

MINISTERIO DE EDUCACION SUPERIOR
UNIVERSIDAD CENTRAL “MARTA ABREU” DE LAS VILLAS
FACULTAD AGROPECUARIA DE MONTAÑA DEL ESCAMBRAY



“Estudio de la flora arvense, sus diásporas y agentes patógenos en las principales zonas cafetaleras de Cuba”

TESIS EN OPCION AL GRADO CIENTIFICO DE DOCTOR EN CIENCIAS
AGRICOLAS

Autor: **Ing. Reinaldo José Álvarez Puente.**

Tutor: **Dr. Eduardo Pérez Montesbravo.**

Santa Clara

INDICE	Pág.
1. INTRODUCCION	1
2. REVISION BIBLIOGRAFICA.....	3
2.1. Plantas arvenses	3
2.2. Aspectos ecológicos de las plantas arvenses	4
2.3. Registros de plantas arvenses	5
2.4. Banco de diásporas en el suelo.....	7
2.5. Pérdidas producidas por arvenses.....	11
2.6. Manejo de Plantas arvenses	13
2.7. Patógenos de las plantas arvenses	17
3. MATERIALES Y METODOS	23
3.1. Estudio de la flora arvense en cafetales	23
3.1.1. Cálculo de Coeficientes.....	26
3.1.2. Análisis multivariado.....	28
3.2. Estudio de las diásporas de arvenses en el suelo	29
3.2.1. Influencia de la profundidad y la posición en el campo sobre la cantidad de diásporas en cafetales.	30
3.2.2. Influencia de la profundidad, posición en el campo y pendiente, sobre la cantidad de diásporas y su germinación en cafetales	31
3.2.3. Influencia de la región cafetalera, posición en el campo y profundidad, sobre la cantidad de diásporas y su germinación en cafetales.....	31
3.2.4. Comparación de Métodos de conteo de diásporas en suelos cafetaleros	31
3.3. Determinación de patógenos en las plantas arvenses	32

3.3.1. Estudio de aspectos biológicos y de agentes patógenos en la especie <i>Syngonium podophyllum</i> Schott (<i>Araceae</i>).....	33
4. RESULTADOS Y DISCUSION	36
4.1. Estudio de la flora arvense en cafetales	36
4.2. Diásporas de arvenses en el suelo	45
4.3. Agentes patógenos en las plantas arvenses	50
4.3.1 Biología de la planta <i>Syngonium podophyllum</i> Schott.....	52
4.3.2 Evaluación de cepas de hongos como agentes de control biológico.....	52
5. CONCLUSIONES	54
6. RECOMENDACIONES	56
7. BIBLIOGRAFIA	57
8. ANEXOS.....	64

1. INTRODUCCION

En los últimos años la producción mundial de café ha alcanzado la cifra de 100 millones de sacos¹, debiéndose fundamentalmente a la recuperación de Brasil y la emergencia de Viet Nam en el mercado, aportando el primero a esta cifra una producción de 36 millones de sacos (Seudieu, 1998). En los últimos tres años el consumo de café “ecológico” ha mostrado un incremento de un 300 % en el mercado mundial, dada la aceptación de este producto (Jiménez, 1998).

En Cuba este cultivo ha transitado por varias etapas, con severas fluctuaciones de los rendimientos, desde las grandes plantaciones hechas por los colonos franceses, tras la revolución haitiana, hasta las nuevas estructuras económicas, como las Granjas Estatales y la entrega de tierras en usufructo. Durante años el cultivo ha sufrido un decrecimiento en la producción, debido al éxodo masivo de los pobladores de las montañas y al envejecimiento de las plantaciones. No obstante, las exportaciones aumentaron desde 1995, incrementando los niveles productivos en un 11%, basándose la competitividad del producto en la calidad del grano. Actualmente se presta mayor atención a las áreas con un rendimiento superior a las 0,35 t por ha, las cuales constituyen el 17 % del total plantado (Fernández, 1997).

El hombre ha buscado diferentes formas de dominar las plantas arvenses, ya que éstas provocan pérdidas de consideración, en dependencia del cultivo y la composición de ellas propiamente. Se destacan como métodos de control, el químico, el mecánico y el biológico, siendo éste último el de más perspectivas para la protección del medio ambiente.

En el café por ser un cultivo perenne, el control de las plantas arvenses tiene sus particularidades, máxime cuando la plantación está en suelos con pendientes, siendo muy frágiles estos ecosistemas y un error en el control de las arvenses podría traer resultados desastrosos. Por esto se hace necesario buscar alternativas de manejo de arvenses, donde una vía adecuada sería el uso de coberturas vivas, aprovechando el potencial de coberturas nobles que aparecen en el cultivo, así como el control biológico.

Una información de las especies potenciales que van a emerger en las áreas la ofrece el banco de diásporas presentes en el suelo, no siendo en la actualidad completamente predecible por la cantidad de factores que influyen (Cilia Fuentes, 1997). El conocimiento del banco de semillas y frutos de plantas arvenses en el suelo tiene aplicaciones directas de manejo; sin embargo, se necesitan más investigaciones, especialmente para especies arvenses tropicales, a fin de aplicar los principios emergentes de la ecología. Existen varios inconvenientes para el estudio del banco de diásporas, entre los que se destacan: lo costoso

¹ Un saco equivale a 60 kg.

y tedioso que resulta la separación, el conteo y la clasificación de semillas y frutos, lo que demanda demasiado tiempo, y se dificulta además por la falta de catálogos para determinar las especies potenciales (Forcella, 1999).

Uno de los primeros estudios que se deben realizar, para el Manejo Integral de Plagas (MIP) son los inventarios florísticos de plantas arvenses, para saber el potencial de nocivas y nobles. En Cuba, se han realizado varios registros de plantas arvenses en cafetales, principalmente en algunas localidades de las regiones central y oriental, los que han reportado cifras variables de especies en dependencia del área evaluada, sin que hayan sido integrales a nivel de país y épocas del año.

El control de arvenses suele reducir la incidencia de otras plagas y enfermedades, aunque a veces sea aconsejable dejar una pequeña población de ciertas especies arvenses, a fin de garantizar el desarrollo de depredadores importantes de insectos (Settele y Broun, 1986; Labrada y Parker, 1996). La conformación de una lista de las plantas arvenses con el nombre de las especies de insectos, ácaros y patógenos que hospedan, es algo deseable a disponer en cada región agrícola (Altieri, 1997).

El manejo de un controlador biológico de arvenses, como componente del MIP, encuentra en los microorganismos patógenos un agente de gran interés, dado a características tales como un alto número y diversidad de especies, su fácil propagación y autoperpetuación, la marcada especificidad de muchos de ellos y sobre todo el hecho de no afectar al hombre, animales o al ambiente (Dal Bello y Carranza, 1995).

Por lo antes descrito se plantea la siguiente Hipótesis de trabajo:

La diversidad de agroecosistemas que constituyen los cafetales del país, permite estimar que la riqueza de especies en la flora arvense presente, sea superior a la conocida hasta ahora, por lo que un estudio de ésta, sus diásporas en el suelo y de los agentes patógenos, pueden ofrecer valiosa información y aportar elementos para su manejo.

Para cumplimentar la hipótesis se trazaron los siguientes objetivos:

1. Determinar la composición florística de arvenses en los cafetales de distintas locaciones y relacionar algunos factores que influyen en su presencia.
2. Estudiar la distribución del banco de diásporas de plantas arvenses en suelos cafetaleros y algunos factores que influyen en la misma.
3. Identificar los agentes patógenos de plantas arvenses presentes en cafetales, como elementos potenciales de control biológico, su interrelación con el cultivo y otras plantas de interés económico.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Plantas arvenses

La Agroecología se refiere al estudio de fenómenos netamente ecológicos dentro del campo de cultivo, tales como relaciones depredador-presa, o competencia de cultivo-maleza. Mientras que el agroecosistema es el conjunto de procesos e interacciones que intervienen en un sistema de cultivo, que no solo está determinado por factores de origen biótico o ambientales, sino también de tipo social como el cambio de la tenencia de tierra (Altieri, 1997).

Las llamadas plantas arvenses o malas hierbas (Font Quer, 1975), son especies que invaden los cultivos, cuyo nombre viene dado precisamente del latín *arvensis*, que significa campo en el sentido agrícola. Estas especies juegan un importante papel en el agroecosistema, como indicadoras del suelo y su estado y las aplicaciones de pesticidas, por lo cual se cuestionan en la actualidad, los términos que hacen referencias al “daño” que producen (Martínez, 1997).

Las plantas silvestres que crecen en los campos agrícolas se conocen como plantas arvenses, o más comúnmente, como malezas, refiriéndose este último al aspecto nocivo que algunas de estas especies tienen sobre el cultivo. En consecuencia, los costos que implica la presencia de algunas ha favorecido que el término “maleza” se aplique indiscriminadamente a la vegetación arvense o a todas las especies silvestres que crecen entre los cultivos, independientemente de cuan nocivas sean. Por lo tanto calificar de “malas hierbas” o “malezas” a todas las plantas arvenses en cualquier circunstancia resulta inadecuado. Por otra parte, este adjetivo sólo significa que la planta crece en forma silvestre en terrenos cultivados sin ninguna connotación respecto a la nocividad o bondad de estas plantas para los agricultores (Espinosa y Sarukhán, 1997).

Gómez y Rivera (1995) plantean que de las aproximadamente 350 mil especies de plantas conocidas, 30 mil afectan en algún grado el desempeño normal del hombre, animales y demás plantas, y unas 250 especies se consideran de importancia económica ya que tienen un efecto deprimente sobre la producción de las plantas cultivadas, interfiriendo su desarrollo normal por la competencia o efectos alelopáticos que provocan. Este hecho hace que dichas especies hayan sido tradicionalmente mal llamadas malezas, nombre que ha inducido su destrucción indiscriminada por el hombre, sin pensar en su utilidad presente y futura. De ahí que hoy día su nombre se presente reevaluado por el de “arvenses”, término que se refiere a la vegetación que invade a los cultivos y prados artificiales.

Labrada y Parker (1996) dieron a conocer que aquellas plantas que interfieren con la actividad humana en áreas cultivables y no cultivables son consideradas malezas, por lo que

se debe tener claro que “malezas” es un concepto relativo antropocéntrico, pero en modo alguno constituye una categoría absoluta. Por su parte, Muzik (1970, citado por Trujillo (1981) alega que malezas son arbitrariamente definidas por la ley, como especies indeseables dañinas y dificultosas de controlar, que interfieren persistentemente las actividades productivas o recreativas del hombre.

A modo de resumen, se puede discernir que no existen diferencias en los conceptos analizados, de lo que se trata es de interpretar las virtudes de las plantas asociadas a los cultivos. No hay dudas que cuando se hable de pérdidas o daños cabe mejor el concepto de malezas o el de mala hierba, pero cuando se quiera hablar de manejo de malezas, lo correcto sería llamarlas arvenses. Para el enfoque agroecológico de este trabajo se prefiere definir como arvenses a aquellas plantas que emergen de forma espontánea en los cultivos sin tener en cuenta las características nocivas que puedan presentar.

2.2. Aspectos ecológicos de las plantas arvenses

Quintero y Alonso (1980) dan cuenta que las arvenses presentan características ecológicas especiales como son:

- ◆ Gran rusticidad y alta capacidad reproductiva.
- ◆ Alto poder de diseminación, con período de reposo largo y longevidad de las diásporas.
- ◆ Resistencia de las diásporas al fuego, a la emergencia en el agua.
- ◆ Se asocian fácilmente con otros cultivos, a diferentes tipos de suelo y poseen amplia distribución geográfica.

Las arvenses son plantas generalmente mejor adaptadas al medio donde crecen y se desarrollan, tanto en zonas tropicales, como sub-tropicales; un alto número de ellas son plantas que poseen un ciclo C-4 en la fotosíntesis y tienen un mejor poder de absorción de nutrientes, con alta productividad, en ambientes cálidos y secos, lo contrario de la mayoría de las plantas cultivadas, las cuales realizan la fotosíntesis de ciclo C-3, lo que significa la desventaja que existe entre ellas a la hora de competir (Labrada, 1999).

Las especies pre-adaptadas a ser arvenses son aquellos presentes en la flora natural de un área no cultivada, éstas pasan a ser componentes de la flora del área cultivada como consecuencia de la selección interespecífica (Labrada y Parker, 1996).

Kolmans y Vásquez (1996) dieron a conocer que el surgimiento de las "malas hierbas" es una autodefensa de la naturaleza y tiene por objetivo compensar los desequilibrios en el suelo y hacerlo reverdecer en aquellos lugares que esté descubierto, este mecanismo no se desactiva tan fácilmente. Otra forma de compensación de la naturaleza es la formación de resistencia de las arvenses a los productos químicos.

Las plantas arvenses están mejor adaptadas al medio que las plantas de cultivo, ya que entre otras características poseen un ciclo de vida más corto, producen mayor cantidad de diásporas adaptadas mejor para la dispersión a distancias considerables y que la mayoría son menos propensas a enfermedades y plagas que los cultivos.

2.3. Registros de plantas arvenses

Los métodos para evaluar los niveles de infestación pueden ser visuales, estimando el nivel de cobertura de las arvenses o a través de conteos (Labrada, 1992). Estos métodos deben ser practicados cuidadosamente, pero no deben ser prolongados en el tiempo de ejecución. Es vital conocer las características de las distintas fases de desarrollo de las especies de arvenses más importantes: latencia, germinación, desarrollo de las plántulas, emergencia, crecimiento vegetativo, floración, fructificación, madurez y dispersión de las diásporas, se debe tener en cuenta la influencia de los factores bióticos y abióticos sobre cada fase de desarrollo (Kock, 1989).

Según Nancy Ricardo *et al.* (1995) se entiende por especie sinantrópica aquella que acompaña o interfiere al hombre en sus actividades, puede tratarse de especies nativas (incluidas las endémicas) o introducidas por el hombre o por otras vías (bióticas o abióticas), se dividen en varias categorías atendiendo a una serie de parámetros entre los que resaltan el lugar de origen de la planta y su participación en el ecosistema entre otros. Un buen inventario florístico debe consistir de dos partes, el listado de la flora original y un listado por separado de las especies sinantrópicas, lo cual dará una idea de la magnitud de la degradación del ecosistema. En Cuba el número de especies nativas sinantrópicas es aproximadamente igual a la suma de las especies introducidas, más las de origen desconocido, lo cual da una idea de la adaptación que ha sufrido la flora cubana frente al impacto humano.

Registros de plantas arvenses del cafeto en Cuba se han realizado varios. A continuación se comentan los más importantes :

Rodríguez (1968) realizó un inventario de las arvenses del Escambray, reportando un total de 232 especies de 57 familias, con predominio de las plantas monocotiledóneas sobre las dicotiledóneas, debido a que al inicio de las grandes plantaciones la sombra era escasa, siendo este factor dominante en la composición de especies.

Acuña (1974) reportó como plantas indeseables del café y cacao un total de 75 especies, de ellas el 60% eran dicotiledóneas y el 40% monocotiledóneas.

Pérez (1989) realizó de 1986 – 89, el registro de arvenses a 371 696 ha en 9 cultivos, de las cuales el 3,7% pertenecía al cafeto, evaluándose áreas de las provincias de Pinar del Río, Cienfuegos, Sancti Spiritus, La Habana. , Granma. , Santiago de Cuba y Guantánamo. En

este estudio se identificaron 331 especies, de ellas el 6,3 % eran comunes a todos los cultivos y 15 (6%) eran comunes al 50% de los suelos, lo que refleja mayor importancia de los suelos en la distribución de las arvenses. El café ocupó el segundo puesto de nueve en diversidad de especies. De las 162 especies reportadas para el café encontraron 17 gramíneas anuales, una monocotiledónea anual, 21 gramíneas perennes, 8 otras monocotiledóneas perennes, 31 plantas leñosas, 15 lianas, 51 otras dicotiledóneas anuales, 17 otras dicotiledóneas perennes y un helecho.

En el año 1988 se estudiaron cafetales del Escambray, esta vez en las áreas de Cumanayagua, en la época de seca, encontrándose que los factores que influyen en la abundancia son la intensidad de la sombra y la edad del cultivo; se reportaron 114 especies asociadas al cafeto pertenecientes a 36 familias y 101 géneros (Rodríguez *et al.*, 1993).

En el Escambray, se realizó durante los años 1989-90 un estudio sobre las principales arvenses de los cafetales en la región, encontrándose resultados diferentes a los de Rodríguez (1968). Se reportaron un total de 83 especies de 32 familias y 79 géneros, comprobándose después que en los propios cafetales evaluados en 1968 al tener mayor desarrollo la sombra el 81% pertenecían a las dicotiledóneas, el 17% a las monocotiledóneas y el 2% de helechos, siendo estos resultados similares a los del resto de los autores citados (Alvarez, 1990).

Durante 3 años se evaluaron 9 localidades en cafetales de todo el país, donde se reportaron un total de 169 especies, de ellas 36 (21%) monocotiledóneas, 30 (77%) dicotiledóneas y 3 helechos (2%) (Relova *et al.*, 1990). En las montañas de Santiago de Cuba, Dieppa *et al.*(1990) obtuvieron resultados similares en la composición de especies (76% dicotiledóneas), comprobándose además que no existen diferencias substanciales en la composición de los enmalezamientos en el período de lluvia y seca.

Martínez (1991) en Guisa, provincia Granma, encontró 66 especies pertenecientes a 34 familias de las cuales 58 especies pertenecen a las dicotiledóneas y 8 a las monocotiledóneas, demostrando una vez más el dominio de las primeras, en cafetales al sol. También se encontraron 12 especies de plantas indeseables hospedantes de 7 hongos patógenos y un insecto.

En áreas de Topes de Collantes se hizo un inventario en un cafetal para estudiar las arvenses y manejar algunas de ellas, dando como resultados 73 especies de 59 géneros y 35 familias, donde se observó de nuevo, que el 78 % de las especies pertenecían a la clase *Magnoliatae*. Se pudo comprobar que con la especie nativa *Desmodium axillare* se obtenían mejores resultados en el control de arvenses al compararlo con otras formas de

control (chapea y guataquea), sin tener en cuenta los demás beneficios que esta especie aporta al suelo (González, 1996).

Finalmente, se analizan los resultados de Caro (1996) encontrados al estudiar 41 campos en la zona oriental del país y 42 en la central, dando un total de 118 especies en las dos regiones, distribuyéndose en 44 especies de 39 géneros y 20 familias para la oriental y 96 especies, 86 géneros y 33 familias en la central. Para ambas regiones hubo un predominio de las plantas dicotiledóneas. Este autor atribuyó la diferencia (al doble) de especies encontradas en la región central a que aunque evaluó un campo más en esta región las evaluaciones se extendieron por dos años y en la oriental por uno, por lo que parece ser la duración del tiempo de muestreo el factor de mayor peso, coincidiendo con Relova *et al.* (1990). Además la aparición de las familias y especies en los cafetales evaluados, no mostró dependencia de la altura sobre el nivel del mar y hubo menor incidencia de las arvenses en los cafetales muy sombreados. Resultó efectiva la lucha biológica utilizando *Tradescantia zebrina* y *Commelina diffusa* como cobertura viva y química mediante el uso de herbicidas.

En sentido general los inventarios realizados a los cafetales no reflejan correctamente las especies de helechos y lianas, los primeros por no verlos como plantas arvenses y el desconocimiento que se tiene de los mismo y los segundos porque al hacer los recorridos por el área se evalúan las especies que están en la “calle”, no teniendo en cuenta muchas veces las especies que se encuentran trepando e incluso causan las mayores pérdidas porque reducen además el área fotosintética del cultivo.

En el país los estudios de plantas arvenses en el café no han sido integrales y se han limitado a determinadas zonas con objetivos muy específicos, prueba de ello son los escasos reportes de arvenses sobre todo de lianas y helechos, por razones antes explicadas.

Gómez y Rivera (1995) reportaron los resultados de un estudio en los cafetales de Colombia, los cuales describieron 170 especies de arvenses de ocurrencia frecuente. De estas especies el 45% interfieren en alto grado al café, 35% en grado medio y 20% en grado bajo. Se agrupan en 44 familias, 1 pteridófito, 43 angiospermas, de las cuales 6 familias corresponden a las monocotiledóneas y 37 a las dicotiledóneas. Las familias de mayor número de especies fueron *Poaceae* (17,6%), *Asteraceae* (16,4) y *Euphorbiaceae* (4,7%).

2.4. Banco de diásporas en el suelo

Generalmente se le denomina semilla al órgano de la planta que sirve para la propagación, pero no siempre ésta es la que se observa en las infrutescencias, en ocasiones pueden aparecer frutos que dan la apariencia de semillas como algunos secos y monospermos

(*cariopsis*, *aquenos*, etc); por esta razón se habla por ejemplo de banco de semillas. Lo más correcto es utilizar el término “diáspora” que es cualquier órgano, conjunto de órganos o fragmento vegetal capaz de dispersarse y producir una planta (Espinosa y Sarukhán, 1997).

Otras definiciones dadas son, sinónimo de “disemínulo”, que consiste en el embrión o en los embriones y el complejo orgánico acompañante, que la planta separa de sí para la propagación, o el complejo orgánico autónomo formado por la planta y destinado a la conservación y propagación (Font Quer, 1975). Para Strasburger *et al.* (1974), “diáspora” es la unidad funcional de diseminación, que incluso puede ser la planta entera.

Para Cilia Fuentes (1997) banco de diásporas de arvenses es la reserva de diásporas de arvenses enterradas en el suelo, constituida por una parte, de las producidas *in situ*, y por otra parte de exógenas. Las diásporas llegan al suelo generalmente en estado latente, y requieren de una estimulación o de condiciones adecuadas para romper la latencia. También las diásporas pueden entrar en un estado de latencia profunda.

Por lo regular, al hacer los estudios del banco de diásporas en el suelo no se tienen en cuenta todas las unidades de propagación como rizomas, esporas, yemas, etc, se limitan a la semilla propiamente y a algunos frutos con apariencia de éstas. Por lo tanto cuando se utiliza el término diáspora, entiéndase que se habla estrictamente de semillas y frutos.

Cualquiera que sea la fuente de dispersión, las diásporas en general llegan en estado latente al suelo. Ellas se incorporan al suelo según los mecanismos siguientes: por sus propios medios, por la actividad de pequeños animales e insectos, por las hendiduras dejadas por las raíces de las plantas después de su descomposición, por las grietas que se forman cuando el suelo se deseca y por la labranza del suelo (Leguizamón, 1983).

Algunas diásporas de arvenses en el suelo no están latentes y germinan rápidamente; mientras que otras persisten varios meses y hasta años antes de germinar. Los herbicidas en general y otros métodos de control, eliminan las arvenses después de su germinación, pero normalmente tienen poco o ningún efecto sobre las diásporas en estado latentes y sobre las que no están en proceso de germinación. En consecuencia, las diásporas latentes representan un problema potencial constante. Aún en el caso que se lograra eliminar completamente las plantas de arvenses emergidas. Las diásporas latentes persisten y generan nuevas infectaciones (Egley y Williams, 1990).

Las condiciones físico-químicas que prevalecen en el ambiente de un suelo, tienen efecto directo sobre la germinación de las diásporas de arvenses. Las variaciones de temperatura, luminosidad, nivel de CO₂, nivel de humedad, nivel de nitratos, nitritos, etileno, O₂, y compuestos naturales inhibidores de la germinación, son varios de los diversos factores que modulan el mantenimiento o el rompimiento de la latencia de las diásporas de arvenses. El

estado de latencia de las diásporas sufre también modificaciones a causa de la alteración de la calidad de la luz. Esta alteración es inducida por los cambios en la vegetación superficial (disminución de la relación rojo: rojo lejano). Esto puede también ocasionar cambios en la temperatura de la superficie del suelo (Baskin y Baskin, 1989).

Una estrategia para reducir la viabilidad de las diásporas de arvenses consiste en no preparar el suelo al menos durante el primer año posterior a la dispersión de las diásporas producidas por las plantas madres. En caso que las condiciones del suelo sean favorables, las diásporas que recién han caído a la superficie del suelo, pueden germinar. Posteriormente, se deben controlar las plántulas que han emergido. De lo contrario la labranza incorporaría nuevas diásporas a la reserva en el suelo, y así se aumentaría el banco (Egley y Williams, 1990).

Bajo condiciones normales de mínima labranza, las diásporas tienden a reagruparse en la fracción no agregada (arena fina). En el ambiente natural del suelo las diásporas que se encuentran en la fracción no agregada del suelo ocupan los espacios entre los agregados y reciben un suplemento de oxígeno; por tanto, no hay déficit de oxígeno y su germinación está en función de la temperatura y de la humedad del suelo. En cuanto a las diásporas que están dentro de los agregados, estas están expuestas a mayores niveles de humedad y tensiones de oxígeno más bajas durante la mayor parte del año. Esta última situación conduce generalmente al mantenimiento de la latencia (Pareja *et al.*, 1985).

En el suelo se encuentra una variedad de microambientes que pueden modificar el destino de las diásporas de arvenses. La labranza del suelo, al causar cambios en la distribución de los agregados del suelo según su tamaño, puede modificar el número y características de los microambientes del suelo, lo que determinan la germinación de las diásporas. Es reconocido que la labranza superficial del suelo (deshierbe con azadón, por ejemplo), favorece la germinación de las diásporas de arvenses de las capas superficiales al favorecer la oxigenación y el calentamiento de estos primeros centímetros del perfil del suelo. Esta explicación concierne particularmente a las diásporas que se encuentran dentro de los agregados del suelo (Pareja y Staniforth, 1985).

Por su parte Roberts y Feast (1972) encontraron que la emergencia de plántulas fue más alta en suelos sometidos a labranza que en suelos no labrados. Pero en suelos bajo labranza, la emergencia de las plántulas disminuyó a medida que las diásporas estaban más profundamente enterradas en el suelo. Estos resultados sustentan la hipótesis que el enterramiento de las diásporas, así sea superficial, es suficiente para favorecer la latencia y evitar la germinación inmediata de las diásporas.

Con relación al número de muestras a tomar para determinar la cantidad de diásporas presentes en el suelo, Dessaint *et al.* (1996) sugieren que el número de muestras requeridas en un experimento depende tanto de la precisión deseada, como de los costos. De manera que el número de muestras necesarias debe concebirse como una transacción entre las limitaciones prácticas y la precisión requerida.

Estudio del banco de diásporas

Las técnicas empleadas para la determinación del banco de diásporas Cilia Fuentes (1997) las resume en:

- ◆ Bandejas de germinación
- ◆ Métodos de separación física (separación de las diásporas con tamices y lavándolo con productos dispersantes), entre estos están: Por flotación, empleo de tamices y equipos.

Según Iatsenko y Pyzikov (1973) el 48 % de las diásporas en la antigua URSS se hayan hasta los 10 cm de profundidad en el suelo y que independientemente del número, hay que considerar un por ciento de germinación y latencia, pero estas cuestiones varían para cada especie, dependiendo para la germinación de ellas, hasta del grado de fertilidad del suelo entre otros factores. Por su parte Teresita Rodríguez (1997) encontró que el mayor número de diásporas estaba a una profundidad de 5 - 10 cm y le seguía en orden decreciente de 10 - 20 cm y de 0 - 5 cm en un suelo Ferralítico Rojo compactado, el cual estuvo sometido a la preparación tradicional con tracción animal durante los últimos cuatro años, utilizando para la separación de las diásporas del suelo el método de flotación con una solución concentrada al 85 % de carbonato de sodio.

En Cuba se han controlado las malas hierbas por varios métodos, pero en realidad se ha hecho poco para conocer muchos datos y factores que son necesarios para el control de las arvenses. Como ejemplo de estos factores tenemos: grado de enyerbamiento, forma de hacer el conteo, la cartografía de las arvenses por suelos y granjas. Esta cuestión es importante por lo que deben estar en manos de los técnicos, el potencial de diásporas de malas hierbas que hay en el suelo, esto nos dará la información de cuáles hierbas se presentaran en un corto plazo y cuáles especies más peligrosas se hallan en gran cantidad (Rodríguez *et al.*, 1981). Estos autores proponen para el mejor cálculo de diásporas de arvenses en el suelo, por el método de Na_2CO_3 , utilizar la fórmula de Shevelev, $P = K \times N/S \times 10000$, donde K es un coeficiente general para cualquier especie (224.75) y recomiendan el específico para cinco especies de otras arvenses estudiadas.

El conteo de diásporas del suelo y su metódica, ha sido planteado por varios investigadores según muestra la información de Maltsev (1926), de la antigua URSS, mejorando su conteo desde el método físico hasta el basado en pesos específicos (Rodríguez y Álvarez, 1977).

Estos últimos crearon una metodología de conteo de diásporas en el suelo (nueva para Cuba) después de analizar una serie de métodos, basada en la diferencia de pesos específicos entre las sustancias, las diásporas y las partes minerales del suelo. Ellos recomendaron el uso de $\text{Na}_2\text{CO}_3 \cdot 10 \text{H}_2\text{O}$ en concentraciones del 80 - 90 %, Bromoformo - Benceno a razón de 40: 34.30 cc después de ensayar con otras sustancias. Este método es muy similar al de Labrada (1991), el cual se describe más adelante, diferenciándose fundamentalmente en los reactivos utilizados y la forma de extraer las diásporas, que en el caso del primero se realiza con la ayuda de una pinza para luego ser identificadas. Por esto el método de Labrada (1991) es más factible.

Como se evidencia en párrafos anteriores, el estudio de las diásporas (frutos y diásporas) de arvenses en el suelo es muy complejo, requiere de recursos muchas veces deficitarios, es un trabajo engorroso y se desconoce en la actualidad las oportunidades de predicción de futuras poblaciones de arvenses. Quizás estas sean algunas de las razones por las que no exista un cultivo en Cuba al que se le haya hecho un estudio de las diásporas en el suelo, para analizar algunos factores que determinan su distribución.

Los métodos descritos para la extracción de diásporas del suelo en el país, son basados en diferencias de pesos de éstas y los reactivos químicos empleados, lo que hace que no sean asequibles para los productores, que en gran medida desconocen la importancia de su conocimiento para el MIP.

2.5. Pérdidas producidas por arvenses

Las pérdidas de los cultivos a causa de las arvenses pueden ser fundamentalmente, por la interferencia la cual viene siendo la sumatoria de la competencia y la alelopatía o por la acción de una de ellas, lo cual resulta muchas veces difícil de identificar (Doll, 1979).

La alelopatía es más difícil de descubrir sus efectos dañinos, ya que generalmente tienen lugar cuando las sustancias son liberadas en el suelo por la descomposición de los residuos de las plantas que han permanecido en el campo (Almeida, 1988).

Por lo general, el problema es mayor cuando se practica el método de cero labranza o labranza mínima, debido a la mayor cantidad de residuos que se dejan intencionalmente sobre el suelo, lo que puede constituir aparentemente, la razón de tantos casos de reacción alelopática en los últimos años, que se manifiesta en reducciones de la germinación de las diásporas de los cultivos o de las arvenses, de la emergencia de las plántulas o de su crecimiento (Altieri, 1997 y Ana L. Anaya, 1998). Un ejemplo ya descrito, de este efecto es el de los pinares, donde se acumulan gran cantidad de acículas de la planta e inhiben la germinación de las arvenses (Masquelier, 1979).

Almeida (1988) comprobó que los extractos acuosos en etanol al 10% p/v de cáscara de café inhibían la germinación de 14 especies silvestres más comunes de la región objeto de estudio y cuando utilizó estos mismos extractos pulverizados no solo donde se encontraban sembrados dichas especies sino sobre las respectivas plántulas usándolo como herbicidas pre y post emergente no obtuvo efecto fitotóxico en las plantas.

Según Margarita Hernández *et al.*(1997) en Cuba se ha probado la efectividad de los extractos de *Gliricida sepium* (Jacq.) Kunth *et* Walp (sombra del cafeto) sobre diásporas de arvenses importantes para el país como el *Amaranthus dubius* Mart.(bledo), *Echinochloa colona* (L.) Link, (mete bravo), *Digitaria sanguinalis* L. (pata de gallina) y *Portulaca oleraceae* L. (verdolaga), los cuales producían daños foliares hasta del 40% a partir del quinto día de aplicación; tal efecto se debía a la acción inhibitoria que se produce sobre el proceso de fotosíntesis dado por un bloqueo de la transducción energética de la membrana de los cloroplastos.

La reducción del crecimiento y rendimiento de café a causas de las arvenses varían en dependencia de las especies presentes, etapas de desarrollo del cafeto y condiciones del ambiente, como son las precipitaciones. El efecto de las arvenses en la producción de café fue más severo en el período seco, cuando los rendimientos se redujeron hasta el 50 % comparados con parcelas desyerbadas manualmente (Frieszleben *et al.* 1991). Martínez (1991) en cafetales de montañas, cubanos, señaló que 3 meses de enmalezamiento, tanto al sol como a la sombra, conducen a pérdidas sustanciales de rendimiento.

Pereira y Jones (1954) dan cuenta que aun en plantaciones establecidas, las pérdidas de producción por la falta de control de las arvenses durante el período lluvioso estuvo entre 35 y 39 %, mientras que con un control parcial mediante siega, las pérdidas de rendimiento fueron de 16 %. Además de la pérdida anual de rendimiento causada por las arvenses, la producción de café declinó progresivamente con el aumento del número de ramas de cafeto que morían cuando la interferencia de estas se mantuvo por varios años.

Altieri (1998) indicó, al referirse a los cultivos transgénicos, que el mayor riesgo ecológico es que liberaciones a gran escala de éstos, puedan provocar el flujo de transgenes de los cultivos a otras plantas silvestres, que entonces puedan transformarse en arvenses. El proceso biológico que preocupa aquí, es la introgresión, es decir, la hibridación entre especies de diferentes plantas. Por su parte Pitelli (1996) asevera que la uniformidad causada por el aumento del área cultivo de un número más pequeño de variedades es una fuente de riesgos para los agricultores, cuando las variedades modernas son más vulnerables a enfermedades y al ataque de los insectos.

Resumiendo el aspecto analizado se agrega, que las pérdidas del café son cuantiosas dado a que este es un cultivo perenne, que en muchas zonas donde se cultiva son sobre suelos montañosos y las prácticas de control de arvenses (chapea, azadón, etc.) favorecen la erosión, ya que estos ecosistemas son muy frágiles.

Por otra parte está demostrado en la actualidad, el efecto alelopático en las pérdidas que se producen en los cultivos producto de las arvenses, por lo que su efecto se debe sumar al producido por la competencia. Para abarcar ambos efectos se debe usar el término interferencia, el cual es mucho más integral.

2.6. Manejo de Plantas arvenses

Altieri (1997) recomienda que antes de darle importancia al control de arvenses se debería aclarar si una "maleza" en particular, es dañina o no para un cultivo determinado en una cierta área, ya que los científicos en arvenses han comenzado a desarrollar un enfoque integrado para enfrentar sus problemas, cuyos objetivos son mantener el crecimiento de estas a un nivel ecológico, agronómico y económicamente aceptables. Por otra parte, este autor señala que el objetivo central del manejo de arvenses es manipular la relación cultivo/arvenses, de manera que el cultivo sea el más favorecido, pudiendo por ejemplo, monitorear las poblaciones de diásporas como parte activa y pasiva de la población de arvenses.

Para Mortimer (1997) la frase "manejo de arvenses" se favorece sobre "control de arvenses", ya que esta última implica una dominante que es en muchos casos ilusorios. A tal análisis es inherente, sin embargo, la necesidad de hacer un juicio de valor sobre los riesgos de cada componente de ecosistema.

Se debe determinar cuáles son las especies más importantes o complejos de ellas, clasificar su interacción con insectos patógenos y otros componentes bióticos o abióticos del agroecosistema. Lo importante es saber que es innecesario eliminar completamente la población de arvenses (Labrada *et al.* 1996).

La lucha contra las arvenses exige en la actualidad no sólo el desyerbe sino el conocimiento de las especies, el momento oportuno de hacerlo y el método a utilizar para obtener los mejores resultados, así como conocer las afectaciones que éstas producen en el producto que se protege, es decir, hay que hacer un enfoque sistémico de los factores planta cultivada - arvenses - ambiente y a partir de estos elementos decidir el programa de lucha con el objetivo de alcanzar el máximo de efectividad técnico económico (Caro 1996).

Se requiere investigar sobre las características de los cultivos de coberturas que ofrezcan una rápida reducción de las arvenses, así como también una presión de competencia mínima de las arvenses sobre el café. Aspectos importantes son el manejo del agua, los

nutrientes y la reducción del crecimiento de los cultivos de coberturas, posiblemente con reguladores del crecimiento y dosis subletales de herbicidas. Es posible que el manejo de los cultivos de coberturas sea específico según las localidades (Nishimoto, 1996).

Para Gómez (1990) y Staver (1993) “arvense noble” es aquella cobertura vegetal de porte bajo o de crecimiento rastrero, con raíces fasciculadas, ralas superficiales o pivotantes ralas, con cubrimiento denso del suelo gran poder de invasión, alta competencia con las gramíneas, las mismas tienen la ventaja de crecer sin necesidad de sembrarlas, ya que existen en los cafetales. Estas especies reducen en 95% las pérdidas del suelo en cafetales al sol, ya que los mismos no tienen otra forma de protección.

En la búsqueda de tecnologías para lograr un café productivo, rentable y a su vez conservacionista han surgido las coberturas nobles, las cuales protegen el suelo y reduce el crecimiento de las malezas, además de aportar gran cantidad de biomasa; contribuyendo en el aporte de un 90% de nitrógeno al año por hectárea (Staver *et al.*, 1993).

Los objetivos del cultivo de coberturas son, entre otros, regular la humedad, estructura y enriquecimiento del nitrógeno en el suelo, considerando esta labor como una técnica juiciosa y económica (Caro *et al.*, 1984).

El uso de cultivos de cobertura es ampliamente aceptado debido a que mejoran la fertilidad de los suelos minimizan la erosión y excretan aleloquímicos que suprimen el crecimiento de las arvenses (Smith y Martin, 1994; Brown *et al.*, 1993).

Caro (1996) ha sugerido como coberturas vivas la *Commelina diffusa* Burm. f. y la *Tradescantia zebrina* Bosse, la primera de ellas, una conocida arvense de los cafetales y la segunda, una ornamental escapada de cultivo con mejores éxitos a pesar de sus detractores. Los productores le están haciendo rechazo por formar grandes poblaciones que son difíciles de manejar y retardan el crecimiento del cafeto, además Grillo (1996) (citado por Caro 1996) alertó sobre la presencia de *Pseudococcus* sp., “Chinche harinosa” en sus tallos, la cual es una plaga importante del cafeto.

No se ha conocido el beneficio que tiene un suelo cubierto de arvenses para el control de la erosión. Un estudio que se llevó a cabo en los maizales de Malawi demostró que la cobertura del suelo con arvenses reducía las pérdidas por erosión de 12,1 t por ha en sitios con arvenses a 4,5 t por ha en sitios sin arvenses. El economizar anualmente un aproximado de 8 t por ha de suelo, debería ser potencialmente un beneficio capaz de balancear todas las reducciones en el rendimiento a largo plazo (Weil, 1982).

Uno de los parámetros para evaluar la magnitud de las pérdidas económicas que ocasionan las arvenses, está dado por la participación de los herbicidas en el mercado mundial fitosanitario, que con un valor del 47 %, se constituyen en el porcentaje más alto del total

de biocidas comercializados (Martín, 1992). El uso intensivo de plaguicidas puede provocar alteraciones a la ecología de una región en particular y una reducción del impacto y la eficiencia de los enemigos naturales de ciertas plagas (Nuñez y Cachaud, 1998).

Simón (1999) demuestra la relación existente entre las características ecológicas de los cafetales y el impacto producido por los insecticidas, el que se logró reducir en un 17% con el manejo de la sombra y repoblación de los suelos con coberturas vivas, y un 18% evitando las aspersiones de los productos durante la floración del café. Las características agroecológicas del cafetal están correlacionadas con los efectos producidos por los insecticidas, de mayor contribución en su atenuación la iluminación difusa entre 60 y 70% de intensidad, la presencia de doble techo arbustivo y las coberturas vivas del suelo. Finalmente, este autor recomienda establecer los factores bioecológicos de doble techo arbustivo, "piso verde", y reservorios en los cafetales como elementos del MIP, como vía de minimizar los efectos detrimentales que producen los plaguicidas sobre la entomofauna benéfica y propiciar su conservación.

Sin embargo, hoy día es difícil mantener el control de las especies arvenses, únicamente sobre la base de tratamientos rutinarios con herbicidas, se impone conocer mejor la nocividad y las principales características biológicas de las especies, programar su control sobre criterios objetivos, combinando el uso de productos químicos a un mínimo para evitar el impacto medio ambiental, y así lograr un manejo integrado de arvenses. (Fernández, 1997).

En cultivos de ciclo corto, donde las áreas están sometidas a preparación de suelos y rotaciones de cultivos, se ha elaborado y puesto en práctica en distintas áreas de producción en Cuba, un sistema de pronóstico que permite determinar con un año de antelación, los problemas de enmalezamiento a resolver. Este elemento asociado a modelos de dinámica poblacional de las arvenses en los cultivos, permite utilizar los conceptos de umbrales de daños y económicos que han sido determinados para especies problemáticas en diferentes cultivos.

El modelo de pronóstico incluye: el potencial de diásporas viables en el suelo, las asociaciones de arvenses, los efectos de los cultivos siguientes y de los herbicidas que se aplicarán sobre cada especie o tipo de enmalezamiento a pronosticar (La O *et al.*, 1990). Para cultivos perennes no se han podido aplicar éstas técnicas de pronósticos, por no disponer de la información, así como métodos de extracción de las diásporas en el suelo.

Se hizo un estudio del control selectivo de arvenses dañinas dejando arvenses rastreras de poca altura y de raíces superficiales con el objetivo de mantener una cobertura viva que no compita con el café, que proteja al suelo y que reduzca el crecimiento de otras arvenses. Como resultado, las arvenses anuales tendieron a aumentar con el uso de glifosato y la

mezcla convencional. Solamente con el manejo flexible se logró acompañar la reducción de las arvenses dañinas con un aumento en las arvenses de cobertura y con una reducción en el empleo de herbicidas (Staver *et al.*, 1993).

Cuanto mejor sea el equilibrio en el suelo, así como el manejo de la diversidad en los cultivos, menor será el problema de las "arvenses". No se trata de mantener el cultivo plenamente libre de plantas arvenses sino bien manejadas, controladas y reguladas, de tal manera que funcionen como plantas de acompañamiento de los cultivos, decidiendo para cada caso, cuál se debe dejar crecer y cuál debe ser reprimida o destruida (Altieri, 1997).

Durante el período de crecimiento y competencia del cultivo con las arvenses, se deben reducir al mínimo estas interferencias, para evitar grandes pérdidas. La presencia de arvenses en los cultivos no debe ser automáticamente juzgado como algo dañino, pero a la hora de comparar la densidad de arvenses entre el rendimiento, se debe conocer que los cultivos son más sigmoides que lineales. El objetivo central del manejo de arvenses es manipular la relación cultivo maleza de manera tal que el crecimiento del cultivo sea el más favorecido, los esfuerzos se deben dirigir a prevenir la germinación, reproducción de las arvenses; interrumpir el reciclaje de propágulos de estas, prevenir la introducción de nuevas arvenses, la reducción al mínimo de la interferencia y competencia de arvenses aprovechando el entendimiento de estas relaciones en su forma más simple. Para establecer un correcto manejo con las arvenses presentes en los agroecosistemas se debe conocer su interacción en éste, identificar sus procesos y factores ecológicos, que guíen la dinámica de las arvenses, para poder establecer un mejor entendimiento de la interacción y de los ciclos sucesivos de la vida de las arvenses, para un mejor manejo cultivo-arvense (Altieri y Liberman, 1988).

Las definiciones y terminologías asociadas con el manejo de arvenses son preocupantes, variables y considerablemente similares; Akobundu (1987) ubica el control de arvenses en cuatro tipos: preventivos, culturales, biológicos y químicos. Anderson (1983), y Ross y Lembi (1985) relacionaron bajo el término "técnicas de control de arvenses" a los controles preventivos, culturales, físicos y químicos. Por su parte Rao (1983) los agrupa en tres amplias categorías: mecánicos, biológicos y químicos.

Haciéndolo en términos agronómicos, se podría decir sin llegar a exagerar, que sin arvenses casi no habría insectos dañinos, ni patógenos, puesto que son ellas sus principales hospederas y fuentes de alimento; juegan un papel primario, central, en el conjunto de organismos (Trujillo, 1981).

En la literatura se habla de métodos de manejo de arvenses, con formas y especies distintas, pero sus éxitos se restringen a determinadas localidades, sobre todo para cultivos anuales

como las hortalizas. En la actualidad producto de la agricultura sostenible está tomando auge el tema del uso de coberturas nobles, teniendo mejores éxitos las leguminosas, por las características de fijadoras de nitrógeno y el contenido proteico en sus hojas.

2.7. Patógenos de las plantas arvenses

El control biológico puede definirse, como el uso de organismos vivos para el control de arvenses-plagas (Labrada *et al.*, 1996). Los enemigos naturales utilizados para el control de las arvenses son aquellos que atacan a las arvenses, ya sea ingiriendo su masa vegetal por este agente liberado o por enfermedades de las plantas, particularmente hongos (Evans, 1987).

Desde mediados de 1800, se han obtenido resultados satisfactorios con la lucha biológica en varios países. En Australia, Hawai, Estados Unidos, Canadá, África del Sur y Nueva Zelandia, se conocen proyectos en 86 especies con 192 organismos nocivos introducidos y 25 especies más y 33 organismos nativos. En Cuba, se ha intentado la utilización de un hongo parásito para el combate de *Dicrostachys cinerea* (L.) Wight & Arn. ; se evaluó a *Fusarium orobanche* Fom, en la lucha contra *Orobache ramosa* L. Desde 1992 se comenzaron a desarrollar investigaciones encaminadas al desarrollo de bioherbicidas, lo que dio lugar a la selección de 4 cepas virtualmente promisorias, para el combate de *Rottboellia conchinchinensis* (Lour.) Clayton (Pérez, 1999).

Seidel (1976) plantea que en Cuba se han realizado pocos estudios de las plantas arvenses y sus organismos nocivos, el primero de ellos se publicó en 1917 por Arthur y Johnston con el título de Uredinales of Cuba y en 1920 apareció un informe sobre las enfermedades de las plantas de Cuba de Bruner. Cincuenta y seis años después, el primero publicó una obra más acabada sobre el tema, Lista Preliminar de Hongos Fitopatógenos de Cuba. Hasta el presente no hay un cultivo agrícola en el país al que se le haya realizado el inventario general de las plantas arvenses y sus patógenos.

Arnold (1986) y Stefanova (1990) (citados por The Latin American Alliance (LAA) 1998) publicaron sendos trabajos en los que relacionaron una lista de hongos fitopatógenos de Cuba, 817 especies agrupadas en 282 géneros de hongos, de estos 160 especies son saprótrofos, y 13 especies de 16 táxones infraespecíficos, pertenecientes a cuatro géneros de bacterias fitopatógenas.

Lovett (1991) asegura que las especies más usadas son del género *Colletotrichum* las cuales pueden ser aplicadas para combatir cultivos de drogas. Cita además cómo especies relacionadas con el *Colletotrichum orbiculare*, evaluadas como herbicidas, fueron capaces de controlar a *Xanthium spinosum* en un plazo de sólo 14 días, lo que demuestra su actividad como control biológico.

La identificación de las especies de arvenses que sirven de hospederas alternativas de distintas especies de insectos es importante a fin de definir los efectos directos de estas plantas indeseables sobre las poblaciones de insectos (Settele y Broun, 1986). Según Labrada y Parker (1996) la práctica demuestra que por lo general el control de arvenses suele reducir la incidencia de otras plagas y enfermedades.

Los patógenos de las plantas son los que ofrecen las mejores opciones para el control biológico aumentativo de las arvenses, ya que algunos patógenos pueden producirse masivamente a bajo costo por vía de fermentación a escala industrial y ser vendidos industrialmente como micoplaguicidas. Estos productos son producidos en los países desarrollados y vendidos de igual manera que un plaguicida químico para su uso (Cock, 1996).

Con la llegada de los plaguicidas, el control biológico en el Caribe, al igual que en otras regiones, fue prácticamente olvidado; sin embargo, los efectos adversos de los plaguicidas y el fracaso en el control de muchas plagas han provocado que se tenga que volver a las viejas técnicas de control. Actualmente el control biológico se reconoce como una de las áreas de mayor investigación, es un componente importante en las iniciativas de la agricultura sostenible de varias organizaciones e instituciones (Cruz, 1996).

El agroecosistema es un hábitat temporal (caracterizado por un tiempo finito), dentro del cual el manejo biológico de arvenses puede tomar lugar para evitar daños ecológicos y económicos. El efecto debe ser rápido sobre las poblaciones de arvenses, de otra forma la población residual de arvenses que escapa al efecto puede dispersarse, dejar diásporas de reservas y dañar al cultivo; por esta razón, el agente de control de acción lenta no es aconsejable (Pérez, 1999). En todo el mundo se han utilizado diferentes organismos para el control de arvenses tales como patos, gansos, hongos, bacterias y los nematodos (Mollison, 1994).

Aquellos que practican la agricultura biológica saben que el mejor control de los insectos y enfermedades se logra por el manejo de los componentes orgánicos del suelo y el conjunto de prácticas, que le proporcionan a la planta condiciones propicias para un desarrollo sano. Estos son razonamientos de la Teoría de la Trofobiosis por lo que constituye un instrumento nuevo, eficiente y potente para una agricultura sana según Restrepo (1994).

El control biológico requiere de un alto grado de desarrollo científico-técnico, lo cual limita su empleo; sus ventajas son amplias, no necesita de esfuerzos manuales excesivos, evita la contaminación del medio ambiente, no altera el equilibrio biológico, debe realizarse previamente un estudio minucioso y experimental del agente a introducir o multiplicar, solo debe ser utilizado contra especies agresivas o dañinas con perspectivas de ser eliminadas o

controladas. Este método se basa en que una planta siempre tiene un insecto u otro agente biológico capaz de controlar su desarrollo o de interrumpirlo. Ante todo, la potencialidad del agente a utilizar debe ser bien conocida, para no desencadenar daños irreparables sobre otras especies. Esta práctica implica grandes riesgos y nunca existe la absoluta garantía de la eficiencia de sus resultados, aunque se han obtenido experiencias positivas sobre la erradicación o control de varias plagas y arvenses (Catasús, 1997).

Cock (1996) advierte que para establecer un correcto manejo y uso del control biológico, se deben conocer los siguientes términos:

Control biológico clásico: Se basa en la introducción de enemigos exóticos naturales en áreas donde anteriormente no estaban presentes, se aplica sólo cuando se trata de arvenses exóticas, lo cual se debe a que esta es normalmente introducida en una nueva área, libre de sus enemigos naturales, lo que crea un desbalance ecológico que facilita su reproducción y diseminación con mucho más éxito que en su lugar de origen donde es atacada por un número de enemigos naturales que reducen su competencia. Esta introducción es lo que permite el control exitoso de la maleza y la restauración del balance natural.

Las ventajas de este método son, una inversión relativamente pequeña, eficaz y duradera, una vez que los agentes de control se establecen, se reproducen sobre las arvenses y finalmente se perpetua.

Control biológico aumentativo: Se basa en el uso de los enemigos naturales de las arvenses, los que han sido producidos previamente en laboratorios o en otros lugares especializados, para luego ser liberados sobre la maleza objeto de control. Estos enemigos naturales son aquellos que actúan naturalmente en el área de control, pero que por varias razones no han ejercido un control efectivo de la maleza.

Control biológico natural: Se basa en la manipulación de los enemigos naturales, en la conservación o el aumento de los enemigos naturales existentes para incrementar su impacto sobre las arvenses objeto de control.

Pérez (1999) recomienda dos estrategias básicas, que pueden ser usadas para la lucha biológica contra arvenses: La clásica o introductiva y la inundativa (bioherbicidas)

Epidemiológicamente éstas pueden ser descritas como inoculativa e inundativa. La posibilidad que ofrece cada estrategia depende de las características de los sistemas agrícolas, que incluyen, el valor del cultivo, la efectividad y el costo de las medidas actuales de control, la relación taxonómica de las arvenses y plantas beneficiosas, el lugar de origen y biología de las arvenses y el agente de control, el beneficio directo y el valor ecológico de las arvenses, así como el costo de producción y distribución del agente control. La estrategia clásica es una aproximación ecológica, que descansa en la habilidad

de un organismo para multiplicarse y expandirse, seguido de una liberación en pequeña escala, el organismo entonces permanece en equilibrio con la maleza, manteniendo un nivel aceptable.

La estrategia más importante de lucha biológica contra la maleza es la inundativa, esta consiste en atacar toda la población de arvenses, con una dosis masiva no persistente de inóculos; éste inunda la totalidad del área infestada de la maleza, para incrementar la efectividad del agente. Este herbicida es manufacturado, formulado, empaquetado, estandarizado y registrado como un herbicida químico.

Pérez (1999) añadió que la estrategia inundativa o de bioherbicidas tiene la ventaja de controlar la maleza solamente en el área de aplicación, evita el daño a la maleza, cuando está en situación beneficiosa y el efecto puede descontinuarse al eliminar las aplicaciones. El costo por unidad de área es constante, las aplicaciones pueden ser hechas a toda el área o donde el efecto es deseado y se repite a intervalos. Generalmente los patógenos considerados para esta estrategia son hongos, los cuales reciben el nombre común de micoherbicidas.

Independientemente de que desde el siglo pasado hay reportes sobre la posibilidad de hongos en la lucha contra arvenses, solamente en estas últimas décadas este método ha recibido una significativa atención debido a la rapidez de su efecto, el agente inundativo es una buena acción para la agricultura y el manejo intensivo del agroecosistema. Aunque cualquier patógeno puede ser aplicado en dosis masivas de inóculo, el término “agente inundativo” debe ser reservado para aquellos organismos que pueden producirse masivamente *in vitro* y aplicarse como herbicidas.

Una tercera estrategia, denominada manipulativa o aumentativa, consiste en el uso de parásitos obligados, usando inóculos obtenidos de infecciones naturales de plantas. Esta técnica se sitúa entre las estrategias clásicas y de bioherbicidas, por una parte, como los agentes clásicos, éstos son capaces de diseminarse y de causar un crecimiento epidémico después de una aplicación del inóculo y por otra, como los bioherbicidas requieren de algunos medios de manipulación como, colección, almacenamiento, formulación y aplicación, estas técnicas han sido utilizadas por diferentes autores para combatir arvenses con hongos del género *Puccinia*.

Te Beest *et al.* (1992) y Te Beest (1993) dan cuenta que los hongos como patógenos de arvenses son eficaces y se ha demostrado su rentabilidad. Hay lugares en que se usan patógenos no propios del lugar. Las investigaciones sobre el control biológico de malas hierbas darán una información valiosa sobre la naturaleza de las enfermedades de las

plantas a través de los estudios de epidemiología, taxonomía y genética, en las cuales la aplicación de técnicas moleculares pudiera ser fundamental.

Pérez (1999) y LAA (1998) pronosticaron que para el año 2000, por lo menos 30 arvenses podrán ser controladas con micoherbicidas. Las posibilidades en Cuba son enormes, los hongos existen en una proporción de 6x1 en relación con las plantas; usando el estimado de 6700 especies de plantas superiores calculadas para Cuba, se puede plantear la posible existencia de 40 200 especies fúngicas, hasta el momento se conocen unas 3600 especies de hongos, lo que representa entre un 6,5 % y 9 % del total de especies.

Dal Bello y Carranza (1995) se refieren a que el manejo de un controlador biológico de arvenses, como componente del manejo integrado, encuentra en los microorganismos patógenos un agente de gran interés, esto se debe a características tales: su alto número y diversidad, su fácil propagación y autopropagación, la marcada especificidad de muchos de ellos y sobre todo el hecho de no afectar al hombre, a los animales o al ambiente, ni causar la extinción de las arvenses-hospedantes.

Entre los aspectos limítrofes más significativos del control biológico, se señalan que la producción a gran escala y conservación del inóculo es un requerimiento básico y la falta de virulencia o pérdida de ésta en el campo, el requerimiento de condiciones ambientales particulares para la infección y desarrollo de la enfermedad, así puede ocurrir en ocasiones que las condiciones de desarrollo del hongo no coincidan con el período de ataque de la maleza; de ellas la falta de humedad para la penetración e infección es considerada la mayor limitante hasta el momento. Perspectivamente, formulaciones novedosas necesitan ser desarrolladas, por ejemplo los microorganismos encapsulados en una cuenta de polímeros congelados y secos, la cual facilita su aplicación, así como su adherencia a las hojas (Pérez, 1999).

En el Caribe, Commonwealth Institute of Biological Control (CIB) está llevando a cabo varios proyectos de control biológico en insectos y arvenses. No se puede olvidar que las bacterias, insectos y hongos tienen capacidades fantásticas de difundirse y proliferarse, alcanzando cualquier planta en cualquier lugar, al encontrar condiciones apropiadas, se instalan se multiplican de forma exponencial (Baker, 1990). La historia de la agricultura enseña, que las enfermedades de las plantas, las plagas de insectos y las arvenses se volverán más severas con el desarrollo del monocultivo y con los cultivos manejados intensivamente y manipulados genéticamente los que pronto pierden su diversidad genética (Altieri, 1994 y Pitelli, 1996).

Existen más de 100 microorganismos, que tienen la capacidad de controlar arvenses, con algunos problemas en su uso: limitado espectro con respecto al hospedero, diferencias en su

eficacia de acuerdo con el ambiente y finalmente una supresión de la maleza muy lenta o inadecuada. Los agentes de control biológico no sustituyen a los herbicidas si no que reducen su aplicación. El control biológico requiere de una comprensión de la ecología del sistema, sus participantes y la especificidad de la planta (Kennedy y Kremer, 1996).

En Cuba, en los cafetales existe una especie de planta arvense *Clidemia hirta* L. D Don, que según Trujillo (1998) pudo controlarse en Hawai, con el patógeno *Colletotrichum gloesporioide* f. sp. *clidemiae*, el cual introdujo de Panamá, con la desventaja de que el área controlada fue muy reducida debido al deficiente poder de dispersión del mismo.

Herrera y Alvarez (1998) reportaron 46 especies de arvenses pertenecientes a diversas familias botánicas con la presencia de enfermedades parasitarias en el occidente de Cuba, algunas con más de un patógeno. Se destaca en este trabajo el reporte de 18 enfermedades fungosas por primera vez para el país y la presencia en las plantas arvenses de hongos causantes de enfermedades de otros cultivos como pepino, calabaza, etc.

Mediante la acción directa o indirecta de los microorganismos se puede lograr una erradicación total o disminución de las densidades, a niveles económicos de las arvenses, los métodos de control biológico de las arvenses no han sido muy aceptados, por dos razones principales: la creencia de que los riesgos son demasiado grandes, comparados con las oportunidades de éxito y el conflicto en aceptar que una planta es una mala hierba, junto con el hecho de que los agentes introducidos pueden moverse a otros lugares, donde la planta puede ser útil. La primera razón, que es la más importante, está perdiendo validez, después de la evidencia acumulada de los éxitos logrados y la seguridad contra los riesgos.

Finalmente, cabe señalar que en la actualidad cada vez, cobra más fuerza el control biológico de arvenses, el cual no siempre encuentra el agente patógeno capaz de eliminar una o varias especies. Varios son los autores que recomiendan necesario estos tipos de estudios, donde aparezcan los enemigos naturales debidamente identificados y sus potencialidades. En Cuba no existe un cultivo al que se le haya hecho un estudio de las plantas arvenses y sus patógenos en las dos épocas del año.

3. MATERIALES Y METODOS

3.1. Estudio de la flora arvense en cafetales

Se muestrearon 120 cafetales pertenecientes a 22 municipios y 7 provincias en las tres regiones del país, en la época de seca y lluvia, para un total de 711,2 ha como se aprecia en la Tabla 1 y Anexo 1.

Tabla 1. Campos evaluados por provincia, municipio y su respectiva área.

Provincia	Municipio	Cafetales	Área (ha)
Cienfuegos	Cumanayagua	5	28,8
Granma	Bartolomé Masó	6	21,4
Granma	Buey Arriba	8	49,6
Granma	Guisa	8	39,9
Guantánamo	Baracoa	2	9,39
Guantánamo	El Salvador	4	34,8
Guantánamo	Maisí	7	70,4
Guantánamo	San Antonio Del Sur	3	14,7
Guantánamo	Yateras	4	13,42
Pinar del Río	Bahía Honda	5	45,6
Pinar del Río	La Palma	7	48
Pinar del Río	San Cristóbal	4	22,2
Pinar del Río	Viñales	4	16,7
Sancti Spiritus	Fomento	5	25,2
Sancti Spiritus	Trinidad	10	46,2
Santiago de Cuba	Contramaestre	3	17,4
Santiago de Cuba	II Frente	6	27,5
Santiago de Cuba	III Frente	8	64,4
Santiago de Cuba	Palma Soriano	2	13,42
Santiago de Cuba	San Luis	7	34,8
Santiago de Cuba	Songo – La Maya	3	13,42
Villa Clara	Manicaragua	9	53
Total		120	711, 2

Las áreas evaluadas tienen diferentes dimensiones, alturas sobre el nivel del mar, pendiente y estructura económica, se buscó en cada municipio localidades con características agroecológicas distintas, en las que no se hubiera aplicado herbicida reciente o sembrado alguna cobertura viva. Los parámetros área, altura, edad y el rendimiento del cafetal fueron tomados en las propias empresas. Para facilitar el procesamiento de la información se establecieron agrupamientos de los factores (Tablas 2 al 8).

Tabla 2. Clave del área.

Clave	Descripción
1	< 4 ha
2	4 - 8 ha
3	>8 – 13,42 ha
4	> 13,42 ha

Tabla 3. Clave de altura.

Clave	Descripción
1	< 250 m s. n. m.
2	250 – 500 m s. n. m.
3	> 500 m s. n. m.

Tabla 4. Clave de pendiente.

Clave	Escala	Descripción
1	Llano	0%
2	Ondulado	1-25%
3	Pendiente	> 25%

Tabla 5. Clave de estado del cafetal.

Clave	Escala	Descripción
1	Malo	Menos del 60% de población, sombra sin regulación, con segundo piso, sin tecnificar y envejecido.
2	Regular	Entre 60 y 80% de población, sombra algo regulada, algo tecnificado y envejecido.
3	Bueno	Más del 80% de población, vigoroso, sombra regulada, cafetal iluminado, tecnificado.

Tabla 6. Tipos de suelos evaluados por campo y el área que poseen.

Clave	Suelo	Campos	Area (ha)
1	Aluvial	3	20,13
2	Ferralítico Rojo lixiviado típico de montaña	14	97,96
3	Ferralítico Rojo	12	53,68
4	Fersialítico Pardo rojizo	8	67,1
5	Pardo con carbonato	7	29,52
6	Pardo sin carbonato	76	442,86
	Total	120	711,2

Características de los tipos de suelos evaluados, según la clasificación genética, tercera versión de 1980 (Cairo y Fundora, 1994).

Aluvial: Subtipo poco diferenciado, depósito de diferentes materiales, no son ricos en humus, son profundos, no tienen proceso de formación definido, ni presentan rasgos en el perfil producidos por el desarrollo de nuevos procesos edafogenéticos. El pH, la saturación o la carbonatación, la capacidad de cambio y otras propiedades son variables entre amplios límites, en relación con el material de origen y las condiciones de sedimentación.

Ferralítico Rojo: Subtipo compactado, son suelos de perfil ABC, profundos, de color rojo, arcillosos permeables, pH menor de 6,8, CCC = 6 y 20 cmol (+) . kg⁻¹. Materia Orgánica varía entre 2 y 5%. La relación C-N es de 9-11. Este subtipo debe su nombre a una

acumulación relativa de arcilla y sesquióxidos en la parte media del perfil, lo que le confiere cierto endurecimiento, la consistencia al estado seco es dura y plástico en el estado húmedo.

Ferralítico Rojo lixiviado típico de montaña: Suelos de perfil ABC donde se manifiesta una lixiviación de arcilla y hierro a través del perfil, con acumulados en B. La CCC baja alrededor de $10 \text{ cmol (+)} \cdot \text{kg}^{-1}$. pH está de 5-5,5. El contenido de Materia Orgánica es de 2-3%. La relación C-N es de 8,5 a 10,0. Tienen la característica que son originados sobre materiales transportados, saturados, son suelos profundos (51 – 100 cm) con muy poca graviliosidad.

Fersialítico pardo rojizo: Subtipo típico, perfil A(B)C con formación de minerales arcillosos 2:1 y 1:1 con acumulación relativa de hierro libre. Materia Orgánica 3-5 %, pH ligeramente ácido a neutro. La CCC = $20-45 \text{ cmol (+)} \cdot \text{kg}^{-1}$, predominando el calcio entre los cationes intercambiables.

Pardo con carbonato: Perfil ABC, de evolución sialítico en un medio rico en carbonato de calcio. Predominio de minerales arcillosos 2:1 montmorillonita, presentan perfiles con carbonatos secundarios. Ph entre 6-8 que aumenta con la profundidad. Materia Orgánica entre 3-6 %, relación C-N entre 10-11. La CCC oscila entre $3-50 \text{ cmol (+)} \cdot \text{kg}^{-1}$ con predominio del calcio.

Pardo sin Carbonatos: Subtipo típico, perfil ABC, formado a partir de rocas no carbonatadas, tendencia a acumulaciones de agua, formación de minerales arcillosos del tipo 2:1, ligeramente ácidos. Materia Orgánica entre 3-5%, disminuyendo bruscamente en profundidad, relación C-N alrededor de 11. La CCC es $25-40 \text{ cmol (+)} \cdot \text{kg}^{-1}$ de suelo, con predominio del calcio. Son suelos saturados, con pH entre 6-6,5 en los horizontes superiores, aumentando en profundidad.

El Cafeto

En cuanto a los cafetales, se evaluaron 10 variedades de la especie *Coffea arabica* L. con distintas edades, las mismas son: Catimor, Caturra Amarillo y Rojo, Tradicional, Cubita, Borbón, Catuay Rojo y Amarillo, Villalobos y Mundo Novo y de la especie *Coffea canephora* Pierre la variedad Robusta.

Tabla 7. Clave de edad

Clave	Descripción
1	< 4 años
2	4-10 años
3	> 10 años

Sombra

También se tuvo en cuenta la presencia o no de sombra, las especies consideradas se pueden encontrar en la Tabla 8.

Tabla 8. Especies de sombra encontradas en los cafetales evaluados.

Familia	Especie	Nombre vulgar
<i>Mimosaceae</i>	<i>Albizia lebeck</i> (L.) Benth.	Albizia
<i>Mimosaceae</i>	<i>Inga vera</i> Willd.	Guamo
<i>Mimosaceae</i>	<i>Leucaena leucocephala</i> (Lam.) de Wit	Leucaena
<i>Mimosaceae</i>	<i>Samanea saman</i> (Jacq.) Benth.	Algarroba
<i>Papilionaceae</i>	<i>Erythrina poeppigiana</i> (Walp.) O. F. Cook	Búcare, Piñon
<i>Papilionaceae</i>	<i>Gliricida sepium</i> (Jacq.) Kunth et Walp.	Bienvestido,
<i>Pinaceae</i>	<i>Pinus caribaea</i> Morelet	Pino Macho

Utilizando la Metodología del INISAV (Pérez, 1986), se calcula el grado de enyerbamiento por la escala de Maltsev modificada. Se recorre el área diagonalmente y se va anotando en la libreta de campo, todas las especies arvenses que aparecen; luego se le da a cada una el grado de enyerbamiento que corresponda de acuerdo a la Tabla 9.

Tabla 9. Clave del grado de enyerbamiento.

Grados	Descripción
I	Arvenses aisladas, débil enmalezamiento, hasta 5 % de coberturas.
II	Enmalezamiento mediano, entre 6 y 25 % de coberturas.
III	Fuerte enmalezamiento, entre 26 y 50 % de coberturas.
IV	Muy fuerte enmalezamiento, más del 50 % de coberturas.

Al área completa del cafetal se le dará un valor, el cual podrá ser igual o mayor al de alguna especie predominante, pero nunca inferior.

Las especies con valores III y IV de la escala (más del 25% de coberturas), en por lo menos una de las observaciones, se caracterizan como dominantes.

3.1.1. Cálculo de Coeficientes

El cálculo de la **Frecuencia relativa y la Frecuencia de dominancia** se realizó basándose en las áreas en las que cada especie se encontró o era dominante en relación con el área total evaluada respectivamente. En ambos casos se empleó la misma fórmula (Pérez y Pedroso, 1987)

$$F (\%) = \frac{a}{A} \cdot 100$$

donde: F = Frecuencia o frecuencia de dominancia

a = Área en la que se presentó la especie o era dominante.

A = Área total evaluada

Las arvenses se agruparon por la **Frecuencia relativa** calculada en las siguientes clases:

Accidentales: ----- En menos del 25% de las áreas

Poco frecuentes: ----- Entre el 25 y 49% de las áreas

Medianamente frecuentes: ----- Entre el 50 y 74% de las áreas

Muy frecuentes: ----- En más del 74% de las áreas

Para calcular el área real ocupada por la especie con relación al área total evaluada se calculó el **Coefficiente de Cubrimiento real** por la fórmula:

$$Cr (\%) = \frac{ar}{A} \cdot 100$$

donde: Cr = Coeficiente de cubrimiento real.

ar = Área real cubierta por la especie (Sumatoria de las áreas, en cada campo, del grado de enyerbamiento de la especie)

A = Área total evaluada

El **Coefficiente de Comunidad** fue calculado según Jaccard (Gola *et al.*, 1969), el cual representa la proporción de especies comunes a los factores en estudio con referencia al número total de las especies señaladas; el mismo se calcula por la siguiente fórmula:

$$Cc (\%) = \frac{Nc}{N} \cdot 100$$

donde: Cc = Coeficiente de comunidad.

Nc = Número de especies comunes (a los factores estudiados)

N = Número total de especies.

También se calculó el **Coefficiente de afinidad** de Jaccard (Gola *et al.*, 1969) el cual permite conocer la coexistencia entre dos especies según la fórmula siguiente:

$$q (\%) = \frac{c}{a + b - c} \cdot 100$$

donde: q = Coeficiente de afinidad

a = Número de veces que aparece la especie a.

b = Número de veces que aparece la especie b.

c = Número de veces que aparecen simultáneamente las dos especies.

Finalmente, se calculó el **Coefficiente genérico** de Jaccard (Gola *et al.*, 1969) el cual expresa el grado de heterogeneidad de una colectividad vegetal (fitocenosis) y matemáticamente es el número promedio de géneros por cada cien especies:

$$Cg(\%) = \frac{G}{E} \cdot 100$$

donde: Cg = Coeficiente genérico.

G = Cantidad de géneros registrados.

E = Cantidad de especies registradas

Si éste Coeficiente genérico es alto, es prueba de la homogeneidad que existe entre las áreas evaluadas y entonces el promedio de especies por géneros es bajo y viceversa.

3.1.2. Análisis multivariado

Con los datos obtenidos del estudio de arvenses en cafetales, se realizó una matriz de datos con 35 columnas como variable, las cuales estaban representadas por las condiciones de desarrollo de los cafetales y por las 25 especies más importantes detectadas en todas las evaluaciones, según el Coeficiente de Comunidad y 240 filas como observaciones, éstas últimas representaron 120 campos evaluados en las dos épocas del año (lluvia y seca).

Dicha matriz de datos fue sometida a un Análisis factorial de correspondencia simple, con el propósito de seleccionar las variables y observaciones que mejor explicasen las asociaciones de plantas arvenses encontradas, tomando como criterio de selección una contribución relativa a la inercia explicada por los ejes principales, superior al 1%. Se elaboró otra matriz de datos que fue sometida a un Análisis de centrado de medias y dividido por la desviación típica de las variables, para con esta transformación someterlas a un análisis de Clasificación jerárquica ascendente, Distancia euclidiana y Criterio de agregación en base al promedio de las distancias mínimas ponderadas.

Las especies encontradas fueron determinadas en el Instituto de Ecología y Sistemática (IES) del CITMA y el Jardín Botánico Nacional de la Universidad de La Habana. Las especies de la familia *Poaceae* fueron determinadas en la Delegación Provincial del CITMA en Granma.

Fue consultada La Flora de Cuba, León (1946), León y Alain (1951), León y Alain (1953), León y Alain (1957), Alain (1964), Alain (1974) y Bässler (1998).

Para la nueva especie descrita se realizaron las consultas personales siguientes:

- ◆ Lic. Pedro Herrera Oliver y Lic. Ramona Oviedo Prieto, especialistas del herbario nacional del IES del CITMA.

- ◆ Dr. Victor Fuentes, Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical.
- ◆ Henry Liogier (Hno. Alain) autor de la Flora de Cuba, residente en Texas, EEUU.
- ◆ Dieter Wasshausen especialista de la familia *Acanthaceae* del Smithsonian Institution

La actualización de la nomenclatura de la lista de espermatófitos se realizó a partir de las bases de datos generadas por el programa ColBases (Cejas, 1992), que contiene la revisión de las publicaciones taxonómicas posteriores a la obra Flora de Cuba realizada por Predes *et al.* (1999).

Con el objetivo de facilitar los análisis de la información obtenida se creó el *Sistema Informativo de las Arvenses del Cafeto en Cuba (SIMACC) 1.0* el cual está realizado en *Microsoft Access 98*, con módulos y procedimientos programados en *Visual Basic para Aplicaciones de Office 98*. Consta de dos bases de datos, una denominada MalezasDat que contiene las definiciones de todas las tablas y sus datos, y la segunda MalezasPrinc, en la que sus tablas son vinculadas con la anterior, en la cual están implementadas todas las interrelaciones, consultas, procedimientos, etc. El Sistema posee además una cómoda interacción que permite la visualización y modificación de los datos existentes, y la introducción de nuevos reportes.

Para seleccionar las especies de coberturas nobles más promisorias de las encontradas, se observaron las características de crecimiento de las plantas y se compararon con aquellas descritas en la literatura. Se procedió al estudio de los patógenos como se describe en el capítulo 3.3. Para éstas especies se incluyó el estudio de las raíces para posible presencia de nematodos. Estos últimos fueron analizados en el Laboratorio Provincial de Sanidad Vegetal de Sancti Spiritus.

3.2. Estudio de las diásporas de arvenses en el suelo

Se utilizó la metodología de Labrada (1991), ésta consta de dos fases: una primera en el campo, para la toma de las muestras del área escogida y una segunda de análisis de laboratorio para determinar y cuantificar las diásporas por especies.

Se toman muestras con la ayuda de barrenas de suelo, para las siguientes profundidades del suelo: 0-5, 5-10 y 10-15 cm. Para el caso de relieve no uniforme se requiere una muestra por cada ha, la cual está constituida por submuestras de 20 puntos dispuestos diagonalmente en el área. Del material extraído y previamente identificado se toma 1 kg el cual se pone en un tamiz de 0,25 mm, con el borde a una altura de 5-7 cm, aquí se lava en un chorro de agua, y se va friccionando el suelo apretándolo suavemente, hasta que el mismo quede bien lavado.

El resto en el tamiz, formado por material de origen animal y mineral, se pasa a otro recipiente, que contenga 500 -700 ml de una solución final, formada por un líquido pesado a base de 5 partes de éter dietílico, 4 partes de bromoformo y una parte de una solución de $ZnCl_2$ al 70%. En lugar de este último se puede utilizar una solución saturada de sal común (NaCl) o potasa (K_2CO_3).

Al verter el contenido del tamiz en el recipiente, las partículas minerales van hacia el fondo de la vasija y las diásporas de las arvenses, que son ligeras en su peso, así como otras partes orgánicas, flotan en la superficie. Posteriormente, se toma otro recipiente con un embudo, al cual se le coloca un papel de filtrado rápido, y se vierte el contenido de la vasija decantando con cuidado las partículas de la superficie donde se hallan las diásporas. Luego se extrae el papel de filtro y se pone a secar. Finalmente, con la ayuda del microscopio estereoscópico, se seleccionan las diásporas para su conteo e identificación.

El cálculo del número de diásporas por m^2 para un área, se realiza de la siguiente manera:

Se determina la superficie de la barrena de suelo $S = \pi \times d^2 / 4$, donde d es el diámetro de la barrena.

Se halla el coeficiente K, este es igual a $K = 10\ 000\ cm^2 / S$, donde S es la superficie de la barrena y $10\ 000\ cm^2$ es el área de $1m^2$.

Finalmente, se determina el contenido de diásporas por m^2 (M), por la fórmula siguiente: $M = K \times m$, donde m es la cantidad de diásporas contadas en la muestra.

Los experimentos siguientes fueron realizados según la metodología antes descrita, determinando cantidad de diásporas en el volumen de la barrena de suelo. La barrena empleada, de radio 1,25 cm y altura de 5cm, posee un volumen de $24,5\ cm^3$, calculado por la fórmula $V = \pi \times r^2 \times h$. El material extraído y previamente identificado por profundidades, se puso en un tamiz más pequeño (0,08 mm) para suelos cafetaleros por el tamaño de sus diásporas.

3.2.1. Influencia de la profundidad y la posición en el campo sobre la cantidad de diásporas en cafetales.

Se evaluaron tres cafetales de la región central en época de seca, con suelo Ferralítico Rojo lixiviado típico de montaña, a una altura de 700 m s. n. m., pendientes de 40% aproximadamente, sombra de *Inga vera* y tamaño similar (3 ha). Se tomaron tres muestras en la posición inferior y tres en la superior de cada campo.

Para el análisis estadístico se realizó un Análisis de varianza de clasificación doble, para lo cual los datos fueron transformados a \sqrt{X} . La comparación de medias se hizo mediante la prueba de rangos múltiples de Duncan con $p < 0,05$.

3.2.2. Influencia de la profundidad, posición en el campo y pendiente, sobre la cantidad de diásporas y su germinación en cafetales

Se evaluaron tres cafetales del Escambray en las localidades de Topes de Collantes, Pitajones y Jibacoa, en la época de lluvia, con suelo Pardo sin carbonato, sombra de *Gliricida sepium*, área de 3 ha, alturas de 700, 150 y 340 m s. n. m. y pendientes de 10, 55 y 70 % respectivamente. Para la toma de las muestras (tres en la posición inferior y tres en la superior) y procesamiento se siguió la misma metodología. Posteriormente, todas las diásporas extraídas se pusieron a germinar en placas de Petri con papel de filtro humedecido permanentemente y agua destilada, y separadas por especie y profundidad, para evitar posibles efectos alelopáticos. Diariamente y durante 120 días, se observaron en el microscopio estereoscópico las muestras y se iba anotando la germinación.

El procesamiento estadístico se llevó a cabo con un Análisis de varianza de clasificación triple, para lo cual los datos fueron transformados a $\sqrt{X+1}$. La comparación de medias se hizo mediante la prueba de rangos múltiples de Duncan con $p < 0,05$.

3.2.3. Influencia de la región cafetalera, posición en el campo y profundidad, sobre la cantidad de diásporas y su germinación en cafetales

Se evaluaron tres cafetales en la época de seca, de las tres regiones del país, en las localidades de Viñales, Pitajones y Maisí, con suelo Pardo sin carbonato, pendiente entre 5-10%, sombra de *Gliricida sepium* y altura entre 85-90 m s. n. m. Se tomaron 5 muestras por posición (superior e inferior) a las 3 profundidades. Posteriormente, se pusieron a germinar las diásporas y el análisis estadístico con el mismo procesamiento del experimento anterior.

3.2.4. Comparación de Métodos de conteo de diásporas en suelos cafetaleros

Se seleccionaron 19 cafetales en los cuatro municipios cafetaleros del Escambray con diferentes condiciones edafoclimáticas, a los cuales se les determinó la cantidad de diásporas por m² con el método anterior y uno propuesto (Tabla 10).

Tabla 10. Características de los cafetales donde se compararon los métodos de conteo de diásporas en el suelo

N ^o	Cafetal	Localidad	Edad (años)	Variedad	h	Pdte.	Tipo de suelo
1	Paraiso	Veguitas	10	Catimor	340	50	Ferralítico Rojo
2	Catimor	Jibacoa	8	Catimor	340	0	Aluvial
3	La Semilla	Herradura	12	Caturra R y A	330	10	Pardo sin Carbonato
4	El Comedor	Herradura	11	Caturra R y A	350	5	Ferralítico Rojo
5	Edilio	Cordovanal	15	Catimor	360	20	Ferralítico Rojo
6	El Marcelino	Tres Palmas	15	Caturra R y A	500	30	Ferralítico Rojo
7	Farallón	Herradura	13	Caturra R y A	560	50	Ferralítico Rojo
8	El Mamey	Río Arriba	14	Caturra R y A	260	5	Pardo sin Carbonato

9	D-10	Río Arriba	18	Caturra R, A y Borbón	300	40	Pardo sin Carbonato
10	C-11	Sipiabo	9	Mundo nuevo y Borbón	150	0	Pardo sin Carbonato
11	C-30	Sipiabo	7	Robusta	150	0	Pardo sin Carbonato
12	Tomás Vivas	Algarrobo	19	Caturra A	300	30	Pardo sin Carbonato
13	Valdivia	Algarrobo	8	Robusta	250	0	Pardo sin Carbonato
14	El Rubio	Vega Grande	9	Caturra A	650	30	Pardo sin Carbonato
15	Desvío	Vega Grande	12	Caturra A	680	5	Pardo sin Carbonato
16	FAO	Vega Grande	8	Caturra R y A	780	40	Ferralítico Rojo
17	EJT	El Naranjo	11	Caturra A	400	30	Pardo sin Carbonato
18	La Finquita	Cafetal	11	Robusta	200	0	Pardo sin Carbonato
19	El Infierno	San Blas	11	Robusta	210	15	Pardo sin Carbonato

h = altura en metros sobre el nivel del mar

pdte = pendiente expresada en porciento

Método Propuesto

Por el método propuesto se extrajeron 10 muestras por ha como mínimo de distintos puntos en los cafetales, pero sólo a la profundidad de 5 cm, las cuales se vertieron en el tamiz de 0,08 mm, se lavaron con agua solamente, se pusieron a secar y luego se contaron las diásporas.

Una vez concluido este paso, se procedió a aplicar la fórmula $D = K \times A \times X$, donde X es la cantidad de diásporas extraídas de la muestra, K el mismo coeficiente del método de Labrada (1991) y A es la constante derivada de los experimentos realizados, descritos anteriormente. Finalmente, se calculan las medias de todas las muestras para obtener la cifra más aproximada por campo. El resultado es la cantidad de diásporas por m^2 , a la profundidad de 10 cm.

Los métodos de conteo de diásporas en el suelo fueron comparados mediante la Prueba de X^2 con probabilidad de error $< 0,05$ y $< 0,01$, para lo cual se utilizaron los datos originales entre 1000.

3.3. Determinación de patógenos en las plantas arvenses

En el estudio de los 120 cafetales, se tomaron muestras en distintas localidades, de arvenses con síntomas o daños producidos por patógenos en el follaje y la inflorescencia, que pudieran tener relación con el cafeto o con posibilidades de ser usados como agentes de biocontrol (Tabla 11). Las muestras fueron prensadas entre láminas de papel para su mejor conservación y se mantuvieron en un lugar seco y fresco hasta su envío al laboratorio. Posteriormente se observaron las muestras bajo el microscopio estereoscópico, para determinar la presencia de estructuras fungosas, así como para hacer una detallada descripción de los síntomas.

Finalmente las muestras fueron montadas en cámara húmeda y se realizaron preparaciones microscópicas de tejidos enfermos para la identificación del agente causal. Luego se revisaron claves de identificación y publicaciones de dentro y fuera del país, para verificar los reportes hechos, de patógenos sobre las plantas arvenses encontradas (Seidel, 1976; Fernández, 1973; Arnold, 1986; Mayea *et al.*, 1983; Herrera y Grillo, 1993 y Urtiaga, 1986). El trabajo fue realizado en el Laboratorio de Fitopatología en la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Central Marta Abreu de Las Villas.

Tabla 11. Muestras analizadas por región y sus localidades.

Región	Localidades	Muestras
Occidente	La Cidra, Caiguanabo, Micon, La Loma, La Paloma, Ancón, Moncada, Rancho Canelo, Cinco Pesos, Sabanilla, La Olla, Quiñones, Las Lajas.	53
Centro	Topes de Collantes, Jibacoa, Sipiabo, El Pedrero, San Blas, Pitajones, Cafetal, Centro Cubano, Charco Azul, El Naranjo, Río Arriba, Algarrobo, Can Can, Cordovanal, La Herradura, Veguitas.	99
Oriente	Anacagüita, Polo Norte, Rene Ramos, San Lorenzo, Banco Abajo, Banco Arriba, Beatón, San Pablo de Yao, San Rafael, Severiana, Las Coloradas, San Isidro, Vista Alegre, Zapote, La Gloria, La Cidra, La Colonia, La Máquina, Los Llanos, Santa Rita, Puriales, Cuabita 1, La Prenda, Los Negros, La Calabaza, Magueyal, Tumba 7, Vicet, Comecará, La Lata, La Mandarina, Ramón de Guaninao, Chaveco, Juan Mulato, La Caoba, La Cristina, La Maya.	198
Total		350

3.3.1. Estudio de aspectos biológicos y de agentes patógenos en la especie

Syngonium podophyllum Schott (Araceae)

3.3.1.1. Biología de la planta

La especie *S. podophyllum* tiene la siguiente descripción: planta trepadora, con savia lechosa; entrenudos 2,8-14,5 cm largo. Hoja con lámina pedatisecta, 3-11 segmentos, los más bajos variadamente auriculados en la base; segmentos medianos obovados a anchamente elípticos, con ápice abruptamente acuminado; base ancha o estrechamente decurrente; raquis usualmente angular sobre la lámina con más de tres segmento; nervios primarios laterales 3-4 (7) pares en cada segmento mediano, hundidos en haz y prominentes en envés, haz verde oscura, envés pálido (en fresco), pecíolos 15- 60 cm largo con vaina en casi toda su extensión, nervios colectivos 2 ó 3. Inflorescencias 4 -11 por axila. Espata 9-11 cm largo. Infrutescencia roja, roja-naranja o amarilla (en fresco). Semillas 0,7-1,1 cm largo; 0,5-0,7 cm diámetro, numerosas, negras o pardas. Su distribución comprende desde México a Guayanas, Brasil y Bolivia. Su nombre común es malanga trepadora (Iliana Arias, 1998).

Capacidad de reproducción vegetativa de *S. podophyllum*

Para conocer más elementos de la biología de la especie *S. podophyllum* se cortaron 70 puntas e igual número de prepuntas del tallo, con una longitud de 25 cm de largo haciendo siembras cada 5 días en 7 parcelas con sombra y humedad requeridas, el ensayo se evaluó durante 3 meses para conocer la viabilidad de ambos materiales.

3.3.1.2. Evaluación de aislados de hongos como agentes de control biológico

Daño en condiciones naturales

En un áreas de Topes de Collantes, cercana a la Facultad de Montaña del Escambray, con altura de 700 m sobre el nivel del mar, suelo Ferralítico Rojo lixiviado típico de montaña y variedad de café Caturra Amarillo, se seleccionaron dos áreas de un cafetal, con iguales características y dimensiones de 72 y 48 m², las cuales se cercaron.

Se evaluaron las afectaciones de dos aislados de *Cercospora*, a través del método del marco cuadrado, con un área de 0,20 m², se realizaron un total de 15 lanzamientos aleatorios y se iba anotando la cantidad de hojas sanas y con síntomas en ambas parcelas. Se hicieron dos evaluaciones una en época de seca (Enero) y otra en lluvia (Mayo).

Para los análisis de estos resultados fue necesario realizar una Prueba de hipótesis de diferencias de proporciones binomiales.

Posteriormente se evaluaron las afectaciones del patógeno en las hojas, para ello se colectaron 60 de ellas con síntomas visibles de la enfermedad, las cuales se agruparon en las siguientes clases, de acuerdo al porcentaje del área foliar dañada: 1: 0-25%, 2: 25-50%, 3: 50-75% y 4: 75-100%. Las evaluaciones se hicieron de igual forma que en el experimento anterior.

Los resultados fueron procesados a través de un Análisis de varianza de clasificación doble. La comparación de medias se hizo mediante la prueba de rangos múltiples de Duncan con $p < 0,01$.

Vías de penetración

Para conocer las posibles vías de penetración del agente causal, se seleccionaron 5 hojas de 5 plantas de *S. podophyllum* que trepaban sobre el café, en el área antes descrita y época de seca, para hacerle igual número de tratamientos con los dos aislados de *Cercospora*, estos fueron: (a) punción con asa desinfectada y apósito de algodón con la solución concentrada del hongo, (b) sin punción de la misma forma, (c) abrasivo con arena en los dedos de la misma forma, (d) aspersión del hongo por la haz y el envés sin daño y finalmente, (e) aspersión dañando los lóbulos de la hoja de forma abrasiva con arena, estos dos últimos sin cubrir. En cada tratamiento se dejó un testigo el cual se trataba con agua

destilada. Los apósitos se retiraron a las 72 horas de ser colocados. Se evaluaron diariamente las afectaciones, durante un período de tiempo de 15 días, mediante la observación de síntomas visibles o daños, que pudieran aparecer en las hojas tratadas.

Patogenicidad

Se seleccionaron 20 plantas (en macetas) de *S. podophyllum*, a las cuales se le inocularon los dos aislados de *Cercospora*, a través del método abrasivo con arena y el apósito con la concentración de dicho hongo. Seguidamente se cubrieron las plantas con un nylon para favorecer dicha penetración, a las 72 horas se retiraron el apósito y el nylon. Se evaluaron diariamente las afectaciones, mediante la observación de síntomas visibles de daños, que pudieran aparecer en las hojas, durante 15 días posteriores a la inoculación

Rango de hospedantes

Se probaron los dos aislados de *Cercospora* antes mencionados frente a tres especies de plantas afines, *Xanthosoma cubense* (Schott) Schott, *Xanthosoma sagittifolium* (L.) Schott y *Colocasia esculenta* (L.) Schott. La inoculación y evaluación se realizó de la misma forma que en el ensayo anterior.

4. RESULTADOS Y DISCUSION

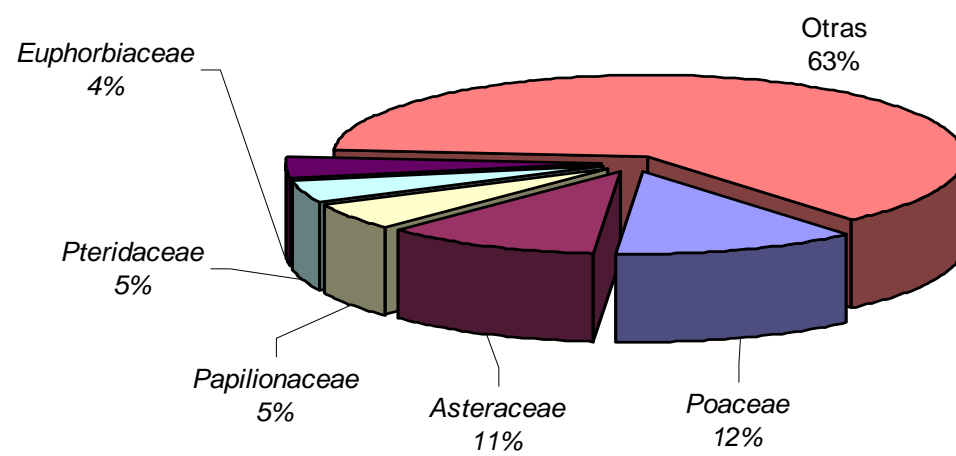
4.1. Estudio de la flora arvense en cafetales

En los registros realizados en áreas cafetaleras del país se determinaron 266 especies arvenses de 189 géneros, pertenecientes a 64 familias botánicas. Del total de especies 183 pertenecen a la clase *Magnoliatae* (Dicotiledóneas), 53 a la clase *Liliatae* (Monocotiledóneas) y 30 a la *Filicatae* (helechos). En cuanto al hábito, 146 son erectas, 57 lianas, 22 rastreras y 41 acaules (Anexo 2).

Al analizar el ciclo de vida de las especies inventariadas 74 (28%) son anuales y 192 (72%) son perennes incluyendo una especie bienal. Estos resultados coinciden con los obtenidos en cafetales por otros autores como Caro (1996) y Martínez (1991) los cuales lo atribuyen a las condiciones edafoclimáticas presentes en los cafetales.

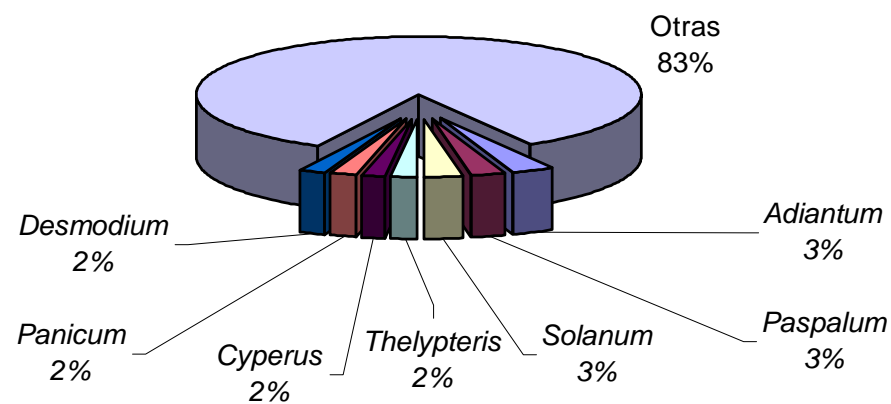
Las familias más representadas son: *Poaceae* con 33 especies, *Asteraceae* 30, *Papilionaceae* 14, *Pteridaceae* 12 y *Euphorbiaceae* 11 (Figura 1). Estos resultados concuerdan con los reportados por Gómez y Rivera (1995), a pesar de tratarse de cafetales colombianos y menor cantidad de especies (170), empero las familias reportadas tienen el mismo orden de importancia.

Figura 1. Principales familias botánicas encontradas.



Los géneros más representados son: *Adiantum* con 8 especies, *Paspalum* y *Solanum* con 7 cada uno y con 5 especies *Thelypteris*, *Cyperus*, *Panicum*, *Desmodium* e *Ipomoea*. (Figura 2). Aquí se pone de manifiesto la importancia de los helechos dentro de los cafetales, ya que los géneros *Adiantum* y *Thelypteris* están dentro de los más representados, demostrando además lo poco estudiado que estaba el grupo como arvenses.

Figura 2. Principales géneros encontrados.



Después de analizar las características botánicas, los hábitos de crecimiento de las especies arvenses encontradas en todo el país y el resultado de los diferentes coeficientes calculados, se consideran como las principales plantas arvenses del café en Cuba las siguientes: *Petiveria alliacea*, *Alternanthera tenella*, *Achyranthes aspera* var. *indica*, *Rivina humilis*, *Paspalum conjugatum*, *Euphorbia heterophila*, *Mikania cordifolia*, *Pseudelephantopus spicatus*, *Bidens cynapiifolia*, *Ipomoea tiliacea*, *Blechum pyramidatum*, *Momordica charantia*, *Desmodium axillare* var. *stoloniferum* y *Commelina diffusa* (Anexo 2).

Del total de especies registradas 176 (66%) constituyen nuevos reportes como plantas arvenses del café en Cuba, incluyendo la especie descrita *Asystasia noliae* R. A. Puente, la cual constituye un nuevo reporte para la ciencia (Anexos 2, 4 y 5), 10 especies son nuevas para la Flora de Cuba; 34 (13%) son consideradas coberturas nobles y 15 especies, el 6% son plantas ornamentales escapadas de cultivo, naturalizadas en los cafetales cubanos (Anexo 2).

Como se puede observar estos resultados demuestran la necesidad de realizar un estudio de forma integral en todas las regiones, épocas del año y tipos de suelos, por mencionar algunos factores. Se pudo constatar además, que existen serios problemas de identificación de las plantas arvenses del café, donde aparecen nombres de especies cambiadas, mal identificadas y nombres desactualizados, dado muchas veces por la falta de consultas con especialistas de la familia botánica. En aras de paliar algunas de estas incongruencias, se ofrece en el Anexo 2 el listado general (actualizado) de todas las especies encontradas en los cafetales cubanos, no se incluyeron los nombres locales por la diversidad de ellos usados.

Hay especies que a simple vista no se pueden identificar correctamente y están sujetas a confusión. En los cafetales es muy difícil de identificar, por ejemplo, en los primeros estadios, las especies *Chamissoa altissima* (Jacq.) Kunth y *Trichostigma octandrum* (L.) H.

Walt., que incluso tienen los mismos nombres vulgares de Bejuco canasta y Guaniquique, ya que son muy parecidas y con usos similares en la confección de canastas, muebles, etc.

Las especies ornamentales escapadas de cultivo, de jardines de las casas y albergues de los productores de café, se han dispersado por los cafetales de Cuba, al encontrar condiciones de sombra, humedad y frescor, que favorecen su reproducción. La mayoría se reproducen con facilidad a través de secciones del tallo e incluso de hojas, sin despreciar las diásporas (semillas y frutos botánicos). En este grupo hay especies con buenas características de coberturas nobles, siendo beneficiosas en la protección de los frágiles suelos montañosos, como la *Tradescantia zebrina* (Caro, 1996), *Tripogandra cumanensis* y *Callisia repens* (nuevas para la Flora de Cuba), esta última cubre hoy día extensas áreas en la región oriental del país y se usa además para la alimentación de animales con el material extraído de la zona de goteo, la cual debe estar limpia.

En las observaciones sistemáticas de campo se pudo corroborar, que de las especies citadas en el Anexo 2 como coberturas nobles, algunas se pueden manejar sin dificultad con sólo dejarlas crecer. Una práctica juiciosa consiste en proteger los “parches” o “manchas” en el campo, entresacándoles las especies más perjudiciales de forma manual. Con el transcurso del tiempo estos “parches” se desarrollan, aumentando de tamaño progresivamente, sin dejar crecer en su entorno las especies dañinas.

En la Tabla 12 se muestran las 15 especies (1 con 3 variedades) más promisorias, teniendo en cuenta las siguientes características: son de fácil propagación y manejo, alto porcentaje de frecuencia relativa, poseen más de una vía de propagación, rastreras estoloníferas, forman parches densos, toleran la sequía, sombra y pisoteo y no son hospederas de patógenos compatibles con el cafeto u otro cultivo importante. Un ejemplo de éstas, *Geophila repens* se observa en el Anexo 6. Es de destacar, que en esta flora estudiada existe mayor cantidad de especies de coberturas nobles que lo reportado por Gómez y Rivera (1995) para Colombia.

Tabla 12. Especies más promisorias dentro de las consideradas coberturas nobles.

Nº	Especies	Vías de Propagación
1	<i>Callisia repens</i> (Jacq.) L.	Estolones
2	<i>Desmodium axillare</i> (Sw.) DC. (Las 3 variedades)	Semillas, Estolones
3	<i>Dichondra repens</i> J. R. & G. Forster	Semillas, Estolones
4	<i>Drymaria cordata</i> (L.) Willd. ex Roem & Schult.	Semillas, Estolones
5	<i>Geophila repens</i> (L.) I.M. Johnston	Semillas, Estolones
6	<i>Hydrocotyle hirsuta</i> Sw. Var. <i>hirsuta</i>	Semillas, Estolones
7	<i>Litachne pauciflora</i> Sw.	Frutos
8	<i>Oldenlandiopsis callitrichoides</i> (Griseb.) Terrell & W. H. Lewis	Semillas, Estolones
9	<i>Oplismenus setarius</i> (Lam.) R. & S.	Frutos
10	<i>Oxalis corniculata</i> L.	Semillas, Bulbillos
11	<i>Oxalis debilis</i> Kunth var. <i>corymbosa</i> (DC.) Lourteig	Semillas, Bulbillos

Nº	Especies	Vías de Propagación
12	<i>Peperomia pellucida</i> (L.) Kunth	Semillas, Estolones
13	<i>Pilea pubescens</i> Liebm.	Semillas, Estolones
14	<i>Sida repens</i> Dombey ex Cav.	Semillas, Estolones
15	<i>Tripogandra cumanensis</i> (Kunth) Woods	Semillas, Estolones

Una de las razones del éxito del manejo de estas especies, lo constituye el hecho de que las diásporas de las especies arvenses nocivas no reciben el estímulo de la luz, humedad y el oxígeno entre otros (Baskin y Baskin, 1989). El uso de las técnicas de control de arvenses (chapea, azadón, herbicidas, etc.) limitan el desarrollo de las especies nobles, a la vez que se ven limitadas en la interferencia, alterando las condiciones antes mencionadas y tendiendo a la desaparición en los cafetales, por lo que se producen los altos grados de enyerbamiento en áreas donde los “parches” no se desarrollan.

Por un lado, el empleo de coberturas nobles hará cada vez menos necesario aplicar algunas de las técnicas de control o eliminación. Por otra parte, estas especies en su mayoría crecen de forma espontánea en las áreas cafetaleras, por lo que no hay necesidad de una inversión inicial de propágulos, ni existe el riesgo habitual, al hacer una introducción de nuevas especies al ecosistema (Nishimoto, 1996). Estas reflexiones tendrán éxito donde los productores apliquen correctamente el concepto de plantas arvenses y no el de malas hierbas o malezas. El productor privado presume de tener sus áreas sin coberturas, lo cual hoy día se considera un error, ya que se necesita mayor diversidad en el agroecosistema y la protección de los suelos.

Para corroborar lo planteado por Nishimoto (1996), de que el manejo de los cultivos de coberturas son específicos según las localidades, obsérvese el Anexo 9, que de las 36 plantas comunes a todos los factores registradas allí, sólo hay 2 especies consideradas coberturas nobles (números 6 y 11), por lo que en cada región del país existen especies autóctonas promisorias, para ser usadas como coberturas nobles sin necesidad de hacer nuevas introducciones.

Descripción de la nueva especie *Asystasia noliae* R. A. Puente

Planta perenne, herbácea de hasta 60 cm, tallo anguloso, peloso, nudos rojizos. Hojas opuestas, lanceoladas u ovoides, penninervia, nervios prominentes en el envés, pelositas en ambos lados, peciolo largo de 1-5 cm, algo morados en la base, lámina de la hoja de 5-8 cm de largo por 1,5-4 cm de ancho, truncadas, borde entero, ápice agudo. Inflorescencia en racimo. Flor bilabiada, de color blanca, labio inferior morada, estambres didínamos, tecas con rayas de color morado a negro. Cáliz gamopétalo con 5 segmentos hasta un poco más de la mitad, peloso de 6 mm. Fruto en cápsula alargada de 2,5-3,5 cm, dehiscente, diásporas 3-4 planas, redondeadas de cubierta corrugadas, 4 mm. (Anexos 4 y 5).

Ejemplar tipo de Rancho Canelo en Bahía Honda, Pinar del Río, Cuba occidental.

Depositado en el Herbario del Instituto de Ecología y Sistemática del CITMA.

Isótipos depositados en los herbarios de la Facultad de Montaña del Escambray, Jardín Botánico Nacional y Santiago de las Vegas.

Tabla 13. Promedio y número de especies por regiones.

Regiones	Campos	Área (ha)	Total de especies reportadas	Promedio de especies por campo
Occidental	20	134,2	161	56
Central	29	153	179	45
Oriental	71	424	226	47

De las especies reportadas 161 aparecen en la región occidental, 179 en la central y 226 en la oriental (Anexo 3), pudiendo influir en éstas cifras el área evaluada para cada región del país. Continuando con el análisis de las regiones, en el occidente aparecieron 13 especies que no están en el resto, 18 en la central y 49 para la oriental. En éste último resultado puede influir el factor área, ya que precisamente a esta región pertenece la mayor cantidad de cafetales evaluados. No se debe obviar en estos análisis la diferencia que existe en la posición geográfica de los cafetales en las tres regiones, alcanzando 3 grados de latitud y 9 grados de longitud (Anexo 1).

El promedio de especies por campo (Tabla 14) es diferente para todos los suelos, al igual que el área evaluada en cada caso, poniéndose en evidencia que es el factor que más influye en la cantidad y distribución de las especies. Los cafetales cubanos están plantados sobre suelos de diferentes características, las cuales señalamos en el capítulo anterior, pudiendo ser esta la causa de tales diferencias. El comportamiento de este resultado apareció al calcular el Coeficiente de comunidad, el cual refleja que solo el 14% de las especies encontradas son comunes para todos los suelos.

Tabla 14. Promedio y número de especies por suelos.

Suelo	Total de especies reportadas	Promedio de especies por campo
Aluvial	73	41
Ferralítico Rojo lixiviado típico de montaña	153	45
Ferralítico Rojo	168	57
Fersialítico Pardo rojizo	130	53
Pardo con carbonato	95	37
Pardo sin carbonato	250	48

El promedio de especies por campo, en las tres alturas, se observa en la Tabla 15 donde prácticamente no hay diferencias entre ellas, máxime cuando se evalúan cafetales en tres regiones del país, quedando evidenciado una vez más la homogeneidad que existe entre las áreas evaluadas.

Tabla 15. Promedio y número especies por rangos de alturas.

Rango de alturas	Campos	Total de especies reportadas	Promedio de especies por campo
< 250 m s. n. m.	48	219	47
250–500 m s. n. m.	50	240	50
> 500 m s. n. m.	22	182	46

Se calculó el promedio y número de especies por campo, según la edad del cafetal (Tabla 16). Se observa que los cafetales ya establecidos con más de 10 años, tienen casi todas las especies reportadas en este estudio, lo que pudiera estar influenciado por la cantidad de área evaluada (la mayor), aunque las especies de plantas arvenses encontradas, son perennes en su mayoría (72%), estando adaptadas para ocupar estos nichos.

Tabla 16. Promedio y número de especies por edad del cultivo.

Rango de edades	Campos	Total de especies reportadas	Promedio de especies por campos
< de 4 años	5	139	50
4 – 10 años	33	211	47
> de 10 años	82	256	48

En general el promedio de especies por cafetales es de 48. Después de analizar varios factores con respecto al promedio de especies por campo, se puede deducir que el único factor que influye es el tipo de suelo, analizado con anterioridad.

A continuación se analizan algunos resultados del cálculo del Coeficiente de comunidad:

De las especies reportadas 38 (14%) son comunes a todos los suelos evaluados, 159 (60%) son comunes a todas las alturas, 176 (66%) lo son también para las pendientes, para los estados del cafetal 119 especies (45%) son comunes a todos y para las diferentes edades del cafeto 124 especies (47%) son comunes. Finalmente, 116 especies (44%) son comunes a las tres regiones del país y 230 (86%) lo son para las dos épocas del año. No hay diferencias marcadas entre la cantidad de especies por épocas del año, ya que en lluvia aparecieron 252 especies (95%) del total, contra 244 (92%) en seca, similares resultados a los de Dieppa *et al.* (1990). Un total de 85 especies (32%) son dominantes en los cafetales evaluados.

Se puede deducir de los resultados anteriores que, el factor suelo es el que más influye sobre la distribución de las especies reportadas, al igual que el promedio de especies por

campo, analizado anteriormente, coincidiendo con los resultados de Pérez y Pedroso (1987) en las arvenses de los cítricos de Cuba, estudio que sirve de referencia por tratarse de un cultivo perenne. Las especies de arvenses tienen diferentes rangos de plasticidad ecológica, influyendo para ello la fertilidad del suelo, pH y humedad por mencionar algunos elementos.

Le sigue en orden descendente, en cuanto a la distribución de especies, el factor región del país, ya que sólo el 44% de las especies encontradas son comunes a las tres, esto se debe al parecer, a la posición geográfica de Cuba en el mundo, descrita anteriormente (Anexo 1).

Como se aprecia en la Tabla 17, el Coeficiente de afinidad entre algunas especies es alto, por lo que se deduce que existe una comunidad entre ellas. Las asociaciones de plantas pueden estar dadas por el grado de parentesco entre las especies, exigencias nutricionales y edafoclimáticas, enemigos naturales y grado de antropización entre otros. Al analizar por ejemplo, las especies *Petiveria alliacea* y *Rivina humilis*, se observa que el Coeficiente de afinidad entre ellas es de 99%, prácticamente cuando aparecen lo hacen juntas, en este caso puede estar dado porque ambas son de la familia *Phytolaccaceae* y además, prefieren los suelos ácidos y de bajas alturas sobre el nivel del mar. Por el contrario, no sucede así con las especies del género *Desmodium* recogidas en la tabla, que la cifra es de 64%, o sea no siempre el grado de parentesco influye en la distribución.

Tabla 17. Coeficiente de afinidad (%) para algunas especies más frecuentes.

%	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13
1	X	69	62	99	57	56	79	64	74	93	72	69	61
2		X	65	69	58	62	69	65	62	79	74	72	59
3			X	72	61	44	53	57	69	71	64	69	60
4				X	62	59	76	64	80	96	70	73	63
5					X	67	47	68	67	74	69	80	66
6						X	48	59	49	62	62	64	53
7							X	54	80	80	69	64	46
8								X	59	71	73	68	63
9									X	86	73	82	57
10										X	85	78	70
11											X	74	65
12												X	62
13													X

Leyenda: Especies analizadas

- | | | | |
|---|--|----|----------------------------|
| 1 | <i>Petiveria alliacea</i> | 8 | <i>Paspalum conjugatum</i> |
| 2 | <i>Blechum pyramidatum</i> | 9 | <i>Bidens cynapiifolia</i> |
| 3 | <i>Achyranthes aspera</i> var. <i>indica</i> | 10 | <i>Momordica charantia</i> |
| 4 | <i>Rivina humilis</i> | 11 | <i>Commelina diffusa</i> |
| 5 | <i>Pseudelephantopus spicatus</i> | 12 | <i>Desmodium incanum</i> |
| 6 | <i>Desmodium axillare</i> | 13 | <i>Urena sinuata</i> |
| 7 | <i>Priva lappulacea</i> | | |

El Coeficiente genérico fue de 71%, evidenciando la homogeneidad que existe en las áreas evaluadas, ya que cuanto más heterogéneas son las condiciones ecológicas tanto más aumenta la proporción de las especies por cada género, y tanto más desciende el coeficiente genérico. Y por el contrario, a medida que las condiciones ecológicas tienden a uniformarse, gracias a la influencia de un factor dominante (sequía, humedad, salinidad y elevadas temperaturas, etc.), el número promedio de especies por cada género tiende a disminuir y el coeficiente genérico aumenta. Para este caso el promedio de especies por género es de 1,4.

En determinadas áreas los árboles de sombra se convierten en un serio problema, ya que los mismos dispersan sus diásporas en grandes cantidades, las cuales germinan y crecen a gran velocidad, tomando mayor tamaño que las plantas arvenses. Los casos más críticos fueron observados con las leguminosas *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit y *Albizia lebbek* (L.) Benth. Una vez que las plántulas están desarrolladas se convierten en un mal perenne, ya que constantemente rebrotan y si se les deja crecer, a la larga habrán problemas de exceso de sombra.

Por primera vez se identifican 30 especies de helechos que crecen en los cafetales de la isla ya que con anterioridad los registros publicados se limitaban a ofrecer la cifra, pequeña por cierto, de especies sin una correcta identificación. Esto se debe fundamentalmente, al desconocimiento que existe del grupo y por darle poca importancia. Sin embargo, las especies de menor porte juegan un importante papel como protectores de suelo sin interferir al cultivo.

El listado de helechos encontrados se puede observar en el Anexo 2 y la clave para la determinación de los géneros en el Anexo 8. Este grupo de plantas desempeñan un importante papel en la evolución del ecosistema al servir de pioneras (primeras en invadir). Además, según Martínez (1997) los helechos son indicadores del uso indiscriminado o no de plaguicidas en cafetales y agrega que son indicadores también de suelos muy ácidos, lavados, con problemas de fertilidad o disponibilidad de nutrientes.

Algo similar ha ocurrido con las especies de arvenses lianas o trepadoras en que los registros son pequeños e incluso algunas publicaciones se limitan a mencionar la cifra solamente. Es posible que el hecho de evaluar las llamadas “calles” en los cafetales no permita registrar con exactitud las especies que crecen, ya que éstas lo hacen muy cerca del tronco del cultivo para ascender en busca de la luz.

En el Anexo 2 se recogen las 57 especies de lianas encontradas en los cafetales cubanos, estos causan al cafeto una doble interferencia, pues compiten en el suelo al igual que las demás especies y al ascender por la planta, reducen el área fotosintética del cultivo,

disminuyendo los rendimientos y dañando sus ramas. La práctica común de control es arrancarlo manualmente y colocarlo en las ramas inferiores para que no quede haciendo contacto con el suelo, pero algunas especies poseen otros mecanismos para la propagación como son: partes del tallo, tubérculos y propágulos aéreos por sólo mencionar algunos. En el Anexo 7 se ofrece una clave para determinar las especies más comunes de lianas que aparecen en los cafetales cubanos.

Un comentario aparte merecen los cafetales asociados a pinares, en estos se aprecia muy poco enyerbamiento y un promedio de 25 especies por campo. La razón se debe a un fenómeno hormonal ya que debajo de los pinares se acumulan gran cantidad de acículas de pino que al descomponerse forman compuestos químicos llamados picnogenoles, capaces de inhibir la germinación de las diásporas de plantas arvenses. El picnogenol del pino inhibe la actividad del ácido indolacético-oxidasa, una enzima cuya función es mantener el nivel óptimo de la hormona de crecimiento ácido indolacético; por consiguiente, la hormona se acumula y su exceso perturba el crecimiento vegetal (Masquelier 1979).

Del total de especies reportadas en los cafetales evaluados, 36 son comunes a todas las condiciones evaluadas (Anexo 9), la tabla del Anexo 10 muestra cuáles especies son las más importantes para el cultivo. Y si a esto le agregamos las características botánicas y los hábitos de crecimiento por especies, saldrían las formas de manejo adecuadas en cada caso.

Además, 85 especies son las dominantes al menos una vez, aquí están las especies que causan las mayores pérdidas al cultivo. Otras especies prácticamente no tienen interés por la Frecuencia de aparición, por ejemplo con una vez (0,4 %) existen 20 especies y con 2 veces (0,8%) hay 22, por lo que 42 especies (16%) no constituyen problemas en las áreas cafetaleras, máxime cuando el número de observaciones es 240 (ambas épocas).

Por otra parte, una especie puede ser muy frecuente en las áreas y tener grado I de enyerbamiento, la cual tiene poca importancia desde el punto de vista de presión de arvense, este puede ser el caso de la especie *Solanum torvum*, que como se aprecia en el Anexo 10, es tan frecuente como la especie *Petiveria alliacea*, sin embargo, tiene grado cero de dominancia. En el caso de la segunda especie el problema se torna grave, ya que esta especie como se observa en dicho anexo, es muy frecuente (67%), tiene el mayor porcentaje de dominancia (21.3%) y el de cubrimiento real (12%). Además esta especie causa grandes interferencias a los cultivos al igual que su similar *Rivina humilis*. Finalmente, estos coeficientes calculados ofrecen la realidad del problema, muchas veces enmascarado si no se analizan áreas de forma integral.

En el análisis de clasificación jerárquica (Anexo 13) formado por los factores y campos seleccionados en el análisis factorial de correspondencia simple (Anexos 11 y 12), se pueden distinguir 4 clases bien agrupadas por las siguientes características:

Clase 1: Cafetales de mediano tamaño en la región central, suelos Pardo sin carbonatos, sin pendientes, con variedad de café Caturra amarillo, diferentes alturas sobre el nivel del mar y con pocas especies como plantas arvenses. Forman la clase 18 campos.

Clase 2: Cafetales del centro con áreas pequeñas, sobre suelos Ferralíticos Rojos lixiviados típicos de montaña y Pardo sin carbonatos con mucha pendiente, de mediana a grandes alturas, variedad de café Caturra amarillo y las plantas arvenses formadas por lianas, helechos y monocotiledóneas. La forman 4 campos.

Clase 3: Cafetales orientales de áreas medianas con suelos Pardos sin carbonatos, de mucha altura y pendiente, con variedad de café Caturra amarillo, la flora arvense caracterizada por gran diversidad de especies. Forman la clase un total de 35 campos.

Clase 4: Cafetales de la región oriental, áreas medianas, suelo Pardo sin carbonato, llanos pero a mayor altura sobre el nivel del mar, variedad de café Caturra amarillo. La flora arvense caracterizada por poca diversidad de especies, empero con mayores grados de enyerbamientos. La clase la forman 4 campos.

Entre los elementos que conforman las clases, el comportamiento de la cantidad y tipos de especies, entre otros elementos, demuestran el equilibrio del ecosistema (Altieri, 1997). Al analizar las 4 clases formadas, la 1, 2 y 4, se puede apreciar que existen problemas en esos campos con una fuerte influencia del hombre, ya sea con el control de las arvenses, como por el manejo inadecuado del agroecosistema; en ellos la poca diversidad de especies evidencia lo alterado que se encuentra el medio y se agrava en las clases 2 y 4. En la primera de éstas, predominan las lianas y monocotiledóneas anuales, así como otras especies buenas indicadoras, los helechos (Martínez, 1997). Para el caso de la 4, se observa otra manifestación de la alteración y es la poca biodiversidad, pero con altos grados de enyerbamientos.

Por otra parte, hay otra evidencia de la homogeneidad en que se encuentran los cafetales evaluados, demostrado con el Coeficiente genérico calculado; la clase 3 agrupa el 30% de ellos, sin embargo tienen el mismo suelo Pardo sin carbonato y variedad de café (Caturra Amarillo) que los otros. Aquí se diferencian por el nivel de antropización que tienen, analizado anteriormente.

4.2. Diásporas de arvenses en el suelo

Como se puede apreciar en la Tabla 18 hay diferencias significativas en las profundidades, depositándose la mayor cantidad en los primeros 5 cm y prácticamente se reduce a la mitad

el contenido de diásporas de una profundidad a la otra. Esta distribución está dada porque en los cafetales el laboreo es mínimo y no se invierte el prisma, haciéndose un depósito no alterado con las labores agrícolas Egley y Williams (1990).

Por otra parte al comparar las posiciones en que fueron tomadas las muestras en los cafetales, existen diferencias significativas entre ellas, siendo superior el acumulado de diásporas en la posición superior (Tabla 18). La razón de este acumulado es que en la parte inferior del campo existen mejores condiciones de temperatura, humedad, etc, que favorecen la germinación de las diásporas (Baskin y Baskin, 1989), en consecuencia, el banco de diásporas al compararlo con el de la posición superior es menor. Además, lo corrobora la mayor cantidad de especies presentes en la posición inferior del cafetal.

Tabla 18. Influencia de la profundidad y la posición de las tomas de muestras sobre la cantidad de diásporas en suelos cafetaleros.

Profundidad	Número de diásporas / V		
	Posición en el campo		\bar{X} Profundidad
	Parte Inferior	Parte Superior	
0-5	13 c	29 d	21 c
5-10	8 b	12 c	10 b
10-15	4 a	5 a	5 a
	$S_{\bar{x}} = 0,209178 *$		$S_{\bar{x}} = 0,147911 *$
\bar{X} Posición	8 a	15 b	CV = 11,23 %
	$S_{\bar{x}} = 0,120769 *$		

Los datos fueron transformados a \sqrt{X} , letras diferentes muestran significación estadística de acuerdo a la décima de rangos múltiples de Duncan con $p < 0,05$. $V = 24,5 \text{ cm}^3$

En la Tabla 19 que se presenta a continuación, para el factor pendiente, existe similitud entre la más pequeña (10%) y la mediana (55%), pero ambas difieren significativamente con la mayor (70%). La diferencia muestra que en suelos con acentuadas pendientes, el depósito de diásporas es mayor para la parte superior del campo, donde se acentúan las condiciones desfavorables para la germinación de las diásporas y consecuentemente se mantiene una mayor proporción de éstas, latentes en el suelo.

Estos resultados se corroboran con la germinación de las diásporas, que es mayor en la parte superior del campo, ya que existe una mayor proporción de ellas, viables en éstas condiciones.

De igual forma que en el experimento anterior, los acumulados de diásporas en estos resultados son mayores en la profundidad de 0-5 cm del cafetal, obsérvese (Tabla 19), como nuevamente se reduce a la mitad el contenido de diásporas de una profundidad a la otra.

Para la interacción entre los factores, existen diferencias significativas entre pendiente x posición ya que al haber mayor pendiente en el cafetal se hace más evidente la diferencia en las posiciones, acumulándose, como ya se había visto, cifras mayores de diásporas para las superiores. Para las demás interacciones, pendiente x profundidad, posición x profundidad y pendiente x posición x profundidad no existe diferencias significativas.

El resultado de la germinación de las diásporas es muy bajo con relación a las extraídas del suelo, comportándose para los factores pendiente, posición y profundidad en la misma proporción. Empero, existen diferencias significativas para la pendiente x posición y para la pendiente x profundidad, por lo explicado anteriormente, que al haber mayores pendientes se acentúan más las características para la germinación en la posición y la profundidad y entre estos factores juntos no hay interacción.

Tabla 19. Influencia de la profundidad, posición de la toma de muestras y pendiente sobre la cantidad de diásporas y su germinación en cafetales.

Factor		Diásporas / V	S _{x̄}	Germinación / V	S _{x̄}
Pendiente (%)	10	8 a	0,144606*	1,00 a	0,056126 *
	55	7 a		0,60 a	
	70	16 b		2,27 b	
Posición en el campo	Inferior	8 a	0,118069*	1,00 a	0,0458257 *
	Superior	13 b		1,50 b	
Profundidad (cm)	0-5	18 a	0,144606*	2,60 a	0,056126 *
	5-10	9 b		1,00 b	
	10-15	4 c		0,10 c	
Pendiente x Posición		0,204504*		0,079374 *	
Pendiente x Profundidad		0,250465 N. S		0,097213 *	
Posición x Profundidad		0,204509 N. S		0,079374 N. S.	
Pendiente x Posición x Profundidad		0,354211 N. S		0,137479 N. S.	
		CV= 42%		CV= 33,6%	

Los datos fueron transformados a $\sqrt{X+1}$ para el análisis trifactorial, letras diferentes para cada factor muestran significación estadística de acuerdo a la dócima de rangos múltiples de Duncan con $p < 0,05$.

$$V = 24,5 \text{ cm}^3$$

Al comparar el resultado del conteo y la germinación de las diásporas a nivel de regiones del país (Tabla 20), la occidental difiere significativamente de la central y la oriental, sin embargo, estas a su vez son similares. Nuevamente, se obtienen iguales resultados para el contenido de diásporas en los factores Profundidad y Posición en el campo ya explicados. Para la interacción entre los factores no existen diferencias, por lo que lo analizado con anterioridad se cumple para las tres regiones de Cuba. Por su parte la germinación de las diásporas es independiente a la Región del país y a la Posición. Sin embargo, para las profundidades si se mantienen diferencias significativas en cuanto a la germinación. Estos

resultados concuerdan con los de Caro (1996), al analizar las semejanzas de los factores edafoclimáticos entre las regiones central y oriental de Cuba.

Tabla 20. Influencia de la región cafetalera, posición de la toma de muestras y profundidad sobre la cantidad de diásporas y su germinación en cafetales.

Factor		Diásporas / V	S \bar{x}	Germinación / V	S \bar{x}
Región	Occidente	13 a	0,086681 *	2,3	0,04805 N. S.
	Centro	16 b		2,7	
	Oriente	15 b		2,4	
Posición en el campo	Inferior	13 a	0,070777 *	2,3	0,03923 N. S.
	Superior	16,2 b		2,6	
Profundidad (cm.)	0-5	26 a	0,086681 *	5 a	0,04805 *
	5-10	12 b		2,3 b	
	10-15	6 c		0,4 c	
Región x Posición		0,1223858 N. S.		0,06795 N. S.	
Región x Profundidad		0,1501366 N. S.		0,08322 N. S.	
Posición x Profundidad		0,1225858 N. S.		0,06795 N. S.	
Región x Posición x Profundidad		0,212325 N. S.		0,11769 N. S.	
		CV= 42%		CV= 33,6%	

Los datos fueron transformados a $\sqrt{X+1}$ para el análisis trifactorial, letras diferentes para cada factor muestran significación estadística de acuerdo a la dócima de rangos múltiples de Duncan con $p < 0,05$. $V = 24,5 \text{ cm}^3$

Haciendo un resumen de estos tres experimentos, cabe señalar que las diásporas de las plantas arvenses en suelos cafetaleros, independientemente de la región del país, se distribuyen mayoritariamente en los primeros 5 cm de profundidad y esta cifra disminuye alrededor de la mitad a medida que desciende de una profundidad a la otra, explicado por el mínimo laboreo que existe en los cafetales.

En cuanto al factor pendiente los acumulados de diásporas son mayores en grandes pendientes (70%), estando al parecer, muy relacionado con el factor posición de la toma de muestras, en la que los acumulados mayores de éstas son en la parte superior del cafetal. Por otra parte la germinación de las diásporas es muy baja con relación a la cifras extraídas del suelo, esta se comporta, por factores, similar al conteo. No hay diferencias entre los niveles de diásporas y el tipo de suelo presente en los experimentos.

Las diásporas extraídas del suelo poseen un bajo porcentaje de germinación, dado a diferentes condiciones de tipo internas como externas, siendo menor para aquellas diásporas que están en profundidades mayores, donde van perdiendo su viabilidad si no germinan en tiempo (Cilia Fuentes, 1997). La pérdida de viabilidad de las diásporas de arvenses enterradas en el suelo, varía según la especie, algunas a los dos meses de ser enterradas la pierden hasta el 50%, otras en el transcurso de un año (Egley y Williams, 1990).

Como en los cafetales no se rotura el suelo, las diásporas se van depositando por las llamadas "lluvias", las cuales provienen de las plantas madres, algunas germinan, otras son dañadas por los patógenos, otras arrastradas por las aguas o trasladadas por el hombre y los animales. Las que quedan van penetrando en el suelo por las aberturas que dejan las plantas al morir, las hendiduras que se producen por desecación, etc. y a medida que los restos de plantas y animales se van depositando, las diásporas quedan enterradas en las profundidades del suelo, con la consiguiente pérdida de viabilidad, analizada anteriormente. Por esto los resultados generales de la germinación se comportan en los mismos niveles que la extracción del suelo, ya que es mucho el tiempo transcurrido para que una diáspora se encuentre a más de 5 cm de profundidad.

Teniendo en cuenta que la distribución de diásporas en suelos cafetaleros, es reducida a la mitad aproximadamente de una profundidad a otra, en una proporción 4:2:1, el mayor porcentaje se encuentra en los 10 primeros centímetros, y que el método de Labrada (1991) es engorroso y usa reactivos químicos deficitarios, se evaluó un nuevo método de conteo de diásporas en el suelo, el cual se comparó con el anterior. Los resultados se ofrecen en la Tabla 21.

Tabla 21. Comparación de métodos de conteo de diásporas en el suelo.

Observaciones	Labrada (1991)	Propuesto
	Miles de diásporas / m ² a 10 cm de profundidad	
1	188,00	147, 83
2	170,00	170, 52
3	280,00	273, 33
4	270,00	264, 40
5	186,00	174, 60
6	380,00	400,00
7	170,00	168, 24
8	120,00	115, 20
9	126,00	127, 80
10	40,00	36, 36
11	164,00	158, 52
12	42,00	42, 125
13	340,00	310, 28
14	44,00	37, 53
15	116,00	117, 103
16	184,00	183, 29
17	100,00	99, 852
18	140,00	141, 125
19	28,00	28, 23
	$X^2_{0.05} = 28,87$	$X^2 = 17,72$ N. S.
	$X^2_{0.01} = 34,81$	

Analizando los resultados expuestos en la tabla anterior, se puede decir que no hay diferencias estadísticas entre ambos métodos, obteniéndose aproximadamente los mismos resultados, pero el método propuesto resultó más económico y práctico. Con la aplicación del mismo, se ahorran los reactivos químicos y tiempo, porque la muestra procesada es más pequeña, además dichos reactivos son deficitarios en el país y costosos (Tabla 22).

Otra de las ventajas del método propuesto es que con sólo tomar 5 cm de suelo se llega a conocer la cantidad aproximada de diásporas en las otras profundidades, que de acuerdo a los resultados del conteo y la germinación, son los primeros 10 cm los que se necesitan conocer.

Tabla 22. Comparación de métodos de extracción de diásporas del suelo.

	Método de Labrada (1991)	Método propuesto
Productos usados	Éter dietílico, bromoformo, cloruro de cinc, potasa o sal y agua corriente	Agua corriente en menor cuantía
Eficacia	Es menor, usa un tamiz de 0,25 mm	Es mayor, usa un tamiz de 0,08 mm
Tiempo	30 minutos por muestra	5 minutos por muestras
Cantidad de muestras	1 muestra de 20 puntos / ha a 10 cm de profundidad	10 muestras como mínimo a 5cm de profundidad
Instrumental	Cristalería y papel de filtro	No lleva

Los últimos resultados de la comparación de métodos de extracción de diásporas, en 19 cafetales, evidenciaron que los factores alturas sobre el nivel del mar, tipo de suelo y pendiente, entre otros, no influyen en los niveles de diásporas en el suelo, esto se puede observar en las Tablas 10 y 21 donde aparecen las cifras extraídas.

4.3. Agentes patógenos en las plantas arvenses

Se procesaron un total de 350 muestras en las tres regiones del país. La región oriental resultó tener el doble de muestras analizadas que la central y esta a su vez casi el doble de la occidental, lo cual se debe a la cantidad de área evaluada (Tabla 11). A 225 (64,2%) se les pudo determinar el agente causal, basado en lo publicado, el resto requieren de estudios ulteriores de patogenicidad, por lo que el reporte puede ser superior, con más novedad científica si analizamos que, existen 63 agentes causales que no han sido identificados, incluyendo las plantas arvenses del cafeto y algunas de sombra o asociadas (Anexos 15 y 16).

Se debe señalar que éstas plantas que se nombran asociadas, juegan un papel importante dentro de estos ecosistemas, donde se encuentran especies epífitas, de sombra o escapadas, etc, por lo que se incluyeron en el estudio de sus patógenos como posibles hospedantes alternos de enfermedades.

Se hace un reporte de 123 especies arvenses de 45 familias botánicas, con sus respectivos patógenos, algunos con más de uno (Anexos 15 y 16), 41 de ellos nuevos para Cuba, siendo éste muy superior al realizado por Martínez (1991) de 12 especies de plantas arvenses hospedadas de 7 géneros de hongos y uno de insectos en el Municipio de Guisa. En el país no existe un cultivo al que se le haya realizado un estudio similar, donde se evalúen los patógenos de sus plantas arvenses a lo largo y ancho de la isla en las dos épocas del año, teniendo en cuenta que la interacción entre las arvenses y las plagas asociadas, según Labrada y Parker (1996), debe ser objeto de una correcta comprensión para el Manejo Integrado de Plagas (MIP).

Otro elemento interesante fue la aparición de *Phyllosticta* sp. en las hospedantes asociadas *Petiveria alliacea* y *Rivina humilis* de la familia *Phytolaccaceae*, las cuales resultaron tener un Coeficiente de afinidad del 99% (Tabla 16) y ser muy frecuentes en los cafetales cubanos con altos grados de enyerbamiento, por lo que su uso como agente de biocontrol, resolvería en gran medida problemas de enmalezamiento de extensas áreas.

El género *Puccinia* fue el que más apareció entre las plantas arvenses, en todas las regiones y épocas del año, por lo que lo hace también el de mayores posibilidades de ser usado como agente de biocontrol (Anexo 17). El de menos posibilidades es el *Colletotrichum* (a pesar que en todos los casos se reporta por primera vez en Cuba sobre sus respectivos hospedantes) ya que no se encontró amplia distribución en los cafetales evaluados. Empero en algunos países del mundo éste último género es el más usado comercialmente como microherbicida; por lo que debe servir de premisa para profundizar en el estudio de sus peculiaridades en los agroecosistemas cafetaleros del país.

Otro hallazgo interesante fue la presencia de enfermedades parasitarias comunes para algunas especies arvenses, que pueden o no ser de la misma familia, lo que presupone estudios posteriores con los mismos, con el objetivo de crear un agente de biocontrol de amplio rango.

Con relación a hospedantes de patógenos de otros cultivos de interés económico, cabe señalar la aparición de *Pseudoperonospora cubensis* (Berk et Curt) Rostow en casi todas las Cucurbitáceas registradas, siendo este el productor del “mildiu algodonoso” de esta familia, por lo que se amplía el rango de hospedantes alternos. Algo similar ocurre con *Albugo ipomoea-panduranae* (Schw.) Swingle afectando a las especies del género *Ipomoea*, al cual pertenece el boniato.

Ninguno de los patógenos encontrados en las plantas arvenses es causante de alguna enfermedad del café, por lo que de las 123 especies reportadas ninguna resultó ser hospedera de enfermedades del cultivo.

4.3.1 Biología de la planta *Syngonium podophyllum* Schott.

La especie escapada de cultivo *S. podophyllum*, se ha convertido en un serio problema en muchas áreas cafetaleras y cacaoteras, ya que la misma tiene hábitos rastreros y trepadores con una producción alta de materia seca. En las condiciones en que se desarrollan estos cultivos, la planta ha encontrado condiciones ideales para desarrollarse, siendo muy difícil de erradicar, ya que por medio de los herbicidas es muy costoso y por el control mecánico lo que se logra es una mejor dispersión a través de las porciones del tallo.

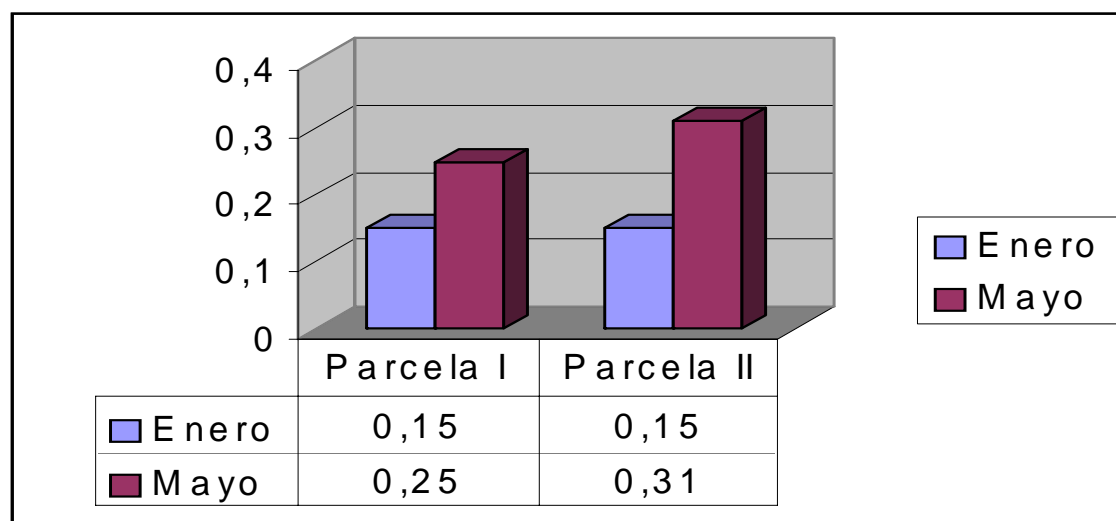
Para la propagación de la planta *S. podophyllum* cualquier parte del tallo es viable, fundamentalmente la punta con una alta viabilidad. El 74.2% de las puntas fue capaz de enraizar (8 días) contra un 50% de las prepuntas plantadas. Como se puede observar en el Anexo 18, la siembra 7 realizada a los 30 días de cortado el material, el 40% de las puntas enraizó mientras las prepuntas no, ya que precisamente en la punta existe la dominancia apical y mayor cantidad de hormonas de crecimiento.

4.3.2 Evaluación de cepas de hongos como agentes de control biológico

Daños en condiciones naturales

Para analizar los resultados de la incidencia del patógeno en las dos parcelas y épocas del año (Figura 4), se realizó una Prueba de hipótesis de diferencias de proporciones binomiales, rechazándose la hipótesis nula con un alfa igual a 0,01, lo que prueba que el grado de afectación en Mayo (primavera) fue significativamente mayor que en Enero (seca). En estos resultados puede influir el factor temperatura, ya que la época de seca coincide con que las mismas sean más bajas y viceversa, por lo que las bajas temperaturas dificultan el desarrollo del patógeno. Además, precisamente en el mes de Mayo es donde la planta tiene su mayor esplendor.

Figura 4. Incidencia del patógeno por parcelas en las dos épocas del año.



Como resultados del análisis realizado sobre las afectaciones del patógeno en las hojas de la especie *S. podophyllum*, se corrobora, que no hay diferencias significativas entre las parcelas evaluadas (Tabla 23). Además, existen diferencias significativas entre las épocas del año, siendo mayor el daño en las hojas de ambas parcelas para el mes de Mayo (Primavera). Es válida también aquí la explicación del factor temperatura.

Tabla 23. Resultados de la afectación del patógeno en las hojas

Epoca	Parcela I	Parcelas II	\bar{X} Epoca
Enero	0,3333 a	0,2666 a	0,3 a
Mayo	0,4833 b	0,4417 b	0,46 b
\bar{X} Parcela	$S_{\bar{x}} = 0,033187$		$S_{\bar{x}} = 0,02346$
	0,4083 a	0,3841 b	CV= 22,37
	$S_{\bar{x}} = 0,02346$		

De lo anterior se deduce que, en los meses de primavera, cuando más desarrollada está la especie de arvense, es cuando se producen las mayores afectaciones del patógeno, por lo que de usarse el mismo, este sería el momento idóneo para aplicarlo.

El resultado de los ensayos preliminares con los aislados de *Cercospora* en el control de esta trepadora fue alentador, apareciendo la clorosis a las 72 horas y la necrosis a los 6 días en la zona inoculada, tanto en condiciones de campo como controladas, la cual se va extendiendo progresivamente (Anexo 19). Se comprobó que de las formas ensayadas para comprobar la vía de penetración del patógeno, la técnica abrasivo con arena y adhiriendo el mismo a la zona dañada, resultó la idónea en las dos condiciones evaluadas.

Este resultado presupone nuevos estudios de aplicación del patógeno con un daño mayor, para favorecer la penetración del mismo y pueda ser empleado como un agente de biocontrol. Por ejemplo, hacer aplicaciones de los aislados después de una chapea, preferiblemente en época de lluvia, teniendo en cuenta los resultados de las dos parcelas, anteriormente analizados.

Al inocular las dos especies de *Cercospora*, con similares ensayos, en la planta arvense *X. cubense* y las especies comerciales de malangas, *X. sagittifolium* y *C. esculenta*, los resultados fueron negativos. La primera de ellas tiene una amplia distribución en cafetales de Cuba y las restantes, aunque son cultivos comerciales suelen aparecer como plantas arvenses en muchas áreas cafetaleras donde se han escapado o se suele cultivar, aprovechando las cañadas o lugares más húmedos de los cafetales.

5. CONCLUSIONES

1. La cifra de plantas arvenses del cafeto registradas en este trabajo fue de 266 especies, 189 géneros pertenecientes a 64 familias, de éstas 85 especies fueron dominantes al menos una vez. Treinta y seis especies fueron comunes a todas las condiciones estudiadas. Las familias con mayor número de representantes fueron *Poaceae*, *Asteraceae*, *Papilionaceae* y *Pteridaceae* y los géneros *Adiantum*, *Paspalum*, y *Thelypteris*. No hubo marcadas diferencias en la cantidad de especies por épocas, el promedio fue de 48 especies por cafetal.
2. De las especies reportadas, *Asystasia noliae* R. A. Punte es nueva para la ciencia y 10 para la flora de Cuba. El factor que más determina en la distribución de especies es el suelo, ya que solo el 14% de las especies reportadas son comunes a todos los tipos de suelo.
3. De las plantas arvenses reportadas como coberturas nobles, 15 especies son las más promisorias para ser utilizadas como tal.
4. Las asociaciones de plantas están agrupadas en 4 clases, en las que los factores antropocéntricos juegan un importante papel.
5. Con las claves elaboradas en este trabajo se pueden identificar los géneros de Helechos, especies de Lianas y Diásporas más frecuentes.
6. Las diásporas de las plantas arvenses en suelos cafetaleros, independientemente de la región de Cuba, se distribuyen en la proporción de 4 : 2 : 1 para las profundidades 0-5: 5-10: 10-15 cm del suelo.
7. La cantidad de diásporas viables es mayor en la posición superior de los campos, condición que se acentúa en grandes pendientes (70%). Estos resultados fueron similares en todos los lugares en que se estudiaron las diásporas en el suelo. El tipo de suelo, la altura sobre el nivel del mar y la región del país no influyen sobre el contenido del banco de diásporas existente en el suelo.
8. Se propone un método para determinar la cantidad de diásporas en el suelo con menos costos y con resultados similares al empleado actualmente.
9. La cantidad de diásporas que germinan después de ser sacadas del suelo es muy baja, con iguales proporciones al contenido de ellas.
10. La presencia de agentes fitopatógenos, principalmente hongos, sobre diversas arvenses pertenecientes a la flora del cafetal, permite elaborar una relación de las enfermedades parasitarias que afectan este tipo de plantas en los cafetales del país. Se reportan 41 nuevas plantas hospedantes para estos agentes patógenos.

11. Se determinaron dos aislados del género *Cercospora*, los cuales son patógenos de la especie *Syngonium podophyllum* Schott, penetran por daños mecánicos en las hojas tanto en condiciones controladas como de campo y no afectan a los cultivos afines *Xanthosoma cubense* (Schott) Schott, *Xanthosoma sagittifolium* (L.) Schott y *Colocasia esculenta* (L.) Schott.

6. RECOMENDACIONES

1. Por la facilidad de trabajo que permite el Sistema Informativo de las Malezas del Cafeto en Cuba (SIMACC), se recomienda extenderlo a todas las asociaciones cafetaleras de Cuba.
2. Evaluar las plantas más promisorias de las consideradas coberturas nobles en los propios cafetales donde aparecen.
3. Utilizar las claves de determinación de los géneros de helechos, especies lianas y diásporas de arvenses en el suelo.
4. Generalizar el nuevo método de extracción de diásporas de plantas arvenses, para aquellos suelos en los que no se invierte el prisma, ya que el mismo resulta más práctico y económico que otros utilizados.
5. Evaluar las interacciones entre los agentes fitopatógenos de las plantas arvenses del cafetal y las plantas asociadas al cultivo principal. Iniciar ensayos con los patógenos encontrados, dado a la frecuencia y el amplio rango de hospedantes que presentan, incluso en las dos épocas del año.
6. Estudiar los dos aislados del género *Cercospora* de la planta arvense *Syngonium podophyllum* Schott, como posible agente de biocontrol. Para ello se deben crear condiciones de penetración más prácticas, como una chapea y en la época de lluvia.
7. Realizar estudios similares en otros cultivos de interés económico del país, sobre todo lo relacionado con los agentes fitopatógenos.

7. BIBLIOGRAFIA

- Acuña, J. (1974). *Plantas indeseables de los cultivos cubanos*. La Habana: Instituto de Investigaciones Tropicales, ACC.
- Akobundu, I. A. (1987). *Weed Science in the Tropics: Principles and Practices*. Chichester: John Wiley & Sons.
- Alain, Hno. (1964). *Flora de Cuba*. La Habana: V. Asoc. de Est. de C. Biol. Publicaciones.
- _____ (1974). *Flora de Cuba* (Suplemento). La Habana: Inst. Cub. del Libro.
- Almeida, F. S. (1988). *A alelopatía e as plantas*. Londrina: IAAR.
- Altieri, M. A. (1994). *Biodiversity and Pest Management in Agroecosystems*. New York: Hayworth Press.
- _____ (1997). *Agroecología. Bases científicas para una agricultura sustentable*. La Habana: CLADES. (Tercera Edición).
- _____ (1998). Riesgos ambientales de los cultivos transgénicos. *Biodiversidad 18. Biodiversidad Sustento y Culturas*. Berkeley: Universidad de California.
- Altieri, M. A. y M. Z. Lieberman. (1988). *Weed Management in Agroecosystems. Ecological Approaches*. Florida: CRC Press.
- Alvarez, R. J. (1990). *Principales malezas del café en la región central de Cuba*. Trabajo de Diploma. Santa Clara: UCLV.
- Anaya, Ana L. (1998). La alelopatía: Sutil mecanismo de comunicación química entre organismos. *UNAM Hoy*. 5(23), 61-66.
- Anderson, W. (1983). *Weed Science Principles*. (2da edición) St. Paul: West Publishing Company.
- Arias, I. (1998). Araceae. En Sven Koeltz (ed.) *Flora de La República de Cuba*. Serie A. Plantas vasculares. Fascículo 1 (pp. 9-46). Koenigstein, Alemania: Koeltz Scientific Books.
- Arnold, R. W. G. (1986). *Lista de hongos fitopatógenos*. La Habana: Editorial Ciencia y Técnica . La Habana.
- Baker, P. (1990). Biological Control of the Coffee Berry Borer. *CARAPHin News* No2 IICA, Trinidad and Tobago.
- Baskin, J. M. y C. C. Baskin (1989). Physiology of dormancy and germination in relation to seed bank. En M. Alessio Leck, V. T. Parker y R. L. Simpson (Eds) *Ecology of soil seed bank* (pp. 53-66) San Diego, California: Academic Press.
- Bässler, M. (1998). Mimosaceae. En Sven Koeltz (ed.) *Flora de La República de Cuba*. Serie A. Plantas vasculares. Fascículo 2 (pp. 9-202). Koenigstein, Alemania: Koeltz Scientific Books.

- Brown, R.E.; G.E. Varnel y C. A. Shapiro (1993). Residual effects of interseeded hairy-vetch on nitrogen levels. *Soil Science Amer. Journal* 57, 121-124.
- Caro, P. (1996). *Métodos de lucha contra malezas en Coffea Arabica L. en las provincias Orientales y Centrales de Cuba*. Tesis en Opción al Grado Científico de Doctor en Ciencias Agrícolas. Santa Clara.
- Caro, P.; Miriam Muiña y Julia Izquierdo (1984). Malezas en los cafetales de la zona oriental de Cuba. *Ciencia y Técnica en la Agricultura. Café y Cacao* 9(1), 7-15.
- Cairo, P. y O. Fundora (1994). *Edafología*. La Habana: Editorial Pueblo y Educación. (2^{da} Edición corregida y ampliada).
- Catasús, L. (1997). *Manual de Agrostología*. La Habana: Editorial Academia.
- Cejas, F. (1992). Programa y base de datos para la colección de los herbarios cubanos. *Ciencias biológicas*. 24, 147-151.
- Cock, M. J. (1996). Control biológico de las malezas. En R. Labrada; J. C. Caseley y C. Parker. *Manejo de malezas para países en desarrollo. Estudio FAO. Producción y Protección Vegetal* 120. (pp. 185- 192). Roma: FAO.
- Cruz, C. (1996). *Control Biológico en la zona del Caribe*. Minnesota: University of Minnesota.
- Dal Bello, G. M. y M. R. Carranza. (1995). Enfermedades de Malezas de la Zona Platense II. Identificación de Fitopatógenos con capacidad potencial para el control biológico. *Revista de la Facultad de Agronomía, La Plata*. 71(1), 7-14.
- Dessaint, F.; G. Barralis; M. L. Caixinhas; J. P. Mayor; J. Recasens y G. Zanin (1996). Precision of soil seedbank sampling: how many soil scores? *Weed Research* 36, 143-151.
- Dieppa, R. R.; M. Sierra; E. Gómez; J. Fernández; R. Alarcón; H. Borges y H. Chowvin (1990). Comportamiento de la Flora Arvencia en los Cafetales de Santiago de Cuba durante cuatro años de evaluaciones consecutivas. En *X Congreso de la ALAM*. La Habana.
- Doll, J. P. (1979). Información básica sobre la competencia entre malezas y los cultivos. Guía de estudio. *CIAT*. Mayo. Colombia.
- Egley, G. H. y R. D. Williams (1990). Decline of weed seeds and seedlings emergence over five years as affected by soil disturbances. *Weed Science* 38, 504-510.
- Espinosa, F. J. y J. Sarukhán (1997). *Manual de Malezas del Valle de México*. Ciudad de México: Ediciones Científicas Universitarias. Serie Textos.
- Evans, H. C. (1987). Fungal pathogens of some subtropical and tropical weeds and the possibilities for biological control. *Biocontrol News and Information* 8, 7-30.
- Fernández, I. (1997). Fuerte el café. *Juventud Rebelde*, dominical. 28 de diciembre. p-4.

- Fernández, M. (1973). Catálogo de enfermedades de plantas cubanas. *Serie Agrícola* (27). La Habana: Instituto de Investigaciones Tropicales, ACC.
- Font Quer, P. (1975). *Diccionario de Botánica*. Calabria, Barcelona: Editorial Labor. S.A.
- Forcella, F. 1999. La aplicación de la ecología del banco de semillas en el manejo de malezas. En *Informe sobre la Consulta de Expertos en Ecología y Manejo de Malezas*. Roma: División de Producción y Protección Vegetal. FAO. 22-24 de septiembre. (pp. 27-41).
- Frieszleber, U.; J. Pohlman y G. Front. (1991). The response of *Coffea arabica* L. to weed competition. *Café, Cacao and Thé* 35, 15-20.
- Fuentes, Cilia (1997). El banco de semillas de maleza de los suelos agrícolas. *Comalfe*, 24(3), 93-117.
- Gola, G.; G. Negri y C. Capelletti. (1969) *Tratado de Botánica*. La Habana: Edición Revolucionaria (2^{da} Edición corregida).
- Gómez, A. (1990). Las malezas nobles previenen la erosión. *Avances Técnicos*. N° 151. Colombia, Cenicafé.
- Gómez, A. y H. Rivera (1995) Descripción de Arvenses en Plantaciones de Café. Federación Nacional de Cafeteros de Colombia. *Cenicafe*. Chinchiná. Colombia.
- González J. M. (1996). *Caracterización y posibilidades de usos de la vegetación espontánea del Cafetal de la FAME*. Trabajo de Diploma. FAME - UCLV. Curso 95-96.
- Hernández, Margarita; R. Villasana; J. Fernández. y Brea Bárbara (1997). Gliricida. Nuevas posibilidades para el control biológico de malezas. *Boletín (Raan) PAN*. Perú. No. 23.
- Herrera, L. y H. Grillo (1993). Algunas enfermedades fungosas del cedro de la India (*Spathodea campanulata* Beauv.) en Cuba. *Centro Agrícola* 20 (1), 81-82.
- Herrera, L. y R. Alvarez (1998). Incidencia de enfermedades parasitarias en malezas del cafeto I. Pinar del Río. Cuba occidental. *Centro Agrícola*, 25 (3), 69-76.
- Iatsenko, V. G. y L. S. Pyzykov (1973) Zasiroennost pochvi seminani sarniakov i organami vegetativnovo razmnollenia. En *Tr. Bseros. N. II sajar- sviokli i sajara*, 4. URSS. 85-89.
- Jiménez, A. (1998). Impulsan reconversión hacia café “ecológico”. *Boletín PROMECAFE* 79. IICA. Mayo-Agosto.
- Kennedy, A. C. y R. J. Kremer (1996). Microorganisms in weed control strategies. *Journal of Production Agriculture*. 9 (4), 480-485.
- Koch, W. (1989). *Principles of weed management* (Manuscrito de un curso). Plits 7- 85.
- Kolmans, E. y D. Vázquez (1996). *Manual de Agricultura Ecológica. Una introducción a los principios básicos y su aplicación*. Managua, Nicaragua: MAELA – SIMAS.

- LAA (The Latin American Alliance). (1998). Educational & Sustainable Info... Free www Space for Latin NGO'S *Diversidad de Los Microorganismos de Cuba* <http://www.Latinsynergy.org/microorganismosCuba.htm>.
- Labrada, R. (1991). *Métodos para el estudio de las malezas y los herbicidas*. La Habana: ENPES.
- _____ (1992). Weed Management a component of IPM. *Proceedings, International Workshop "Weed Management of Asia and Pacific Region"*, IAST (Taegu, Korea) FAO; Special supplement 7, 5- 14.
- _____ (1999). *Apuntes sobre la Biología y Control de las Malezas parásitos del Género Striga*. En prensa.
- Labrada, R. y C. Parker. (1996). El control de Malezas en el contexto del Manejo Integrado de Plagas. En R. Labrada; J. C. Caseley y C. Parker. *Manejo de malezas para países en desarrollo. Estudio FAO. Producción y Protección Vegetal* 120. (pp. 3- 9). Roma: FAO.
- Labrada, R.; J. C. Caseley y C. Parker (1996). *Manejo de malezas para países en desarrollo. Estudio FAO. Producción y Protección Vegetal* 120. Roma: FAO.
- La O, F.; E. Pérez y E. Paredes (1990). *Dinámica y pronóstico de malezas*. En Informe final P.R. 519-17-01 MINAGRI-INISAV, p. 31.
- Leguizamón, E. S. (1983). *La biología de las semillas de malezas en el suelo*. Argentina: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA).
- León, Hno. (1946). *Flora de Cuba I*. La Habana: La Habana: Cont. Ocas. del Mus. de His. Nat. del Col. de la Salle.
- León, Hno. y Hno. Alain (1951). *Flora de Cuba II*. La Habana: Cont. Ocas. del Mus. de His. Nat. del Col. de la Salle. Número 10.
- _____ (1953). *Flora de Cuba III*. La Habana: Cont. Ocas. del Mus. de His. Nat. del Col. de la Salle. Número 13.
- _____ (1957). *Flora de Cuba IV*. La Habana: Cont. Ocas. del Mus. de His. Nat. del Col. de la Salle. Número 16.
- Lovett, J. V. (1991). Armidale, Australia: Department of Agronomy & Soil Science. University of New England.
- Maltsev, A. J. (1926). *Sornaia rastitielnost SSR i meri barbis s neii*. URSS.
- Martín, H. (1992). Análisis del mercado argentino de fitosanitarios. Madrugar. *Revista de la cámara de Sanidad Agropecuaria y Fertilizante*. 3, 13-16.
- Martínez, E. (1997). Producción de Café Sostenible en México. Bases ecológicas para el diseño de estándares de producción. *Curso-Taller "Café Orgánico"*. Material Didáctico de apoyo. ACAO. 19-31 de enero. La Habana.

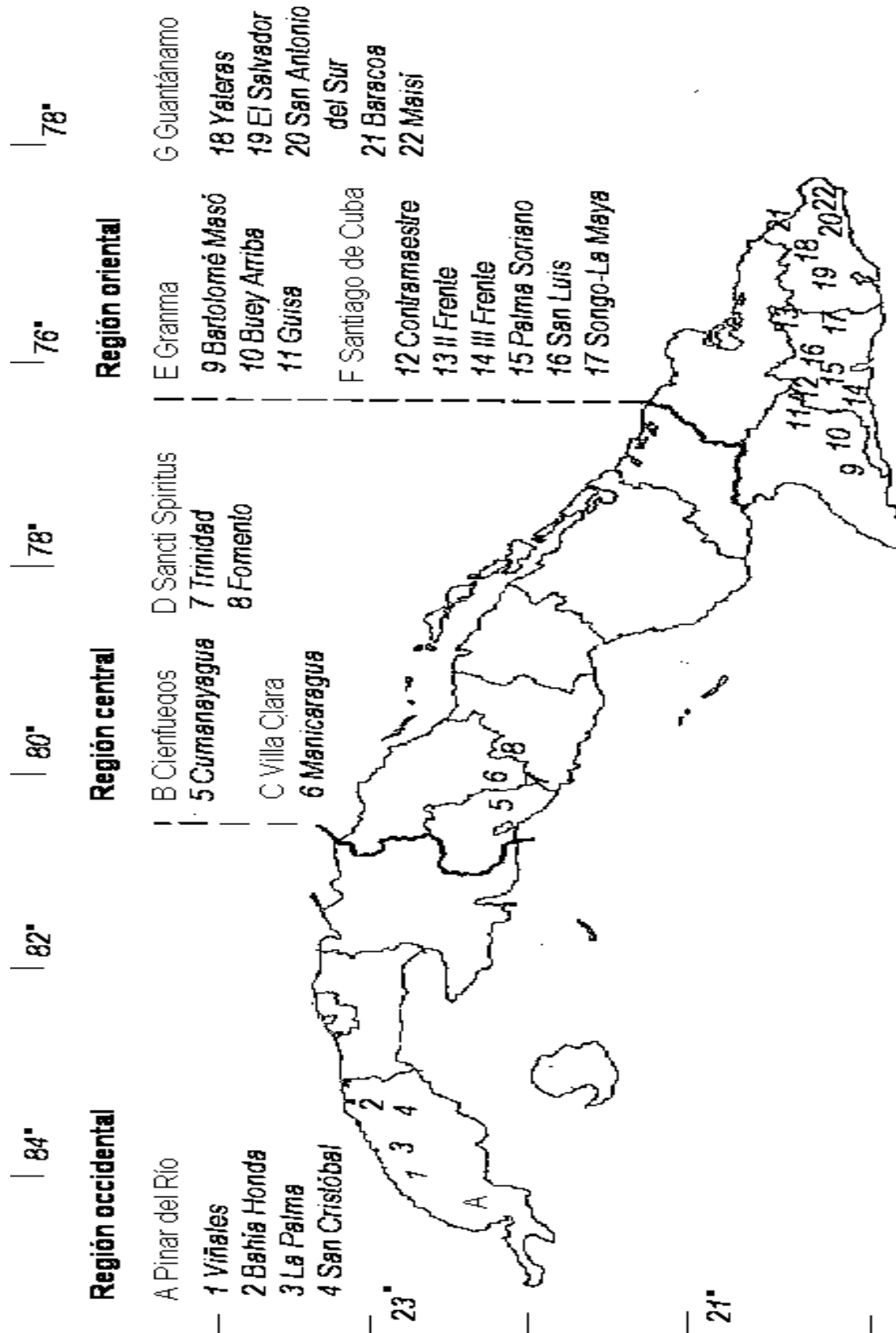
- Martínez, J. T. (1991). *Efecto de la iluminación y del manejo de las malezas y del arropo sobre el comportamiento de la cenosis en Coffea arabica L.*, Tesis presentada en Opción al Grado Científico de Doctor en Ciencias Agrícolas. ISCAB. Granma.
- Masquelier, J. (1979). El pino y el sistema vascular. *El Correo de la Unesco*. 32(7), 14-14.
- Mayea, S.; L. Herrera y C. Andreu (1983). *Enfermedades de las Plantas cultivadas en Cuba*. La Habana: Editorial Pueblo y Educación.
- Mollison, B. (1994). *Principios de Permacultura*. Tyalgum. Australia: Publicaciones Tagari.
- Mortimer, M. (1997). La necesidad de estudios sobre ecología de malezas para mejorar el manejo de malezas. En *Informe sobre la Consulta de Expertos en Ecología y Manejo de Malezas*. Roma, Italia 22-24 de septiembre. División de Producción y Protección Vegetal. FAO (pp. 17-26).
- Nishimoto, R. K. (1996). Manejo de las malezas en las plantaciones de cafeto. En R. Labrada; J. C. Caseley y C. Parker. *Manejo de las malezas para países en desarrollo*. Estudio FAO. Producción y Protección Vegetal. 120. Roma (pp. 375-381).
- Núñez, G. I. y J. P. Cachaud. (1998). *ECOSUR. Proyecto Ecoetología de Artrópodos*. <http://www.tap.ecosur.mx/proyectos/artropodos/index.html>.
- Pareja, M. y D. W. Staniforth (1985). Seed soil microsite characteristics in relation to weed seed germination. *Weed Science* 33, 190-195.
- Pareja, M.; D. W. Staniforth y G. P. Pareja (1985). Distribution of weed seed among soil structural units. *Weed Science* 33, 182-189.
- Pereira, H. C. y P. A. Jones (1954). A tillage study in Kenya coffee. Part I The effects of tillage practices on coffee yield. *Empire Journal of Experimental Agriculture* 22, 231-241.
- Pérez, E. (1986). *Metodología para los trabajos de distribución y registro de malezas y determinación de uso de herbicidas en los cultivos agrícolas*. INISAV. Centro Nacional de Sanidad Vegetal. MINAGRIC. Inédito. La Habana.
- _____ (1989). *Registro de malezas en 9 de los principales cultivos de Cuba*. Informe Técnico. INISAV. Unidad de Toxicología. MINAG. Inédito.
- _____ (1999). Toxinas de microorganismos como Herbicidas y Perspectivas del uso de Bioherbicidas. *I Encuentro Nacional de Ciencias de Malezas*. Jardín Botánico Nacional, 14-16 de diciembre.
- Pérez, E. y C. Pedroso (1987). Malezas en Cítricos de Cuba. *Ciencia y Técnica en la Agricultura. Protección de Plantas*, 10 (4), 39-45
- Pitelli, R. A. (1996). Return to Resistance: breeding crops to reduce pesticide resistance *Ag. Access*, Davis.

- Predes, M.; F. Cejas y P. P. Herrera P.P. (1999). Bibliografía involucrada en los nuevos reportes y modificaciones a la flora de Cuba. Inédito. IES. CITMA.
- Quintero, E. y A. Alonso (1980). *Ecología Agrícola*. La Habana: Editorial Pueblo y Educación.
- Rao, V. S. (1983). *Principles of weed science*. New Delhi: Oxford & I.B.H. Publishing Co.
- Relova, R. A.; Miriam Muiña; J. Martínez; M. Deltoro; A. Palomares; W. Díaz; R. Ramos; D. Mederos y M. de La Luz (1990). Malezas más comunes que inciden en las plantaciones de Cafeto en las Principales zonas del país. En *Logros del XX Anivers. Cuba*. INCA. (pp. 80-81).
- Restrepo, J. (1994). *Teoría de la Trofobiosis. Plantas enfermas por el uso de agrotóxicos*. Conferencia. Postgrado: Ecología y Recursos Naturales. Cali – Febrero.
- Ricardo, Nancy; E. Pouyú y P.P. Herrera (1995). The synantropic flora of Cuba. *Fontqueria* 42, 367-429.
- Roberts, H. A. y P. M. Feast (1972). Fate of seeds of some annual weeds in different depths of cultivated and undisturbed soil. *Weed Research* 12, 316-325.
- Rodríguez, J. I. (1968) *Estudio sistemático de las malas hierbas del café en el Escambray*. Tesis de Grado. Material mecanografiado. UCLV.
- Rodríguez, J. I. y H. Alvarez (1977). Método para el conteo de semillas de malas hierbas en el suelo. *Centro Agrícola* 4 (3), 25-35.
- Rodríguez, J. I.; C. Pérez y S. Rodríguez (1993). Malezas asociadas al cultivo del café en la región Central del país. *Centro Agrícola*, 20 (2), 34 –40.
- Rodríguez, J. I.; Pérez Teresa; J. Verdecia y O. Martínez (1981). Determinación de los niveles de infestación de semillas de malas hierbas en el suelo. *Centro Agrícola* 8 (2), 61-67.
- Rodríguez, Teresita (1997). Banco de semillas de malezas en un suelo preparado con tracción animal. En *Programa y Resúmenes del III encuentro Nac. Agric. Org.* UCLV. (pp. 25-26).
- Ross, M. y A. Lembi (1985). *Applied Weed Science*. Minneapolis: Burgess Publishing Company.
- Seidel, D. (1976). *Lista preliminar de hongos fitopatógenos de Cuba*. La Habana: Editorial Pueblo y Educación.
- Settele, J. y M. Broun. (1986). Some effects of weed management on insect pests of rice. *Plits* 4, 83- 100.
- Seudieu, D. O. (1998). Economía Mundial del Café, situación actual y perspectivas. *Boletín PROMECAFE* 79. IICA. Mayo-Agosto, 8-12.

- Simón, F. A. (1999) *Evaluación del Impacto Ambiental de insecticidas en sistemas agroforestales cafetaleros de Montaña*. Tesis en Opción al Grado Científico de Doctor en Ciencias Agrícolas. Laboratorio Provincial de Sanidad Vegetal. Santiago de Cuba.
- Smith, A.E. y L. D. Martin (1994). Allelopathic characteristics of three cool-season grass species in the forage system. *Agron. J.* 86, 243-246.
- Staver C. 1993. *Malezas en Café Orgánico: Un problema y una oportunidad. Manejo integrado de plagas*. Proyecto CATIE / INTA. Financiado por NORAD. Managua. Nicaragua.
- Staver, C.; Sandra Dinarte; M. Sarriá; Marlene Vargas y R. Martínez. (1993). El Manejo Selectivo de Malezas en Café para mantener una cobertura viva del suelo. *Boletín PROMECAFE* 61. Oct.- Dic.. IICA. 15.
- Strasburger, E.; F. Noll; H. Schenck y A. F. W. Schimper (1974). *Tratado de Botánica*. La Habana: Editorial Pueblo y Educación. (Tomado de la Sexta Edición Española).
- Te Beest, D. O. (1993). Biological control of weeds: Potential for genetically modified strains. En L. Kim *Advanced Engineered Pesticides* (pp. 147-164). San Diego: Mycogen Corporation.
- Te Beest, D. O.; X. B. Yang y C. R. Cisar (1992). The status of biological control of weeds with fungical pathogens. *Annv. Rev. Phytopathology*. 30, 637-657
- Trujillo, B. (1981). *Bases Ecológicas del Control de Malezas para Venezuela* (Conferencia dictada durante las Primeras Jornadas Técnicas de Especialistas en el Control de malezas). 5 al 7 de agosto.
- Trujillo, B. (1998). *Fungi as Bioherbicides and Bioinsecticides*. <http://www.botany.hawaii.edu/faculty/wong/bot135/Lect.27.htm>.
- Urtiaga, R. (1986). *Indice de enfermedades en plantas de Venezuela y Cuba*. Barquisimeto: Editorial Lara.
- Weil, R. N. (1982). Maize - Weed Competition and soil erosion in unweeded moise. *Trop. Agric.* 59, 207 – 213.

8. ANEXOS

Anexo 1. Provincias y municipios evaluados



Anexo 2. Relación de plantas arvenses de los cafetales cubanos

Nº	Familia	Nombre Científico	NR	L	H	O	CN
1.	<i>Acanthaceae</i>	<i>Asystasia noliae</i> R. A. Puente *	✓				
2.	<i>Acanthaceae</i>	<i>Blechnum pyramidatum</i> (Lam.) Urban					
3.	<i>Acanthaceae</i>	<i>Dicliptera sexangularis</i> (L.) Juss.	✓				
4.	<i>Acanthaceae</i>	<i>Odontonema cuspidatum</i> (Nees) O. Ktze	✓				
5.	<i>Acanthaceae</i>	<i>Ruellia tuberosa</i> L.					
6.	<i>Acanthaceae</i>	<i>Teliostachya alopecuroidea</i> (Vahl) Nees	✓				
7.	<i>Acanthaceae</i>	<i>Thunbergia alata</i> Boj. Ex Sims		✓		✓	
8.	<i>Acanthaceae</i>	<i>Thunbergia fragrans</i> Roxb.	✓	✓		✓	
9.	<i>Amaranthaceae</i>	<i>Achyranthes aspera</i> var. <i>indica</i> L.					
10.	<i>Amaranthaceae</i>	<i>Achyranthes aspera</i> L. var. <i>aspera</i>					
11.	<i>Amaranthaceae</i>	<i>Alternanthera tenella</i> Colla					
12.	<i>Amaranthaceae</i>	<i>Amaranthus dubius</i> Mart. ex Thell.					
13.	<i>Amaranthaceae</i>	<i>Cyathula achyranthoides</i> (H. B. K.) Moq.	✓				
14.	<i>Amaranthaceae</i>	<i>Chamissoa altissima</i> (Jacq.) Kunth		✓			
15.	<i>Amaranthaceae</i>	<i>Iresine diffusa</i> Humb. & Bonpl. ex Willd.	✓				
16.	<i>Apiaceae</i>	<i>Hydrocotyle hirsuta</i> Sw. Var. <i>hirsuta</i>	✓				✓
17.	<i>Apocynaceae</i>	<i>Pentalinon luteum</i> (L.) Hansen & Wunderlin	✓	✓			
18.	<i>Araceae</i>	<i>Syngonium podophyllum</i> Schott	✓	✓		✓	
19.	<i>Araceae</i>	<i>Xanthosoma cubense</i> (Schott) Schott	✓				
20.	<i>Aristolochiaceae</i>	<i>Aristolochia ringens</i> Vahl	✓	✓			
21.	<i>Aristolochiaceae</i>	<i>Aristolochia trichostoma</i> Griseb.	✓	✓			
22.	<i>Asclepiadaceae</i>	<i>Asclepias curassavica</i> L.					
23.	<i>Asclepiadaceae</i>	<i>Asclepias nivea</i> L.	✓				
24.	<i>Asclepiadaceae</i>	<i>Cynanchum cubense</i> (Griseb.) Woodson	✓	✓			
25.	<i>Asclepiadaceae</i>	<i>Cynanchum graminifolium</i> (Griseb.) Alain	✓	✓			
26.	<i>Asclepiadaceae</i>	<i>Gonolobus stephanotrichus</i> Griseb.	✓	✓			
27.	<i>Aspleniaceae</i>	<i>Asplenium cristatum</i> Lam.	✓		✓		
28.	<i>Asteraceae</i>	<i>Adenostemma verbesina</i> (L.) Sch. Bip	✓				✓
29.	<i>Asteraceae</i>	<i>Ageratum conyzoides</i> L.					
30.	<i>Asteraceae</i>	<i>Aster subulatus</i> Michx.	✓				
31.	<i>Asteraceae</i>	<i>Bidens cynapiifolia</i> Kunth					
32.	<i>Asteraceae</i>	<i>Bidens pilosa</i> L.					
33.	<i>Asteraceae</i>	<i>Cirsium mejicanum</i> DC.	✓				
34.	<i>Asteraceae</i>	<i>Conyza bonariensis</i> (L.) Cronq.	✓				
35.	<i>Asteraceae</i>	<i>Conyza canadensis</i> (L.) Cron.	✓				
36.	<i>Asteraceae</i>	<i>Cyanthillium cinereum</i> (L.) H. Rob.					
37.	<i>Asteraceae</i>	<i>Chaptalia dentata</i> (L.) Cass.	✓				✓
38.	<i>Asteraceae</i>	<i>Chaptalia nutans</i> (Juss. & Aubl.) Polak	✓				✓
39.	<i>Asteraceae</i>	<i>Chromolaena odorata</i> (L.) R. M. King & H. Rob.	✓				
40.	<i>Asteraceae</i>	<i>Elephantopus mollis</i> Kunth	✓				
41.	<i>Asteraceae</i>	<i>Elvira biflora</i> (L.) DC.	✓				
42.	<i>Asteraceae</i>	<i>Emilia fosbergii</i> Nicolson*					
43.	<i>Asteraceae</i>	<i>Emilia sonchifolia</i> (L.) DC. ex Wight	✓				
44.	<i>Asteraceae</i>	<i>Erechtites hieracifolia</i> (L.) Raf. var. <i>hieracifolia</i>	✓				
45.	<i>Asteraceae</i>	<i>Fleischmannia microstemon</i> (Cass.) King	✓				

Nº	Familia	Nombre Científico	NR	L	H	O	CN
		& Robins.					
46.	Asteraceae	<i>Gnaphalium indicum</i> L.	✓				
47.	Asteraceae	<i>Isocarpha atriplicifolia</i> (L.) R. Br. ex DC. var. <i>wrightii</i> Griseb.	✓				
48.	Asteraceae	<i>Mikania cordifolia</i> (L. f.) Willd.		✓			
49.	Asteraceae	<i>Mikania ranunculifolia</i> A. Rich.	✓	✓			
50.	Asteraceae	<i>Parthenium hysterophorus</i> L.					
51.	Asteraceae	<i>Pseudelephantopus spicatus</i> C. F. Baker					
52.	Asteraceae	<i>Sonchus oleraceus</i> L.					
53.	Asteraceae	<i>Synedrella nodiflora</i> (L.) Gaertn.					
54.	Asteraceae	<i>Tridax procumbens</i> L.	✓				
55.	Asteraceae	<i>Verbesina alata</i> L.	✓				
56.	Asteraceae	<i>Wedelia rugosa</i> Greenm.	✓				
57.	Asteraceae	<i>Youngia japonica</i> (L.) DC.	✓				
58.	Basellaceae	<i>Anredera leptostachya</i> (Moq.) Steenis	✓	✓			
59.	Basellaceae	<i>Anredera vesicaria</i> (Lam.) C. F. Gaertn.	✓	✓			
60.	Bignoniaceae	<i>Cydista diversifolia</i> (H.B.K.) Miers	✓	✓			
61.	Bignoniaceae	<i>Spathodea campanulata</i> Beauv.	✓			✓	
62.	Blechnaceae	<i>Blechnum glandulosum</i> Link	✓		✓		✓
63.	Blechnaceae	<i>Blechnum occidentale</i> L.	✓		✓		
64.	Boraginaceae	<i>Cordia collococca</i> L.	✓				
65.	Boraginaceae	<i>Tournefortia hirsutissima</i> L.	✓	✓			
66.	Brassicaceae	<i>Lepidium virginicum</i> L.					
67.	Caesalpinaceae	<i>Bauhinia cumanensis</i> H. B. K.	✓	✓			
68.	Caesalpinaceae	<i>Chamaecrista nictitans</i> (L.) Moench. ssp. <i>patellaria</i> (Colladon) Irw. & Bar.	✓				✓
69.	Caesalpinaceae	<i>Senna obtusifolia</i> (L.) Irwin & Barneby					
70.	Campanulaceae	<i>Hippobroma longiflora</i> (L.) G. Don	✓				
71.	Campanulaceae	<i>Lobelia cliffortiana</i> L.					
72.	Cannaceae	<i>Canna indica</i> L.	✓			✓	
73.	Capparaceae	<i>Cleome serrata</i> Jacq.	✓				
74.	Caryophyllaceae	<i>Drymaria cordata</i> (L.) Willd. ex Roem & Schult.					✓
75.	Commelinaceae	<i>Commelina diffusa</i> Burm. f.					✓
76.	Commelinaceae	<i>Commelina erecta</i> L.					✓
77.	Commelinaceae	<i>Tradescantia zebrina</i> Bosse				✓	✓
78.	Commelinaceae	<i>Tripogandra cumanensis</i> (Kunth) Woods*	✓				✓
79.	Commelinaceae	<i>Callisia repens</i> (Jacq.) L. *				✓	✓
80.	Convolvulaceae	<i>Dichondra repens</i> J. R. & G. Forster	✓				✓
81.	Convolvulaceae	<i>Ipomoea alba</i> L.	✓	✓			
82.	Convolvulaceae	<i>Ipomoea clarensis</i> Alain	✓	✓			
83.	Convolvulaceae	<i>Ipomoea mutabilis</i> Ker.	✓	✓			
84.	Convolvulaceae	<i>Ipomoea</i> sp. *	✓	✓			
85.	Convolvulaceae	<i>Ipomoea tiliacea</i> (Willd.) Choisy		✓			
86.	Convolvulaceae	<i>Merremia umbellata</i> (L.) Hall. f.		✓			
87.	Convolvulaceae	<i>Turbina corimbosa</i> (L.) Raf.		✓			
88.	Crassulaceae	<i>Bryophyllum pinnatum</i> (Lam.) Oken	✓			✓	
89.	Cucurbitaceae	<i>Elaterium carthaginense</i> Jacq.	✓	✓			
90.	Cucurbitaceae	<i>Melothria pendula</i> L.		✓			
91.	Cucurbitaceae	<i>Momordica charantia</i> L.		✓			
92.	Cucurbitaceae	<i>Psiguria pedata</i> (L.) Howard	✓	✓			
93.	Cyperaceae	<i>Cyperus diffusus</i> Vahl					

Nº	Familia	Nombre Científico	NR	L	H	O	CN
94.	<i>Cyperaceae</i>	<i>Cyperus flavus</i> Vahl	✓				
95.	<i>Cyperaceae</i>	<i>Cyperus luzulae</i> (L.) Retz.	✓				
96.	<i>Cyperaceae</i>	<i>Cyperus rotundus</i> L.					
97.	<i>Cyperaceae</i>	<i>Cyperus sphacelatus</i> Rottb.	✓				
98.	<i>Cyperaceae</i>	<i>Killingia brevifolia</i> Rottb.	✓				
99.	<i>Cyperaceae</i>	<i>Scleria melaleuca</i> Rchb. ex Schlttdl. & Cham.	✓				
100.	<i>Dryopteridaceae</i>	<i>Ctenitis sloanei</i> (Poepp. ex Spreng.) C.V. Morton	✓		✓		
101.	<i>Dryopteridaceae</i>	<i>Lastreopsis effusa</i> (Sw.) Tindale	✓		✓		
102.	<i>Dryopteridaceae</i>	<i>Tectaria heracleifolia</i> (Willd.) L. M. Underw.	✓		✓		
103.	<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Acalypha alopecuroides</i> Jacq.					
104.	<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Acalypha setosa</i> A. Rich.	✓				
105.	<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Croton lobatus</i> L.					
106.	<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Chamaecyce hyssopifolia</i> (L.) Small.					✓
107.	<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Dalechampia denticulata</i> Wr.	✓	✓			
108.	<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Dalechampia scandens</i> L.	✓	✓			
109.	<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Euphorbia heterophila</i> L.					
110.	<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Phyllanthus amarus</i> Shum & Thon					
111.	<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Phyllanthus</i> sp. *	✓				
112.	<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Platygyne hexandra</i> (Jacq.) Muell. & Arg.		✓			
113.	<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Ricinus communis</i> L.				✓	
114.	<i>Iridaceae</i>	<i>Belamcanda chinensis</i> (L.) DC. *	✓			✓	
115.	<i>Labiatae</i>	<i>Hyptis capitata</i> Jacq.					
116.	<i>Labiatae</i>	<i>Hyptis mutabilis</i> (L. C. Rich.) Briq.	✓				
117.	<i>Labiatae</i>	<i>Hyptis verticillata</i> Jacq.	✓				
118.	<i>Labiatae</i>	<i>Leonurus sibiricus</i> L.	✓				
119.	<i>Labiatae</i>	<i>Salvia micrantha</i> Vahl	✓				
120.	<i>Labiatae</i>	<i>Salvia serotina</i> L.					
121.	<i>Liliaceae</i>	<i>Sansevieria guineensis</i> (Jacq.) Willd.	✓			✓	
122.	<i>Lythraceae</i>	<i>Cuphea racemosa</i> (L. f.) Spreng.	✓				✓
123.	<i>Malvaceae</i>	<i>Hibiscus costatus</i> A. Rich.	✓				
124.	<i>Malvaceae</i>	<i>Malvastrum coromandelianum</i> (L.) Garcke	✓				
125.	<i>Malvaceae</i>	<i>Pavonia fruticosa</i> (Mill.) Fawc. & Rendle	✓				
126.	<i>Malvaceae</i>	<i>Pavonia spinifex</i> (L.) Cav.	✓				
127.	<i>Malvaceae</i>	<i>Sida acuta</i> Burm. f.					
128.	<i>Malvaceae</i>	<i>Sida glutinosa</i> Commers ex Cav.	✓				
129.	<i>Malvaceae</i>	<i>Sida repens</i> Dombey ex Cav.	✓				✓
130.	<i>Malvaceae</i>	<i>Sida rhombifolia</i> L.					
131.	<i>Malvaceae</i>	<i>Urena sinuata</i> L.					
132.	<i>Melastomataceae</i>	<i>Clidemia hirta</i> (L.) D. Don	✓				
133.	<i>Melastomataceae</i>	<i>Heterotrichum octonum</i> (Bonpl.) DC.	✓				
134.	<i>Menispermaceae</i>	<i>Cissampelos pareira</i> L.		✓			
135.	<i>Mimosaceae</i>	<i>Desmanthus virgatus</i> (L.) Willd.	✓				
136.	<i>Mimosaceae</i>	<i>Dichrostachys cinerea</i> (L.) Wight & Arn.				✓	
137.	<i>Mimosaceae</i>	<i>Mimosa pudica</i> L.					
138.	<i>Nephrolepidaceae</i>	<i>Nephrolepis exaltata</i> (L.) Schott C.V. Morton	✓		✓		

Nº	Familia	Nombre Científico	NR	L	H	O	CN
139.	<i>Nephrolepidaceae</i>	<i>Nephrolepis multiflora</i> (Roxb.) Jarret ex Morton	✓		✓		
140.	<i>Nictaginaceae</i>	<i>Boerhaavia erecta</i> L.	✓				
141.	<i>Nyctaginaceae</i>	<i>Mirabilis jalapa</i> L.	✓			✓	
142.	<i>Nyctaginaceae</i>	<i>Pisonia aculeata</i> L.		✓			
143.	<i>Orchidaceae</i>	<i>Oeceoclades maculata</i> (Lind.) Lind. *	✓			✓	✓
144.	<i>Orchidaceae</i>	<i>Stenorrhynchus lanceolatus</i> Griseb.	✓				✓
145.	<i>Oxalidaceae</i>	<i>Oxalis corniculata</i> L.					✓
146.	<i>Oxalidaceae</i>	<i>Oxalis debilis</i> Kunth var. <i>corymbosa</i> (DC.) Lourteig *	✓				✓
147.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Calopogonium coeruleum</i> (Benth.) Sauv.	✓	✓			
148.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Centrosema plumieri</i> (Turp. ex Pers.) Benth.	✓	✓			
149.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Centrosema sagittatum</i> (H.& B.) Brandeg. ex Riley	✓	✓			
150.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Desmodium adscendens</i> (Sw.) DC.					
151.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Desmodium axillare</i> (Sw.) DC. var. <i>acutifolium</i> (O.Ktze.) Urb.	✓				✓
152.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Desmodium axillare</i> (Sw.) DC. var. <i>axillare</i>	✓				✓
153.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Desmodium axillare</i> (Sw.) DC. var. <i>stoloniferum</i> Shub.					✓
154.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Desmodium incanum</i> DC. var. <i>incanum</i>					
155.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Galactia cf. Striata</i> (Jacq.) Urb.	✓	✓			
156.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Indigofera trita</i> L. ssp. <i>Scabra</i> (Roth) De Kort et Thijsse	✓				
157.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Macroptilium lathyroides</i> (L.) Urb.					
158.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Rhynchosia minima</i> (L.) DC.	✓	✓			
159.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Stizolobium pruriens</i> (L.) Medik		✓			
160.	<i>Papilionaceae</i>	<i>Teramnus volubilis</i> Sw.	✓	✓			
161.	<i>Passifloraceae</i>	<i>Passiflora rubra</i> L.	✓	✓			
162.	<i>Phytolaccaceae</i>	<i>Petiveria alliacea</i> L.					
163.	<i>Phytolaccaceae</i>	<i>Rivina humilis</i> L.					
164.	<i>Phytolaccaceae</i>	<i>Trichostigma octandrum</i> (L.) H. Walt.	✓	✓			
165.	<i>Piperaceae</i>	<i>Peperomia pellucida</i> (L.) Kunth	✓				✓
166.	<i>Piperaceae</i>	<i>Piper aduncum</i> L.					
167.	<i>Piperaceae</i>	<i>Potomorphe peltata</i> (L.) Miq.	✓				
168.	<i>Piperaceae</i>	<i>Potomorphe umbellata</i> (L.) Miq.					
169.	<i>Plumbaginaceae</i>	<i>Plumbago scandens</i> L.	✓	✓			
170.	<i>Poaceae</i>	<i>Acroceras zizanoides</i> (Kunth) Dandy	✓				
171.	<i>Poaceae</i>	<i>Axonopus compressus</i> (Sw.) Beauv.					✓
172.	<i>Poaceae</i>	<i>Brachiaria distachya</i> (L.) Stapf	✓				
173.	<i>Poaceae</i>	<i>Brachiaria plantaginea</i> (Link) Hitchc.	✓				
174.	<i>Poaceae</i>	<i>Cenchrus echinatus</i> L.					
175.	<i>Poaceae</i>	<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers.					
176.	<i>Poaceae</i>	<i>Digitaria ciliaris</i> (Retz.) Koel	✓				
177.	<i>Poaceae</i>	<i>Digitaria insularis</i> (L.) Mez ex Ekm.	✓				
178.	<i>Poaceae</i>	<i>Echinochloa colona</i> (L.) Link					
179.	<i>Poaceae</i>	<i>Eleusine indica</i> (L.) Gaertn.					
180.	<i>Poaceae</i>	<i>Ichnanthus pallens</i> (Sw.) Munro	✓				
181.	<i>Poaceae</i>	<i>Leptochloa filiformis</i> (Lam.) Beauv.	✓				
182.	<i>Poaceae</i>	<i>Litachne pauciflora</i> Sw.	✓				✓

Nº	Familia	Nombre Científico	NR	L	H	O	CN
183.	Poaceae	<i>Olyra latifolia</i> L.	✓				
184.	Poaceae	<i>Oplismenus hirtellus</i> (L.) Beauv.					✓
185.	Poaceae	<i>Oplismenus setarius</i> (Lam.) R. & S.	✓				✓
186.	Poaceae	<i>Panicum fasciculatum</i> Sw.	✓				
187.	Poaceae	<i>Panicum glutinosum</i> Sw.	✓				
188.	Poaceae	<i>Panicum maximum</i> Jacq.					
189.	Poaceae	<i>Panicum pilosum</i> Sw.					
190.	Poaceae	<i>Panicum trichoides</i> Sw.	✓				
191.	Poaceae	<i>Paspalum conjugatum</i> Berg.					
192.	Poaceae	<i>Paspalum decumbens</i> Sw.	✓				
193.	Poaceae	<i>Paspalum fimbriatum</i> Kunth					
194.	Poaceae	<i>Paspalum langei</i> (Fourn.) Nash	✓				
195.	Poaceae	<i>Paspalum lividum</i> Trin.	✓				
196.	Poaceae	<i>Paspalum notatum</i> Flügge					✓
197.	Poaceae	<i>Paspalum paniculatum</i> L.					
198.	Poaceae	<i>Pharus lappulaceus</i> Aubl.	✓				
199.	Poaceae	<i>Rottboellia cochinchinensis</i> (Lour.) Clayton	✓				
200.	Poaceae	<i>Setaria gracilis</i> Kunth	✓				
201.	Poaceae	<i>Sporobolus indicus</i> (L.) R. Br.					
202.	Poaceae	<i>Sporobolus tenuissimus</i> (Schr.) Kuntze	✓				
203.	Polypodiaceae	<i>Phlebodium pseudoaureum</i> (Cav.) Lellinger	✓		✓		
204.	Portulacaceae	<i>Portulaca oleracea</i> L.					
205.	Portulacaceae	<i>Talinum paniculatum</i> (Jacq.) Gaertn					
206.	Pteridaceae	<i>Adiantum cristatum</i> L.	✓		✓		
207.	Pteridaceae	<i>Adiantum latifolium</i> Lam.	✓		✓		
208.	Pteridaceae	<i>Adiantum melanoleucum</i> Willd.	✓		✓		
209.	Pteridaceae	<i>Adiantum pulverulentum</i> L.	✓		✓		
210.	Pteridaceae	<i>Adiantum pyramidale</i> L.	✓		✓		
211.	Pteridaceae	<i>Adiantum tenerum</i> Sw.	✓		✓		
212.	Pteridaceae	<i>Adiantum trapeziforme</i> L.	✓		✓		
213.	Pteridaceae	<i>Adiantum villosum</i> L.	✓		✓		
214.	Pteridaceae	<i>Cheilanthes microphylla</i> (Sw.) Sw.	✓		✓		
215.	Pteridaceae	<i>Doryopteris pedata</i> (L.) Fée	✓		✓		
216.	Pteridaceae	<i>Hemionitis palmata</i> L.	✓		✓		✓
217.	Pteridaceae	<i>Pityrogramma sulphurea</i> (Sw.) Maxon	✓		✓		
218.	Ranunculaceae	<i>Clematis dioica</i> L.		✓			
219.	Rhamnaceae	<i>Gouania lupuloides</i> (L.) Urb.	✓	✓			
220.	Rubiaceae	<i>Geophila repens</i> (L.) I.M. Johnston	✓				✓
221.	Rubiaceae	<i>Hamelia patens</i> Jacq.	✓				
222.	Rubiaceae	<i>Manettia reclinata</i> L.	✓	✓			
223.	Rubiaceae	<i>Oldenlandiopsis callitrichoides</i> (Griseb.) Terrell & W. H. Lewis	✓				✓
224.	Rubiaceae	<i>Psychotria nervosa</i> Sw.	✓				
225.	Rubiaceae	<i>Spermacoce assurgens</i> Ruiz & Pavón					
226.	Rubiaceae	<i>Spermacoce confusa</i> Rendle	✓				
227.	Sapindaceae	<i>Paullinia fuscescens</i> H. B. K.	✓	✓			
228.	Sapindaceae	<i>Paullinia pinnata</i> L.	✓	✓			
229.	Schizaeaceae	<i>Anemia underwoodiana</i> Maxon	✓		✓		
230.	Schizaeaceae	<i>Lygodium cubense</i> H. B. K.	✓	✓	✓		
231.	Selaginellaceae	<i>Selaginella plumosa</i> (L.) C. Presl	✓		✓		✓

Nº	Familia	Nombre Científico	NR	L	H	O	CN
232.	Smilacaceae	<i>Smilax lanceolata</i> L.	✓	✓			
233.	Solanaceae	<i>Capsicum frutescens</i> L. var. <i>baccatum</i> Irish	✓				
234.	Solanaceae	<i>Lycianthes lenta</i> (Cav.) Bitter		✓			
235.	Solanaceae	<i>Solanum americanum</i> Mill.					
236.	Solanaceae	<i>Solanum ciliatum</i> Lam.	✓				
237.	Solanaceae	<i>Solanum schlechtendalianum</i> Walpers	✓				
238.	Solanaceae	<i>Solanum seaforthianum</i> Andrews	✓	✓		✓	
239.	Solanaceae	<i>Solanum torvum</i> Sw.					
240.	Solanaceae	<i>Solanum umbellatum</i> Mill.	✓				
241.	Solanaceae	<i>Solanum verticillatum</i> Jacq. *	✓				
242.	Sterculiaceae	<i>Melochia nodiflora</i> Sw.	✓				
243.	Sterculiaceae	<i>Melochia pyramidata</i> L.					
244.	Thelypteridaceae	<i>Macrothelypteris torresiana</i> (Gaud.) Ching	✓		✓		
245.	Thelypteridaceae	<i>Thelypteris dentata</i> (Forssk.) E. St. John	✓		✓		
246.	Thelypteridaceae	<i>Thelypteris oblitterata</i> (Sw.) Proctor	✓		✓		
247.	Thelypteridaceae	<i>Thelypteris poiteana</i> (Bory) Proctor	✓		✓		
248.	Thelypteridaceae	<i>Thelypteris sclerophylla</i> (Poepp. ex Spreng.) C.V. Morton	✓		✓		
249.	Thelypteridaceae	<i>Thelypteris tetragona</i> (Sw.) Small	✓		✓		
250.	Tiliaceae	<i>Corchorus aestuans</i> L.	✓				
251.	Tiliaceae	<i>Corchorus siliquosus</i> L.					
252.	Tiliaceae	<i>Triumfetta rhomboidea</i> Jacq.					
253.	Urticaceae	<i>Laportea cuneata</i> (A. Rich.) Chew					
254.	Urticaceae	<i>Pilea pubescens</i> Liebm.					✓
255.	Urticaceae	<i>Rousselia impariflora</i> Grudz.	✓				
256.	Urticaceae	<i>Urera baccifera</i> (L.) Gaud.					
257.	Verbenaceae	<i>Lantana camara</i> L.	✓				
258.	Verbenaceae	<i>Phyla scaberrima</i> Mold.					
259.	Verbenaceae	<i>Phyla strigulosa</i> Mold.	✓				
260.	Verbenaceae	<i>Priva lappulacea</i> (L.) Pers.					
261.	Verbenaceae	<i>Stachytarpheta jamaicensis</i> (L.) Vahl					
262.	Vitaceae	<i>Cissus torreana</i> Britt. & Wils.	✓	✓			
263.	Vitaceae	<i>Cissus tuberculata</i> Jacq.	✓	✓			
264.	Vitaceae	<i>Cissus verticillata</i> (L.) Nicolson et Jarvis	✓	✓			
265.	Vitaceae	<i>Parthenocissus quinquefolia</i> (L.) Planchon	✓	✓			
266.	Vitaceae	<i>Vitis tiliifolia</i> H. & B. ex R. & S.		✓			

Leyenda:

* Plantas que son nuevas para la Flora de Cuba.

NR --- Nuevo reporte como planta arvense del cafeto en Cuba.

L ----- Lianas.

H ----- Helechos.

O ---- Ornamentales escapadas de cultivo

CN --- Coberturas nobles

Anexo 3. Plantas que aparecen solo en una región

Nº	Región Occidental	Región Central	Región Oriental
1	<i>Adiantum pyramidale</i>	<i>Acroceras zizanoides</i> *	<i>Adiantum melanoleucum</i>
2	<i>Asystasia noliae</i> *	<i>Adiantum tenerum</i>	<i>Adiantum villosum</i>
3	<i>Bauhinia cumanensis</i> *	<i>Anredera vesicaria</i> *	<i>Aristolochia ringens</i> *
4	<i>Dalechampia denticulata</i> *	<i>Belamcanda chinensis</i>	<i>Aristolochia trichostoma</i>
5	<i>Desmanthus virgatus</i>	<i>Cissus torreana</i> *	<i>Asclepias nivea</i>
6	<i>Heterotrichum octonum</i>	<i>Cissus tuberculata</i>	<i>Asplenium cristatum</i>
7	<i>Hibiscus costatus</i> *	<i>Ctenitis sloanei</i>	<i>Brachiaria distachya</i> *
8	<i>Macroptilium lathyroides</i> *	<i>Elaterium carthaginense</i> *	<i>Brachiaria plantaginea</i>
9	<i>Manettia reclinata</i> *	<i>Ipomoea clarensis</i>	<i>Capsicum frutescens</i>
10	<i>Nephrolepis multiflora</i>	<i>Laportea cuneata</i> *	<i>Cenchrus echinatus</i>
11	<i>Phyllanthus</i> sp. *	<i>Lastreopsis effusa</i>	<i>Centrosema sagittatum</i> *
12	<i>Setaria gracilis</i> *	<i>Lygodium cubense</i>	<i>Chaptalia nutans</i>
13	<i>Stenorrhynchus lanceolatus</i>	<i>Parthenocissus quinquefolia</i>	<i>Cheilanthes microphylla</i>
14		<i>Phlebodium pseudoaureum</i>	<i>Cirsium mejicanum</i>
15		<i>Rousselia impariflora</i> *	<i>Cleome serrata</i> *
16		<i>Solanum schlechtendalianum</i> *	<i>Conyza canadensis</i>
17		<i>Teliostachya alopecuroidea</i> *	<i>Cynanchum cubense</i> *
18		<i>Thelypteris sclerophylla</i>	<i>Cynanchum graminifolium</i>
19			<i>Cyperus luzulae</i>
20			<i>Cyperus rotundus</i> *
21			<i>Cyperus sphacelatus</i> *
22			<i>Dalechampia scandens</i> *
23			<i>Dichondra repens</i> *
24			<i>Doryopteris pedata</i>
25			<i>Emilia sonchifolia</i>
26			<i>Fleischmannia microstemon</i> *
27			<i>Gonolobus stephanotrichus</i> *
28			<i>Hyptis mutabilis</i>
29			<i>Ipomoea mutabilis</i> *
30			<i>Ipomoea</i> sp.
31			<i>Lantana camara</i>
32			<i>Leonurus sibiricus</i> *
33			<i>Oldenlandiopsis callitrichoides</i> *
34			<i>Parthenium hysterophorus</i>
35			<i>Paspalum fimbriatum</i>
36			<i>Paspalum langei</i> *
37			<i>Pavonia spinifex</i> *
38			<i>Pentalinon luteum</i> *
39			<i>Peperomia pellucida</i>
40			<i>Phyla scaberrima</i>
41			<i>Piper aduncum</i>
42			<i>Pitynogramma sulphurea</i>
43			<i>Psiguria pedata</i> *
44			<i>Rhynchosia minima</i> *

N°	Región Occidental	Región Central	Región Oriental
45			<i>Salvia micrantha</i>
46			<i>Selaginella plumosa</i>
47			<i>Teramnus volubilis</i> *
48			<i>Thelypteris poiteana</i>
49			<i>Tridax procumbens</i>

* Plantas Medianamente frecuentes (Entre el 50 y 74% en las áreas de la región)

Anexo 4. Partes de la especie nueva *Asystasia noliae* R. A. Puente (*Acanthaceae*)



Leyenda: A. Planta, B. Flor en vista frontal, C. Flor en vista lateral, D. Cáliz, E. Fruto, F. Dehiscencia y G. Semilla.

Anexo 5. Foto de la especie nueva *Asystasia noliae* R. A. Puente (*Acanthaceae*)



Anexo 6. Especie *Geophilla repens* (L.) I. M. Johnston cobertura noble promisoría



Anexo 7. Clave para determinar las arvenses lianas más frecuentes en cafetales

1 Lianas con látex	2
2 Tallo leñoso	<i>Cynanchum cubense</i>
2' Tallo herbáceo	3
3 Flores reunidas con inflorescencia en espádice	<i>Syngonium podophyllum</i>
3 Flores solitarias acampanadas	4
4 Flores con más de 5 cm de largo	<i>Ipomoea alba</i>
4' Flores con menos de 5 cm de largo	<i>Ipomoea tiliacea</i>
1' Lianas sin látex	5
5 Tallo leñoso	6
6 Hoja simple	7
7 Con presencia de zarcillos	8
8 Hojas aovadas-elípticas	9
9 Fruto alado	<i>Gouania lupuloides</i>
9' Fruto no alado (baya)	<i>Cissus verticillata</i>
8' Hojas bilobuladas	<i>Bahinia cumanensis</i>
7' Sin zarcillos	10
10 Flores con menos de 1 cm de largo	11
11 Diásporas de superficie rugosa	12
12 Hojas aovado-elípticas, acuminadas, hirsutas.....	<i>Tournefortia hirsutissima</i>
12' Hojas anchamente aovadas, redondeadas	<i>Cissampelos pareira</i>
11' Diásporas de superficie lisa	13
13 Hojas con nerviación hacia el ápice	<i>Chamissoa altissima</i>
13' Hojas con nerviación hacia el borde	<i>Trichostigma octandrum</i>
10' Flores de más de 1 cm de largo	14
14 Fruto en baya	<i>Lyciantes lenta</i>
14' Fruto en cápsula	15
15 Rostrada	<i>Plumbago scandens</i>
15' No rostrada	<i>Turbina corimbosa</i>
6' Hoja compuesta	16
16 Presencia de espinas	<i>Pisonia aculeata</i>
16' No presencia de espinas	17
17 Con más de 3 folíolos y soros en el envés	<i>Lygodium cubense</i>
17' Con 3 folíolos o menos	18
18 Con 3 folíolos	<i>Clematis dioica</i>
18' Con 2 folíolos	<i>Cydista diversifolia</i>

5' Tallo herbáceo	19
19 Hoja simple	20
20 Presencia de zarcillos	21
21 Fruto en baya de superficie lisa	22
22 Forma ovoide estrechado en la base	<i>Passiflora rubra</i>
22' Forma cilíndrica.....	<i>Melothria pendula</i>
21' Fruto en baya de superficie no lisa	23
23 Forma reniforme	<i>Elatherium carthaginense</i>
23' Forma oblongo-elipsoide	<i>Momordica charantia</i>
20' No presencia de zarcillos	24
24 Fruto en aquenio con vilano	25
25 Hojas cordiformes hasta 5 cm de largo	<i>Mikania ranunculifolia</i>
25' Hojas cordiforme, más de 5 cm de largo	<i>Mikania cordifolia</i>
24' Fruto de otro tipo.....	26
26 Fruto en cápsula	27
27 Tricoca	28
28 Con pelos urticantes	<i>Platygyne hexandra</i>
28' Sin pelos urticantes	29
29 Hojas profundamente partidas	<i>Dalechampia scandens</i>
29' Hojas enteras aovadas, denticuladas	<i>Dalechampia denticulata</i>
27' Deprimida globosa	30
30 Rostrada, hasta 1 cm de largo, flor amarilla o blanca con ojo oscuro	<i>Thunbergia alata</i>
30' Rostrada de más de 1 cm de largo, flor blanca	<i>Thunbergia fragrans</i>
26' Fruto en utrículo	31
31 Tallo rojizo	<i>Anredera leptostachya</i>
31' Tallo verde y bulbillos aéreos	<i>Anredera vesicaria</i>
19' Hojas compuestas	32
32 Con 1 folíolo y pecíolo alado	<i>Centrosema sagittatum</i>
32' Con 3 folíolos	33
33 Sin pelos urticantes	<i>Centrosema plumieri</i>
33' Con pelos urticantes	<i>Stizolobium pruriens</i>

Anexo 8. Clave para determinar los géneros de helechos más frecuentes en cafetales

1 Helechos trepadores.....	<i>Lygodium</i>
1' Helechos no trepadores	2
2 Helechos con los esporangios en el primer par de pinnas modificadas	<i>Anemia</i>
2' Helechos con los esporangios en soros o siguiendo el curso de las venas	3
3 Pinnas articuladas al raquis	<i>Nephrolepis</i>
3' Pinnas no articuladas al raquis	4
4 Venación areolada	<i>Tectaria</i>
4' Venación libre	5
5 Esporangios que siguen el curso de las venas	6
6 Lámina palmatilobada	<i>Hemionitis</i>
6' Lámina 2 pinnada-pinnatífida - 3 pinnada	<i>Pitynogramma</i>
5' Esporangios en soros	7
7 Soros marginales	8
8 Soros marginales continuos, lámina pedada	<i>Doryopteris</i>
8' Soros marginales discontinuos, lámina no pedada	9
9 Soros formados por esporangios en la superficie abaxial del lóbulo del margen reflexo	<i>Adiantum</i>
9' Soros en el margen (pero en la superficie de la lámina) protegidos por el margen incurvado	<i>Cheilanthes</i>
7' Soros no marginales	10
10 Soros lineales a ambos lados de la costa	<i>Blechnum</i>
10' Soros redondeados	11
11 Lámina 3-4 pinnada cubierta por pelos blanquecinos conspicuos, pluricelulares	<i>Macrothelypteris</i>
11' Lámina 1-pinnada-pinnatífida glabras o con pelos cortos simples, bifurcados o estrellados.....	<i>Thelypteris</i>

Anexo 9. Especies comunes a todos los factores

N ⁰	Especies	CCR
1	<i>Petiveria alliacea</i>	12 %
2	<i>Blechum pyramidatum</i>	7,5 %
3	<i>Rivina humilis</i>	6,5%
4	<i>Achyranthes aspera</i> var. <i>indica</i>	6,4 %
5	<i>Pseudelephantopus spicatus</i>	4 %
6	<i>Desmodium axillare</i> . var. <i>stoloniferum</i>	5,3 %
7	<i>Priva lappulacea</i>	5 %
8	<i>Paspalum conjugatum</i>	5 %
9	<i>Bidens cynapiifolia</i>	4,3 %
10	<i>Momordica charantia</i>	4 %
11	<i>Commelina diffusa</i>	4 %
12	<i>Desmodium incanum</i> var. <i>incanum</i>	3,4 %
13	<i>Urena sinuata</i>	2,8 %
14	<i>Spermacoce assurgens</i>	3 %
15	<i>Sida rhombifolia</i>	2,5 %
16	<i>Youngia japonica</i>	1,95 %
17	<i>Salvia serotina</i>	1,82 %
18	<i>Melothria pendula</i>	1,60 %
19	<i>Digitaria ciliaris</i>	1,57 %
20	<i>Cissus verticillata</i>	1,5 %
21	<i>Ageratum conyzoides</i>	1,21 %
22	<i>Cyperus flavus</i>	1,21 %
23	<i>Gouania lupuloides</i>	1,03 %
24	<i>Bidens pilosa</i>	0,92 %
25	<i>Sida acuta</i>	0,92 %
26	<i>Solanum torvum</i>	0,90 %
27	<i>Passiflora rubra</i>	0,82 %
28	<i>Cydista diversifolia</i>	0,75 %
29	<i>Tournefortia hirsutissima</i>	0,75 %
30	<i>Thelypteris dentata</i>	0,57 %
31	<i>Urera baccifera</i>	0,51 %
32	<i>Elephantopus mollis</i>	0,45 %
33	<i>Emilia fosbergii</i>	0,27 %
34	<i>Cissampelos pareira</i>	0,25 %
35	<i>Spermacoce confusa</i>	0,18 %
36	<i>Cordia collococca</i>	0,15 %

Leyenda: CCR – Coeficiente de cubrimiento real

Anexo 10. Especies más frecuentes en cafetales cubanos con algunos indicadores

N⁰	Especies	F D	F R	C C R
1	<i>Petiveria alliacea</i>	21,3 %	67%	12%
2	<i>Alternanthera tenella</i>	14,5 %	54%	8,5%
3	<i>Achyranthes aspera</i> var. <i>indica</i>	9,7 %	47%	6,4%
4	<i>Rivina humilis</i>	7,2 %	68%	6,5%
5	<i>Paspalum conjugatum</i>	7 %	60%	5%
6	<i>Euphorbia heterophila</i>	6,8 %	62%	5,4%
7	<i>Mikania cordifolia</i>	6,3 %	66%	4,3%
8	<i>Pseudelephantopus spicatus</i>	6,3 %	59%	5,4%
9	<i>Bidens cynapiifolia</i>	6 %	58%	4,3%
10	<i>Ipomoea tiliacea</i>	5,7 %	57%	4,2%
11	<i>Blechum pyramidatum</i>	5,2 %	67%	7,5%
12	<i>Momordica charantia</i>	4,9 %	80%	4%
13	<i>Desmodium axillare</i> var. <i>stoloniferum</i>	4,9 %	64%	5,3%
14	<i>Commelina diffusa</i>	4,5 %	71%	4%
15	<i>Priva lappulacea</i>	4,3%	63%	5%
16	<i>Cyanthillium cinereum</i>	3,11%	60%	3%
17	<i>Spermacoce assurgens</i>	2,55%	59%	3%
18	<i>Urena sinuata</i>	2%	56%	2,8%
19	<i>Sida rhombifolia</i>	1,51%	57%	2,5%
20	<i>Desmodium incanum</i>	1,5%	64%	3,4%
21	<i>Melothria pendula</i>	0,75%	62%	1,6%
22	<i>Cissus verticillata</i>	0,7%	57%	1,5%
23	<i>Solanum torvum</i>	0%	61%	0,9%

Leyenda:

F D --- Frecuencia Dominante

F R --- Frecuencia Relativa

C C R --- Coeficiente de Cubrimiento Real

Anexo 11. Contribución relativa de los factores de la inercia explicada por los tres primeros ejes, en el análisis factorial de correspondencia simple.

Factor	% de Inercia explicada para cada eje		
	1	2	3
Región *	1	0,5	0
Área *	0,1	0,2	1,9
Estado del Cafetal	0,0	0,1	0,2
Altura*	0,5	0,2	3,9
Suelo*	0,2	1,1	1,8
Edad	0,1	0,1	0,5
Pendiente*	1	0,5	0,7
Variedad del Cafeto*	1,4	1,2	0,4
Sombra	0	0	0
Época	0,1	0	0,3
<i>Achyranthes aspera</i> var. <i>aspera</i> *	9,3	0,4	0,1
<i>Achyranthes aspera</i> var. <i>indica</i> *	0	6,1	11,4
<i>Alternanthera tenella</i> *	11,5	3,2	6,8
<i>Bidens cynapiifolia</i> *	2,6	0,6	0,1
<i>Blechum pyramidatum</i> *	2,2	3,8	0,4
<i>Callisia repens</i> *	5,8	48	9
<i>Commelina diffusa</i>	0,2	0	0
<i>Cyanthillium cinereum</i>	0,2	0,3	0,1
<i>Desmodium axillare</i> var. <i>stoloniferum</i> *	1,7	0,6	0,1
<i>Euphorbia heterophila</i> *	1,8	0,9	0,7
<i>Ipomoea tiliacea</i> *	1,2	2,1	0,9
<i>Mikania cordifolia</i> *	0	0,3	1,8
<i>Mimosa pudica</i> *	4,8	0,1	3,6
<i>Momordica charantia</i> *	1,2	2,1	0,8
<i>Oplismenus hirtellus</i> *	2,9	0,8	0,1
<i>Panicum fasciculatum</i> *	11,2	0,3	0
<i>Paspalum conjugatum</i> *	1,9	1,2	0
<i>Petiveria alliacea</i> *	3,1	1,6	7,5
<i>Priva lappulacea</i> *	6,7	0,6	1,6
<i>Pseudelephantopus spicatus</i> *	4,6	0,9	1,6
<i>Rivina humilis</i> *	5,5	0,6	4,7
<i>Scleria melaleuca</i> *	12,1	6,8	0,3
<i>Spermacoce assurgens</i> *	0	1,9	1
<i>Talinum paniculatum</i> *	2	13	33,9
<i>Urena sinuata</i> *	3,2	0	0

* Selección > 1% a la inercia del eje

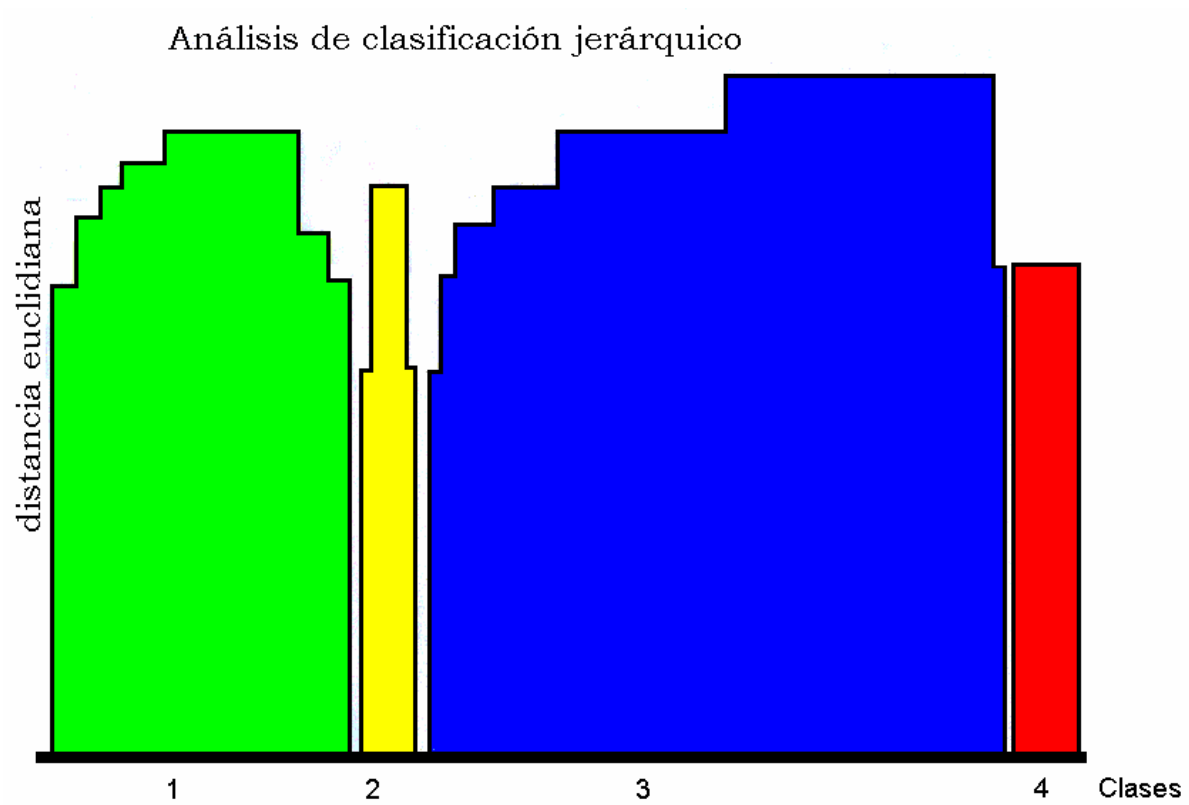
Anexo 12. Contribución relativa de los campos a la inercia explicada por los tres primeros ejes, en el análisis factorial de correspondencia simple

Campos	% de Inercia explicada para cada eje		
	1	2	3
Época de lluvia			
C-11 Sipiabo	0,1	1,1	2,2
Caballería Nueva	2,0	0,4	0,1
Caridad Arteaga	1,3	0	0
Catimor	0	0,1	3,5
Conde Antonio	1,4	0	0,2
Corralón	1,2	0	0
Cheo	1,1	0,1	0
El Canuto	2	0,1	0
El Coco	0,3	1,3	2,7
El Chivo	1,1	0,1	0,8
El Jagüey	1,1	2,2	0,2
El Jíbaro	0,9	1,4	0
El Mango	0,1	1,3	0,3
El Rincón	1	0,8	5,9
El Robusta	0,4	3	0,4
El Robusta	1	0,2	0
El Vivero Viejo	0,2	1,3	4
FAO	1,7	0	0,2
Guarnición	1,3	0	0,1
Josefina	1,1	2	3,7
La Algarroba	0,8	1,8	0,1
La Ceiba	1	0	0
La Cooperativa	0	3,6	0,7
La Dalia	1,1	0,8	0,1
La Guanábana	0,1	0,6	1,3
La Nave	1,3	0,9	0,1
La Pollera	0,2	1,1	0,3
La Señorita	0,5	0,9	1,6
Marcial	0	0,1	1,7
Número 20	4,2	0	1,4
Ramí	2,2	0,1	0
Raúl Rodríguez	1,2	0,2	0,2
San Pedrito	0	0,4	1,2
Señorita	0,7	1,2	0
Valé Mengana	1,2	0,9	0
Yeyito	1	0	0,2
Época de seca			
Caballería Nueva	1,2	0,1	0,1
Catimor	0	0	1,5
Cheo	1	0,1	0,1
El Canuto	1,9	0	0
El Chino	0,2	2,4	3,4
El Coco	0,1	0,9	1,7
El Jagüey	1,1	1,7	0
El Jíbaro	1	1,9	0,1

Campos	% de Inercia explicada para cada eje		
	1	2	3
El Lindero	1,7	2,7	0,3
El Mango	0,4	1,2	0,0
El Naranjal	0	0,2	1,2
El Rincón	0	0	1,7
El Robusta	0,1	1,7	0,9
El Robusta	0,4	1,3	0
Erma	0,4	2,2	0,8
FAO	1,3	0	0,3
Guido	1,2	1,7	0,6
Josefina	0,5	2	1,6
La Algarroba	0,4	2,8	0,2
La Cooperativa	0	3,8	1
La Dalia	0,3	0,9	1,4
La Escuela	0,5	0,5	1,4
La Guanábana	0,3	1,7	1,1
La Pollera	0	1,9	0,9
Luis	1,3	0,9	0,1
Norberto	1,1	0	0
Número 6	1	0,1	0,6
Pocholo	0,1	1,1	0,0
Rami	2,6	0,1	0,0
Señorita	0,6	4,6	0,4
Theodoro	0,6	2,2	0,0
Valé Mengana	1,6	0,6	0,1
Yeyito	1	0,1	0,1

* Selección > 1% a la inercia del eje

Anexo 13. Análisis de Clasificación jerárquico del estudio de las plantas arvenses del café en Cuba



Anexo 14. Clave para determinar las diásporas de plantas arvenses, más frecuentes en suelos cafetaleros

Grupos

- A Diásporas lineales
- 1 Aquenios pequeños < 5 mm 2
 - 2 Aquenios vellosos *Cyantium cinerum*
 - 2' Aquenios lampiños *Mikania cordifolia*
 - 1' Aquenios > 5 mm 3
 - 3 Aquenios con 4 ó menos aristas *Bidens cinapiifolia*
 - 3' Aquenios con más de 4 aristas
 - *Pseudelephantopus spicatus*
- B Diásporas elípticas
- 1 Diásporas con la superficie lisa *Paspalum conjugatum*
 - 1' Diásporas con las superficie no lisa 2
 - 2 Diásporas de 1,5 mm de largo 3
 - 3 Acostilladas longitudinalmente *Eleusine indica*
 - 3' Acostilladas transversalmente ... *Spermacose assurgens*
 - 2' Diásporas de 2 mm de largo *Blechum pyramidatum*
- C Diásporas triangulares o rómbicas
- 1 Diásporas de 1,5 mm o menos *Cyperus diffusus*
 - 1' Diásporas mayores de 1,5 mm *Petiveria alliacea*
- D Diásporas hemisféricas
- 1 Diásporas con la superficie lisa *Ipomoea tiliacea*
 - 1' Diásporas de superficie vellosa o pubérulas ... *Urena sinuata*
- E Diásporas aovadas, circulares u oblongas
- 1 Diásporas con la superficie lisa *Althernanthera tenella*
 - 1' Diásporas con la superficie de otro tipo 2
 - 2 Diásporas oblongas, redondeadas, comprimidas 3
 - 3 Diásporas lampiñas 4
 - 4 Diásporas de 0,7 mm o menos *Oxalis corniculata*
 - 4' Diásporas de más de 0,7 mm ...*Momordica charantia*
 - 3' Diásporas lanosas *Rivina humilis*
 - 2' Diásporas oblongas o redondeadas no comprimidas..... 5
 - 5 Diásporas con aristas *Achyranthes aspera* var. *indica*
 - 5' Diásporas sin aristas 6
 - 6 Diásporas hasta 3 mm *Euphorbia heterofila*
 - 6' Diásporas mayores de 3 mm *Commelina diffusa*

Anexo 15. Relación de plantas arvenses del cafeto en Cuba y sus agentes patógenos

Plantas arvenses	Agente causal	Síntomas	Localidad
<i>Blechnum pyramidatum</i>	<i>Puccinia ruelliae</i> Lagerh NR	Pústulas rojizas a todo lo largo del limbo. Roya	2A, B, D, G
<i>Dicliptera sexangularis</i>	<i>Alternaria</i> sp. NR	Lesiones pequeñas circulares, pardo claro, dejando oquedades al secarse	E
<i>Odontonema cuspidatum</i>	<i>Phomopsis</i> sp.	Lesiones necróticas redondeadas, con bordes definidos, oquedades	G
<i>Thunbergia alata</i>	No Identificado	Lesiones necróticas redondeadas con centro claro	A, B, C, 2F, G
<i>Thunbergia fragrans</i>	<i>Alternaria</i> sp.	Lesiones circulares de 1 cm de diámetro, pardo grisáceas, con borde rojizo	A, 2G
<i>Achyranthes aspera</i> var. <i>indica</i>	No Identificado	Lesiones oscuras, acuosas irregulares	A
<i>Achyranthes aspera</i> var. <i>aspera</i>	No Identificado	Lesiones pequeñas, con centro pardo claro y halo oscuro	A
<i>Alternanthera tenella</i>	<i>Cercospora alternanthera</i> (Ellis) Lagerh NR	Lesiones redondeadas con bordes definidos	C,D
	<i>Fusarium</i> sp.	Marchitez	5F
	No Identificado	Lesiones difusas irregulares, grasientas, pardas oscuras	6G
<i>Iresine diffusa</i>	<i>Puccinia striolata</i> (Speg) Arth. et Johnston	Pústulas pardo amarillentas. Roya	B,C
	No Identificado	Lesiones atizonadas en las hojas	B,C
<i>Chamissoa altissima</i>	Bacteriosis	Manchas angulares pardo claras, limitadas por nerviaciones acuosas	A,3G
	No Identificado	Lesiones redondeadas, grandes con bordes definidos y centro pardo claro. Tizón	2G
<i>Amaranthus dubius</i>	<i>Phyllosticta atriplicis</i> Desm. NR	Lesiones necróticas, redondeadas pardo claras, sin halo	G
<i>Cyathula achyranthoides</i>	<i>Fusarium</i> sp.	Tizón de hilacha, necrosis y filamentos blanquecinos.	A
<i>Hydrocotyle hirsuta</i>	<i>Alternaria</i> sp.	Lesiones zonadas, redondeadas pardo oscuras	D
	<i>Colletotrichum</i> sp. NR	Lesiones redondeadas con borde oscuro y centro claro	D
<i>Syngonium podophyllum</i>	<i>Cercospora</i> sp. NR	Lesiones necróticas circulares, bordes oscuros y centro grisáceo.	B,D
	<i>Alternaria</i> sp.	Lesiones grandes irregulares con bordes oscuros y centro grisáceo	2G
<i>Xanthosoma cubense</i>	No Identificado	Lesiones irregulares por el borde del limbo	D,F,G
<i>Aristolochia ringens</i>	No Identificado	Lesiones atizonadas negruscas	2G
<i>Ageratum conyzoides</i>	<i>Alternaria zinniae</i>	Lesiones diminutas, numerosas, oquedades	F,E
<i>Bidens cynapiifolia</i>	<i>Alternaria</i> sp. NR	Lesiones irregulares pardo claras	B,F
	<i>Oidium</i> sp. NR	Mildiu polvoriento blanquecino	2G

Plantas arvenses	Agente causal	Síntomas	Localidad
	<i>Cercospora bidentis</i> Tharp	Lesiones necróticas pequeñas, borde oscuro y centro claro	2G
<i>Chromolaena odorata</i>	<i>Coleosporium euparti</i> Arth.	Pústulas pardo rojizas. Roya	A
<i>Emilia fosbergii</i>	<i>Puccinia synedrellae</i> P. Henn	Pústulas pardo rojizas. Roya	F,6G
<i>Emilia sonchifolia</i>	<i>Puccinia synedrellae</i> P. Henn	Pústulas pardo rojizas. Roya	F,G
	No Identificado	Lesiones necróticas irregulares	F,G
<i>Gnaphalium indicum</i>	<i>Oidium</i> sp.	Mildiu polvoriento blanquecino	F
	<i>Cercospora mikaniicola</i> Ktze.	Lesiones pardo oscuras por el envés, numerosas	F,6G
<i>Mikania cordifolia</i>	<i>Septoria</i> sp.	Lesiones redondeadas pardo grisáceo en el centro, borde pardo oscuro	F,6G
<i>Mikania ranunculifolia</i>	No Identificado	Lesiones pequeñas amarillentas de 0.1-0.3 cm con bordes rojizos	2 A
	<i>Cephaleuros virescens</i> Ktze.	Lesiones aterciopeladas verde oscura a lo largo del limbo	2A,D,F,3E
	<i>Cercospora</i> sp.	Lesiones redondeadas negruzcas, aterciopeladas. Tizón	G, 2A
<i>Pseudelephantopus spicatus</i>	<i>Erysiphe cichoracearum</i> DC.	Áreas atizonadas, oscuras, cubiertas de micelio blanco plateado. Mildiu	G, 2D
	<i>Coleosporium elephantopodis</i> (Schw.) Thüm	Lesiones necróticas pardo rojizas redondeadas. Roya	G
	No Identificado	Lesiones pequeñas, redondeadas pardo rojizas	G
<i>Synedrella nodiflora</i>	<i>Puccinia synedrellae</i> P. Henn.	Pústulas pequeñas, levantadas pardo rojizas, halo amarillento en el envés. Roya	G
	<i>Tripospermum</i> sp.	Zonas verde aterciopeladas. Fumagina	2 A
	<i>Stemphyllium</i> sp.	Zonas verde aterciopeladas. Fumagina	2 A
<i>Wedelia rugosa</i>	<i>Cladosporium</i> sp.	Zonas verde aterciopeladas. Fumagina	2 A
	<i>Cephaleuros virescens</i> Ktze.	Lesiones aterciopeladas verde oscuras, a lo largo del limbo	2 A
<i>Youngia japonica</i>	No Identificado	Lesiones necróticas muy pequeñas redondeadas de color pardo grisáceo con bordes oscuros definidos	G
<i>Anredera leptostachya</i>	No Identificado	Lesiones pequeñas redondeadas con centro claro y borde oscuro	2F,G
<i>Anredera vesicaria</i>	No Identificado	Tizón del follaje	D
	<i>Phyllosticta</i> sp. NR	Lesiones irregulares pardo rojizas	A,B,C
<i>Cydistia diversifolia</i>	<i>Puccinia adenocalumnatis</i> (P. Henn.) Arth. Et Johnston	Pústulas rojizas pequeñas. Roya.	D
<i>Spathodea campanulata</i>	<i>Corimespora</i> sp.	Lesiones circulares pardo claras sin halo, con bordes bien definidos	A
<i>Blechnum occidentale</i>	No Identificado	Lesiones necróticas elipsoidales con centro pardo grisáceo y bordes oscuros	F

Plantas arvenses	Agente causal	Síntomas	Localidad
<i>Tournefortia hirsutissima</i>	<i>Aecidium tournefortiae</i> P. Henn.	Pústulas circulares entre 0,5 y 1 cm de diámetro, pardo amarillento por la haz, verde amarillento por el envés. Roya	B,F
	No Identificado	Lesiones difusas aterciopeladas de color pardo amarillento	B,F
<i>Bauhinia cumanensis</i>	<i>Uredo bahuinicola</i> P. Henn	Pústulas amarillo naranjas en el envés. Roya	A
<i>Callisia repens</i>	No Identificado	Lesiones necróticas pequeñas negruzcas	F
<i>Commelina diffusa</i>	<i>Uromyces commelinae</i> (Speg.) Cke	Pústulas. Roya	A,B,D,E, 5F,G
	No Identificado	Áreas atizonadas en el limbo y en el pecíolo negruzcas	A,B,D,E, 5F,G
<i>Commelina erecta</i>	<i>Uromyces commelinae</i> (Speg.) Cke.	Pústulas. Roya	2F
	No Identificado	Lesiones elipsoidales pardo oscuro con halo amarillento	2F
<i>Tripogandra cumanensis</i>	<i>Uromyces commelinae</i> (Speg.) Cke. NR	Pústulas pardo rojizas. Roya	A
<i>Ipomoea mutabilis</i>	<i>Albugo ipomoea-panduranae</i> (Schw.) Swingle	Pústulas amarillo blanquecinas en el envés, soros y limbo deformado	F
<i>Ipomoea alba</i>	<i>Albugo ipomoea-panduranae</i> (Schw.) Swingle NR	Pústulas amarillo blanquecinas en el envés, soros y limbo deformado	A,3G
	<i>Phyllosticta bataticola</i> Ellis. et Mart	Lesiones necróticas pardo oscuras, con bordes definidos redondeados	A,3G
<i>Ipomoea tiliacea</i>	<i>Cercospora ipomoea</i> Wint. NR	Manchas circulares pardo claro con oquedades	A,2D
	<i>Albugo ipomoea-panduranae</i> (Schw.) Swingle NR	Pústulas irregulares en el envés con apariencia blanquecina. Falsa roya. Roya blanca	E,2F,4G
	<i>Phyllosticta batata</i> (Thuem.) Cke.	Manchas circulares pardo claras con oquedades	E,2F,4G
<i>Turbina corimbosa</i>	No Identificado	Lesiones diminutas redondeadas, pardo claras	F
<i>Bryophyllum pinnatum</i>	No Identificado	Lesiones necróticas irregulares pardo oscuro	2B
<i>Elaterium carthaginense</i>	<i>Pseudoperonospora cubensis</i> (Berk. et Curt.) Rostow NR	Mildiu algodonoso en el limbo, mosaico y secado de las hojas	2B,E
	No Identificado	Clorosis moteada, pardo amarillento	C
<i>Melothria pendula</i>	<i>Uromyces hellerianus</i> Arth. NR	Pústulas parduscas, Roya	A,B,D,E,F, G
	<i>Pseudoperonospora cubensis</i> (Berk. et Curt.) Rostow	Lesiones difusas blanco amarillentas por el envés	A,B,D,E,F, G

Plantas arvenses	Agente causal	Síntomas	Localidad
	<i>Phyllosticta momordica</i> Tassi.	Lesiones necróticas irregulares, pardo oscuras	A,B,D,E,F,G
	<i>Pseudoperonospora cubensis</i> (Berk. Et Curt.) Rostow NR	Lesiones pequeñas blanco amarillentas, Mildiueu algodonosas	2A,C,2D,E,2F,4G
<i>Momordica charantia</i>	<i>Phyllosticta momordica</i> Tassi.	Manchas necróticas irregulares, pardo claras	2A,C,2D,E,2F,4G
	<i>Cercospora citrullina</i> Cke.	Lesiones necróticas zonadas, pardo claras, en el borde del limbo	2A,C,2D,E,2F,4G
	No Identificado	Lesiones necróticas redondeadas	2A,C,2D,E,2F,4G
<i>Psiguria pedata</i>	No Identificado	Lesiones oscuras redondeadas, aterciopeladas sin halo	G
<i>Cyperus diffusus</i>	<i>Pyricularia grisea</i> (Cke.) Sacc. NR	Lesiones alargadas pardo oscuras. Tizón de la hoja	B
<i>Tectaria heracleifolia</i>	No Identificado	Lesiones necróticas pardo rojizas en el borde. Tizón	C
<i>Acalypha alopecuroides</i>	No Identificado	Lesiones irregulares pardo rojizas	E
<i>Dalechampia denticulata</i>	<i>Ecidios de Uredinales</i>	Lesiones cloróticas amarillentas por la haz, pústulas en el envés.	A
	<i>Perilonia</i> sp. NR	Pústulas en el envés pardo rojizas	A,C,E,3F,5G
<i>Euphorbia heterophila</i>	<i>Uromyces proeminens</i> (DC.) Pass.	Pústulas pequeñas redondeadas, pardo-rojizas en el envés. Roya	A,C,E,3F,5G
	<i>Erysiphe euphorbiae</i> C. et P.	Mildio polvoriento blanquecino	A,C,E,3F,5G
<i>Platygyne hexandra</i>	Alga	Lesiones abultadas por el envés y aterciopeladas por la haz, verde amarillentas	A,F
	No Identificado	Lesiones necróticas difusas, pardo oscuras	A,F
<i>Ricinus communis</i>	<i>Cercospora ricinella</i> Sacc. et Berl.	Lesiones necróticas pequeñas redondeadas con borde oscuro, centro pardo oscuro	G
<i>Hyptis capitata</i>	<i>Puccinia hyptidis</i> Curt. et Earle	Pústulas pardo oscuras, deformaciones y tizón. Roya.	A,D,2E,G
<i>Hyptis mutabilis</i>	No Identificado	Lesiones pardo redondeadas con centro pardo grisáceo y bordes oscuros.	F
<i>Hyptis verticillata</i>	No Identificado	Lesiones atizonadas en las hojas	A,B
<i>Salvia serotina</i>	No Identificado	Lesiones elipsoidales negruzcas con borde oscuro	F
<i>Pavonia fruticosa</i>	No Identificado	Lesiones necróticas pardo oscuras concéntricas. Halo rojizo.	A,C,F,G
<i>Pavonia spinifex</i>	No Identificado	Lesiones irregulares con centro claro y borde oscuro. Oquedades	F
<i>Sida acuta</i>	No Identificado	Lesiones irregulares pardo claras.	E
	<i>Oidium</i> sp.	Lesiones difusas blanquesinas, aterciopeladas en el envés. Mildiu	G
<i>Sida glutinosa</i>	<i>Puccinia heterospora</i> Berk. et Curt.	Pústulas pardo rojizas. Roya	A,G

Plantas arvenses	Agente causal	Síntomas	Localidad
<i>Sida repens</i>	<i>Puccinia heterospora</i> Bert. et Curt.	Pústulas pardo rojizas. Roya	3F
	No Identificado	Lesiones atizonadas irregulares, pardo-rojizas en el borde del limbo	3F
<i>Sida rhombifolia</i>	<i>Puccinia heterospora</i> Bert. et Curt. NR	Pústulas pardo rojizas. Roya	B,D,E,F,G
	No Identificado	Amarillamiento en el ápice	B,D,E,F,G
<i>Urena sinuata</i>	<i>Colletotrichum</i> sp. NR	Lesiones atizonadas irregulares pardo oscura	B,D,E
	<i>Oidium</i> sp.	Mildiu algodonoso en la hoja	C,3G
	<i>Cercospora</i> sp.	Lesiones necróticas irregulares parduscas	E, B, 3G
	No Identificado	Lesiones irregulares, pardo oscuras a rojizas con halo amarillentas	C,3G
	<i>Nigrospora</i> sp.	Lesiones atizonadas irregulares pardo oscura	B, C,3G
<i>Clidemia hirta</i>	No Identificado	Lesiones irregulares fundidas, pardo rojizas. Oquedades	C
<i>Cissampelos pareira</i>	No Identificado	Lesiones necróticas zonadas, pardo oscuras	C
<i>Mirabilis jalapa</i>	<i>Phyllosticta</i> sp.	Lesiones necróticas elipsoidales, pardo negruzco sin halo	2G
<i>Oxalis corniculata</i>	<i>Puccinia purpurea</i> Cke	Pústulas redondeadas pardo oscuras en el envés. Roya	G
	<i>Puccinia sorghi</i> Schw.	Pústulas redondeadas pardo oscuras en el envés. Roya	G
<i>Oxalis debilis</i>	<i>Puccinia purpurea</i> Cke. NR	Pústulas pardo rojizas en el envés. Roya	A,2B,D,F, 4G
	<i>Puccinia sorghi</i> Schw. NR	Pústulas pardo rojizas en el envés. Roya	A,2B,D,F, 4G
<i>Calopogonium coeruleum</i>	No Identificado	Lesiones redondeadas con bordes oscuros y centro pardo amarillento	C
<i>Centrosema plumieri</i>	Virosis	Mosaico amarillo dorado	A,G
	<i>Cercospora bradbuyae</i> Young	Lesión necrótica negruzca con centro grisáceo, redondeada	A,G
<i>Centrosema sagittatum</i>	Bacteriosis	Tizón	F,G
	<i>Cercospora bradbuyae</i> Young NR	Lesiones irregulares difusas, pardo rojizas	F,G
<i>Desmodium adscendens</i>	No Identificado	Lesiones necróticas con el borde al limbo	C
<i>Desmodium axillare</i> var. <i>acutifolium</i>	<i>Cercospora desmodiicola</i> (Ellis)	Lesiones necróticas irregulares, parduscas, con borde oscuro.	B
<i>Desmodium axillare</i> var. <i>stoloniferum</i>	<i>Cercospora desmodiicola</i> (Ellis) NR	Manchas redondeadas parduscas de 0.3-1cm de diámetro	3 A,2B,D, E,F
<i>Desmodium axillare</i> var. <i>axillare</i>	<i>Erysiphe goligoni</i> DC. NR	Mildiu polvoriento, blanquecino	A,F,G
	<i>Cercospora desmodiicola</i> (Ellis)	Lesiones necróticas irregulares, parduscas, con borde oscuro.	A,F,G

Plantas arvenses	Agente causal	Síntomas	Localidad
<i>Indigofera trita</i>	<i>Ravenelia indigoferae</i> (Tranzschel)	Pústulas pequeñas pardo rojizas por el envés. Roya	F
	<i>Phyllosticta</i> sp.	Manchas angulares pardo claras, con numerosos puntos negros centrales.	A,2B
	<i>Oidium</i> sp. NR	Lesiones necróticas elipsoidales parduscas. Mildiu polvoriento.	A,2B,C,D,2E,F,G
<i>Passiflora rubra</i>	<i>Aecidium passifloricola</i> (P. Henn)	Lesiones difusas pardo amarillentas, con centro oscuro. Ecidios de Roya	A,2B,C,D,2E,F,G
	<i>Cercospora calospidea</i> (Ellis.) NR	Lesiones redondeadas pardo amarillentas con halo. Limitadas por las nervaduras centrales.	A
	No Identificado	Lesiones redondeadas parduzcas, con halo amarillento.	A,2B,C,D,2E,F,G
	<i>Cephaleuros virescens</i> Ktze	Masa aterciopelada, verde clara.	5A,D,E,5F,G
<i>Petiveria alliacea</i>	<i>Cercospora petiveria</i> Chupp	Lesiones necróticas redondeadas, levantadas con halo amarillento, pardo oscuro	5A,D,E,5F,G
	No Identificado	Lesiones necróticas irregulares pardo claras	5A,D,E,5F,G
	<i>Phyllosticta</i> sp. NR	Lesiones circulares de 1 cm de dmto., pardo oscuras con halo amarillento en el extremo del limbo.	5A,D,E,5F,G
	<i>Phyllosticta</i> sp.	Lesiones necróticas pardo claras	D,E,F,G
<i>Rivina humilis</i>	<i>Cercospora</i> sp.	Lesiones necróticas, pardo claro, con puntos negros en el centro	D,E,F,G
	No Identificado	Lesiones redondeadas, pardo amarillento, sin halo	D,E,F,G
	Bacteriosis	Manchas angulares rectangulares de color pardo claro oscuro, limitados por las nerviaciones	A,C,D,2F
<i>Trichostigma octandrum</i>	<i>Puccinea rivinae</i> (Berk. et Curt.) Speg	Manchas angulares rectangulares, pardo claras, acuosas	A,C,D,2F
	No Identificado	Lesiones blanquecinas irregulares	A,C,D,2F
	<i>Helminthosporium</i> sp.	Lesiones atizonadas en el limbo	B
<i>Potomorphe umbellata</i>	No Identificado	Lesiones necróticas, redondeadas con bordes oscuros y centro claro	G
<i>Ichnanthus pallens</i>	<i>Cercospora</i> sp. NR	Lesiones necróticas elipsoidales con borde oscuro y centro grisáceo	B,D
<i>Litachne pauciflora</i>	No Identificado	Lesiones necróticas elipsoidales pardo negruzcas	2G
<i>Oplismenus hirtellus</i>	No Identificado	Lesiones alargadas estriadas, pequeñas, parduscas	F,G
<i>Panicum pilosum</i>	No Identificado	Lesiones necróticas pardo claras, elipsoidales	F
<i>Phlebodium pseudoaureum</i>	No Identificado	Lesiones necróticas irregulares con borde pardo oscuro y centro claro	C

Plantas arvenses	Agente causal	Síntomas	Localidad
<i>Adiantum trapeziforme</i>	<i>Cercospora apii</i> Fres. NR	Lesiones necróticas, pardo rojizas con centro grisáceo	2 A,G
<i>Hemionitis palmata</i>	No Identificado	Lesiones necróticas irregulares pardo rojizas	G
<i>Clematis dioica</i>	<i>Cladosporium</i> sp. NR	Lesiones aterciopeladas de color pardo oscuras de 0.3-0.5 cm de diámetro.	A,D
<i>Gouania lupuloides</i>	<i>Cladosporium</i> sp.	Lesiones difusas pardo amarillentas	A,B,D,E
	<i>Puccinia gouaniae</i> Holw.	Lesiones difusas pardo claro, verde amarillento. Pústulas. Roya	A,B,D,E
	<i>Puccinia invaginata</i> Arth. et Johnson	Pústulas pequeñas numerosas. Roya	A,B,D,E
<i>Psychotria nervosa</i>	<i>Phyllosticta</i> sp. NR	Lesiones necróticas elipsoidales, con bordes pardo claros y centro oscuro.	2 A,D
	Bacteriosis	Lesiones necróticas elipsoidales gris parduscas	2 A,D
<i>Spermacoce assurgens</i>	<i>Puccinia lateritia</i> Berk. et Curt.	Lesiones difusas, pardo rojizas, en el envés y oscuras por la haz. Roya	2F,3G
	<i>Septoria</i> sp. NR	Lesiones elipsoidales pardo claro, sin halo ni bordes.	3G
<i>Spermacoce confusa</i>	<i>Cercospora diodiae-virginianae</i> NR	Lesiones oscuras difusas	2E,2F, 2G
	<i>Puccinia lateritia</i> Berk. et Curt.	Lesiones difusas, pardo rojizas, en el envés y oscuras por la haz. Roya	2F,
	No Identificado	Lesiones atizonadas, negruzcas	2F
<i>Paullinia fuscescens</i>	No Identificado	Lesiones elipsoidales, aovadas entre las nervaciones, pardo claras.	B
<i>Smilax lanceolata</i>	<i>Mycosphaerella</i> sp.	Lesiones necróticas, irregulares pardo rojizas.	C,D
	<i>Puccinia smilacis</i> Schw. NR	Pústulas pequeñas, pardo rojizas. Roya	C,D
<i>Capsicum frutescens</i> var. <i>baccatum</i>	No Identificado	Lesiones elipsoidales, pardo rojizas y bordes definidos	F
<i>Lycianthes lenta</i>	<i>Cercospora</i> sp. NR	Lesiones irregulares, pardo claras	B,C
<i>Solanum americanum</i>	<i>Cladosporium fulvum</i> Cke.	Mildiu aterciopelado, redondeado, pardo claro en el envés.	C, F, 2G
	<i>Oidium</i> sp.	Mildiu polvoriento, blanquesino por el envés y lesiones por la haz.	C,2G,E,B
<i>Solanum torvum</i>	<i>Cladosporium fulvum</i> Cke.	Mildiu aterciopelado, redondeado, pardo claro en el envés.	C,2G,E,B
	<i>Phyllosticta</i> sp.	Lesiones foliares elipsoidales de bordes definidos de color pardo rojizo.	C,2G,E,B
	<i>Aecidium tubulosum</i> Pat. et Gaill.	Pústulas amarillentas con centro necrosado. Roya	C,2G,E,B
<i>Solanum umbellatum</i>	<i>Cephaleuros virescens</i>	Manchas diminutas verde grisaseo algo plateado en la haz.	2B
	No Identificado	Lesiones difusas necróticas, redondeadas de color pardo claras	2B
<i>Solanum verticillatum</i>	<i>Cercospora</i> sp. NR	Manchas redondeadas, pardo rojizas en la haz y aterciopeladas por el envés	A

Plantas arvenses	Agente causal	Síntomas	Localidad
<i>Solanum schlechtendalianum</i>	No Identificado	Lesiones costrosas hundidas con bordes pardo oscuros, redondeados, grisáceos en haz y negros en envés	B
<i>Solanum ciliatum</i>	No Identificado	Lesiones redondeadas con bordes definidos y centro pardo claro.	G
<i>Thelypteris tetragona</i>	<i>Oidium</i> sp. NR	Mildiu polvoriento, blanco amarillento en el envés.	A,C,F
<i>Triumfetta rhomboidea</i>	<i>Cercospora triumfetta</i> NR	Lesiones irregulares necróticas, pardo claras	B, E
	<i>Puccinosira pallidula</i> (Speg.) Lagerh	Pústulas pequeñas blanco amarillentas. Roya	B,G,E
<i>Pilea pubescens</i>	<i>Cercospora</i> sp. NR	Lesiones necróticas redondeadas	B,D
<i>Urera baccifera.</i>	No Identificado	Lesiones necróticas redondeadas, negruzcas aterciopeladas.	C
<i>Priva lappulacea</i>	<i>Cercospora priviae</i> Chupp.	Lesiones circulares pardo rojizas pequeñas.	A,F,B
	<i>Oidium</i> sp.	Mildiu polvoriento	A,F,G
	No Identificado	Lesiones negruzcas levantadas, redondeadas	A,F,G
<i>Cissus verticillata</i>	<i>Sphaeropsidales</i>	Lesiones aterciopeladas, negruzcas redondeadas de 0.5-0.8 cm de diámetro.	2 A,C,3F, 2G
	<i>Endophyllum guttatum</i> Ktze	Pústulas redondeadas, blanco grisáceas. Roya	2 A,C,3F, 2G
	No Identificado	Lesiones irregulares pardo negruzcas, aterciopeladas. Oquedad	2 A,C,3F, 2G
<i>Parthenocissus quinquefolia</i>	No Identificado	Lesiones necroticas rojizas irregulares a redondeadas	C
<i>Vitis tiliifolia</i>	<i>Colletotrichum</i> sp. NR	Lesiones atizonadas en la hoja. Antracnosis.	B

Leyenda: **NR** --- Nuevo reporte para Cuba

En la columna Localidad los números representan la cifra de muestras analizadas y las letras, las Provincias donde se encontró el agente fitopatógeno, como sigue:

- A. Pinar del Río
- B. Sancti Spiritus
- C. Cienfuegos
- D. Villa Clara
- E. Granma
- F. Santiago de Cuba
- G. Guantánamo

Anexo 16. Relación de algunas plantas de sombra o asociadas al café en Cuba y sus agentes patógenos

Familia	Especie	Agente causal	Síntomas	Localidad
<i>Sterculiaceae</i>	<i>Guazuma ulmifolia</i> Lam.	No Identificado	Lesiones irregulares negruzcas, afelpadas	A, F
<i>Mimosaceae</i>	<i>Inga vera</i> Willd.	No Identificado	Lesiones redondeadas, con halo acuoso, verdoso y centro pardo rojizo	2C
		<i>Uredo curvata</i> Arth.	Lesiones necróticas, zonadas, pardo rojizas con bordes definidos. Roya	3B, 2C, D
<i>Anacardiaceae</i>	<i>Spondias mombin</i> L.	<i>Cercospora mombin</i> Cke.	Lesiones en el envés, pardo grisáceas irregulares, en bordes y ápice de las hojas, parduzcas	2G
<i>Myrtaceae</i>	<i>Syzygium jambos</i> (L.) Alston in Trimen	<i>Puccinia psidii</i> Wint.	Lesiones circulares, con bordes rojizos, pústulas. Roya	B, 2C
<i>Araceae</i>	<i>Xanthosoma sagittifolium</i> (L.) Schott	<i>Cercospora xanthosomae</i> Frag et Cif.	Lesiones grandes elipsoidales, pardo claro, cerca del borde del limbo	3D, 2C, B
	<i>Philodendron lacerum</i> (Jacq.) Schott	No Identificado	Lesiones difusas, acuosas, circulares, amarillentas con bordes oscuros	B, C, D,
<i>Bixaceae</i>	<i>Bixa orellana</i> L.	<i>Oidium</i> sp.	Mildiu polvoriento	B, C, F,G,
<i>Bromeliaceae</i>	<i>Catopsis nutans</i> (Sw.) Griseb.	No Identificado	Lesiones elipsoidales pardo negruzcas	E, 2F,

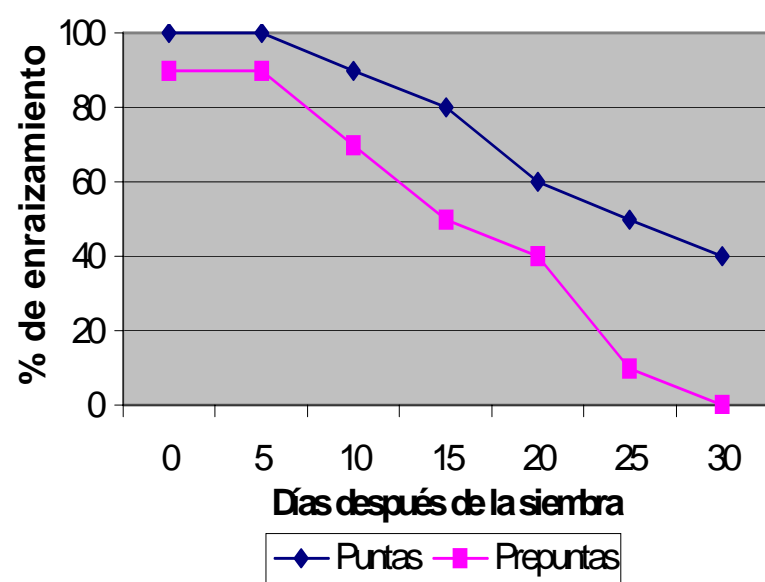
Leyenda: En la columna Localidad los números representan la cifra de muestras analizadas y las letras, las Provincias donde se encontró el agente fitopatógeno, como sigue:

- A. Pinar del Río
- B. Sancti Spiritus
- C. Cienfuegos
- D. Villa Clara
- E. Granma
- F. Santiago de Cuba
- G. Guantánamo

Anexo 17. Relación de los géneros de hongos fitopatógenos más frecuentes detectados en las plantas arvenses del café en Cuba

Género	Muestras
<i>Puccinia</i>	59
<i>Cercospora</i>	53
<i>Phyllosticta</i>	25
<i>Alternaria</i>	15
<i>Pseudoperonospora</i>	11
<i>Uromyces</i>	10
<i>Cladosporium</i>	9
<i>Albugo</i>	6
<i>Aecidium</i>	4
<i>Coleosporium</i>	3
<i>Colletotrichum</i>	3

Anexo 18. Resultados del material plantado de *Syngonium podophyllum* Schott.



Anexo 19. Lesiones producidas por los aislados de *Cercospora* en la especie *Syngonium podophyllum* Schott

