

*maria denis lozano tovar.
luis eduardo gómez caicedo.
roberto simmonds morales
eduardo barragán quijano.
leonardo rey bolívar.*

**MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS
ENFERMEDADES Y MALEZAS**

ENTOMOFAUNA ASOCIADA AL CULTIVO DEL AJONJOLI

En el sistema de producción con base en el cultivo del ajonjolí se alberga gran diversidad de especies de insectos. Desde el momento de la germinación se van estableciendo poblaciones de insectos, que tienen diferentes hábitos alimenticios e interactúan durante todo el desarrollo del cultivo.

La diversidad de la población de los insectos de un cultivo permite establecer relaciones entre ellos, que conducen a mantener un equilibrio ecológico. La explotación de estas interacciones involucra el diseño y manejo del agroecosistema entendiendo las numerosas relaciones entre suelos, microorganismos, plantas, insectos herbívoros y enemigos naturales, (1P)

La biodiversidad puede ser utilizada para mejorar el manejo de las plagas. Es posible estabilizar las poblaciones de los insectos en los agroecosistemas mediante estrategias que mantengan poblaciones de enemigos naturales o posean efectos disuasivos directos sobre los herbívoros plaga. (21P)

La agricultura es una actividad humana que lleva implícita la disminución de la biodiversidad y por tanto la pérdida de las características de autorregulación propias de las comunidades naturales; en una comunidad natural funcionan mecanismos naturales que van desapareciendo a medida que esta comunidad se simplifica; el manejo agroecológico de plagas se basa en restaurar una biodiversidad funcional, es decir, que ofrezca unos servicios ecológicos semejantes a los naturales bajo las condiciones de la producción agrícola. (21P)

PRINCIPALES INSECTOS PLAGAS DEL CULTIVO

La producción de los cultivos enfrenta problemas con organismos que afectan las plantas ocasionando pérdidas en la producción y aumentando los costos de manejo de los mismos, disminuyendo la rentabilidad de los agroecosistemas.

Los insectos plagas son uno de los elementos importantes en la problemática fitosanitaria de las plantas cultivadas; para enfrentar una situación crítica con artrópodos plagas es necesario adelantar un análisis con enfoque bioecológico apoyándose en los principios que gobiernan el funcionamiento del agroecosistema como: fluctuación y regulación de las poblaciones plagas, ciclo de vida, niveles de daño, factores de mortalidad, hábitos alimenticios, interacciones insectos-plantas, entre otros.

Enrollador del ajonjolí

Es un insecto de hábitos monófagos, que encontró en el cultivo del ajonjolí el medio óptimo para multiplicarse; es considerado un insecto plaga ya ocasiona daño económico al cultivo y por ello es necesario manejar sus poblaciones.

Pertenece al orden Lepidoptera, familia Pyralidae, género: *Antigastra*, especie: *Antigastra catalaunalis* (Duponchel). Su ciclo biológico tiene una duración de 23 a 25 días, es decir, que durante el ciclo del cultivo puede presentar tres o más generaciones; es conocido como el enrollador del ajonjolí y ataca la planta desde su emergencia hasta la madurez. Produciendo el mayor daño durante el estado vegetativo de la planta. Se alimenta de los terminales causando muerte de la plántula o estimulando el rebrote de ramas, prolongando el desarrollo vegetativo, con la disminución de la producción de cápsulas. (2,11 P).

Este insecto se encuentra ampliamente distribuido en el mundo: en Francia, Bélgica, Italia, Rusia, Turquía, varias islas mediterráneas, Siria, algunos países del África Tropical, India y Pakistán, (16). En Colombia ha sido registrado en todas las zonas productoras de ajonjolí. (20 P).

Durante el primero y segundo instar larval actúa como raspador, etapa ideal para el control puesto que la larva está expuesta; a partir del tercer instar emite hilos de seda enrollando hojas, flores, cápsulas, dificultando su control.

La mariposa, de hábitos nocturnos, coloca sus huevos en el envés de las hojas en forma individual, en el tercio superior de la planta o en los terminales; la larva recién emergida se encuentra generalmente en la base de las hojas, donde empieza alimentarse de la epidermis y parénquima de la capa superior. La hembra pone alrededor de 36 huevos durante 5 días, (12). y presenta periodos de oviposición de 4 a 8 días con un número variable de huevos entre 86 a 232, los cuales son ovipositados en su gran mayoría los tres primeros días (23). Después de dos días de incubación eclosionan las larvas, pasan por cinco instares y el periodo larval dura alrededor de 8 a 10 días en condiciones de El Espinal- Tolima. Foto 1.

Investigaciones en laboratorio muestran que el primer instar larval tiene una duración de 2.14 días, el segundo tiene un promedio de 1.25, y el tercero, cuarto y quinto instares de 1.15, 1.5 y 3.37 días respectivamente. (23 P)

Las larvas empupan en los terminales y en residuos de cosecha, (12). Después de 10 días las larvas bajan y empupan en el suelo, (16). En Colombia las pupas se observan generalmente en el borde de las hojas enrolladas o entre los cartuchos formados por cápsulas y hojas. Foto 2.

Los adultos (polillas), presentan dimorfismo sexual, siendo de un tamaño mayor la hembra; los machos tienen pilosidades más abundantes en el fémur y la tibia. Las alas son de color crema pajiza con líneas de color marrón. Foto 3.

Las primeras poblaciones se presentan entre los 10 y 15 días después de germinado el cultivo; las poblaciones más altas se han registrado entre los 60 y 70 días. En la gráfica 1 se observa que a partir de los 15 días de germinado el cultivo hay presencia de larvas de *Antigastra catalaunalis*, y aproximadamente a los 25 días la población del insecto supera el umbral económico (0,5 larvas/planta). El nivel más alto se registra a los 70 de germinado el cultivo, llegando a tres larvas/planta en la variedad Pacandé y menos de una larva/planta en Sesica.

Observaciones de campo de la dinámica poblacional de *Antigastra* en Haryana (India) muestran que la mayor población del insecto se presenta a los 74 días de edad del cultivo con un promedio de 3,16 larvas/planta, con temperaturas entre 23 y 31.9 grados centígrados y humedad relativa entre 61 y 91%, siendo estas las condiciones más favorables para su reproducción, (26 P).

El control del enrollador del ajonjolí ha sido una de las actividades más costosas en la producción de ajonjolí, contribuyendo hasta con el 30% de los costos de producción; tradicionalmente los agricultores utilizan insecticidas piretroides como el Fenvalerato o Decametrin altamente tóxicos, así como algunos productos organoclorados y organofosforados; entre 1992 y 1993 se evaluaron los insecticidas más comunes para el control del ajonjolí, así como inhibidores de quitina y varias presentaciones de *Bacillus thuringiensis* (Bt) con diferentes dosis para el control del enrollador; en el primer ciclo de evaluación el mejor control de la población del enrollador fue el Bt en forma de thuricide con una dosis de 700 g/ha de producto comercial, con dos aplicaciones y una producción de 754 kg/ha de ajonjolí, seguido del fenvalerato 300 en la presentación de Belmark con una dosis de 400 cc/ha y tres aplicaciones con

una producción de 675 kg/ha; el testigo en el cual no se realizó ninguna aplicación, arrojó una producción de 467 kg/ha, reduciendo la producción en 278 kg/ha con relación al mejor tratamiento que fue el Bt; el testigo presentó 137% más población de la plaga que el mejor tratamiento, lo cual se traduce en una presencia del enrollador de 4.17 larvas/planta en el testigo y con el Bt de 1,7 larvas/planta; este último nivel aún es alto por lo cual se debe bajar la población mínimo a 0.5 larvas/planta.

Se encontró en este estudio que la presencia de una larva por planta de enrollador reduce la producción en 116 kg/ha, en la variedad ICA Pacande. Foto 4.

Los productos biológicos principalmente el *Bacillus thuringiensis* (Bt) en tres presentaciones y con varias dosis mostraron ser muy efectivos en el control del enrollador, reduciendo la población del mismo entre 161% y 319%. Tabla 1. Foto 5.

Tabla 1. Control del enrollador del ajonjolí (población acumulada) con base en diez productos químicos y biológicos C.I. Nataima, 1992-1993.

Producto	Semestres		1993 A
	1992 A	1992 B	
Belmark	38.1 E F*	73.1 F	52.4 D
Methavin 90	63.1 B C	115 D E	
RI 5922	32.5 F	89.1 E F	89.9 B C
Decis	45.5 D E	126.7 C D	86.6 C B
Dimilin	53.6 C D	136.7 C D	
Alsystin	51.8 D	145.6 B C	
Trueno	85.6 A	205 A	
Atabron	64.7 B	154 B	
Trueno			
Atabron			
Thuricide 500			80.5 B C
Thuricide 400			84.3 B C
Thuricide 700	30.0 F	77.6 F	55.4 D
Dipel 2X			87.4 B
Dipel 8L 600			66.1 C D
Dipel 8L 400			88.8 B
Testigo	70.7 B	171 B	232 A
CV %	10.6	7.27	7.34

* Valores con letras diferentes presentan estadísticamente diferencias significativas

El enrollador del ajonjolí afecta las variables de rendimiento del cultivo como altura de la planta, número de cápsulas / planta y producción. En la tabla 2, se observa una disminución del promedio de la altura de las plantas en las cuales no se realizó control del enrollador, lo mismo que en el número de cápsulas/planta debido a la caída de flores ocasionada por daño del insecto y un aumento de las cápsulas afectadas/planta y una reducción de la producción en un 25%.

Tabla 2. Comparación de Medias para las variables totales de cápsulas, rendimiento y porcentaje de cápsulas afectadas de cuatro tratamientos para el control del enrollador del ajonjolí. CORPOICA Centro de Investigación Nataima, El Espinal Colombia. (1996 B).

Tratamiento	Altura de planta (cm)	Número de cápsulas/planta	Rendimiento g/parcela	Cápsulas afectadas%
Testigo	188.5 b	98 b	3.14 b	9.67 a
B.t.	209.2 a	131 a	4.33 a	3.67 c
Lufenuron	204.3 ab	125.83 a	2.98 c	5.67 b
Fenvalerato	218.8 a	119.73 a	4.067 a	1.67 c

Tukey 0.05: letras iguales no presentan diferencias estadísticas

El insecto causa pérdidas del 64% en cultivos de 60 días con infestaciones de 1.7 larvas/planta y de un 33% en cultivos de 73 días de edad con infestaciones de 2.9 larvas /planta. (2 P).

Trabajos de Investigación en Nueva Delhi reportan 20 especies de insectos plagas en el cultivo del ajonjolí, pero solamente *Antigastra catalaunalis* fue potencialmente limitante desde la germinación hasta la madurez (8). Los porcentajes de pérdidas correspondientes a 5, 10, 15, 20, 25 y 30% de infestación fueron estimados en 23.66, 44.22, 61.65, 75.98, 87.19 y 95.28% respectivamente. El alto valor monetario del porcentaje de pérdidas estimado muestran la necesidad del control de este insecto en el cultivo.

La ecuación cuadrática $Y = 64.2312 - 3.2441X + 0.0415X^2$ predice las pérdidas en el cultivo entre rangos de 152 kilos hasta 552 kilos por hectárea con niveles de infestación de 5 hasta 25 (8 P).

En trabajos de Investigación realizados en el Centro de Investigación Nataima - Espinal se observó que el insecto tiene preferencia por algunos genotipos de ajonjolí. En la Tabla 3 se observa que el área bajo la curva de progreso de

la población *Antigastra* en las variedades Ica Pacandé e Ica Ambalá llegó a 3.5 y 2.4 larvas/planta respectivamente; mientras que en los genotipos de ajonjolí Sesica, Líneas avanzada 3 y 4, presentan niveles de 1,15; 1.26 y 1.14 respectivamente, en parcelas sin tratamiento para control del enrollador.

Tabla 3. Índice de larvas/planta acumulada en los tratamientos con control y sin control en cinco variedades de Ajonjolí. C.I. Nataima, 1996.

Variedad	Tratamiento con control		Tratamiento sin control	
	Área bajo la curva	Larvas/Planta	Área bajo la curva	Larvas/Planta
Sesica M - 11	3.07	0.06	52.99	1.15
Línea 4	5.49	0.09	52.36	1.14
Línea 3	6.58	0.17	59.58	1.26
ICA - Ambalá	9.75	0.25	101.93	2.38
ICA - Pacandé	18.52	0.41	144.43	3.46

El ácaro blanco (*Polihagotarsonemus latus*) Banks

El ácaro blanco pertenece a la clase arácnida, familia Tarsomenidae. Los ácaros de ésta familia son muy pequeños y se caracterizan por un marcado dimorfismo sexual. Las hembras caminan utilizando los cuatro pares de patas mientras que los machos han adaptado las patas traseras en un apéndice para transportar las pupas y hembras, colocadas sobre la espalda. Las condiciones óptimas para su desarrollo son temperaturas cálidas y alta humedad. (29 P).

El ácaro blanco afecta en Colombia a más de 50 especies de plantas, entre ellas, las más importantes algodón, cítricos, frijol y flores; el ciclo de vida de la mayoría de los ácaros de la familia *Tarsonemidae* es corto; una generación puede durar de 3 - 5 días a 26° - 28°C, pasan por cuatro estados, huevo, larva, pseudopupa y adulto. Una hembra oviposita en promedio 48.3 huevos; el período de incubación es de 1 - 3 días; la etapa larval de dos y la pseudopupa de dos días, (25 P).

El ácaro se encuentra ampliamente distribuido en el trópico; diversas investigaciones lo reportan en islas del Caribe, Florida, América Central y América del Sur. En Venezuela se conoce como el ácaro tostador de la papa y es una de las principales plagas de éste cultivo; las poblaciones se encuentran en las hojas tiernas y en los cogollos; las plantas dañadas no forman tubérculos. Esta especie es reconocida

como muy destructiva y su distribución abarca Africa, Australia, Asia Europa, América y las islas del Pacífico. (10 P).

En años recientes se ha determinado a esta especie como responsable por daños severos en cítricos, (10): ataca las hojas y frutos de la mayoría de los cítricos y con preferencia los terminales tiernos; cuando el daño se hace notable los ácaros han desaparecido. Las poblaciones se concentran en los cogollos, las hojas crecen deformes y entorchadas y los frutos afectados generalmente no se desarrollan.

Evaluaciones del ácaro en frijol mostraron disminución en el rendimiento del 56% sus daños en éste cultivo se caracterizan por la formación y encrespamiento de las hojas, que toman una coloración violácea y las vainas se cubren de tejido necrosado (25 P).

El ácaro blanco fue detectado en el semestre B de 1996 en el C.I. Nataima afectando las líneas avanzadas de ajonjolí; que presentaron hojas acartonadas enrolladas hacia abajo y coloración negruzca; las plantas presentaron caída de flores, cuarteamiento de cápsulas con pérdida de semillas.

El ácaro blanco se presenta en el cultivo de ajonjolí aproximadamente a los 25 días después de germinado el cultivo. Las mayores poblaciones se registran entre los 35-48 días y a los 50 días la población empieza a disminuir.

En las Figuras 4 y 5 se observa la dinámica poblacional del ácaro blanco, en diferentes materiales de ajonjolí evaluados en 1997 observándose la mayor población entre los 38 - 46 días después de germinado el cultivo y un descenso de la misma a los 50 días, tanto en las parcelas con y sin control en todos los genotipos.

El ácaro blanco en el cultivo del ajonjolí se localiza en el tercio superior de la planta, en el envés de las hojas, aunque también se ha observado en flores y cápsulas. Los huevos, hialinos son colocados en el envés de las hojas cerca a las nervaduras en un promedio de 40 huevos/hoja. La población del ácaro es un 75% de hembras; su ataque se inicia en focos, llegando a registrarse niveles superiores de 200 ácaros /hoja.

CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LOS TIERREROS O TROZADORES

*Spodoptera
frugiperda* J. E. Smith
S. Sunia (Guenée) *S.
ornithogalli*;
(*Lepidoptera
Noctuidae*).
(Guenée).

Llamado gusano tigre, Rasputín o Mantequillo. La mariposa coloca los huevos en el envés de las hojas, en forma de masitas cubiertas con una especie de telilla algodonosa; los huevos son redondos y pueden encontrarse de 100 a 200 en cada masa.

Puede presentarse en el cultivo desde la germinación hasta la recolección; como tierrero vive en el suelo y se alimenta de las raíces y tallos de las plántulas pero también puede alimentarse de hojas, botones, flores y cápsulas. Las larvas de acuerdo a la especie son de color café claro, luego se tornan oscuras; algunas presentan líneas longitudinales café oscuro y castaño claro, otras presentan pequeños triángulos negros o pequeños puntos blancos. Foto 6.

Cuando la larva está próxima a empupar busca el suelo dentro del cual forma la cámara pupal; también suelen encontrarse entre los residuos de cosecha u hojarasca; después de 7 a 10 días salen los adultos o mariposas, que son polillas de colores oscuros con moteados o manchas. Foto 7.

Conoderus sp
(*Coleoptera*:
Elateridae).

Son los llamados gusanos alambres; las larvas son de color café, cuerpo duro y cilíndrico, se alimentan de las semillas y roen las raíces y tallos de las plántulas. Los adultos son cucarrones.

*Neocultilla
hexadactyla*
(*Orthoptera*:
Gryllotalpidae) y
*Scapteriscus
didactylus*
(*Orthoptera*:
Gryllotalpidae),

Llamado Verraquito de tierra y alacrán cebollero. Son grillos de color castaño oscuro con patas delanteras robustas y anchas adaptadas para cavar, de gran importancia en suelos arenosos y franco arenosos.

Trozan las plántulas, cuando hacen caminos superficiales semejantes a túneles, al formar sus nidos de cápsula y desarrollo de la población.

Chinche tatuador,
Cyrtopeltis tenuis
Reuter (*Hemiptera*:
Miridae). *Reuter*

Llamado también el Zancudo del Ajonjolí, este insecto se presenta en el cultivo del ajonjolí en edad temprana. Las ninfas y adultos succionan la savia de las hojas y cogollos produciendo amarillamiento. Durante la época de llenado de cápsulas se distribuye en toda la planta, ocasionando puntos necróticos sobre la corteza. Su nivel de población se eleva en tiempo seco. Foto 8.

Homoptera:
Cicadellidae .

Llamados saltahojas, loritos verdes, periquitos. Succionan la savia dejando las hojas cloróticas y producen miel que favorece la producción de Fumagina. Los géneros presentes en el cultivo del ajonjolí son: *Empoasca* sp, *Draeculacephala* sp. *Hortensia* sp.

La hembra oviposita paralelamente a la nervadura central, los huevos incuban entre 8 a 9 días. En el estado ninfal pasa por cinco instares, que pueden completarse en unos 15 a 20 días; son ápteros, de color verde pálido. Se les encuentra en el envés de las hojas. Los adultos miden unos 3 mm de largo, de color verde claro y más anchos hacia la parte cefálica. Las patas posteriores son largas y capacitan al lorito verde para saltar distancias considerables. Los adultos tienen un período de preoviposición de 5 días, época en la cual ocasionan los mayores daños. La hembra puede colocar 107 huevos y vive unos 64 días, en cambio el macho vive unos 58 a 60 días. (28 P)

(Homóptera:
Aphididae). Los áfidos
o pulgones

Son fitófagos y causan daño de varias formas: a) Chupan la savia del floema y debilitan las plantas. b) Algunas especies secretan sustancias tóxicas a las plantas. c) Las secreciones azucaradas favorecen la formación de fumagina que reduce la fotosíntesis. d) Son vectores de enfermedades virósas. (Bustillo, et al. 1985). (6 P) Foto 9.

Estos homópteros adquieren importancia por la capacidad que tienen como vectores de virus en los cultivos, pero además pueden extraer fotoasimilados y ocasionar daños en épocas de verano. Su ciclo de vida es corto, entre 20 a 30 días; la metamorfosis es hemimetábola o sea que se diferencian las fases de huevo, ninfas y adultos. Pueden tener 20 o más generaciones por año.

Las hembras pueden originar unos 60 individuos o ninfas; se presentan formas ápteras y aladas, que cumplen papeles migratorios y de colonización. Su hábito es gregario. Tanto las ninfas como los adultos ocasionan los daños.

Estos insectos tienen excelentes enemigos naturales tanto depredadores como parasitoides y también entomopatógenos. El empleo de trampas de agua reduce sus poblaciones.

Las larvas empupan en el suelo y para ello fabrican una cámara que se encuentra a unos 30 cms de profundidad.

Cyclocephala ruficollis
 Burmeister
 (Coleoptera:
 Melolonthidae).

Llamado el cucarrón de las flores. Los adultos atacan las flores y cápsulas del ajonjolí; en estado larval es llamado chisa; se encuentran en el suelo y causa daños severos a las raíces de las plantas. Fotos 10 y 11.

Las especies de éste género se distribuyen principalmente en los pisos térmicos, cálidos y medios, por lo que se localizan ampliamente en la geografía nacional. De acuerdo con los monitoreos fitosanitarios algunas especies son dañinas al comportarse sus larvas como plagas rizófagas y sus adultos son frecuentemente señalados como dañinos del follaje de yuca, girasol, curuba, maracuyá, algodón, anturio y frutos de guayaba, entre otros (19 P).

Coleoptera:
 Crysomellidae
 .Cucarroncitos
 perforadores de
 hojas.

Su ataque es de importancia en edad temprana del cultivo (5-20 días después de germinado); ocasiona perforaciones en hojas. Casi todas las especies de crisomélidos son fitófagas; algunas larvas son minadoras de tallos. Las larvas atacan el hipocotilo, raíces de las plántulas; los adultos afectan el follaje, flores y vainas tiernas; algunos pueden transmitir virus en forma mecánica, (28). El daño es favorecido por ausencia de lluvias; las hembras ovipositan en el suelo, en grietas cercanas a las raíces. En el cultivo del ajonjolí se encontraron especies como: *Diabrotica* sp. *Omophoita*, *Cerotoma* sp. y *Systema* sp. Foto 12.

ENEMIGOS NATURALES

Se les llama enemigos naturales a aquellos organismos: parásitos, depredadores y patógenos que para su desarrollo o multiplicación utilizan a los insectos plagas manteniendo y regulando la densidad poblacional de estos últimos a un promedio más bajo del que existiría en su ausencia. Un enemigo natural efectivo debe ser capaz de responder rápidamente a las dinámicas poblacionales del insecto plaga, encontrando proporcionalmente más a medida que la población del insecto plaga tiende a incrementarse, (7 P).

DEPREDADORES

Son organismos carnívoros que en su estado inmaduro y/o adulto capturar varios números de presas (huevos, larvas o adultos de otros insectos) que consumen parcial o totalmente; su tamaño generalmente es mayor que la presa y causan la muerte en forma rápida.

Se clasifican en generalista (polífagos), los cuales se alimentan de un amplio número de especies concentrando sus esfuerzos de depredación en las presas más abundantes y especialistas que se caracterizan por consumir una especie

o grupo de especies estrechamente relacionadas como las del mismo género o la misma familia; han coevolucionado con su presa y están adaptados al ciclo de vida y hábitos de la presa. (3 P).

Familia Coccinellidae (Coleóptera) Las especies de esta familia constituyen uno de los grupos de predadores más importantes en el control biológico.

Son llamados mariquitas o tortuguitas, de cuerpo semiesférico con colores castaños, negros, amarillos y rojos con manchas en los élitros. Foto 13.

Familia Carabidae (Coleóptera) Se les conoce como escarabajos de tierra, porque comúnmente se encuentran sobre la superficie del suelo, debajo de la hojarasca; durante el día permanecen ocultos y son muy activos durante la noche, Presentan coloraciones negras, azules, verdes.

Familia Cicindelidae (Coleóptera) Son insectos de cuerpo esbelto y atractivo; presentan colores metálicos verdes, rojos, azules y negros, cabeza tan ancha o más ancha que el protórax, patas alargadas adaptadas para correr, poseen fuertes mandíbulas y son muy voraces.

Familia Reduviidae (Hemiptera) Llamados chinches asesinas; la mayoría de las especies son predatoras generalistas; son géneros importantes *Zelus*, *Sinea*, *Pselliopus* y *Melanolestes*. Foto 14.

Familia Syrphidae (Diptera) Posee un importante número de especies cuyas larvas, en ajonjolí, se les encontró depredando pulgones, frecuentemente en medio de sus colonias alimentándose de ellos. Los adultos de estas especies varían en forma, tamaño y color aunque suelen presentar coloraciones metálicas.

Familia Vespidae (Hymenoptera) Es el grupo de avispas más comúnmente conocidas. Viven en nidos construidos de diferentes materiales, que son colgados o adheridos a árboles, postes y estructuras naturales o artificiales como casas de habitación. La actividad predatora es realizada por los adultos, que cazan larvas de lepidópteros, las fraccionan y transportan a sus nidos para alimentar las larvas de las avispas que permanecen confinadas dentro del panal o nido. Los grupos más importantes son: (*Polistes*, *Polibia*, *Stelopolibia*), comunes en todos los cultivos atacados por larvas de lepidópteros, es importante ser consciente de la importante labor de estos insectos y preservar los hábitats de nidificación.

Arañas
(Arácnida).

Este grupo de artrópodos es muy importante porque sin excepción tienen hábitos carnívoros; para la captura de las presas, inyectan un veneno que las paraliza lo que facilita su acción y evita el escape de la presa. Algunas cazan por medio de telaraña, otras atrapan directamente la presa saltando sobre ellas. Son depredadores generalistas, que se pueden adaptar a cualquier hábitat y sobrevivir en condiciones adversas. Foto 15.

Su importancia viene principalmente por su diversidad, que resulta en adaptaciones a varias condiciones y depredación sobre un amplio ámbito de presas, y porque actúan sobre poblaciones iniciales de plagas, mientras los enemigos naturales específicos aumentan numéricamente. (15 P). Foto 16 a.

Geocoris sp
(Hemíptera
Ligaeidae)

Su tamaño oscila entre 3 y 4 mm de largo. La actividad depredadora es realizada por ninfas y adultos; son llamados "chinchas ojones". Se mueven rápidamente en todos los estratos de la planta y depredan larvas pequeñas de lepidópteros homópteros y ácaros. Foto 17.

Orius Sp.
(Hemíptera
Ligaeidae)

Es un depredador de huevos y larvas de insectos plagas; se desplaza por toda la planta en busca de alimento. Se alimenta de su presa al inyectar saliva y chupar los contenidos líquidos.

Tetracha sobrina (Dejean) (Coleóptera: Cicindélidae)

Es un ágil caminador habitante del suelo; excelente depredador de las larvas y otros organismos del suelo; sus presas pueden alcanzar su propio tamaño el cual promedia los 2 cm de largo.

Coelomegilla maculata (De Geer)
(Coleoptera
Coccinellidae)

La mayor actividad depredadora es realizada por las larvas, aunque los adultos también son buenos depredadores. Sus presas son ninfas y adultos de pulgones, huevos y pequeñas larvas de lepidópteros; mide 5-6 mm de largo en su estado adulto. Figura 17.

Los huevos colocados en grupos, generalmente en el envés de las hojas, recién puestos son de color amarillo y se tornan oscuros cuando van a eclosionar. Los adultos son de forma ovaladas color rojo con manchas negras; miden aproximadamente 6 mm, (4 P); una larva de *Coelomegilla* consume un total de 449 áfidos durante su ciclo larval.

Scymnus sp
(Coleóptera:
Coccinellidae)

Es una pequeña mariquita de 1,5 mm. de largo muy abundante y de amplia distribución. Caza huevos, ninfas, pequeñas larvas de muchos insectos en los cultivos. La larva

se caracteriza porque se recubre de una cerosidad blanca semejante a una cochinilla .

Hippodamia sp
(Coleoptera:
Coccinellidae)

Es un predador especialmente de áfidos pero también consume huevos y larvas de *Spodoptera* y plusínidos. El adulto deposita los huevos en grupos, de color anaranjado, alargados con la parte terminal aguda; tanto la larva como el adulto consumen huevos y larva; la larva consume alrededor de 25 áfidos por día y el adulto 56. (4 P)

Chrysopa Sp.
(Neuroptera
Chrysopidae)

Las larvas consumen afidos, ácaros, huevos y larvas pequeñas de Lepidópteros (mariposas); las mandíbulas y maxilas están adaptadas para perforar la presa y succionar su contenido. Los adultos se alimentan de polen, néctar y mielecilla.

Los huevos son colocados al final de un filamento para evitar la acción depredadora de las primeras larvas que emerjan o de otros insectos; son puestos en fila. Los adultos son de apariencia delicada, con alas transparentes, intensa venación y de color verde metálico. Fotos 19 y 20.

Especies de *Crysopas* son criadas masivamente por insectarios comerciales para liberaciones en jardines y el campo.

Calosoma Sp
(Coleoptera:
Carabidae)

Los adultos y larvas son depredadoras de larvas, pupas y huevos insectos plagas del suelo. Viven en la hojarasca, tanto las larvas como los adultos son de color negro brillante, de tamaño mediano; el adulto trepa a las plantas para alimentarse de larvas de lepidópteros. Foto 21.

Calopteron
(Coleoptera: Lycidae)

Las larvas son depredadoras y los adultos son omnívoros.

PARASITOIDES

Son organismos que en su estado inmaduro viven dentro o sobre el cuerpo de otro organismo, se alimentan de un sólo hospedero y lo matan; su tamaño es similar al del hospedero; el estado adulto vive libre y la búsqueda del hospedero es realizado por la hembra adulta. Casi todos los parasitoides viven mas tiempo como adultos si tienen acceso a un líquido azucarado, tal como néctar o mielecilla por tanto, se pueden conservar los parasitoides en el campo al proveer aspersiones azucaradas o manteniendo ciertas plantas atractivas a los parasitoides (9 P). Tabla 4. Foto 22

Tabla 4. Entomofauna presente en el cultivo del Ajonjolí. CORPOICA, Centro de Investigación Nataima. Espinal, Colombia. 1996B.

Predadores			
Familia	Género	Familia	Género
Braconidae	Cardiochiles	Aracnidos	Sp.
Chalcididae	Chelonus	Crysopidae	Crysopa
Chalcididae	Spilochalsis	Coccinellidae	Scymnus
Chalcididae	Brachymeria	Coccinellidae	Stethorus
Chalcididae	Sp	Coccinellidae	Cicloneda
Braconidae	Apanteles	Lygaeidae	Geocoris
Braconidae	Telenomus	Reduviidae	Zelus
Braconidae	Sp	Syrphidae	Sp.
Ichneumonidae	Sp	Nabidae	Nabis
Tachinidae	Sp	Anthocoridae	Orius
Vespidae	Catolaccus		
Vespidae	Polibia		
Mymaridae	Sp		

Familia Braconidae
(Hymenóptera)

Dentro de esta familia se presentan en el cultivo del ajonjolí varias avispidas importantes por ser contraladoras biológicas de larvas de varias insectos plagas comunes en la agricultura. Los adultos son de tamaño pequeño, 2 a 15 mm de largo, antenas filiformes; muchas especies tejen capullos en el exterior del cuerpo de sus víctimas; dentro de este grupo algunas especies parasitan huevos, otras larvas y pupas; generalmente su acción parasítica es específica, sin embargo existen especies polífagas. Los géneros más conocidos *Lysiphlebus*, *Meteorus*, *Rogas*, *Apanteles*, *Cardiochiles*, *Bracon* y *Chelonus*. Foto 23 y 24.

Familia Chalcídidae
(Hymenóptera)

Está representada por varias avispidas de colores entre negro y tonalidades de amarillo, con los fémures de las patas posteriores ensanchados dentados y las tibias fuertemente recurvadas. Son parasitoides de plagas de importancia económica. Sus más importantes representantes pertenecen a los géneros *Conura* (*Spilochalsis*) y *Brachymeria*, encontrándose en forma abundante.

Copidosoma truncatellum
(Hymenóptera:
Encyrtidae)

Algunas larvas de falsos medidores son parasitadas por una avispidita negra pequeñita (de menos de 1 mm de larga); la larva del falso medidor se llena completamente de pequeñas pupas de la avispa, las cuales ocupaban la totalidad de la cavidad del cuerpo de la larva; de cada larva hospedadora pueden salir de 2000 hasta 3000 parásitos. El promedio observado en Colombia es de 553 - 640. (4 P)

Chelonus sp
(Hymenóptera
Braconidae)

Esta avispidita se reconoce por su color negro y dos manchas translúcidas en la base del abdomen; su largo apenas alcanza 5 mm. Su importancia está en que pone sus huevos dentro

de los huevos de *Spodoptera* spp. y luego se alimenta de la larva de la plaga hasta cuando completa su desarrollo larval. En este proceso mata la larva del insecto plaga. Foto 25.

Micro- Hymenopteros.

En el cultivo del ajonjolí se presenta un alto número de avispas de diferentes familias, cuyo tamaño oscila entre 0,5 y 3 mm, de largo. Las principales familias son: *Mymaridae*, *Scelionidae*, *Pteromalidae*, *Tricogramatidae*. Foto 26 y 27.

PATOGENOS DE INSECTOS

Son llamados patógenos a los organismos (microorganismos como: bacterias, hongos, protozoarios, nemátodos y virus), capaces de causar enfermedad y muerte a los insectos.

Dentro del control biológico estos microorganismos son usados con el fin de disminuir las poblaciones de insectos dañinos; las larvas de *Antigastra catalaunalis* son susceptibles de enfermarse por bacterias y hongos en forma natural; en el Centro de Investigación Nataima se registró mortalidad en larvas por efecto de bacterias en un 17% y por hongos en un 5%. Tabla 5.

Tabla 5. Porcentaje de larvas de *A. Catalaunalis* sanas y afectadas por agentes de control biológico C.I. Nataima, 1996 B.

Agentes de control	Días después de germinado el cultivo				Media Semestre
	45	60	75	90	
Larvas sanas	68	73	67	66	68.5
Hongos	0	0	8	12	5
Bacteria	24	10	18	12	17
Otros*	8	17	7	10	9.5

* Incluye larvas afectadas por parasitoides y factores físicos.

El control natural de la población del insecto fue para el Semestre B de 1996 del 31.5% mientras que para el Semestre A de 1997 fue del 25%. Tablas 5 y 6.

Los hongos más frecuentes fueron *Paecilomyces* Sp y *Nomuraea rilleyi*, y las bacterias del tipo *Bacillus*. Foto 28.

La mayoría de bacterias entomopatógenas invaden al hospedero al ser ingeridas causando primero la destrucción del intestino medio (Mesenteron) y luego la septicemia o multiplicación de la bacteria en el hemocele (13 P).

Tabla 6. Porcentaje de larvas de *A. Catalaunalis* sanas y afectadas por agentes de control biológico, C.I. Nataima, 1997 A.

Agentes de Control	Días después de germinado el cultivo							Media Semestral
	35	41	47	54	61	72	84	
Larvas sanas	90	74	71	83	55	70	80	75
Hongos	24	0	15	13	10	0	0	6
Bacterias	8	14	6	-	7	18	20	10
Otros*	-	12	8	4	28	12	-	9

* Incluye larvas afectadas por parasitoides y factores físicos.

La familia Bacillacea, una de las más importantes, se caracteriza principalmente por formar esporas (endosporas); son gram positivas y las células vegetativas presentan forma alargada como de bastón; dentro de esta, la especie más conocida y estudiada es *Bacillus thuringiensis* que se caracteriza por la presencia de un cuerpo parasporal llamado cristal.

Al ser ingeridos los cristales se disuelven quedando libre una proteína llamada delta endotoxina que causa desequilibrios y ruptura de la membrana epitelial del intestino del insecto. La conducción nerviosa cesa y la larva se paraliza es decir la larva deja de alimentarse y se detiene el daño en el cultivo.

Bioensayos con *Antigastra* muestran mortalidades de 86% a las 24 horas después de inoculado el alimento con *Bacillus thuringiensis* Variedad *Kurstaki*. El mayor efecto de esta bacteria se observa en larvas de I y II instar, donde la efectividad del control es superior al 90%. Tabla 7.

Tabla 7. Porcentaje de mortalidad de larvas de *Antigastra catalaunalis* 24 horas después de inoculado el alimento con *Bacillus thuringiensis* en laboratorio CORPOICA, Centro de Investigación Nataima. Espinal, Colombia, 1997.

Variables	Testigo	Larvas tratadas
Mortalidad	0	86%
Larvas sanas	97%	7%
Larvas afectadas	3%	7%

Dos horas después de ingerido el complejo cristal espora, el pH de la hemolinfa se sube de 6.8 hasta 8.1 causándose una parálisis en los movimientos peristálticos del intestino quedando la larva incapacitada para comer , por otro lado al disminuir el pH estomacal de 10 a 9 se crea un ambiente favorable para la germinación de las esporas ingeridas iniciándose la proliferación de la bacteria (septicemia total) y muerte del insecto que ocurre entre dos y cuatro días después de infectado. (17 P) Figura 29.

Los hongos entomopatógenos son un grupo importante en el control de insectos. Actualmente se ha incrementado la investigación sobre los hongos biocontroladores debido al potencial que ofrecen como controladores de patógenos de plantas y artrópodos plagas, muchos productos han sido desarrollados con base en la producción de conidias de estos hongos,(15 P). El desarrollo de un buen micopesticida está relacionado con las propiedades biológicas del aislamiento.

Los parámetros más importantes en la selección de un aislamiento son: el establecimiento de la virulencia en laboratorio, permanencia en el campo, estabilidad genética, productividad, estabilidad en la formulación, persistencia en el campo (tolerancia a las condiciones ambientales adversas).

La mayoría de hongos entomopatógenos producen propágulos infecciosos (blastoconidias, conidias) que germinan en el tegumento del insecto invadiéndolo y causándole la muerte por efecto de las enzimas y micotoxinas (24 P).

La penetración de la cutícula es llevada a cabo por los aprensorios o tubos germinativos de la conidia, la cutícula está formada por capas y cada capa tiene su propia protección, el exterior de la cutícula de los insectos es mecánicamente frágil y puede ser fácilmente preñetrada por la fuerza, (11 P). Una vez que la epicutícula está rota el proceso de penetración es rápido, las hifas se desplazan lateralmente produciendo fracturas y facilitando la acción de las enzimas de degradación; los hongos patógenos poseen mecanismos que le permiten destruir y asimilar los materiales del hospedero.

Los daños asociados con los síntomas de la enfermedad pueden ser producidos por las enzimas de los patógenos y por el bajo peso molecular de los metabolitos (toxinas). Una vez que el hongo invade el hemocelo el hospedero puede morir por daño mecánico producido por el crecimiento del

hongo, por agotamiento de los nutrientes o por tóxicos. Foto 30.

RECOMENDACIONES PARA EL MANEJO DE INSECTOS PLAGAS

En la naturaleza actúan muchos mecanismos biológicos que regulan las poblaciones de los insectos; sin embargo han sido relegados debido al facilismo que brinda el uso de los agroquímicos, cuyo uso excesivo e inadecuado ha traído múltiples problemas como contaminación ambiental (suelo, agua, aire), enfermedades en el hombre y animales y desequilibrios en la dinámica de los insectos asociados a los cultivos, hasta el punto que algunos insectos plagas parecen inmanejables.

Uno de los pasos importantes para tener éxito en el manejo de los insectos plagas es conocerlos y aprender a monitorearlos; esto implica una mayor dedicación y frecuencia de visitas a los lotes de los cultivos para que de esta forma se determine oportunamente los niveles de daño económico y las medidas de control más adecuadas.

El manejo de trozadores

Para un manejo preventivo de estos insectos debe realizarse un muestreo de los lotes antes de la siembra; si el cultivo anterior es sorgo, maíz o arroz es muy posible que haya posturas o larvas de *Spodoptera* en la soca, que pueden afectar el cultivo siguiente. Se debe tomar varios sitios al azar de un metro lineal (5 o 6/Ha.) y revisen la superficie del suelo, soca del cultivo anterior y hojarasca. Si se observa presencia de huevos de los insectos antes mencionados hay que liberar *Telenomus remus*, 5 masas /ha o 30/ha pulgadas de *Trichogramma* sp. Si el insecto plaga esta en etapa larval avanzada, se aplica un cebo tóxico en dosis de 50 kg/ha, mezclando 5 kilos de melaza en 20 litros de agua, revolviendo muy bien, agregando un litro de malathión, humedeciendo 50 kilos de aserrín o tusa molida, y esparciéndolos en el lote; se debe utilizar guantes para realizar esta operación; si el cultivo está sembrado, aplicar el cebo tóxico en los sitios donde se observe el 5% de plántulas trozadas.

Los trozadores son afectados por insectos benéficos como: *Calosoma* sp. *Tetracha* sp, podisus, arañas, que se alimentan de ellos, o por moscas (dípteros: Tachinidos) y avispas (Hymenopteros) que los utilizan para su reproducción, como: *Meteorus*, *Chelonus* etc.

El manejo del enrollador del ajonjolí

El monitoreo de este insecto debe comenzar desde el momento mismo de la germinación; las evaluaciones del nivel deben ser frecuentes, con una periodicidad máxima de ocho

días; el umbral económico es de 0.5 larvas/ planta, nivel que se establece recorriendo el lote en zig zag y tomando diez sitios al azar/ha, dos planta por sitio; si la edad del cultivo es inferior a 40 días se revisan todos los terminales; si la edad es superior se revisan terminales y estructuras reproductivas (flores y cápsulas) del tercio superior. Si el nivel registrado es de 0.5 larvas/planta se aplica *Bacillus thuringiensis* en dosis de 700 g/ha. Si el nivel está por encima de 0.3 pero menor de 0.5 se debe esperar dos días para realizar la aplicación con el *Bacillus thuringiensis*.

El producto debe ser aplicado preferiblemente después de las 4.00 pm; pues las larvas aumentan su consumo de área foliar en las horas de la noche. En la Tabla 8 se observa el área bajo la curva de progreso de la población de *Antigastra catalaunalis* con cuatro tratamientos control donde el menor registro de larvas fue para *Bacillus thuringiensis* con un área de 30.6, mientras que en el tratamiento testigo se registró un área de 72.2

Tabla 8. Índice acumulado de larvas/planta en la variedad ICA Pacandé y diferencia de medias. CORPOICA. C.I. Nataima. El Espinal, 1996 B.

Tratamiento	Area acumulada	Indice acumulado	% control
Testigo	72.27 A	0.75	
Lufenuron	37.95 B	0.39	48
B.t.	30.62 B	0.31	57
Fenvalerato	33.28 B	0.35	53

Tukey 0.05 letras iguales no son diferentes estadísticamente.

En la tabla 8 se observa que los costos más altos para el control del enrollador correspondan al insecticida Fenvalerato (\$106.329.32); sin embargo esta mayor inversión en costos no corresponde a un mayor beneficio (\$495.470.68) mientras que con el insecticida *Bacillus thuringiensis* los costos son menores (\$76.810.75) y los beneficios superiores (\$588.989.25); la tasa de retorno marginal con el tratamiento de *B. thuringiensis* fue de 2.81, mientras que con Fenvalerato fue de 1.15, lo que significa que por cada peso invertido en el control del enrollador en el tratamiento con *Bacillus thuringiensis* se obtuvo una ganancia de \$2.81 además de recuperarse la inversión, mientras que con fenvalerato solo se obtuvo \$1.15. Tabla 9 y 10 .

Tabla 9. Presupuesto parcial y estimación de los beneficios parciales para el control del Enrollador del Ajonjolí (*A. catalaunalis*) con productos biológicos y químicos CORPOICA C.I. Nataima. 1998.

	Testigo	Lufenuron	Fenvalerato	<i>B.thuringiensis</i>
Rendimiento Kg/ha	965	917	1251	1331
Beneficios Brutos				
\$800 kilo	772.000.00	733.600.00	1.000.800.00	1.064.800.00
No.de aplicaciones control	0	4	3	3
Dosis		200 cc/ha	500 cc/ha	700 g/ha.
Valor producto	0	34.835/litro	54.886/Litro	25.148/kilo
Costos aplicación	-			
Semestre		59.867.96	106.329.32	76.810.75
Beneficios	772.000.00	673.732.04	894.470.68	987.989.25
Parciales	399.000	399.000	399.000	399.000
Costos variables	373.000.00	274.732.04	495.470.68	588.989.25
Beneficios Netos				

Tabla 10. Análisis marginal para el control del enrollador *Antigastra catalaunalis* con productos biológicos y químicos. CORPOICA, C.I. Nataima.1998.

Tratamiento	Costos Variables	Costos Marginales Frente al Testigo	Beneficios Netos	Beneficios Marginales	Tasa de Retorno
Testigo	399.000		373.000.00		
<i>B.thuringiensis</i>	475.810.75	76.810.75	588.989.25	215.989.25	2.81
Fenvalerato	505.329.32	106.329.32	495.470.68	122.470.68	1.15

Los beneficios ambientales en el agroecosistema del cultivo de ajonjolí por el uso de *B. thuringiensis*, son varios : Uno de ellos es que al no destruirse la fauna benéfica no se requieren aplicaciones extras para el control de áfidos y ácaros ; las aplicaciones de Fenvalerato causan irritabilidad en los adultos y ninfas de los acaros lo que favorece el incremento de sus poblaciones. Una sola aplicación para su control cuesta \$42,078,00

El uso de insecticidas de amplio espectro causa dolencias y perjuicios a la salud humana (sordera, conjuntivitis, insuficiencia renal, intoxicaciones); el sistema de producción ajonjolí genera 8735 empleos permanentes , que son vulnerables a enfermarse; una visita al médico más la prescripción costaría mínimo \$ 10.000 ; lo que significa un gasto de \$87,35 millones.

Con solo tres aplicaciones de Fenvalerato por semestre se depositan en una hectárea 1050 g/semestre de ingrediente

activo ; en 5000 hectáreas se depositarán 5250 kilos de Fenvalerato/semestre. El control de *Antigastra* con *Bacillus thuringiensis*, libraría al agroecosistema del ajonjolí de 5 toneladas/semestre de los peligros potenciales de la acumulación de éste plaguicida en suelo y aguas.

Existen una gran cantidad de cepas de *Bacillus thuringiensis* aisladas de diversas partes del mundo; es posible que variedades con idéntica virulencia contra una especie de insecto demuestren diferentes potencias contra otras especies; la potencia de las variedades de Bt también depende en forma amplia del tipo de medio de cultivo que se utiliza: la supervivencia de las esporas está influenciada por la formulación, la composición de los suplementarios y la temperatura. (17P)

En la tabla 11 se observan los resultados de la evaluación de varios formulaciones de *Bacillus thuringiensis*, presentandose diferencias estadísticas entre el testigo y los tratamientos en todas las variables evaluadas.

Tabla 11. Comparación de medias para las variables población, cápsulas sanas, cápsulas afectadas y rendimientos/ha de cuatro formulaciones con base en *B. Thuringiensis* para el control de *A. Catalaunalis*. CORPOICA, C.I. Nataima. Semestre A de 1998.

Tratamientos Rendimiento/ha.	Población Área bajo la Curva	Cápsulas sanas /planta	Cápsulas afectadas /planta	Rendim. Kg/ha.
Dipel 2X	39.75 c	73.38 a	2.91 b	957 ab
Xentari	48.62 b	62.15 ab	5.11 b	866 ab
Thuricide	37.62 c	77 a	4.06 b	1037 a
Thurilac	39.10 c	64.91 a	3.21 b	981 a
Testigo	68.46 a	42.16 b	8.8 a	608 b

Tukey 0.05 letras iguales no son diferentes estadísticamente.

El área bajo la curva de progreso de *Antigastra* mostró que los mejores tratamientos fueron las formulaciones con base en la cepa Kurstaki con una eficiencia del 43% mientras que la cepa Alzawai tuvo menor eficiencia controlando solo el 30% de la población del insecto. No hubo diferencias entre los genotipos ni entre las dosis evaluadas en ninguna de las variables evaluadas.

El producto Thuricide presentó menor área bajo la curva de progreso de *Antigastra*, mayor número de cápsulas sanas/planta y mayores rendimientos, sin embargo, este producto presenta menos unidades de potencia; por lo tanto se requiere de una mayor dosis; lo que afecta los costos.

Los productos en dosis altas fueron aplicados cuatro veces, mientras que para las dosis bajas se requirió de una aplicación adicional. De acuerdo al valor de los productos el más económico es Thurilac con un valor de \$ 14.285.00, Thuricide \$ 17.255.00, Dipel 2 X \$18.000 y Xentari \$ 21.260.00 libra, siendo el producto más costoso a pesos de 1998.

Manejo del ácaro blanco

La población de este acarino debe ser monitoreada en el cultivo del ajonjolí, después de los 25 días de edad y hasta los 50 días, recorriendo eficientemente el lote para descubrir los posibles focos. Se toman 10 sitios al azar dos plantas por sitio y 3 hojas por planta del tercio superior; las hojas se deben revisar con lupas mínimo de 10 x debido al tamaño de los adultos y huevos.

Las aplicaciones de los productos control en las investigaciones realizadas en el Centro de Investigación Nataima se realizaron con promedios de 20 ácaros por hoja.

Se probaron productos con base en extractos como *Nicotiana tabacum*, con base en hongos como *Entomophthora virulenta*, jabones al 8%, y jabón + aceite al 10% y Propargite. El mejor tratamiento respecto a la población del ácaro fue Propargite con una eficiencia del 45%; mientras que *Nicotiana* y *Entomophthora* controlaron 15% y 12% respectivamente. Figura 6.

El análisis de los rendimientos mostró que el testigo presenta diferencias significativas con relación a Propargite, *Nicotiana tabacum*, y *Entomophthora virulenta*; La producción en los tratamientos tanto químicos como biológicos fue superior en un 33% respecto al testigo, registrándose un 35% más de rendimientos en las parcelas tratadas con Propargite; y 34% y 31% en las parcelas tratadas con *Nicotiana* y *Entomophthora* respectivamente. Las parcelas tratadas con *Nicotiana tabacum* y *E. Virulenta* presentaron mayor número de plantas con daño en hojas (enroscamiento) y mayor área bajo la curva de progreso de ácaro blanco que el tratamiento con Propargite; sin embargo la producción no fue afectada estadísticamente. Tabla 12.

ENFERMEDADES DEL CULTIVO DE AJONJOLI REGISTRADAS EN EL TOLIMA

El ajonjolí es uno de los cultivos oleaginosos más importantes para la economía agrícola del país, por ser una de las principales fuentes para la extracción de aceite comestible de alta calidad. También se emplea en la industria del jabón y de los cosméticos, en la fabricación de fármacos como

Tabla 12. Comparación de medias para las variables plantas afectadas moderadamente, rendimiento/parcela y rendimiento/ha en cuatro tratamientos para el manejo del Acaro blanco en el cultivo del ajonjolí. CORPOICA, C.I. Nataima, Colombia. 1998.

Tratamiento	Plantas afectadas moderadamente/ parcela	Rendimiento (gr/parcela)	Rendimiento (kg/ha)	Área bajo la curva de progreso del Acaro
<i>N. Tabacum</i>	31 a	1074 a	1104 a	1050 ab
<i>E. Virulenta</i>	32 a	1023 a	1049 a	1097 a
Testigo	43 a	707 b	724 b	1249 a
Propargite	11 b	1098 a	1122 a	689 b

Tukey 0.05: Letras iguales no difieren estadísticamente.

vehículo de sustancias liposolubles y como activador en la preparación de insecticidas con base en piretro. (25 E).

El departamento del Tolima al comienzo de la década de los años 60' ocupó el primer lugar como productor de ajonjolí a nivel nacional. En el año 1963 el área sembrada fue de 43.072 hectáreas Sin embargo a finales de la década mencionada la producción de éste cultivo decayó notoriamente, debido principalmente al ataque de enfermedades de origen fungoso (3 E).

Las enfermedades que afectan el cultivo de ajonjolí, son relativamente pocas en nuestro medio; no así en los países donde el cultivo es más antiguo, cuyos problemas fitosanitarios son más graves y más numerosos (14 E).

Las enfermedades del ajonjolí de más prevalencia en las regiones del Tolima de acuerdo con su importancia y distribución son las manchas foliares causadas por *Alternaria sesami* y *Cylindrosporium sesami*; la marchitez ocasionada por *Fusarium oxysporum f. sesami*; las Filodias cuya causa es de origen viral y finalmente la pudrición carbonosa del tallo debida a *Macrophomina phaseolina*.

Enfermedades foliares

La "mancha angular" Esta enfermedad es causada por el hongo *Cylindrosporium sesami*.

Este hongo perteneciente al orden Melanconiales, se caracteriza por invadir los tejidos de la hoja a través de aberturas naturales; una vez colonizados los tejidos forma acérvulos subepidermales de color claro de donde crecen

conidióforos cortos, simples que dan lugar a conidias hialinas, filiformes, rectas o curvadas y multiseptadas (2E).

Esta enfermedad se presenta en plantas adultas, afectando el follaje hasta quemarlo completamente. Las manchas aparecen inicialmente sobre la haz de las hojas bajas, son de color marrón rojizo y están limitadas por las nervaduras, formando áreas angulares que se unen para cubrir totalmente el limbo de las hojas (1E). Foto 31.

Para que este disturbio se presente, se necesitan condiciones de alta humedad relativa (85%) y temperaturas por encima de los 22°C; su transmisión se realiza por el viento, lluvia y el hombre; también se transmite a través de la semilla. Es un disturbio de baja importancia económica. Sin embargo su severidad es potencial, en la medida que no se hagan los controles preventivos.

Control

En las zonas del Tolima, los productores de ajonjolí no utilizan ningún control para esta enfermedad; además por las condiciones medioambientales drásticas (Humedad relativa menor del 60% y temperaturas mayores de 28°C) bajo las cuales se siembra esta oleaginosa, los problemas patológicos foliares son mínimos.

Mancha por *Alternaria*

Esta enfermedad foliar es causada por el hongo *Alternaria sesami*.

Se manifiesta por manchas irregulares con anillos concéntricos, de color marrón y halo clorótico alrededor de la afección. En condiciones favorables de temperatura (28°C) y humedad relativa (85%), las manchas son visibles al cabo de dos o tres días de iniciada la infección (1 E). Foto 32.

El patógeno penetra en los tejidos de las hojas directamente a través de la epidermis; crece en los espacios intercelulares de las hojas, produce un abundante micelio tabicado y ramificado de color oscuro. Los conidióforos son cortos y oscuros, aparecen sobre las lesiones más antiguas de los tejidos de la planta huésped. Las conidias insertas aisladamente o en cadenas de dos, son de forma irregular, oscuras y con septas longitudinales y transversales. Luego estas conidias son dispersadas por el viento y la lluvia (27 E)

Cuando el ataque es severo puede afectar también las cápsulas y las semillas.

Las características medioambientales favorables para su presencia y disseminación son: lluvias fuera de época, sobre todo en el último tercio del ciclo del cultivo. Además la combinación de altas temperaturas y elevada humedad del aire favorece el ataque de este patógeno (14 E).

Control

Al igual que la enfermedad anterior, esta afección foliar, en las zonas ajonjolicerías del Tolima, no se controla. Sin embargo, el manejo con fungicidas a base de Metalaxil o Clorotalonil es una buena alternativa, siempre y cuando no haya limitaciones económicas por parte de los productores.

Enfermedades de flores y frutos

Filodias o floración verde.

Es un disturbio fisiológico causado por Virus o micoplasmas (MLO) cuya característica sintomatológica consiste principalmente en una transformación de los órganos florales en estructuras foliares (14 E). Fotos 33 y 34.

La planta afectada presenta entrenudos cortos, pedúnculo hasta de 30 mm de largo, mientras que las flores normales son sésiles y de sépalos desiguales. En las plantas afectadas las flores normales pueden dar semillas fértiles. Los frutos afectados tienen una dehiscencia unilateral prematura y las semillas se transforman en apéndices verdes (14 E). Foto 35.

La enfermedad aparece igualmente en la descendencia de plantas enfermas y de plantas sanas.

En nuestro medio la incidencia de esta afección es muy baja; *sin embargo cuando el ataque es severo reduce los rendimientos en más del 70%*. Su presencia fue reportada por Rey y Gómez-Caicedo en febrero de 1997 sobre la variedad ICA-Pacandé.

Control

El control debe hacerse a insectos chupadores que se alimentan en el floema o xilema; como saltahojas (*Cicadellidae*), saltapuntas (*Fulgoridae*), chinches de saliva (*Cercopidae*) o psilidos (*Psyllidae*) que actúan como vectores (1 E).

Enfermedades de raíces y tallos

Marchitez por *Fusarium*

Esta es una enfermedad causada por el hongo *Fusarium oxysporum* f. *sesami*. En Korea se determinó como agente causal a *F. oxysporum* f. *vasinfectum* (11 E). Aparece desde el estado de plántula hasta el estado de maduración y se caracteriza por un marchitamiento total o parcial de la planta, dependiendo de ciertas condiciones medioambientales.

El hongo se establece fácilmente en diversos tipos de suelo y una vez colonizados, éstos permanecen infestados indefinidamente. La diseminación local se lleva a cabo por las partículas de suelo arrastradas por el viento, por las aguas de riego y por las herramientas (27 E).

Cuando el hongo se ha establecido en los vasos del xilema de la planta afectada, empieza a segregar enzimas pectolíticas. Estas enzimas actúan sobre las sustancias pécticas de los haces vasculares, iniciando un proceso que termina con la producción de melaminas de coloración parda. Estas sustancias coloreadas son absorbidas por las paredes lignificadas de los vasos xilemáticos, dando lugar a la coloración marrón que es característica de la presencia de la enfermedad (27 E).

La escasa humedad del suelo, los días cortos, la escasa intensidad de luz, suelos pobres en nitrógeno y fósforo, altos contenidos de potasio y pH entre 4.5 y 5.3 son factores predisposicionantes que inducen a la planta a ser atacada por el hongo (27 E).

En la fase inicial las hojas son de aspecto flácido y de un color pálido, llegando a secarse y desprenderse de la planta. En la parte baja del tallo aparecen manchas de color marrón desuniformes y alargadas, distribuidas en forma longitudinal.

Control

El manejo de ésta enfermedad debe basarse fundamentalmente en aplicar cal dolomítica con el objeto de variar el pH ácido del suelo favorable para la colonización del patógeno, llevar a cabo un buen programa de fertilización rico en nitrógeno y fósforo y emplear variedades resistentes.

Pudrición carbonosa

En el departamento del Tolima es la enfermedad más grave causada por el hongo *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. [*Rhizoctonia bataticola* (Taub.) Butler].

Este patógeno causa marchitamiento de plántulas, pudrición de raíces y pudrición carbonosa en más de 500 especies cultivadas y no cultivadas, incluyendo algodón, soya, sorgo, maíz, frijol, girasol (24,26 E). Este patógeno puede causar pérdidas considerables en ajonjolí si las cantidades de inóculo sobrepasan los 200 esclerosios/gramo de suelo (22 E). Foto 36.

Esta enfermedad inicia su aparición en el ajonjolí, entre los 25 y 29 días después de germinado el cultivo, con una mancha

oscura en la base del tallo que luego avanza cubriendo la totalidad del órgano (Foto 37). Al inocular plantas de soya con *M phaseolina* a diferentes edades, se observó un aumento en el tamaño de las lesiones hasta los 60 días, acorde con el incremento en la edad de las plantas; este efecto disminuyó a medida que las plantas se volvían más viejas (25 E).

Las ramas, cápsulas y hojas se secan a medida que el daño avanza. Las plantas afectadas se marchitan y mueren. En los tejidos necrosados que rodean la base del tallo, se observan numerosas estructuras de color negro denominadas "esclerosios", que constituyen los signos del patógeno. Foto 38.

Estos esclerosios le permiten al patógeno diseminarse de plantas enfermas a plantas sanas y pueden estar viables en el suelo desde los 3 meses hasta 3 años (18 E). Una vez los esclerosios hacen contacto con los tejidos de la planta se inicia la formación de una estructura denominada "apresorio". La infección se realiza por penetración cuticular del micelio que crece de la superficie externa hacia adentro, invadiendo los tejidos e iniciando las lesiones secundarias.

El patógeno para el desarrollo micelial y formación de esclerosios, necesita condiciones especiales de temperatura y humedad del suelo. El rango óptimo de temperatura está entre 28 y 32°C (25 E), y el volumen de agua disponible menos del 50% (10 E). Los niveles de humedad en el suelo encontrados para el desarrollo del hongo en sorgo son: 18% - 20% de agua disponible y la época de inoculación 8 días después de floración media (20 E). Además solamente bajo un estrés de agua el hongo *M. phaseolina* expresa sus síntomas (6 E). Fotos 39 y 40.

Trabajos realizados en sorgo, muestran un incremento de la pudrición carbonosa del sorgo, cuando se tienen niveles altos de nitrógeno, alta densidad de población y baja humedad. (16 E)

La alta densidad de plantas aumenta la competencia por el agua disponible en el suelo; esta competencia crece linealmente con el gradiente de agua disponible en el suelo e incrementa en la misma proporción la incidencia de la enfermedad según Lozano, M.D. (datos no publicados).

Las condiciones de baja humedad del suelo, son más importantes que las altas temperaturas, cuando se trata de

predisponer plantas de sorgo y ajonjolí a la pudrición carbonosa. (17 E).

El estrés de agua en las plantas parece ser un factor importante en la predisposición a la enfermedad, más que las altas temperaturas.

De acuerdo con el trabajo realizado por la citada Ing. Lozano (datos no publicados), la severidad de la enfermedad en plantas de ajonjolí inoculadas con *M. phaseolina* a los 10 días, presentó un 2.7% más que en plantas inoculadas a los 35 días (53%); mientras que plantas inoculadas a los 60 días mostraron menor severidad (31.6%), lo que indica que el ajonjolí es susceptible al patógeno en estado de plántula, prefloración y floración.

En plantas de algodón inoculadas con *M. phaseolina*, con temperaturas entre 20 y 40° C y sometidas a estrés de humedad, la severidad de la enfermedad fue mayor que en las que tenían suficiente agua. Igualmente plantas de algodón inoculadas con *M. phaseolina* y mantenidas a temperaturas entre los 30 y 40° C con riego, desarrollaron los síntomas de la enfermedad superficialmente.

Aislamientos de *M. phaseolina* provenientes de algodón, frijol y ajonjolí fueron similares morfológica y patogénicamente. (6 E). Este hongo puede crecer vegetativamente y producir grandes cantidades de esclerosios, los cuales pueden germinar en condiciones de bajo potencial de agua. (18 E)

Control

En el manejo de esta enfermedad, se han evaluado varios sistemas de control: cultural, biológico, genético y químico, sobre todo en sorgo y soya; en ajonjolí se está evaluando el control biológico; se recomiendan algunas prácticas para el manejo de *M. phaseolina* en ajonjolí.

Control cultural.

Entre el manejo cultural se puede citar la solarización y el calentamiento natural por enmienda de residuos de crucíferas (13 E) En este sistema se trata de combinar la exposición del suelo al sol y la aplicación en "mulch" de residuos vegetales de crucíferas en el control de la pudrición carbonosa.

Mediante este proceso el suelo alcanza temperaturas entre 57 y 50°C a profundidades de 0-15 y 16-30 cm, respectivamente; como resultado se obtiene en 15 días la erradicación entre un 93 y 99% de la población de microesclerosios de *M. phaseolina* en ambas profundidades (13 E).

En cuanto a la rotación de cultivos, es importante anotar que este patógeno es omnívoro, lo que quiere decir que ataca un gran número de plantas; sin embargo en soya, las rotaciones con algodón reducen considerablemente las poblaciones de microesclerosios de *M. phaseolina*, más que si se realizaran con maíz y sorgo. (9 E)

Por lo tanto, la rotación de cultivos es un método efectivo para reducir la enfermedad, aunque el otro cultivo en la rotación sea hospedero de *M. phaseolina*.

La labranza convencional de rastra y rastrillo, es otra labor de control de la pudrición carbonosa. En estudios realizados con soya y sorgo se ha demostrado el efecto positivo de ésta labranza sobre la densidad de población de *M. phaseolina*.

En sorgo, la densidad de población de esclerosios de *M. phaseolina* se aumentaba en la capa de suelo entre los 0 y 15 cm en no labranza, frente a labranza convencional. Mientras que con soya, la cantidad de esclerosios aumentaba en los primeros 7.5 cm de la capa, con no labranza. (28 E)

Los análisis demostraron que estos comportamientos en la densidad de esclerosios, se debieron primero a la reducción de la compactación del suelo y segundo a la alta concentración de inóculo, debido a los residuos de cosecha dejados sobre la superficie del suelo.

El contenido de materia orgánica y la densidad de población de *M. phaseolina* en la capa de suelo entre 0 y 7.5 cm, están significativa y positivamente correlacionadas; y el porcentaje de materia orgánica es significativamente más alto en la capa superficial del suelo proveniente de no labranza, que en los de labranza convencional (27 E).

Fertilizaciones ricas en nitrógeno, son medidas que favorecen la reducción de la densidad de inóculo de este hongo (8, 5 E). El hongo *Macrophomina phaseolina*, también puede ser controlado, manteniendo el suelo húmedo; la enfermedad es severa sobre plantas sujetas a estrés de agua (29 E).

En estudios realizados sobre el efecto del agua potencial (y_m) sobre el crecimiento micelial y producción y germinación de esclerosios de *M. phaseolina*, se pudo comprobar que el hongo con potenciales de agua entre -1.880 y -3.340 J/kg, crece vegetativamente y produce grandes cantidades de esclerosios, todos ellos viables a bajo potencial de agua. (18 E). Sin embargo cuando el potencial de agua está entre -8.270 y -12.020 J/kg, se inhibe la producción de esclerosios; esto nos indica que la producción y germinación de esclerosios de *M. phaseolina* se puede incrementar con niveles deficientes de agua (18 E). Foto 41 .

Se ha logrado controlar el ataque de la pudrición carbonosa aplicando riego, no obstante las altas temperaturas. Condiciones de baja humedad en el suelo, conllevan a un stress de agua que resulta más importante que las temperaturas altas, como factor de predisposición al ataque de la pudrición carbonosa. (17,6 E).

Control biológico

El control biológico de enfermedades en plantas es utilizado como una alternativa en aquellos casos en los cuales se dificulta la aplicación de otros métodos de control, especialmente el uso de productos químicos. Varios patógenos como *Sclerotium* sp., *Rhizoctonia* sp., y *Pythium* sp., han sido controlados biológicamente utilizando microorganismos antagonicos como *Trichoderma* spp., *Gliocladium* spp., *Penicillium* spp., y algunas bacterias (22 E).

En el Centro de Investigaciones "Nataima" de Corpoica, se han evaluado las siguientes cepas nativas de *Trichoderma* spp., provenientes de lotes cultivados con ajonjolí :

1. NAT.-1 (Procedente del lote III-5 del C.I. Nataima)
2. NAT. 1-7A (Procedente del lote I-7A Gradientes del C.I. Nataima)
3. NAT. 1-7B (Procedente del lote I-7B Gradientes del C.I. Nataima)
4. NAT. II-5 (Procedente del lote II-5 del C.I. Nataima)

Respecto a la tasa de crecimiento de cada una de estas cuatro cepas, se puede comentar lo siguiente :

Las cepas con más alta velocidad de crecimiento radial, respecto al diámetro total de la caja Petri (9 cm) y su relación con el crecimiento del patógeno en su orden son :

NAT. 1.	Con velocidad de crecimiento promedio/día : 1.65 cm
NAT. 1-7A	Con velocidad de crecimiento promedio/día : 1.50 cm
NAT. 1-7B	Con velocidad de crecimiento promedio/día : 1.35 cm
NAT. II-5	Con velocidad de crecimiento promedio/día : 0.50 cm.
PATOGENO	Con velocidad de crecimiento promedio/día : 0.45 cm.

Con respecto a la prueba de antagonismo in vitro, frente al hongo *Macrophomina phaseolina*, las cepas tuvieron el siguiente comportamiento :

NAT. 1 Un promedio de velocidad de colonización de 1.80 cm/día, con respecto a su crecimiento promedio normal, además mantuvo su viabilidad de competencia por espacio de 109 días.

NAT. 1-7A. Un promedio de crecimiento con respecto al patógeno de 1.70 cm/día. La viabilidad fue de 45 días.

NAT. 1-7B. Un promedio de crecimiento con respecto al patógeno de 1.40 cm/día y mantuvo su viabilidad por espacio de 45 días.

NAT. II-5. Un promedio de crecimiento con respecto al patógeno de 1.35 cm/día y mantuvo su viabilidad de competencia por espacio de 30 días.

Pruebas de laboratorio

A nivel de laboratorio se llevaron cabo inicialmente pruebas de imbibición de semillas de ajonjolí de la variedad Ambalá, con el objeto de conocer el tiempo de exposición en el agua y porcentaje de germinación. Se evaluaron cuatro tiempos de exposición de 15, 30, 45 y 60 minutos; dos métodos de secado: uno a temperatura ambiente y otro a la estufa a 30°C, además se evaluaron tres tiempos de secado: de 15 minutos, 8, 24 y 48 horas.

Los resultados son los siguientes:

El mejor tiempo de imbibición de las semillas fue de 60 minutos Entre los métodos de secado hubo muy pocas diferencias, sin embargo se recomienda por facilidad de los productores el secado al medio ambiente. El tiempo de secado fue de 48 horas.

Con esta metodología se obtuvo un porcentaje de germinación del 90%.

Estas pruebas nos permitieron evaluar parámetros para realizar más tarde la etapa de "invigorización" bajo concentraciones de *Trichoderma* spp., con el objeto de proporcionar a la semilla protección biológica.

Prueba de Invigorización

Para esta prueba se utilizaron semillas de ajonjolí de las variedades Ambalá y Pacandé y la cepa NAT-1 de *Trichoderma* sp.

Se usaron los mejores parámetros de la prueba anterior con respecto a: tiempo de exposición al biocontrolador, secado al medio ambiente por 48 horas y una concentración del hongo de 6×10^8 . Además se realizó una prueba de viabilidad fitosanitaria con respecto al hongo en cajas de petri con papa, dextrosa, agar (PDA).

También se realizaron pruebas de empaque, lugar y tiempo de almacenamiento de la semilla *invigorizada*, así: empaque en papel aluminio dentro de una bolsa de papel; conservación en nevera (4°C) y al ambiente y almacenamiento por 30, 45, 50 y 65 días.

Con el objeto de evaluar la persistencia del hongo biocontrolador tanto en la testa como en el tegumento de la semilla invigorizada; una cantidad de semilla se lavó en hipoclorito de sodio al 1% por 15 segundos y otra cantidad se dejó como testigo.

Los resultados obtenidos permiten determinar que el mejor tiempo de exposición al biocontrolador se obtuvo en los rangos de 45 y 60 minutos.

El grupo de semillas no desinfectadas en hipoclorito de sodio tuvo un crecimiento radial total del 100 por ciento a las 48 horas, frente al grupo de semillas desinfectadas que obtuvo ese mismo crecimiento a las 96 horas.

En cuanto al empaque, lugar y tiempo de almacenamiento no hubo diferencias; por lo tanto se recomienda la envoltura de aluminio en la bolsa de papel; temperatura al medio ambiente y el rango de almacenamiento entre 30 y 65 días.

Este tratamiento ofrece a la semilla protección en el campo desde el momento de la germinación hasta los 25 días después de emergida.

Control genético

El control de la enfermedad debe enfocarse básicamente hacia la resistencia genética (20 E). En el cultivo de sorgo se han adelantado estudios sobre niveles de humedad del suelo y métodos de inoculación de *M. phaseolina* para desarrollar una técnica de evaluación de genotipos.

En la Estación Experimental de Suweon en Korea, en el año de 1984, fue desarrollada la variedad de ajonjolí "Ansan" resistente a enfermedades tales como el "damping off" causado por *Fusarium* sp. y *Rhizoctonia* sp. y el marchitamiento por *Fusarium* sp. Este material es excelente productor de aceite de alta calidad, con 54% de contenido y un 46.9% de contenido de ácido linoleico (12 E).

En el Centro de Investigación "Nataima" de Corpoica situado en El Espinal (Colombia), se realizó un tamizado de líneas y genotipos promisorios de ajonjolí bajo condiciones naturales, con el objeto de identificar fuentes de resistencia a *M. phaseolina*.

Además se estandarizó la técnica de tamizado en campo para evaluar la resistencia al patógeno, inoculando las plantas con *Macrophomina* p. el cual es multiplicado en el laboratorio en concentraciones adecuadas. Fotos 42 y 43.

De las 138 introducciones de ajonjolí evaluadas en cuatro ciclos de siembra en campo entre 1996 y 1998, buscando resistencia varietal al ataque del hongo *Macrophomina phaseolina*, se seleccionaron tres materiales que mostraron estados importantes de tolerancia al patógeno.

E.P.R. L-44 Esta línea mostró durante los cuatro ciclos de evaluación en campo, bajo presión de inóculo, excelente comportamiento de tolerancia y altos rendimientos con relación a las otras accesiones (704.5 kg/ha); lo cual permite recomendarla como material altamente resistente al patógeno.

E.P.R. L-43 Al Igual que la línea anterior, ésta mostró buena tolerancia al patógeno durante los cuatro ciclos de evaluación en campo, bajo presión de inóculo, además presentó los mejores rendimientos (1.102 kg/ha). Se recomienda también como material altamente resistente al patógeno.

E.P.R. L-42. Esta línea fue seleccionada por presentar en las pruebas de campo, tolerancia moderada al patógeno

solamente durante dos ciclos. Además presentó un buen rendimiento promedio de 506.9 kg/ha. Se aconseja realizarle otras evaluaciones.

Control químico

Los fungicidas son una herramienta importante de control de enfermedades en cultivos de alta producción y pueden ser efectivos en el control de patógenos que viven en residuos de cosecha. Sin embargo estos controles suelen ser muy costosos, tanto por el valor del producto como por la aplicación. Además, en la efectividad del fungicida los factores medioambientales y las épocas de aplicación juegan un papel importante; en el caso de la pudrición carbonosa (*M. phaseolina*) es muy incierta la efectividad del control químico por tratarse de un patógeno habitante natural del suelo y productor de órganos de resistencia como son los esclerosios. Por tales circunstancias no se puede realizar una recomendación general en el uso de fungicidas.

El tratamiento a la semilla es una excelente alternativa en el control químico de patógenos habitantes naturales del suelo. El uso de fungicidas sistémicos, es una buena oportunidad para el control de pudriciones de raíces y tallos, que no se podían controlar con los fungicidas foliares.

Existen algunos herbicidas que logran una significativa baja de población de esclerosios de *M. phaseolina*. Filho y Dhingra (1980), al probar el efecto de cinco herbicidas en dosis comerciales, sobre la densidad de inóculo de *M. phaseolina*, los herbicidas evaluados lograron una significativa baja de la población del patógeno. (8 E)

Esta experiencia se puede tomar como ayuda en el manejo de la pudrición carbonosa, al realizar tratamientos de control de malezas y residuos de cosecha.

MANEJO INTEGRADO DE MALEZAS

El término maleza se aplica a una planta que se presenta en un determinado sitio cuando no se desea. Una planta de maíz en un cultivo de ajonjolí, se considera como maleza o a la inversa, la presencia de una en otra puede ocasionar interferencia o competencia, dañar la calidad del producto cosechado o facilitar la diseminación de plagas o enfermedades. Foto 44.

Desde el punto de vista agrícola, las malezas compiten con el cultivo por los recursos agua, luz, nutrientes y espacio, los cuales dependiendo del cultivo, época de competencia y número de individuos van a presentar un mayor o menor

grado de incidencia. Los cultivos comerciales normalmente son plantas que el hombre ha domesticado y a las que ha dado condiciones favorables para su crecimiento, mientras que las malezas han sobrevivido por miles de años a condiciones adversas de clima y suelo y aún de superpoblación, convirtiéndose en individuos de mayor probabilidad de sobrevivencia ante cualquier estrés; cuando aparece la maleza en el cultivo y éste recibe agua o fertilizante, normalmente la maleza saca el mayor provecho.

El manejo integrado de las malezas tiene por objeto ordenar y priorizar los conocimientos que se tienen de las malezas, de las prácticas culturales y del manejo agronómico del cultivo con el fin de reducir su impacto sobre el cultivo y el medio ambiente.

La época crítica de competencia de las malezas con el cultivo se refiere al tiempo en el cual el cultivo debe permanecer libre de malezas para que el rendimiento no se afecte; conocer este tiempo es factor importante para decidir si realizar o no un control; esta etapa para la mayoría de cultivos anuales está alrededor de los 40 días después de germinación.

Manejo biológico

Bajo condiciones naturales todos los seres vivos tienen sus propios enemigos, lo que hace mantener el equilibrio en la biósfera. En las malezas esta regulación se puede dar a través de otra planta, grandes y pequeños artrópodos, nemátodos, hongos y bacterias entre otros. Se conoce que la cría y liberación de organismos vivos tienen limitantes políticos, sociales, ecológicos, climáticos, mercado y eficiencia en campo, que dificultan la utilización masiva y permanente de estos agentes controladores; sin embargo en algunos países asiáticos, crían y liberan patos para el control de algunas malezas en el cultivo de arroz.

Un estudio en la India bajo condiciones de campo, en coquito (*Cyperus rotundus*) de 7 días de edad con la aplicación del hongo *Fusarium Oxysporium* causó una reducción significativa del número de bulbos y peso de la maleza respecto al testigo no aplicado. (10 M)

En El Espinal se ha detectado el gusano cachón *Celerio linneata* consumiendo gran cantidad de *Boheravia erecta*, maleza asociada al cultivo de ajonjolí en el Tolima. (12 M).

Otra forma de manejar las malezas, es utilizar plantas que presenten alta tasa de crecimiento y producción abundante de fitomasa o que generen sustancias tóxicas que retarden la germinación de la semilla o que interfieran con el crecimiento y desarrollo de otra; la *Crotalaria juncae*, es una especie que cumple con las condiciones anteriores. En un estudio en el Centro de Investigación Nataima de El Espinal, la semilla de *Cannavalia ensiformis* inhibió por 12 días la germinación de semillas de especies de malezas que se encontraban en un diámetro cercano a los dos centímetros (13 M).

Manejo mecánico

Se puede reducir las malezas es con labores agrícolas como el pase de un implemento sobre la maleza emergida o cortándola a ras de suelo, antes que florezca con el fin de evitar reinfestaciones. Dependiendo de la agresividad, sistema de reproducción o condiciones ambientales, el manejo mecánico se puede alternar con la aplicación de herbicida para hacer más eficiente el control. La tabla 13 presenta diferencias entre el control mecánico y químico de las malezas.

Tabla 13. Comparación del manejo mecánico y químico de las malezas

Mecánico	Químico
1. Cambios indeseables del suelo	- No cambia la condición física del suelo.
2. Imposible dar en condiciones de alta humedad del suelo.	- Posible de dar en suelo muy húmedo.
3. Siempre se hace sobre maleza emergida.	- Con y sin presencia de la maleza en el cultivo.
4. Suprime toda la maleza.	- Algunas malezas resisten y se convierten en problema.
5. Sin problemas de daño posterior	- Posibles problemas por residualidad o acarreo por viento.
6. No mata semillas y debe repetirse	- Mata semilla y tiene residualidad
7. No puede efectuarse sobre el cultivo	- Mata la maleza sobre la hilera del cultivo.
8. No exige cuidados ni conocimiento	- Exige conocer las malezas y el herbicida
9. Menor costo de la labor	- Mayor costo por el herbicida y su aplicación.
10. No causa contaminación al hombre ni al ambiente	- Produce contaminación

Tomado del Manual de Herbicidas y Fitorreguladores. Rojas, G.M. y Vasquez, G.R.1995, y ampliado por Roberto Simonds Morales.

Manejo cultural

La rotación de cultivos es una vía para reducir la presencia de malezas cuando se utilizan herbicidas de diferente mecanismo y modo de acción a los que tradicionalmente emplea el agricultor en su lote; otra manera es modificando de las condiciones normales de oxigenación del suelo a las que usualmente está sometida; practicando drenaje o inundación; de esta manera se cambia la dinámica de las especies: cuando se inunda prosperan las malezas acuáticas y ciperáceas y cuando se oxida el suelo se favorece las gramíneas y hojas anchas. Las malezas mas frecuentes asociadas al cultivo de ajonjolí en Colombia se presentan en la Tabla 14.

Tabla 14. Malezas predominantes en el cultivo del ajonjolí en Colombia

Nombre común	Nombre científico
Gramíneas	
Liendre puerco	<i>Echinochloa colonum</i>
Guarda rocío	<i>Digitaria sanguinalis</i>
Pata de gallina	<i>Eleusine indica</i>
Caminadora	<i>Rottboelia cochinchinensis</i>
Pasto Jhonson	<i>Sorghum halepense</i>
Granadilla	<i>Panicum fasciculatum</i>
Limpia frascos	<i>Setaria geniculata</i>
Cadillo	<i>Cenchrus brownii</i>
Pajamona	<i>Leptochloa sp</i>
Falsa caminadora	<i>Ischaemum rugosum</i>
Paja blanca	<i>Eragrostis sp.</i>
Pasto argentina	<i>Cynodon dactylon</i>
Cartagena	<i>Stenotaphrum secundatum</i>
Hojas anchas	
Lagaña de perro	<i>Boerhavia erecta</i>
Bledo	<i>Amaranthus sp.</i>
Escoba	<i>Sida sp.</i>
Chilinchil	<i>Cassia tora</i>
Batatilla	<i>Ipomoea sp.</i>
Uchuva	<i>Physalis angulata</i>
Pega pega	<i>Desmodium sp.</i>
Lechosa	<i>Euphorbia hirta</i>
Frijolillo	<i>Phaseolus lathyroides</i>
Espadilla	<i>Corchorus orinocensis</i>
Ciperáceas	
Coquito	<i>Cyperus rotundus</i>
Cortadera	<i>Cyperus diffusus</i>

Una época de siembra que coincida con las mejores condiciones climáticas para el cultivo y una baja germinación de malezas, disminuye la competencia de estas con el cultivo.

La limpieza oportuna de canales de riego y bordes de cerca al igual que el uso de semilla para siembra libre de malezas, favorecen la no presencia de malezas exóticas en los lotes.

La siembra de un cultivo sin preparar el suelo, más conocida como siembra directa, es otra manera de reducir la cantidad y diversidad de malezas si hacen las labores de control de manera adecuada y oportuna, como se explica en el capítulo de Manejo de Suelos. La siembra directa permite seleccionar una o la suma de estrategias de control de malezas; su precio y límites se deben balancear teniendo metas para el corto y mediano plazo; la siembra directa debe entenderse como un sistema en el cual no sólo las malezas son importantes sino todos los elementos que participan en el proceso normal de producción.

No existen fórmulas para el manejo de las malezas en lotes bajo siembra directa; son las circunstancias particulares del lote las que señalan el rumbo a seguir, con los conocimientos de biología y agronomía que tiene el profesional y la experiencia del agricultor es como se construye la estrategia de manejo del cultivo bajo siembra directa.

Manejo químico

El herbicida para el control de malezas aplicando antes de la emergencia del cultivo o de las malezas o después que esto ocurra, recibe el nombre de herbicida preemergente y postemergente, respectivamente.

Dentro de los postemergentes se encuentran herbicidas que atacan una gran cantidad de malezas, y no son selectivos es por ello que se utilizan antes de la siembra del cultivo como el glifosato o el paraquat, que se aplican sobre la calle en el cultivo establecido.

El Ingeniero agrónomo debe conocer las características fisicoquímicas del herbicida, las malezas que controla, las dosis y época de aplicación para el éxito en el control de malezas, como una guía se presenta la lista de herbicidas que pueden ser utilizados en el control de malezas en ajonjolí. Tabla 15.

En Venezuela se ha obtenido excelente control de malezas gramíneas por la aplicación preemergente de Alaclor (4.0 e 1ha^{-1}). En un lote de ajonjolí de 20 – 30 cm de altura invadido por malezas gramíneas y hojas anchas, se logró control satisfactorio de las malezas y daños muy leves a las plantas de ajonjolí con aplicación dirigida de karmex 1.5 L ha^{-1} y un

Tabla 15. Herbicidas utilizados en ajonjolí

Nombre técnico	Nombre comercial	Dosis/ha comercial	Malezas que controla			Epoca de aplicación
			Gramíneas	Ciperáceas	Hierbas anuales	
Alador	Lazo	3.0 – 4.0 L.	X	X	—	Preemergencia
Diuron	Karmex	0.8 – 1.0 kg	X	X	X	Preemergencia
Trifluralina	Treflan – Rival	2.0 – 3.0 L.	X	—	X	Presemebra incorporado
Metolaclor	Dual	1.5 – 2.5 L.	X	X	X	Preemergencia
Acetolaclor	Harness	2.0 – 2.5 L.	X	—	X	Preemergencia
Fluazifop butil	Fusilade	0.8 – 1.2 L.	X	—	—	Postemergencia
M.S.M.A.	Master	2.0 – 3.0 L.	X	X	X	Postemergencia dirigida
Halosulfuron metil	Sempre	60 – 80 g	—	X	X	Postemergencia dirigida
Glufosinato	Basta	2.0 – 3.0 L.	X	X	X	Postemergencia dirigida *
Glifosato	Roundup-faena	2.0 – 3.5 L.	X	X	X	Postemergencia dirigida
Paraquat	Gramoxone	1.0 – 2.0 L.	X	X	X	*Postemergencia dirigida

* 0 total antes de la siembra del cultivo.

surfactante, resultando las plantas de ajonjolí menos sensibles al daño después de los 30 días de edad. El uso de herbicidas selectivos incorporados al suelo antes de la siembra en campos de ajonjolí bajo riego, ofrece un control efectivo y económico de las malezas. (9 M).

Estudios realizados en Colombia con los herbicidas en las dosis siguientes por hectárea: Vernolate (PSI) 4.0 litros, Dual (Pre) 3.0 lit, Lazo (Pre) 3.0 lit, Karmex (Pre) 0.8 kg, Prowl (Pre) 3.0 lit, Treflan (PSI) 3.0 litros, Dual (Pre) 2.0 litro, Afalon (Pre) 1.0 kg y la mezcla Lazo 3.0 + Fusilade (pos) 1.5 lit y un testigo sin aplicación. con evaluaciones sobre índice de daño hasta los 30 días mostraron que los productos Vernolate, Pendimetalin, Linuron y Oxyfluorfen fueron fitotóxicos al cultivo, éste último causó muerte total a las plantas de ajonjolí. Se observó baja residualidad de los herbicidas en el control de gramíneas y los mejores rendimientos se obtuvieron con la aplicación de lazo + fusilade, karmex, Dual, Lazo y Treflan. (2 M)

En un estudio en el C.I. Nataima, Corpoica 1999, con la línea experimental 198 de ajonjolí se probó su comportamiento en un suelo franco arenoso con y sin preparación de suelo a los que se aplicaron tratamientos mecánicos y químicos para el control de malezas. A los 5 y 20 días antes de la siembra se aplicó glifosato a las franjas de no preparación. La dosis siguientes de los herbicidas se refiere a ingrediente activo por hectárea, los tratamientos que se evidenciaron fueron:

1 - Cultivada a los 20 días después de siembra; 2 - Cultivada a los 30 días después de siembra; 3 - Harness (acetoclor) 2250 g; 4 - Karmex (Diurón) 1600 g; 5- Gesaprim (Atrazina) 750 g; 6 - Master (M.S.M.A) 1800 g; 7 - Fusilade (Fluazifop butil) 250 g; 8 - Sempra (Halosulfuron metil) 60 g; 9 - Con maleza todo el ciclo y 10 - Sin maleza todo el ciclo. Los herbicidas acetoclor y Diurón se aplicaron en preemergencia y los otros a los 20 días después de siembra sobre las calles.

Con la no preparación de suelo se presentó un 50% más de incidencia de *Macrophomina*, 12% más de peso seco de malezas gramíneas, 10% más de cápsulas por planta, 28% más de peso de las cápsulas y 31% más de rendimiento como se observa en la tabla 16.

Tabla 16. Variables promedios de dos sistemas de preparación de suelo con manejo mecánico y químico de maizas en ajonjolí, C.I. Nataima, El Espinal, 1999.

Variable	Con preparación (convencional)	Sin preparación (S. directa)	¹⁾ Significancia
Incidencia de <i>Macrophomina</i> (%)	15.7	35.5	*
Plantas de ajonjolí por metro (No.)	3.4	3.9	NS
Peso seco malezas hojas anchas (g)	37.6	34.7	NS
Peso seco malezas gramíneas (g)	146.3	167.1	*
Peso seco malezas ciperáceas (g)	47.7	5.0	NS
Peso seco total de malezas (g)	231.7	206.9	NS
Carga efectiva (cm)	84.0	84.6	NS
Capsulas por planta (No.)	60.6	67.9	NS
Peso cápsulas (g)	9.1	12.7	NS
Rendimiento (kg ha ⁻¹)	355.6	515.6	**

1) Significancia: ** Altamente significativo, * Significativo, NS: No significativo

La mayor incidencia de *Macrophomina* donde no se preparó el suelo supone una mayor disponibilidad de esclerocios para atacar las plantas de ajonjolí.

Los tratamientos Atrazina y sin malezas todo el ciclo presentaron los porcentajes más bajos de *Macrophomina* con 14.6 y 22.1% respectivamente como se aprecia en la tabla 17. Se sospecha como facilitadores de la enfermedad a la malezas *Phyllanthus niruri*, *Boheravia erecta*, *Euphorbia hirta*, *Digitaria sanguinalis* y *Eleusine indica* por su mayor presencia en los tratamientos de alta incidencia de *Macrophomina*, falta; realizar estudios específicos para

entender el comportamiento del hongo en el medio y las condiciones predisponentes de la planta al ataque del patógeno.

Tabla 17. Incidencia de *Macrophomina*, peso de malezas y rendimiento de ajonjolí bajo dos sistemas de preparación de suelo con manejo mecánico y químico de malezas, C.I. Nataima, El Espinal, 1999

Manejo de malezas	% Incidencia <i>Macrophomina</i>	Peso hojas anchas	Peso gramíneas	Peso ciperáceas	Rendim. Kg ha ⁻¹
Limpio todo el ciclo	22.1 bc	6.8 d	37 e	19.5 ab	801 a
Sempra 80 g 20 DDS	28.3 ab	31.6 bcd	127 d	3.6 b	529 b
Master 2.5 lit 20 DDS	23.4 bc	47.8 abc	131 cd	30.0 ab	458 bc
Karmex 2.0 kg preemerg	26.1 abc	51.6 ab	177 bcd	15.4 ab	452 bc
Harness 2.5 lit preemerg	30.8 ab	46.9 abc	172 bcd	21.3 ab	427 bc
Cultivada 30 DDS	25.1 abc	27.0 bcd	314 a	14.7 ab	409 bc
Cultivada 20 DDS	25.0 abc	21.2 bcd	136 cd	51.0 a	347 bc
Fusilade 1.0 lit 20 DDS	25.1 abc	69.7 a	47 e	44.9 ab	332 bc
Con maleza todo el ciclo	35.5 a	42.6 abc	217 b	17.7 ab	308 c
Atrazina 1.5 kg 20 DDS	14.6 bc	16.3 cd	204 bc	45.7 ab	289 c

Los mejores controles de malezas de hoja ancha (Dicotiledóneas) se obtuvieron con Atrazina, cultivada a los 20 o 30 días y Sempra, siendo el primero altamente tóxico al ajonjolí. La menor presencia de gramíneas se obtuvo con cultivo limpio todo el ciclo y Fusilade. Las ciperáceas representadas en un 98% por *Cyperus rotundus* fue bien controlada por Sempra.

El mejor rendimiento le correspondió al tratamiento limpio todo el ciclo con 801 kg ha⁻¹ y el menor con Atrazina con 289 kg/ha.

MANEJO ECOFISICO LOGICO DE LA BATATILLA

Las malezas es un componente decisivo en el sistema de producción de Ajonjolí, ya que compiten agresivamente por agua, luz, nutrimento y espacio; además causan problemas de aleopatía y en el caso de la batatilla dificultan su recolección, utilización, comercialización, disminuyen su calidad e incrementan los costos de producción.

El limitado conocimiento sobre la biología de las malezas se constituye en uno de los principales factores para desarrollar modernas y eficientes técnicas como estrategias de manejo integrado de las mismas. Algunas especies del género

Ipomoea spp se han reportado como malezas de difícil manejo en los cultivos del trópico, situación que afecta a los productores, asistentes técnicos y entidades relacionadas con este tópic. (4,6,11 M)

Existen cuatro procesos involucrados en la reproducción de las malezas: producción, diseminación, germinación de las semillas y la reproducción vegetativa.

Los trabajos realizados estuvieron enfocados a determinar los factores que mas inciden en la mayor o menor germinación de la semilla y como se da la reproducción vegetativa en la especie batatilla.

Determinación morfológica de las especies

Mediante muestreos en transecto en las zonas productoras de Ajonjolí se logro determinar que las especies de batatilla más importantes según sus características botánicas son, en orden de importancia para el Centro y Sur del Tolima: *Ipomoea hirta* (95%), *Ipomoea hederifolia* (4%) e *Ipomoea congesta* (1%).

Determinación de la imbibición y germinación de batatilla

Como el material genético se utilizaron las tres especies de batatilla mencionadas.

Como diseño experimental se utilizó el completamente al azar con arreglo factorial donde el primer factor fue el tipo de escarificación (sin escarificación, física y química (Acido sulfúrico (90%) por 5 y 10 minutos 10 g de semilla por centímetro cúbico del ácido). El segundo factor fue la dosis de agua (1,2,3,8 y 16 cc por 50 semillas) y el tercer factor las horas de lectura (2, 4, 24, 48 y 72 horas).

Ipomoea congesta R. Br., *Ipomoea hederifolia* Linn., *Ipomoea hirta* Mart. Et. Gall., *Ipomoea tiliacea* (Willd) Choisy, e *Ipomoea purpurea* (L) Roth., frecuentemente producen semillas con cubiertas duras, trayendo como consecuencia una germinación desuniforme, inicialmente la semilla posee latencia provocando la germinación escalonada e induciendo a la producción de semillas en casi todas las épocas del año. (6 M).

Para el factor escarificación reflejado en la ganancia en peso, el de mejor comportamiento fue la física, que consistió en pasar las semillas de las tres especies de batatilla por una sola vez y por un tamiz descascarador de arroz. La escarificación física mostró consistencia en su expresión para las tres especies de batatilla, pudiéndose asegurar que con

el uso indiscriminado de maquinaria agrícola en las diferentes labores de preparación del suelo y de control de malezas, están asegurando un tipo de escarificación física en la población de semillas presentes en la capa arable de suelo y así se facilita la penetración de agua a la semilla. Tabla 18.

Tabla 18. Promedios de la ganancia en peso (g) para la escarificación en la imbibición de batatilla, C.I. Nataima, 1998.

Tratamiento	<i>Ipomoea hirta</i>	<i>Ipomoea hederifolia</i>	<i>Ipomoea Congesta</i>
Física	1.02 a	1.21 a	2.00 a
H ₂ SO ₄ por 5 minutos	0.59 b	0.70 c	1.18 b
H ₂ SO ₄ por 10 minutos	0.60 b	0.69 c	1.19 b
Testigo (Sin escarific)	0.55 c	0.73 b	1.17 b

Valores en las columnas con diferente letra son estadísticamente diferentes según Tukey (P < 0.5)

Para el factor dosis de agua adicionado a las semillas, se expresó en forma diferencial para cada una de las especies de batatilla y explicado por el tamaño de la semilla y es así como *Ipomoea hirta* e *Ipomoea hederifolia* que presentan similar tamaño obtuvieron la mayor ganancia con 4 y 8 cc respectivamente; caso contrario sucedió con *Ipomoea congesta* que presentó el mayor tamaño, alcanza el mayor peso con la mayor dosis de agua evaluado, 16 cc. Tabla 19.

Tabla 19. Promedios para la ganancia en peso (g) según dosis de agua en la imbibición de batatilla. C.I. Nataima, 1998.

Tratamiento	<i>Ipomoea hirta</i>	<i>Ipomoea hederifolia</i>	<i>Ipomoea Congesta</i>
16 cc	0.70 ab	0.88 ab	1.51 a
8 cc	0.70 ab	0.90 a	1.48 ab
4 cc	0.73 a	0.86 b	1.44 b
2 cc	0.66 b	0.78 c	1.35 c
1 cc	0.65 b	0.72 d	1.12 d

Valores en las columnas con diferente letra son estadísticamente diferentes según Tukey (P < 0.5)

La mayor ganancia en peso marcó la misma tendencia para las tres especies de batatilla evaluadas, expresando que a mayor tiempo de exposición a la humedad mayores son los valores de acumulación de agua reflejado en la ganancia de peso entre las 48 y 72 horas. Tabla 20.

Tabla 20. Promedios para la ganancia en peso (g) según tiempo de lectura en la imbibición de batatilla, C.I. Nataima, 1998.

Tratamiento	<i>Ipomoea hirta</i>	<i>Ipomoea hederifolia</i>	<i>Ipomoea congesta</i>
72 horas	0.82 a	0.95 a	1.57 a
48 horas	0.82 a	0.93 a	1.59 a
24 horas	0.67 b	0.82 b	1.42 b
4 horas	0.61 c	0.77 c	1.24 c
2 horas	0.54 d	0.68 d	1.10 d

Valores en las columnas con diferente letra son estadísticamente diferentes según Tukey ($P < 0.5$)

El mayor valor de germinación en porcentaje fue alcanzado por las tres especies de batatilla con la escarificación física, coincidiendo con lo reportado por Harcastle (1978), quien afirma que después de 72 horas de incubación, el 0.4% de las semillas de *Ipomoea obscura* Hassk, sin escarificar germinaron, comparado con el 98% de las semillas germinadas punzadas con agujas. Las semillas expuestas a la acción de ácido por 30 y 45 minutos tuvieron una germinación baja, al igual al encontrado con las expuestas por 5 y 10 minutos en ácido sulfúrico. Estos valores demuestran el efecto en campo que tiene el uso de instrumentos para la preparación de suelo en la germinación escalonada del banco de semillas de batatilla presente en la capa arable, también se puede aseverar que la presencia de los diferentes ácidos en el suelo también muestran algún grado de efecto en la germinación de la especie de *Ipomoea hirta*. Tabla 21.

Tabla 21. Promedios para la germinación (%) según escarificación en batatilla, C.I. Nataima, 1998.

Tratamiento	<i>Ipomoea hirta</i>	<i>Ipomoea hederifolia</i>	<i>Ipomoea congesta</i>
Física	72.0 a	54.0 a	15.0 a
H ₂ SO ₄ por 5 minutos	2.4 c	2.9 b	1.1 b
H ₂ SO ₄ por 10 minutos	24.0 b	1.3 b	1.9 b
Testigo (Sin escarific)	0.1 c	1.1 b	0.4 b

Valores en las columnas con diferente letra son estadísticamente diferentes según Tukey ($P < 0.5$)

Reproducción vegetativa

Al encontrarse que la especie *Ipomoea hirta* es la de mayor presencia e incidencia en el sistema de ajonjolí, se diseñó un experimento dividiendo la planta en tres estratos de igual longitud, siendo el estrato 1 el basal, el 2 intermedio y el tres apical, seleccionados de plantas de 60 días después de germinadas.

El diseño utilizado fue el de completamente al azar, siendo los tratamientos los tres estratos, pudiéndose comprobar que además de la reproducción sexual o por semilla, también la planta de *Ipomoea hirta* se reproduce vegetativamente a través de su tallo, siendo el estrato de mayor prendimiento el intermedio (estrato 2), con lo cual se pudo confirmar que cada vez que se corta con una preparación mecánica se está dividiendo cada vez mas el tallo e incrementando la infestación con esta maleza. Tabla 22

Tabla 22. Promedio de prendimiento (%) de tallo de *Ipomoea hirta*.

Lectura	Estrato 1	Estrato 2	Estrato 3
1	25.0	80.0	35.0
2	20.0	75.0	38.0
3	30.0	82.0	36.0
Promedio	25.0 c	79.0 a	36.0 b

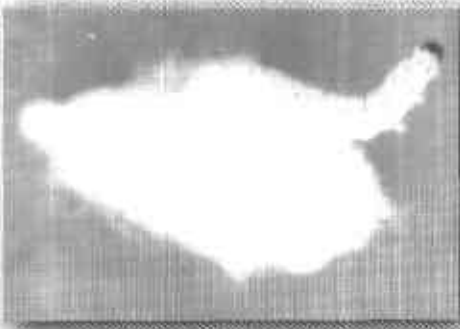


Foto 1. Larva de *Antigastra catalaunalis* D., Enrollador del ajonjolí.



Foto 2. Larva de *Antigastra catalaunalis* D., Enrollador del ajonjolí.

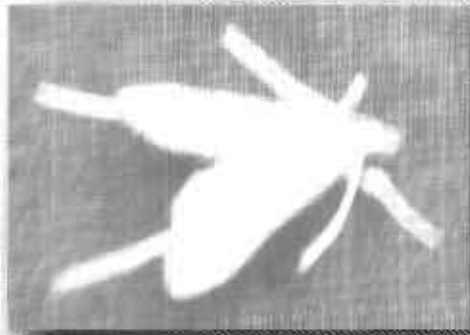


Foto 3. Adulto de *Antigastra catalaunalis* D., Enrollador del ajonjolí.

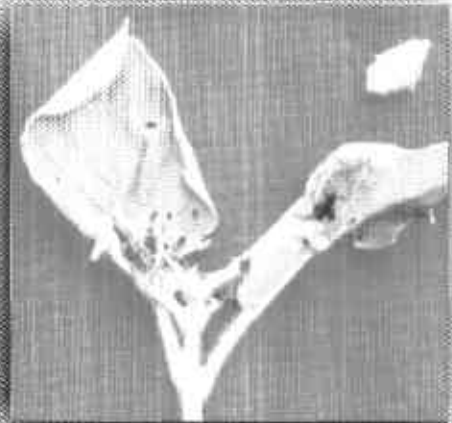


Foto 4. Daño causado por el enrollador en yemas terminales del ajonjolí.



Foto 4a. Daño causado por el enrollador en cápsulas del ajonjolí.



Foto 5. Larva del enrollador del ajonjolí afectada por el *Bacillus thuringiensis* Bt.



Foto 6. Trozador de plántulas de ajonjolí, *Spodoptera frugiperda*.



Foto 7. Adulto de *Spodoptera* sp.



Foto 9. Terminales con ataque de áfidos.

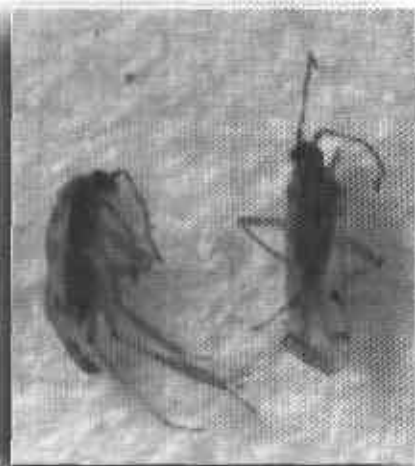


Foto 8. Adulto del zancudo del ajonjolí, *Cyrtopeltis tenuis*.

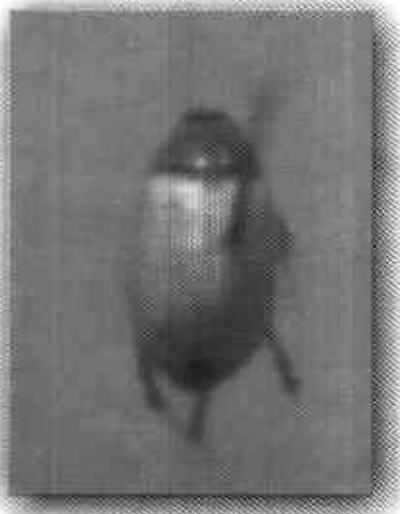


Foto10. Adulto de *Cyclocephala ruficollis*.



Foto11. Adulto de *Cyclocephala* dañando flores de ajonjolí.

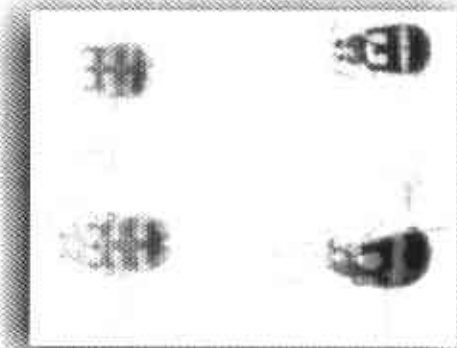


Foto12. Cucarroncitos perforadores del follaje
Crysomellidae.

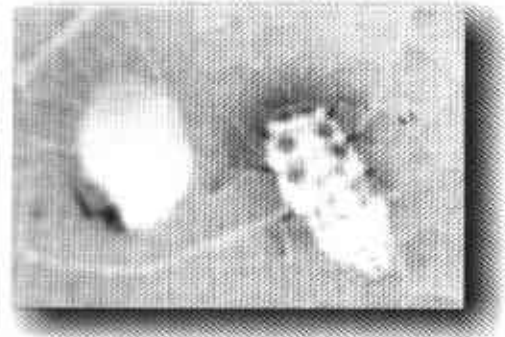


Foto13. Mariquitas o Coccinélidos predadores.

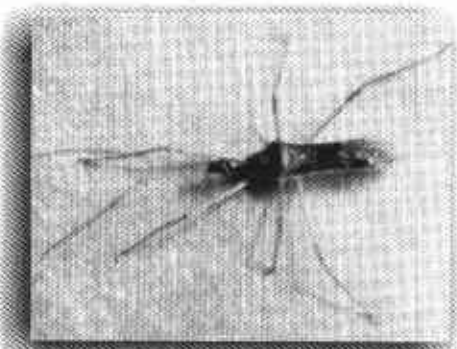


Foto14. Chinchas predadores. *Zelus*.



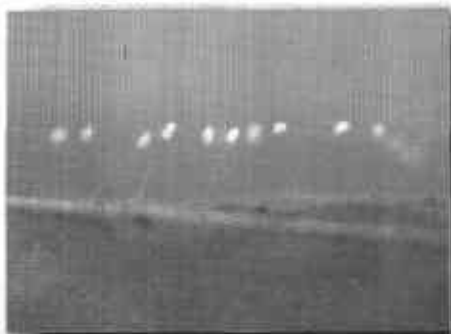
Fotos 15 y 16. Arañas.



Foto 17. *Geocoris*. Predator.



Foto 18. *Coleomegilla maculata*



Fotos 19 y 20. *Chrysopa* sp. Huevos en hojas y cápsulas de ajonjolí.

Foto 21. *Calosoma* sp.

Foto 22. Parasitoides.



Fotos 23 y 24. Parasitoides.

Foto 25. *Chelonus* sp.

Foto 26. Myrohymentopteros.



Foto 27. Myrahymentopteros.



Foto 28. Hongos Entomopat6genos, *Nomurea rileyi*.



Foto 29. Larvas de *Antigastra* afectadas por *Bacillus Thuringiensis* (Bt).



Foto 30. Hongos entomopat6genos.



Foto 31. Mancha angular en el ajonjolí.



Foto 32. Mancha foliar por Alternaria.



Foto 33. Filodia en ajonjolí.



Foto 34. Filodia en ajonjolí. C.I. Nataima 1994.



Foto 35. Filodia en ajonjolí.



Foto 36. Marchitez del ajonjolí.
Cultivo afectado.

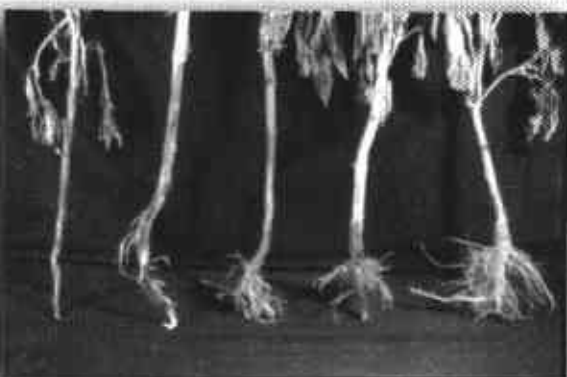


Foto 37. Avance de la enfermedad.
Marchitez del ajonjolí.

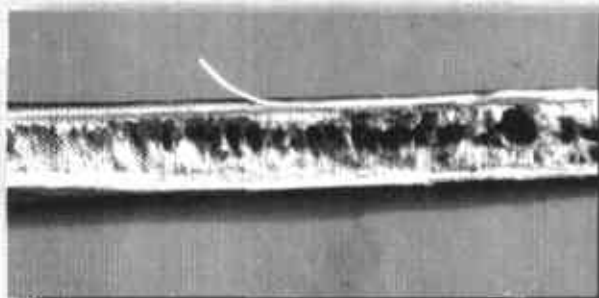


Foto 38. Esclerosios en el tallo del ajonjolí.



Foto 39. Desarrollo de los micelios de
Macrophomina Sp En medio
de cultivo.



Foto 40. Micelios de *Macrophomina phaseolina*

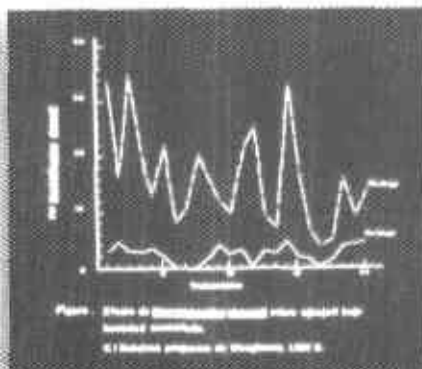


Foto 41. Control de *Macrophomina* con niveles de riego



Foto 42. Multiplicación de *Macrophomina phaseolina*.



Foto 43. Multiplicación de *Macrophomina* para inoculaciones.



Foto 44. Urones de ajonjolí con batajilla.

BIBLIOGRAFIA PLAGAS

1. ALTIERI, M. 1997. Agroecología. Bases científicas para una agricultura sustentable. Edit por CLADES y ACAA. La Habana.
2. APONTE O. et al. 1987. El enrollador del ajonjolí nueva plaga del cultivo en Venezuela . En: Ajonjolí Año XXI No. 1. Caracas.
3. BANEGAS, J. 1995. Biología y diversidad de depredadores. Manual para la enseñanza del Control Biológico. Zamorano, Academic press. Honduras
4. BARRETO, J. 1977. Agentes del control natural de las plagas del algodón en Colombia. Programa de estudios para graduados en Ciencias Agrarias. Tibaitata.
5. BORROR D. 1959. And DELONG D. An Introduction to the Study of Insects United States of America.
6. BUSTILLO A, SÁNCHEZ (S.E.). 1985. Los áfidos en Colombia, plagas que afectan los cultivos agrícolas de Importancia Económica. En: ICA - COLCIENCIAS. Bogotá.
7. CAVE R. 1998. Características deseables de un buen manejo natural para el control de plagas. Manual para la enseñanza del control biológico en América Latina. Zamorano.
8. CHOUDHARY R. 1983. Ecotoxicological studies with carbamate insecticides on pest complex of *Sesamun indicum* L. Synopsis of thesis submitted to P.C. Shool, IARI, New Delhi.
9. DÍAZ F. 1995. Biología y diversidad de parasitoides. Manual para la enseñanza del control biológico. Zamorano Academic press. Honduras.
10. DORESTES, E. 1998. Acarología. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. San José de Costa Rica.
11. HAJEK, A. An Leger R. 1994. Interactions between fungal pathogens and insect host. Institute for Plant Research . New York.
12. HALLMAN G. 1978. Informe sobre el enrollador *Antigastra catalaunalis* en ajonjolí. ICA, C.I. Nataima.
13. IBARRA G. 1994. Bacterias entomopatógenas En: Memorias V Curso de Control Biológico Oaxaca.
14. ICA, 1972. Programa de Entomología. Informe Anual de labores. Centro Investigación. Nataima,
15. JENKINS N. et al. 1998. Development of Mass Production Technology for Aerial Conidia for use as mycopesticides En: Biocontrol News and Information. Vol. 19 No. 1. Biopesticides Programme Cabi Bioscience Uk Centre Silwood park Ascot, Berks.

16. KHAN H. 1951. Preliminary observations on Sesamun leafroller *Antigastra catalaunalis* (Dup). Pakistan Journal of Science. V. 3. No. 1.
17. KUNO G. et al. 1982. Patología de insectos con énfasis en las enfermedades infecciosas y sus aplicaciones en el control biológico. Universidad del Valle. Cali.
18. MURGIDO C. 1997. Sistema de monitoreo y pronóstico de plagas en cultivos económicos. En: Curso Internacional de Sanidad Vegetal. Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal. MINAG. Habana, Cuba.
19. PARDO L. 1994. Escarabajos (Coleópteros: *Melolonthidae*) de importancia agrícola en Colombia. En: Memorias XXI Congreso Sociedad Colombiana de Entomología. Medellín, Colombia.
20. POSADA et al. 1976. Lista de insectos dañinos. Boletín Técnico y otras plagas en Colombia. ICA
21. PÉREZ N. 1997. Manejo Agroecológico de plagas. En: Seminario Taller de Agricultura Biológica. Ibagué.
22. RERY L. 1994. Informe anual de labores. Centro de Investigación Nataima. Corpoica. El Espinal.
23. RODRÍGUEZ G. et al. 1991. Ciclo de vida del enrollador del ajonjolí *Antigastra catalaunalis* (Duponchel) Lepidóptera: *Pyralidae*. En: SIATOL, edición No. 7.
24. ROSAS. J. 1994. Hongos entomopatógenos para el control de plagas insectiles. En: Memorias V Curso de Control Biológico OAXACA.
25. SCHOONHOVEN A. et al. 1978. Biología, daño y control del ácaro tropical *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) Acarina: *Tarsonemidae* en frijol. En: Turrialba Vol. 28 Nro. 1. Costa Rica.
26. SINGH, H, et al. 1986. Population dynamics of sesame shoot webber and pop borer, *Antigastra catalaunalis* Dup. Under field conditions. En: Safflower and sesamun No. 2 Universidad Hisar India.
27. URUETA E. 1980. Taxonomía, biología y ecología. En: Seminario ácaros fitófagos SOCOLEN. Buga, mayo.
28. VERGARA R. 1996. Entomología Económica. Talleres prácticos. Universidad Nacional de Colombia. Medellín.
29. ZULUAGA, I. 1996. Avances en el control biológico de ácaros. En: Seminario Reconocimiento, hábitos y manejo de ácaros en flores. SOCOLEN. Santafé de Bogotá.

BIBLIOGRAFIA ENFERMEDADES

1. AVILA, J., PINEDA, J. B., AREVALO, O., HERNÁNDEZ, G., BARRIOS, C., Y ACEVEDO T. 1987. Curso Intensivo Sobre Recomendaciones para la Siembra del Cultivo de Ajonjolí. Fondo Nacional de Investigaciones Agropecuarias. FONAIAP. Estación Experimental Portuguesa. Acarigua. Araure. Venezuela. 44 p.
2. BARNETT, H. L. 1962. Illustrated Genera of Imperfect Fungi. Second Edition. Burgess Publish. Co. Minneapolis. USA. 225 p.
3. BELALCÁZAR, S., y BÁCENAS, V. 1970. Estudio sobre la marchitez del ajonjolí en el departamento del Tolima. Revista ICA. Colombia. 5 (3): 159.
4. BOCKUS, W.W. and SHROYER, J. P. 1998. The impact of reduced tillage on soilborne plant pathogens. Annu. Rev. Phytopathol. 36:485-500.
5. DHINGRA, O. D., SINCLAIR, J. B. 1975. Survival of *Macrophomina phaseolina*. Sclerotia in soil: effect of soil moisture, carbon: nitrogen ratios, carbon sour and nitrogen concentrations. Phytopathology 65, 236-40.
6. DIOURTE, M., STARR, J. L., JEGER, M. J., STACK, J. P., y ROSENOW, D. T. 1995. Charcoal rot (*Macrophomina phaseolina*) resistance and the effects of water stress on disease development in sorghum. Plant Pathology. 44, 196-202.
7. EVANS, E. 1973. Enfermedades de las plantas y su control químico. Ed. Labor, S.A. Barcelona. 307 p.
8. FILHO, E. S., y DHINGRA, O. D. 1980. Effect of Herbicides on survival of *Macrophomina phaseolina* in soil. Trans. Br. Mycol. Soc. 74(1) : 61-64.
9. FRANCL, L. J., WYLLIE, T. D., and Rosenbrock, S. M. 1980. Influence of Crop Rotation on Population Density of *Macrophomina phaseolina* in Soil Infested with *Heterodera glycines*. Plant Disease. 72: 760-764.
10. GUZMÁN, F., y LASSO, A. 1981. Incidencia de la marchitez (*Macrophomina phaseoli*) en ajonjolí y sorgo y crecimiento de ellos como función del contenido de humedad del suelo. Tesis de Ingeniero Agrónomo. Universidad del Tolima.
11. KANG. C.W., CHOI. B. H. AND Lee. J. I. 1985. Establishment of integrated control systems using several fungicides for major sesame diseases. pp 38. En: Safflower and Sesame. Vol 1.
12. LEE. J. I., Lee. S. T., CHOI. B. H. and Kang. C.W. 1985. A New High-yielding Sesame Variety "Ansan" Resistant to Diseases. pp 35. En: Safflower and Sesame. Vol 1.
13. LODHA, S., SHARMA, S. K., and AGGARWAL, R. K. 1977. Solarization and natural heating of irrigated soil amended with cruciferous residues for improved control of *Macrophomina phaseolina*. Plant Pathology. 46: 186-190.
14. MAZZANI, B. 1983. Cultivo y Mejoramiento de Plantas Oleaginosas. Cap. 16. Venezuela. pp 207-214
15. MIHAIL, J. D., and ALCORN, S. M. 1987. *Macrophomina phaseolina*: Spatial patterns in a cultivated soil an sampling strategies. Phytopathology. 77:1126-1131.

16. MUGHOGHO, L. K. and S. PANDE. 1984. Charcoal rot of sorghum. pp 11. *In* Proc. of the Consultative Group Discussion on Research Needs and Strategies for Control of Sorghum Root and Stalk Rot Diseases. Bellagi. Italy. 27 Nov.- 2 Dec. 1983. ICRISAT. Patancheru P. O., A. P. India.
17. NORTON, D.C., FRANK, F.A. 1953. Charcoal rot (caused by *Sclerotium bataticola* Taub.) on guayule in South-West. Texas in 1951 and 1952. *Plant Diseases Reporter*. 37, 41-3.
18. OLAYA, G., and ABAWI, G.S.. 1966. Effect of water potential on mycelial growth and on production and germination of sclerotia of *Macrophomina phaseolina*. *Plant Dis*. 80: 1347-1350.
19. OLAYA, G., ABAWI, G. S., and BARNARD, J. 1966. Influence of Water Potential on Survival of Sclerotia in Soil and on Colonization of Bean Stem Segments by *Macrophomina phaseolina*. *Plant Dis*. 80:1351-1354.
20. OSORIO, J. 1993. Estudios de control de la pudrición carbonosa del sorgo mediante resistencia genética a *M. phaseolina*. Informe Anual de Actividades. Programa Fitopatología ICA. Centro de Investigación Nataima. Espinal . sp.
21. PAPAIVIZAS, G. C. 1976. Effect of volatile inhibitors from natural and amended soils on germination of sclerotia of *Macrophomina phaseolina*. *Can. J. Microbiol*. 22:1034-1039.
22. PINEDA, J.B., y Gonnella, E. R. 1988. Evaluación del control biológico de *Macrophomina phaseolina* en ajonjolí (*Sesamum indicum* L.) *Agronomía Trop*. 38:43-48.
23. RODRÍGUEZ, M. and ZAMBRANO, C. 1985. Studies on relationship between *Macrophomina phaseoli* (Maubl.) Ashby and Sesame (*Sesame indicum* L.) in Venezuela. pp 36. *En: Safflower and Sesame*. Vol1.
24. SMITH, G.S., and CARVIL, O. N. 1977. Field screening of commercial and experimental soybean cultivars for their reaction to *Macrophomina phaseolina*. *Plant Dis*. 81: 363-368.
25. URDANETA, R., y de BAUER. L. I. 1981. Pudrición del cuello y tallo del ajonjolí por *Macrophomina phaseoli* en diferentes regiones de México. *Agrociencia*. No. 43. Chapingo. Mex. pp 71-79.
26. VARÓN de A, F. 1988. Alta incidencia de *Macrophomina phaseolina* en el cultivo del Algodón. *ASCOLFI Informa*. 14 (3): 28.
27. WALKER. J. C. 1965. *Patología Vegetal*. Ediciones Omega. S.A. Barcelona. 818 p.
28. WRATHER, J. A., KENDING, S. R., and TYLER, D. D. 1998. Tillage affects on *Macrophomina phaseolina* population density and soybean yield. *Plant Dis*. 82:247-250.
29. ZENTMYER, G.A., and BALD, J. G. 1977. Management of the Environment. pp: 121-144. *En: Plant Disease and advanced treatise*. Editors: Horsfall, J. G., and Cowling, E.B. vol 1. Academic Press. New York. USA.

BIBLIOGRAFIA MALEZAS

1. CORPOICA, 1999. Informe Final de Actividades. Plan Nacional de Oleaginosas de Ciclo Corto. C. I. Nataima. Regional 6.
2. DE LA CRUZ, U. R. 1997. Control Químico de Malezas en Ajonjolí. Memeografiado. 8 p.
3. Espina, Josefina. 1980. Flora genérica de Colombia. Familia Convolvulaceae. Bogotá, Universidad Nacional de Colombia. P 3.
4. FEDERACION NACIONAL DE ALGODONEROS. 1986. Bases técnicas para el cultivo del algodón en Colombia. 3 ed. Bogotá, p 257-264.
5. FOINAIAP, 1987 Curso Intensivo sobre Recomendaciones para la Siembra del Ajonjolí. 25 y 26 de noviembre, Acarigua (Venezuela), 34 p.
6. GÓMEZ, CI. 1976. La batatilla. En : *Revista Cornalí*. Vol 3. No. 3; p 227-228.
7. HARDCASTLE, W. S. 1978. The influence of temperature and acid scarification duration on *Ipomoea obscura* Hassk, seed germination. In: *Weed Research*. N. 18, p 89.
8. MATUDA, EIZI, 1963. El genero *Ipomoea* en México. Universidad Nacional de México, No. 34 , p 86.
9. MAZZANI, B. 1983. Cultivo y Mejoramiento de Plantas Oleaginosas. Venezuela.
10. OM PRAKASH et al. 1996. Biological Control of Nutgrass (*Cyperus rotundus*) in Greengram (*Phaseolus radiatus*). *Indian Journal of Agricultural Sciences* 66 (5): 289 – 292, May.
11. ROJAS, G. M., 1995. Manual de herbicidas y Fitoreguladores. Editorial Limusa. México, 157 p.
12. SÁNCHEZ, G.G. B. MONJE Y R. SIMONDS. 1992. Observación de campo. Instituto Colombiano Agropecuario. ICA Regional 6.
13. SIMONS, M. R. 1998. *Informe anual de investigación*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. Corpoica, Regional 6.