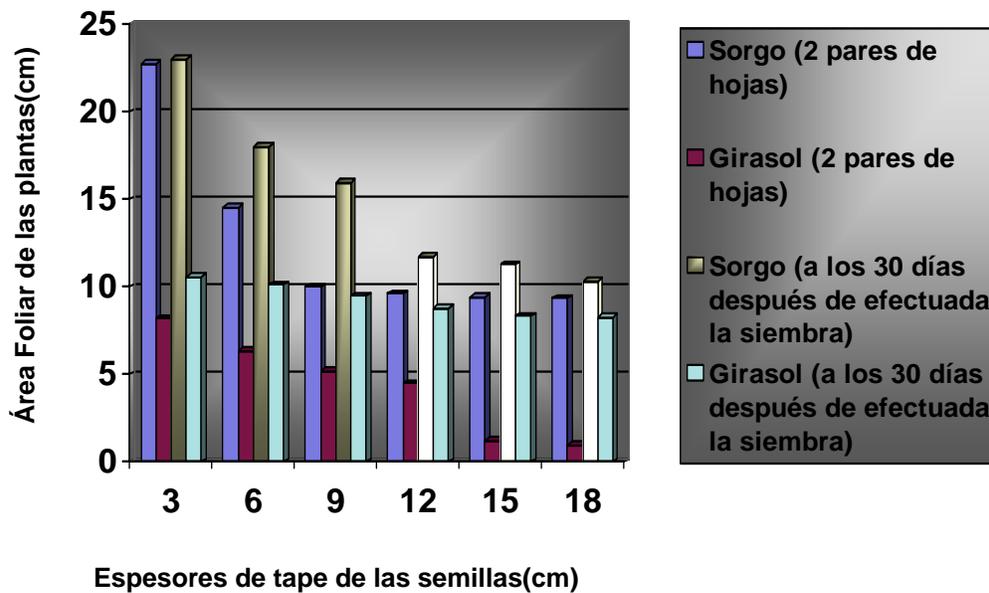


Figura 8. Efecto del espesor de tape de las semillas sobre el área foliar de las plantas de sorgo y girasol.

3.3. Efecto de los espesores de tape de las semillas sobre el gasto de materia seca durante el proceso de germinación.

Las Figuras 9 y 10 muestran que en la medida en que las semillas estaban con mayores espesores de tape se produce un mayor gasto de energía, medido en este caso por la diferencia entre el peso seco de las semillas y el de las plántulas antes de que estas realizaran fotosíntesis, con una alta correlación de 97% en el cultivo de sorgo y de 96% en el de girasol.

En el caso de sorgo a 3cm de espesor la diferencia entre el peso seco de las semillas y el peso seco de las plántulas era apenas de 0.87g. Cuando tenía 9cm de espesor se pierden 1.05g en el proceso de germinación y esta es la tendencia general para el resto de los tratamientos, llegando a valores de 1.26g en el tratamiento de 18cm de cubierta de suelo siendo este el valor más bajo (Figura 9).

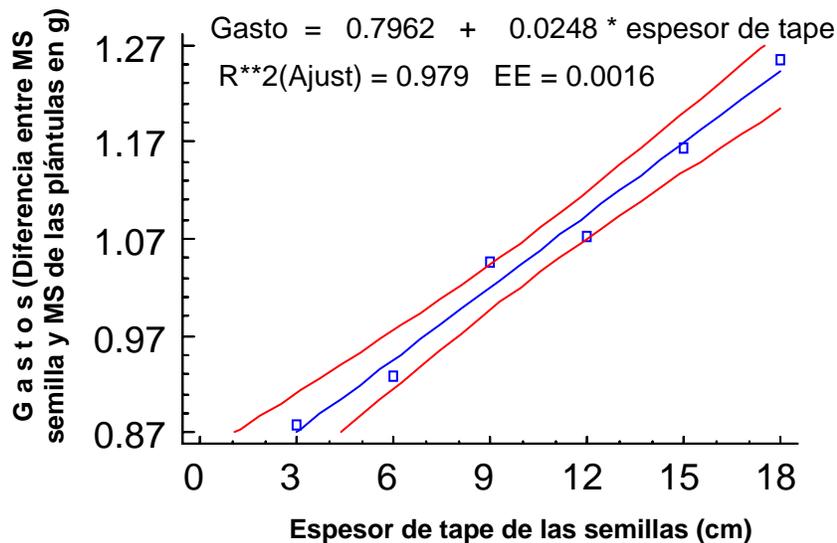


Figura 9. Gasto de Materia Seca (g) de las plantas según espesores de tape de las semillas de sorgo.

Así mismo se comporta el cultivo de girasol (Figura 9) aumentando los valores de pérdida desde los tratamientos más cercanos a la superficie hasta los 18cm de espesor de suelo. El valor máximo alcanzado es de 1.28g. Cuando se encontraban a 3cm de espesor la diferencia entre las materia seca de las semillas y las plántulas era apenas de 0.079g, sin embargo, ya con 6cm de espesor se pierden más de 9 g de materia seca en el proceso germinativo.

Según Alemán (2000), cuando las plantas llegan con más reservas a la fase de inicio de su actividad fotosintética, hace que el crecimiento y desarrollo se efectúe de forma más rápido y en mejores condiciones fisiológicas y ello tiene repercusión en la formación de los rendimientos de los cultivos.

Los cotiledones de estas semillas generalmente almacenan las reservas que se usan durante las primeras etapas del crecimiento de las plántulas. De ahí el esfuerzo de la planta progenitora para que existan suficientes reservas que ayuden en el inicio, en lo que la planta se desarrolla lo suficiente como para competir con otras y obtener agua y sustancias nutritivas (Leroy, 1996).

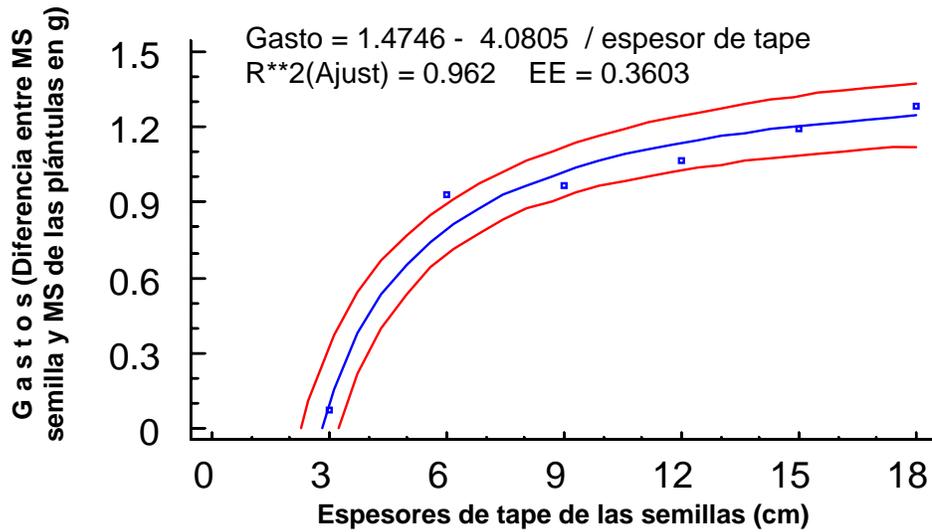


Figura 10. Gasto de Materia Seca (g) de las plantas según espesores de tape de las semillas de girasol.

Estos resultados nos confirman que las plantas procedentes de semillas que tenían más cubierta de suelo llegan a iniciar el proceso fotosintético con menos energía y por lo tanto demoran más en desarrollar sus órganos y alcanzar cada fase fenológica. Esto explica los resultados obtenidos en esta investigación y que fueron abordados en los acápites 3.1 y 3.2.

CONCLUSIONES.

1. Cuando las semillas están cubiertas con espesores de suelo no mayores de 6cm se facilita el proceso de germinación, las radículas alcanzan mayor longitud, se forman más hojas y el área foliar es mayor.
2. Los menores espesores de tape contribuyen a la formación de mayor cantidad de biomasa en raíces y tallos y mayor acumulación de materia seca en estos órganos.
3. En los cultivos de sorgo y girasol se produce una marcada diferenciación en el proceso germinativo y desarrollo fisiológico de las primeras fases de las plantas según varían los espesores de tape de las semillas.
4. Espesores de tape superiores a los 9 cm en sorgo y 12 cm en girasol afectan el proceso germinativo y desarrollo fisiológico de las plantas.
5. En la medida en que se incrementa el espesor del tape de las semillas en sorgo y girasol, se produce un mayor gasto energético en las mismas lo que hace que las plantas estén más débiles y con menos reservas al iniciar su actividad fotosintética.

RECOMENDACIONES.

1. En el establecimiento de los cultivos de sorgo y girasol se debe lograr uniformidad en la ubicación de las semillas en el suelo con espesores de tape no superiores a 9 cm en sorgo y 12 cm en girasol.
2. Continuar los estudios referentes a los efectos del espesor del tape de las semillas en otros cultivos de granos de importancia económica en el país.

BIBLIOGRAFIA.

1. Agudelo, O. y G. Bastidas (1993). El cultivo del girasol. Manual de Asistencia Técnica, No. 58, marzo, 36-43pp.
2. Aguirrezábal, L.; G. Orioli; L. Hernández; V. Pereyra y J. Miravé (1996). Girasol. Aspectos Fisiológicos que determinan el rendimiento. Ed, Unidad Integrada Balcarce, 127pp.
3. Alemán, R. (2000). Aspectos de la Tecnología agrícola del cultivo del girasol (*Helianthus annuus L.*) para suelos pardos con carbonatos en condiciones de bajos insumos. Tesis para aspirar al grado científico de Doctor en Ciencias Agrícolas. Universidad Central "Marta Abreu" de Las Villas. Cuba.
4. Alemán, R. y E. Quintero (2002). Estudios de cultivos antecedentes al girasol (*Helianthus annuus L.*). Centro Agrícola, año 29, No.1, enero-marzo, 2002, 85-86pp. Alemán, R. (2008). Curso de Sistemas de Producción de Granos. Facultad de Ciencias Agropecuarias, UCLV.
5. Anónimo 1 (2008). Características botánicas, fecha óptima de siembra, ciclo del cultivo, producción y condiciones del suelo y sistema radical. Consultado el 15/01/08. Disponible en la World Wide Web: <http://www.fenalce.org/archivos/SorgoSAC.doc>
6. Anónimo 2 (2008). Condiciones climáticas para germinación de sorgo. Consultado 28/03/08. Disponible en la World Wide Web: <http://www.agroinformacion.com/manejo-cultivo.aspx?cultivo=13&indice=3>
7. Anónimo 3 (2008). *Helianthus annuus L.* Consultado el 6/02/08. Disponible en la World Wide Web: http://www.unavarra.es/servicio/herbario/pratense/htm/Heli_annu_p.htm-7k.
8. Anónimo 4 (2008). Requerimientos nutricionales y ambientales del girasol. Consultado el 15/01/08. Disponible en la World Wide Web: http://www.engormix.com/rate_list.asp?l=S&art_id=1035-27k
9. Anónimo 5 (2008). Procesos de germinación de girasol. Consultado el 15/01/08. Disponible en la World Wide Web: http://www.euita.upv.es/varios/biologia/Temas/tema_17.htm

10. Arias, B. y M. Oliveros (2000). Evaluación de enfermedades fungosas en el sorgo, en el nororiente del Estado Guárico. Fonaiap Divulga, No. 6, octubre-diciembre, 2-3pp.
11. Aronna Soledad; Romero, L.; y E. Comerón (2002). Lechería: Un negocio interesante. El sorgo forrajero ¿puede ser un sustituto del maíz? Consultado el 6/10/07. Disponible en la World Wide Web: <http://www.elsitioagricola.com/articulos/romero/Lecheria%20-El%20Sorgo%20Forrajero%20como%20sustituto%20del%20maíz%20-%202002.asp>
12. Asagir (2007). Girasol. Requerimientos nutricionales y ambientales. 2007. Consultado el 20/09/07. Disponible en la World Wide Web: http://www.e_campo.com/?event=news.display&id=2300F3C6-188B-7COF-F240384B1BAF6E85-49K.
13. Cargill (2008). Manual Técnico del cultivo del sorgo. Consultado el 15/12/07. Disponible en la World Wide Web: <http://www.viarural.com.ar/viarural.com.ar/insumosagropacuarios/agricolas/emillashibridas/cargill/manual/sorgo/manualsorgocargill00.htm>
14. Castro, A.; L. Marrero y M. Gabel (2000). Métodos para la eliminación del contenido de energía metabolizable para broilers en variedades de sorgo. Revista Cubana de Ciencia Avícola, 2000, No.24, 97-101pp.
15. Connor J. y O. Sadras (1992). "Physiology of yield expression in sunflower". *Field Crops Research* 31, 333 – 389pp.
16. Corsi, C. (1992): "Regionalización agroclimática de Uruguay para cultivos", *Misceláneas* 40. C.I.A.A.B.
17. Deras, H. y W. Castañedas (2005). Sorgo Centa S-e para grano y forraje. CENTA. Año 2002, Boletín Técnico, No.4. Consultado el 13/12/07. Disponible en la World Wide Web: <http://www.viarural.com.ar/viarural.com.ar/insumosagropacuarios/agricolas/emillashibridas/cargill/manual/sorgo/manualsorgocargill00.htm>

18. Díaz Zorita y G. Duarte (1996). Producción de girasol en la región de la Pampa Arenosa. Informe anual 95/96. Convenio A.A.C.R.E.A. ZOA-Oleaginosa Moreno-EEA Gral.-Villegas, 1996.
19. Díaz Denise (2001). Universidad Federal de Vicosa / MG/ Brasil. Consultado el 12/10/07. Disponible en la World Wide Web: http://www.seednews.inf.br/espanhol/seed56/artigicapa_esp.shtml
20. Duarte, G. (1999). Manejo del agua y la fertilización del girasol. Girasol. Cuaderno de actualización técnica, No.62, CREA, año 30, 22-32 pp.
21. FAO (2000). Temperatura-germination responses of sunflower (*Helianthus annuus L.*). Genotypes. Revista Helia, Vol.23, No.33, diciembre 2000, 97-104pp.
22. FAO (2007). El sorgo y el mijo en la nutrición humana. (Colección FAO: Alimentación y Nutrición), No.27 ISBN 92-5-303381-9. Consultado el 15/01/08. Disponible en la World Wide Web: http://www.fao.org/documents/show_cdr.asp?url_file=/docrep/T0818S/T0818S02.htm
23. Figueroa Yadelys (2007). Efecto de la lactancia y métodos de conservación de los aquenios de girasol (*Helianthus annuus L.*) sobre el proceso de germinación. Tesis para aspirar al título de ingeniero agrónomo. Universidad Central "Marta Abreu" de Las Villas. Cuba.
24. Gastiazoro Juliana (2008). Fenología Agrícola. Cátedra de Climatología y Fenología Agrícola. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional del Camahue, Argentina, 1-3 pp.
25. González, R. y L. Guzmán (1999). Efecto de la fertilización en el rendimiento del sorgo uranífero en los llanos occidentales. Fonaiap Divulga, año XVII, No.63, julio-septiembre, 39-41pp.
26. Hernández, A.; Pérez, J.; Bosch, D.; Rivero, R.; Camacho, E. y J. Ruiz (1999). Nueva versión de clasificación genética de los suelos de Cuba. Instituto de Suelos. AGRINFOR, 37-38 pp.

27. Kaewmeechai, S. y N. Potan (1996). Production of synthetic sunflower varieties in Thailand. Proceeding of the 14th International sunflower Conference. Beijing/Shenyang. China (in press).
28. Lessa, A. (2007). Siembra del sorgo. Información técnica de cultivos de verano. Estación Experimental Agropecuaria Rafaela. Publicación Miscelánea, No. 108 ISSN 0325-9137, 6p.
29. Leroy, E. (1996). Compilado de Pruebas Especiales de Laboratorio de semillas. Universidad de Iowa.
30. López Mónica; Nora Trápari y O. Sadras (1999). Densidad de distanciamiento entre hileras y uniformidad del cultivo del girasol. *Girasol*. Cuaderno de actualización técnica. No.62. A.A.C.R.E.A., Año 30, 34-39pp.
31. Mateos Nadia (2004). Información general. Consultado el 15/01/08. Disponible en la World Wide Web: <http://www.chicos.net/chicosnet/htm/corresponsales/general69.htm>
32. Méndez, R. (2008). Cultivo del Girasol. Casa Rural S.A. Paraguay. Consultado el 19/04/08. Se puede encontrar en la World Wide Web: http://www.casaruralsa.com.py/cultivo_de_girasol.htm
33. Merrien, A. y R. Blanchet (1997). "Relationship between water supply, leaf area development and survival and production in sunflower". *Agronomy I*, 917 – 922pp.
34. Merrien, A. (1998). Conociendo el girasol. Aceites y grasas, No.8, Vol. 30, 75-80pp.
35. Miró, D. (1999). Mercados y comercialización del girasol. Cuaderno de actualización técnica 62. A.A.C.R.E.A., año 30, 135-150pp.
36. Monsi, M. y Y. Morata (1990). Development of photosynthetic systems as influenced by distribution of matter. Proc. Of IBP/AP Technical Meeting Trebon, 115-129 pp.
37. Monsote Marta; Funes, F. y R. Marrero (2003). Manual de Producción de Oleaginosas. La Habana, 13-25 pp.
38. Pedraza, M.; Pereyra V.; Prioletta S.; Giuliano S. y L. Aquirrezábal (1998). Efecto de defoliaciones artificiales, reducción del Stand de plantas y pérdida

- de capítulos sobre el rendimiento del girasol. Actas III Reunión Nacional de Oleaginosas. Bahía Blanca, 101-102pp.
39. Pereira, R. y R. Escande (1999). Enfermedades del girasol en Argentina. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Estación Experimental Agropecuaria de Bacance, 113p.
40. Quintero, E. (1999). Manejo sostenible de los cultivos de frijol y soya. Diplomado sobre producción sostenible de granos. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Central "Marta Abreu" de Las Villas, Santa Clara, 118p.
41. Quintero, E.; Pérez C. y A. Martín (2001). Estudios sobre rotación de cultivos en áreas de papa. Implicaciones agroecológicas y sociales. IV Encuentro de Agricultura Orgánica. Asociación Cubana de trabajadores Agropecuarias y Forestales. (ACTAF), La Habana.
42. Quiroga, A.; O. Ormeño y M. Basanta (1999). Efecto de los cultivos antecesores sobre el agua almacenada en el suelo. Jornada de actualización técnica. Argill, 14-18pp.
43. R.A.E (2007). El desarrollo del sorgo. Consultado el 16/12/07. Disponible en la World Wide Web: <http://www.delariva.com/es/curiosidades/sorgo.htm>
44. R.A.E. (2008). Definición R.A.E. Consultado el 16/12/08. Disponible en la World Wide Web: <http://www.delariva.com/CuriosidadesGirasol.mht>
45. Raimundo, C. (2006). Estudio del comportamiento de variedades de sorgo uranífero (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) bajo condiciones de una agricultura sustentable en la provincia de Villa Clara. Tesis en opción al Título Académico de Master en Agricultura Sustentable. Universidad "Marta Abreu" de Las Villas. Cuba.
46. Rana, S. (1984). Breeding optimum plant types in *Sorghum*. Indian Journal of Genetics and Plant Breeding, vol 44, No.3, 385p.
47. Robasco, I (1984). Consideraciones para la campaña girasolera 84-85. Acaecer, x (98), 22-24 pp.

48. Rodríguez, C., Rosario Pedroso y F. del Toro (1994). Heterosi para el rendimiento en grano de híbridos de sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) Moench). Centro Agrícola. Año 21, No.3, 23-28pp.
49. Romain, R. (2001). Crop Production in Tropical África Directore General for International Coperation Ministry of Foneign Affairs, External Trade and International Co- operation. Brussels, Belgium.
50. Sánchez, F. (2000). Cultivo del sorgo granífero. (Categoría: Agricultura y Ganadería). Consultado el 15/01/08. Disponible en la World Wide Web: <http://www.monografias.com/trabajo/sorgo/sorgo/shtml>.
51. Saucedo, O.; R. Alemán y D. Martín (1999): "Instructivo técnico fitosanitario para el cultivo del girasol". Monografía, impresión U. C. L. V.
52. Silveira, M. y M. Durán (2000). El cultivo del girasol. Departamento de Producción Vegetal: Fitotecnia. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos. Universidad Politécnica de Madrid. España.
53. Solana, R. (2004). Características del aceite. Consultado el 15/01/08. Disponible en la World Wide Web: <http://www.alimentosargentinos.gov.ar>
54. Soto, E. (2005). El cultivo del girasol en Venezuela. Revista Digital CENIAP Hoy, No.9, septiembre-diciembre, 2005, ISSN: 1690-4117, Depósito Legal: 200302AR1449, Maracay, Aragua, Venezuela. Consultado el 12/12/07. Disponible en la World Wide Web: http://www.ceniap.gov.ve/ceniaphoy/articulos/n9/arti/soto_e/arti/soto_e.htm
55. Van, E. (1999). Situación del cultivo. Consultado el 2/02/07. Disponible en la World Wide Web: <http://www.agromail.net>
56. Vázquez Edidth y S. Torres (2006). Fisiología Vegetal 2da parte. Editorial Pueblo y Educación, Ciudad de La Habana.
57. Vranceanu, V.; M. Stoerescu y A. Scarlet (1998). The influence of different genetic and environmental factors on pollen self auto compatibility in sunflower. Proc 8th Int. Sunflower Conf. Minneapolis. Minnesota-USA, 453-465pp.

ANEXOS.**Anexo 1. Altura de las plantas en los cultivos sorgo y girasol según análisis estadístico por prueba de Duncan.**

Tratamientos	Altura de las plantas (cm)			
	2 pares de hojas		A los 30 días	
	Sorgo	Girasol	Sorgo	Girasol
1	20.30 c	15.49 b	22.60 d	26.96 d
2	20.43 c	15.75 b	23.19 d	28.13 d
3	21.17 c	16.55 b	30.37 c	28.37 cd
4	22.00 bc	16.60 b	34.9 bc	31.8 c
5	23.20 ab	16.93 ab	37.83 ab	34.53 ab
6	24.90 a	18.52 a	40.92 a	36.07 a
EE ±	0.64	0.62	1.63	1.25

(a, b, c) Medias con letras no comunes en una misma columna difieren por Duncan a ($p < 0.05$).

Anexo 2. Longitud de las raíces en los cultivos sorgo y girasol según análisis estadístico por prueba de Duncan.

Tratamientos	Longitud de las raíces (cm)			
	2 pares de hojas		A los 30 días	
	Sorgo	Girasol	Sorgo	Girasol
1	27.51 a	25.58 a	52.27 a	40.11 a
2	21.73 b	20.45 a	34.67 b	30.67 b
3	18.80 b	16.41 a	27.61 bc	18.46 b
4	14.15 c	12.19 b	22.53 c	16.53 bc
5	12.89 c	9.85 b	21.66 c	11.24 c
6	7.41 d	7.97 b	21.35 c	10.75 c
EE ±	1.50	2.34	2.99	4.04

(a, b, c) Medias con letras no comunes para una misma columna difieren por Duncan a ($p < 0.05$).

Anexo 3. Peso fresco de las plántulas en los cultivos sorgo y girasol según análisis estadístico por prueba de Duncan.

Tratamientos	Peso fresco de las plántulas (cm)			
	2 pares de hojas		A los 30 días	
	Sorgo	Girasol	Sorgo	Girasol
1	0.981 a	0.999 a	1.20 a	2.33 a
2	0.700 b	0.999 a	0.80 bc	2.00 a
3	0.500 bc	0.900 a	0.82 b	1.90 b
4	0.140 c	0.761 b	0.60 c	1.85 b
5	0.140 c	0.543 c	0.60 c	1.70 b
6	0.120 c	0.430 c	0.58 c	1.66 b
EE ±	0.22	0.24	0.13	0.29

(a, b, c) Medias con letras no comunes para una misma columna difieren por Duncan a ($p < 0.05$).

Anexo 4. Peso fresco de las raíces en los cultivos sorgo y girasol según análisis estadístico por prueba de Duncan.

Tratamientos	Peso fresco de las raíces (cm)			
	2 pares de hojas		A los 30 días	
	Sorgo	Girasol	Sorgo	Girasol
1	0.31 a	0.06 a	0.10 a	0.22 a
2	0.29 a	0.05 a	0.09 a	0.18 a
3	0.075 b	0.05 a	0.093 a	0.13 a
4	0.05 c	0.043 b	0.072 a	0.09 a
5	0.05 c	0.039 b	0.072 a	0.08 a
6	0.03 c	0.037 b	0.029 a	0.06 a
EE ±	0.02	0.13	0.030	0.07

(a, b, c) Medias con letras no comunes para una misma columna difieren por Duncan a ($p < 0.05$).

Anexo 5. Número de hojas al finalizar los experimentos de sorgo y girasol según análisis estadístico por prueba de Duncan.

Tratamientos	Número de hojas	
	Sorgo	Girasol
1	6.67 a	15.67 a
2	6.00 b	10.33 ab
3	5.07 c	9.40 b
4	5.00 c	8.53 b
5	4.73 d	8.20 b
6	3.20 e	7.47 b
EE ±	0.08	2.83

(a, b, c) Medias con letras no comunes para una misma columna difieren por Duncan a ($p < 0.05$).

Anexo 6. Área foliar en los cultivos sorgo y girasol según análisis estadístico por prueba de Duncan.

Tratamientos	Área Foliar (cm ²)			
	2 pares de hojas		A los 30 días	
	Sorgo	Girasol	Sorgo	Girasol
1	22.76 a	8.20 a	23.00 a	10.54 a
2	14.55 b	6.31 a	18.00 b	10.13 a
3	10.00 c	5.20 a	16.00 b	9.50 a
4	9.63 c	4.50 a	11.70 c	8.80 ab
5	9.45 c	1.21 a	11.30 c	8.33 b
6	9.37 c	1.02 a	10.30 c	8.25 b
EE ±	0.83	0.53	6.56	0.49

(a, b, c) Medias con letras no comunes para una misma columna difieren por Duncan a ($p < 0.05$).